



ROGER FAGNER RIBEIRO MELO

FUNGO S C O P R Ó F I L O S D E P E R N A M B U C O

RECIFE

FEVEREIRO/2015



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS

FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

ROGER FAGNER RIBEIRO MELO

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutor em Biologia de Fungos.

Área de Concentração: Taxonomia e Ecologia de Fungos

Orientadora: Leonor Costa Maia

Co-orientador: André Luiz C.M. de A Santiago

Tutor: Andrew Nicholas Miller

RECIFE
FEVEREIRO /2015

Catálogo na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Melo, Roger Fagner Ribeiro
Fungos coprófilos de Pernambuco/ Roger Fagner Ribeiro Melo– Recife:
O Autor, 2015

761 folhas : il., fig., tab.

Orientadora: Leonor Costa Maia

Coorientador: André Luiz C. M. de A. Santiago

Tutor: Andrew Nicholas Miller

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de
Ciências Biológicas. Biologia de Fungos, 2015.

Inclui bibliografia e apêndices

1. Ascomycetos (fungos) 2. Fungos 3. Taxonomia I. Maia, Leonor Costa (orientadora) II. Santiago, André Luiz C. M. de A. (coorientador) III. Miller, Andrew Nicholas (tutor) IV. Título

579.56

CDD (22.ed.)

UFPE/CCB-2015-96

FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO

ROGER FAGNER RIBEIRO MELO

Data da defesa: 24 de Fevereiro de 2015.

COMISSÃO EXAMINADORA

MEMBROS TITULARES:

Prof^a. Dr^a. Leonor Costa Maia (Orientadora) - Universidade Federal de Pernambuco (UFPE)

Prof. Dr. José Luiz Bezerra - Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (UFRB)

Prof. Dr^a. Laíse de Holanda Cavalcanti Andrade - Universidade Federal de Pernambuco (UFPE)

Prof^a. Dr^a. Rosely Ana Piccolo Grandi - Instituto de Botânica de São Paulo (IBOT-SP)

Prof^a. Dr^a. Nadja dos Santos Vitória - Universidade do Estado da Bahia (UNEB)

MEMBROS SUPLENTE:

Prof^a. Dr^a. Tatiana Baptista Gibertoni - Universidade Federal de Pernambuco (UFPE)

Prof. Dr. Romero Marinho de Moura - Universidade Federal de Pernambuco (UFPE)

"Not all those who wander are lost."

John Ronald Reuel Tolkien

AGRADECIMENTOS

Nesta oportunidade, expresso meus sinceros agradecimentos às pessoas e instituições que tornaram possível a execução deste trabalho:

- ❖ À minha orientadora, Leonor Costa Maia, por ter me guiado durante a fase mais importante de minha formação acadêmica com seriedade, profissionalismo e confiança.
- ❖ À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de doutorado, e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e ao Programa Ciência sem Fronteiras, pela concessão da bolsa de doutorado sanduíche;
- ❖ À minha esposa Joana, por todos os bons momentos e por toda a ajuda e compreensão durante o período de elaboração da tese.
- ❖ Aos meus pais, Rosiméri e Jorge Nilson, pois a eles devo não só este trabalho, mas tudo que conquistei e que ainda vou conquistar.
- ❖ Ao Dr. Andrew Nicholas Miller (*University of Illinois at Urbana-Champaign*), pelo apoio durante o trabalho, auxílio com identificações específicas, utilização de equipamentos e disponibilização de bibliografia.
- ❖ Ao mestre e amigo José Luiz Bezerra (UESC), pelos ensinamentos, participação na Banca Examinadora de Tese e pela grande contribuição à micologia brasileira.
- ❖ Ao meu co-orientador e amigo André Luiz Santiago (UFPE), pelo apoio desde o início da pós-graduação, confirmação das identificações e auxílio durante as coletas e elaboração da tese;
- ❖ À banca examinadora da prova pública de defesa de tese, pela atenciosa leitura, correções, sugestões e recomendações.
- ❖ Aos professores Maria Auxiliadora Cavalcanti, Jadergudson Pereira e Laíse Cavalcante pela participação na banca examinadora do Exame de Qualificação.
- ❖ Aos amigos e professores que me auxiliaram com seu conhecimento e experiência em seus respectivos grupos de estudo: Maria Auxiliadora Cavalcanti, Luis Gusmão, Felipe Wartchow, Débora Lima, Thaís Lima, Yasmina Marin, Victor Coimbra, Carlos Fragoso, Rafael Oliveira e Diogo Xavier.
- ❖ Aos taxonomistas especialistas em fungos coprófilos Anne Bell (Wellington, Nova Zelândia), Michael Richardson (Edimburgo, Escócia) e Francesco Doveri (Livorno, Itália), pelo envio de literatura, muitas vezes indisponível, sugestões e orientações, assim como pela brilhante carreira dedicada ao que viria ser o meu tópico de estudo.

- ❖ À equipe do Laboratório de Micologia da Universidade Estadual de Feira de Santana (UEFS), em especial ao professor Luiz Gusmão e ao amigo Davi Almeida, pela acolhida e pelo auxílio com as técnicas de ilustração e montagem de pranchas de fotografias.
- ❖ À equipe do Laboratório Robert A. Evers, Vincent Hustad, Huzefa Raja, Daniel Raudabaugh e Tiffany Bone, e à equipe do Illinois Natural History Survey, pelo auxílio e pelos bons momentos durante minha estadia em Illinois.
- ❖ Às amigas Renata Chikowski, Maria Aparecida Silva e Marcela Barbosa, pelo auxílio com as técnicas de biologia molecular.
- ❖ Ao professor Paulo Santos, à Georgea Nogueira-Melo e ao meu irmão Felipe Melo, pelo auxílio com as análises estatísticas.
- ❖ Ao Departamento de Micologia e ao Programa de Pós-graduação em Biologia de Fungos, não somente por propiciar minha formação acadêmica, mas pela realização de um sonho: ser micologista.

- ❖ Finalmente, a todos que, de alguma forma, contribuíram com meu crescimento pessoal e profissional.

RESUMO GERAL

Funos coprófilos representam um restrito grupo de sapróbios especialmente adaptados a viver e se alimentar de excrementos de herbívoros, sendo importantes componentes de diversos ecossistemas. Considerando como hipótese que uma alta diversidade específica pode ser encontrada, com diferenças significativa nas comunidades sobretudo entre área de vida dos animais, este trabalho teve como objetivo conhecer a diversidade e aspectos ecológicos de fungos coprófilos em Pernambuco. Um total de 270 amostras de excrementos bovinos, caprinos e equinos, coletadas durante 20 meses, em áreas que compõem um gradiente edafoclimático indo do litoral (Recife - complexo Mata Atlântica), mais úmido, passando pelo agreste (Caruaru) até o sertão semiárido (Serra Talhada), ambos complexo Caatinga. Foram registradas 1304 ocorrências de fungos coprófilos, sendo identificadas 145 espécies, das quais 115 (79,31%) pertencem a Ascomycota, seguidas por Mucoromycotina (17; 11,72%) e, finalmente, por espécies de Basidiomycota (13; 8,27%). *Saccobolus citrinus* é a espécie coprófila dominante em Pernambuco, com 107 registros de ocorrência (8,23%). *Podospora* é o gênero mais rico, com 12 espécies identificadas. Quatro novos táxons são apresentados, incluindo três espécies e um gênero. Cinquenta e uma espécies constituem novos registros para o Brasil. Todas as espécies identificadas foram descritas, com a distribuição geográfica e registros de habitat. Fotografias e ilustrações dos espécimens e uma chave de identificação para os fungos coprófilos de Pernambuco são apresentadas. A Teoria da Estratégia é sugerida para elucidação da estrutura e da dinâmica das comunidades observadas, e as relações entre a importância relativa da competição, da tolerância a estresses e às perturbações são discutidas. O fator mais importante na composição específica da microbiota coprófila pernambucana é o tipo de substrato, em detrimento da área de coleta, contrariando a hipótese inicial do trabalho. Um gradiente de sibilização, menor em excrementos bovinos, intermediário em equinos e maior em caprinos, ocasionou um gradiente de estrutura das comunidades, favorecendo a presença de formas conidiais e mucoromicetos não-piloboláceos no fim do gradiente e de formas coprófilas típicas, competitivas, no começo. As variáveis pluviométricas mostraram fraca correlação com parâmetros das comunidades. Foi realizada também revisão de 116 exsicatas de ascomicetos coprófilos no Herbário URM. Dessas, excetuando as 42 adições recentes revisadas, 24 tiveram identificação confirmada, 24 foram redeterminadas e 26 mostraram-se inconsistentes para revisão. Como contribuição ao conhecimento da microbiota coprófila brasileira, foi elaborado um *checklist* contendo os 291 nomes de espécies de fungos registradas em excrementos no Brasil, assim como chaves para identificação.

Palavras-chave: Ascomycota, diversidade, ecologia de fungos, Sordariales, Pezizales, taxonomia

ABSTRACT

Coprophilous fungi represent a restricted group of saprobes specially adapted to live and feed on herbivore dung, being an important component of many ecosystems. Considering the hypothesis that high species diversity can be accessed, with significant differences in the communities especially between the collection area, this study aimed to access the diversity and ecology of coprophilous fungi from Pernambuco. A total of 270 samples of cattle, goat and horse dung was collected for 20 months in areas that compose an edaphic and climatic gradient going from the coast (Recife - Atlantic Forest complex), more humid, through the Agreste (Caruaru) to the semi-arid Sertão (Serra Talhada), both Caatinga complex. A total of 1304 occurrences of coprophilous fungi was recorded, with 145 species identified, of which 115 (79.31%) belongs to Ascomycota, followed by Mucoromycotina (17; 11.72%) and finally by species of Basidiomycota (13; 8.27%). *Saccobolus citrinus* is the dominant coprophilous species in Pernambuco, with 107 records (8.23%). *Podospora* is the richest genus, with 12 identified species. Four new taxa are presented, including three species and one genus. Fifty-one species are new records for Brazil. All identified species were described, with the geographic distribution and habitat records. Pictures and illustrations of specimens and an identification key for the coprophilous fungi from Pernambuco are presented. The Theory of Strategy is suggested for the understanding the structure and dynamics of the studied communities, and the relationship between the relative importance of competition, stress tolerance and disturbance are discussed. The most important factor influencing specific composition of these fungi is the type of substrate, and not the collection area, as thought on the initial hypothesis. A pelletization gradient, lower in cattle dung, intermediate in horse dung and higher in goat dung caused a gradient on the community structure, favoring the presence of conidial states and non-pilobolaceous mucoromycetes at the end of the gradient and typical coprophilous species, competitive, on the beginning. Variables associated with the rainfall showed little impact on the communities parameters. It was also performed a review of 116 exsiccates containing coprophilous ascomycetes in the Herbarium URM. Among these, excluding the 42 recent additions reviewed, 24 had its identification confirmed, 24 were redetermined and 26 proved inconsistent for review. As a contribution to the knowledge of the Brazilian coprophilous mycobiota, a checklist was provided, containing 291 names of fungal species recorded in dung in Brazil, as well as identification keys.

Key-words: Ascomycota, diversity, fungal ecology, Sordariales, Pezizales, taxonomy

LISTA DE FIGURAS E PRANCHAS

Figuras	Pág
1 - Padrão do ciclo de vida de fungos em excrementos de herbívoros	54
2 - Modelo de pirâmide CSR, apresentando estratégias adaptativas primárias e secundárias segundo a Teoria da Estratégia. Adaptado de Grime (1977)	68
3 - Mapa do Estado de Pernambuco com indicação dos locais de coletas	87
4 - Padrão de abundância geral das espécies de fungos coprófilos identificadas em Pernambuco	103
5 - Valores numéricos absolutos (esquerda) e proporção (direita) de riqueza específica, número de ocorrências e número de registros das espécies de ascomicetos, basidiomicetos e mucoromicetos coprófilos em diferentes áreas de Pernambuco	108
6 - Ascomicetos coprófilos de Pernambuco: ocorrências totais da comunidade, valores de ocorrência e registros nas diferentes ordens e proporção do número de espécies em cada ordem	115
7 - Ocorrência e registros totais da comunidade de basidiomicetos coprófilos de Pernambuco, apresentando valores proporcionais do número de espécies identificado em cada família	118
8 - Mucoromicetos coprófilos de Pernambuco: ocorrências e registros totais da comunidade, valores proporcionais do número de espécies identificado em cada família e do número de registros e ocorrências em cada família	121
9 - Fungos coprófilos de bovinos em Pernambuco: padrão de abundância, valores proporcionais do número de espécies identificado, ocorrências e registros em cada grupo e da proporção do número de ocorrências e de registros em cada grupo	127
10 - Similaridade entre as comunidades de fungos coprófilos em excrementos de bovinos em três cidades de Pernambuco, em relação à composição específica	128
11 - Ocorrências totais da comunidade de fungos coprófilos de caprinos de Pernambuco, valores proporcionais do número de espécies identificado, ocorrências e registros em cada grupo e proporção do número de ocorrências e de registros em cada grupo	133
12 - Similaridade de espécies entre as comunidades de fungos coprófilos em excrementos de caprinos nos três locais de coleta em Pernambuco	134
13 - Fungos coprófilos de equinos em Pernambuco: ocorrências totais da comunidade, com destaque para o grande número de registros únicos, valores proporcionais do número de espécies identificado, ocorrências e registros em cada grupo e da proporção do número de ocorrências e de registros em cada grupo	139
14 - Similaridade entre as comunidades de fungos coprófilos em excrementos de equinos em três cidades de Pernambuco, em relação à composição específica	140
15 - Fungos coprófilos de Pernambuco em diferentes substratos: riqueza, ocorrências e registros totais da comunidade, valores proporcionais do número de ocorrências nas áreas de coletas	142

16 - Similaridade entre a composição comunidades de fungos coprófilos de Pernambuco	143
17 - Análise de escalonamento multidimensional (MDS) entre as nove comunidades de fungos coprófilos estudadas em Pernambuco, com relação à composição específica	145
18 - Similaridade entre a composição específica das comunidades de fungos coprófilos em diferentes substratos em Pernambuco	146
19 - Representação esquemática do <i>continuum</i> observado entre os excrementos dos herbívoros estudados em Pernambuco e as estratégias favorecidas	149
20 - Proporção entre o número de registros e de ocorrências de fungos coprófilos nos locais de coleta, em Pernambuco	155
21 - Similaridade entre a composição específica das comunidades de fungos coprófilos em três áreas de Pernambuco	156
22 - Riqueza específica média das espécies por substrato nos bimestres de coleta	159
23 - Médias de ocorrências das espécies por substrato nos bimestres de coleta	159
24 - Ocorrências cumulativas das espécies, total por substrato, nos bimestres de coleta	160
25 - Riqueza específica média das espécies por área nos bimestres de coletas	161
26 - Médias de ocorrências das espécies por área nos bimestres de coletas	161
27 - Ocorrências cumulativas das espécies, total e por área, nos bimestres de coleta	162
28 - Relação entre uma variável abiótica (pluviosidade média) e um parâmetro da comunidade (riqueza total) em excrementos de herbívoros coletados em dez bimestres, em Caruaru. À esquerda, flutuação simultânea dos valores; à direita, a correlação, com linhas representando média, desvio padrão e tendência	166
19 - Proporção das espécies identificadas no trabalho que constituem novos registros para o Brasil	713

Pranchas

1 - <i>Cladosporium cladosporioides</i> . a. Colônia aos sete dias em MEA. b. Conídios bicelulados. c. Fiálides e conidiogênese. <i>C. oxysporum</i> d. Conidióforo. e. Inchaço próximo ao septo em conidióforos em maturação. f. Conídios (Barras: b, c = 5 µm, d = 15 µm, e = 10 µm)	388
2 - <i>Cladosporium dadosporioides</i> . a. Conidióforos, ramoconídios e conídios. <i>C. oxysporum</i> . b. Conidióforos apresentando intumescências e cicatrizes, ramoconídios e conídios (Barras: a = 10 µm, b = 15 µm)	389
3 - <i>Coniochaeta leucoplaca</i> . a. Peritécio rompido, com parte do himênio exposta. b. Ascospores maduros, apresentando ascospores levemente oblíquos. <i>Lecytophora lignicola</i> . c. Fiálide séssil isolada. d. Adelfiálides e fiálides. e. Fiálides séssis opostas (Barras: a = 50 µm, b = 10 µm, c, d, e = 5 µm)	390
4 - <i>Coniochaeta leucoplaca</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Asco. d. Ascospores maduros, com fenda germinativa conspícua (Barras: a = 500 µm, b = 30 µm, c = 5 µm, d = 2,5 µm)	391

5 -	<i>Lecytophora lignicola</i> . a. Hábito do micélio sobre os excrementos. b. Adelofíalides. c. Fiálide. d. Fragmento do micélio apresentando fiáides isoladas, opostas ou não. e. Conídios (Barras: a = 0,5 µm, b, d = 5 µm, c = 2 µm, e = 3 µm).....	392
6 -	<i>Coniochaeta philocoproides</i> . a. Hábito. b. Fiáides da forma conidial associada. c. Asco imaturo. d-e. Variação morfológica dos ascosporos em um mesmo asco. f. Asco maduro (Barras: a = 500 µm, b, c = 15 µm, d, e = 5 µm, g = 10 µm)	393
7 -	<i>Coniochaeta philocoproides</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Asco maduro. d. Variação morfológica dos ascosporos (Barras: a = 1000 µm, b = 50 µm, c = 10 µm, d = 5 µm).....	394
8 -	<i>Aureobasidium pullulans</i> . a. Colônia aos sete dias em BDA. b. Fiáides. c. Clamidosporos. d. Feixe de hifas. e. Conídios. (Barras: b, c = 10 µm, d = 20 µm, e = 5 µm)	395
9 -	<i>Monascus ruber</i> . a-b. Verso e reverso de Colônia aos sete dias em MEA a 25 °C. c. Cleistotécio maduro. d. Conidióforos e conídios. e. Clamidosporo terminal. f. Ascosporos (Barras: b, d, e = 10 µm, c = 15 µm)	396
10 -	<i>Aureobasidium pullulans</i> . a. Hifas com espículas e conídios. b. Conídios. c. Clamidosporos. <i>Monascus ruber</i> . d. Cleistotécio. e. Ascosporos. f. Conidióforo e conídios (Barras: a, e = 5 µm, b = 4 µm, c = 2,5 µm, d = 7,5 µm, f = 15 µm)	397
11 -	<i>Aspergillus flavus</i> . a-b. Verso e reverso de Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. c. Conidióforo. d. Cabeça conidial nua. e. Conídios (Barras: c = 20 µm; d = 15 µm, e = 10 µm)	398
12 -	<i>Aspergillus fumigatus</i> . a-b. Verso e reverso de Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. c-d. Conidióforos. e. Conídios (Barras: c, d = 10 µm, e = 5 µm)	399
13 -	<i>Aspergillus flavus</i> . a. Conidióforo. b. Conídios. <i>Aspergillus fumigatus</i> c. Conidióforos. d. Conídios (Barras: a = 7,5 µm, b, d = 2,5 µm, c = 5 µm)	400
14 -	<i>Aspergillus japonicus</i> . a-b. Verso e reverso de Colônia aos sete dias em MEA a 25 °C. c. Conidióforo. d. Conidióforos com cabeças conidiais nuas, evidenciando a camada única de fiáides. e. Conídios (Barras: c = 30 µm, d = 10 µm, e = 40 µm)	401
15 -	<i>Aspergillus niger</i> . a-b. Verso e reverso de colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. c. Conidióforo com cabeça conidial globosa. d. Conidióforo com cabeça conidial nua. e. Conidióforo maduro, com cabeça conidial colunar. f. Conídios (Barras: c = 75 µm, d = 50 µm, e = 100 µm, f = 10 µm)	402
16 -	<i>Aspergillus japonicus</i> . a. Conidióforo. b. Conídios. <i>A. niger</i> . c. Conidióforos. d. Conídios (Barras: a, c = 5 µm, b = 25 µm, d = 4 µm).....	403
17 -	<i>Aspergillus niveus</i> . a. Verso de Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. b. Verso de Colônia aos sete dias em MEA a 25 °C. c-e. Conidióforos (Barras = 15, 20, 10 µm)	404
18 -	<i>Aspergillus parasitarius</i> . a-b. Verso e reverso de colônias aos sete dias em CYA a 25 °C. c. Conidióforos. d. Cabeça conidial nua. e. Conídios (Barras: c = 20 µm, d = 15 µm)	405
19 -	<i>Aspergillus terreus</i> . a. Verso de colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. b. Hábito dos conidióforos sobre o substrato. c. Conidióforos com cabeça conidial colunar. d. Conidióforos com cabeças conidiais. e. Conídios (Barras: b = 1,5 mm, c = 20 µm, d = 45 µm, e = 15 µm).....	406

20 -	<i>Aspergillus niveus</i> . a. Conidióforos. b. Conídios. <i>A. parasiticus</i> . c. Conidióforos. d. Conídios. <i>A. terreus</i> . e. Conidióforos. f. Conídios (Barras: a = 5 µm, b, d, f = 2,5 µm, c = 15 µm, e = 10 µm) ...	407
21 -	<i>Paecilomyces variotii</i> . a. Verso de Colônia aos sete dias em MEA. b. Reverso de Colônia aos sete dias em MEA. c. Conidióforo. d. Fíalides e conidiogênese e. Conídios (Barras: c = 10 µm, d, e = 7,5 µm)	408
22 -	<i>Paecilomyces variotii</i> . a. Conidióforos com diferentes padrões de ramificação. b. Fíalides. c. Conídios livres e formando cadeias (Barras: a = 10 µm, b = 5 µm, c = 20 µm)	409
23 -	<i>Penicillium chrysogenum</i> . a. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. b. Conidióforo triverticilado. c. Conídios. <i>P. citrinum</i> d. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. e. Conidióforo triverticilado. f. Conídios (Barras: b, c, e = 10 µm, f = 5 µm)	410
24 -	<i>Penicillium corylophilum</i> . a. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. b-c. Conidióforos biverticilados, com metulas de tamanhos desiguais. d. Conídios. <i>P. janczewskii</i> . e. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. f. Conidióforo. g. Conídios (Barras: b, c, f = 10 µm, d, g = 5 µm)	411
25 -	<i>Penicillium chrysogenum</i> . a. Conidióforos. b. Conídios. <i>P. citrinum</i> . c. Conidióforos. d. Conídios. <i>P. corylophilum</i> . e. Conidióforos. f. Conídios. <i>P. janczewskii</i> . g. Conidióforos. h. Conídios (Barras: a, c = 10 µm, b, d, e, f, g, h = 5 µm)	412
26 -	<i>Penicillium oxalycum</i> . a. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. b-c. Conidióforos. d. Conídios. <i>P. purpurogenum</i> e. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. f. Conidióforo. g. Conídios (Barras = 5 µm)	413
27 -	<i>Penicillium raistrickii</i> . a. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. b. Conidióforos. c. Conídios. <i>P. waksmanii</i> . d. Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. e. Conidióforos. f. Conídios (Barras = 5 µm)	414
28 -	<i>Penicillium oxalycum</i> . a. Conidióforos. b. Conídios. <i>P. raistrickii</i> . c. Conidióforos. d. Conídios. <i>P. purpurogenum</i> . e. Conidióforos. f. Conídios. <i>P. waksmanii</i> . g. Conidióforos. h. Conídios (Barras = 5 µm)	415
29 -	<i>Myxarachis inversa</i> . a. Hábito de um cleistotécio sobre papel filtro. b. Cleistotécio maduro intacto. c. Cleistotécio maduro rompido. d. Detalhe da camada mais externa do perídio, formada por células globosas e infladas, hialinas. e. Ascos contendo esporos em maturação. f. Ascosporos maduros (Barras: a = 100 µm, b, c = 50 µm, d = 15 µm, e = 7,5 µm, f = 3 µm)	416
30 -	<i>Myxarachis inversa</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio. c. Corte do cleistotécio, evidenciando somente a camada mais superficial do perídio. d. Ascos. e. Ascosporos (Barras: a = 750 µm, b, c = 25 µm, d = 2,5 µm, e = 2 µm)	417
31 -	<i>Selinia africana</i> . a. Hábito. b. Estroma removido do substrato, em microscopia estereoscópica. c. Peritécio removido do estroma, em microscopia estereoscópica. d. Perídio. e. Peritécio rompido. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 250 µm, b = 300 µm, c, e = 100 µm, d = 5 µm, f = 10 µm)	418
32 -	<i>Selinia africana</i> . a. Hábito. b. Estroma contendo peritécios maduros. c. Peritécio removido do estroma. d. Asco. e. Ascosporos (Barras: a = 0,5 cm, b = 500 µm, c = 50 µm, d = 10 µm, e = 15 µm)	419

33 -	<i>Selinia pulchra</i> . a. Hábito. b. Estroma removido do substrato, em microscopia estereoscópica. c. Asco maduro. d. Peritécio removido do estroma, em microscopia estereoscópica. e. Ascosporo maduro (Barras: a, b = 350 µm, c = 15 µm, d = 200 µm, e = 25 µm)	420
34 -	<i>Selinia pulchra</i> . a. Hábito. b. Estroma removido do substrato. c. Peritécio removido do estroma. d. Asco maduro. e. Ascosporos maduros (Barras: a = 0,5 cm, b = 500 µm, c = 50 µm, d, e = 10 µm)	421
35 -	<i>Trichoderma aureoviride</i> . a-b. Verso e reverso de colônia aos sete dias em MEA, evidenciando pigmento solúvel no meio de cultura c. Conidióforo (Barra = 10 µm). d. Conídios (Barra = 10 µm) <i>T. ovalisporum</i> e. Colônia aos sete dias em MEA. f. Conidióforo (Barra = 25 µm). g. Conídios (Barra = 10 µm) (Barras: c, d, g = 10 µm, f = 25 µm)	422
36 -	<i>Trichoderma harzianum</i> . a. Colônia aos sete dias em MEA. b. Crescimento de colônias sobre os excrementos. c. Conidióforos e conídios. <i>T. pseudokoningii</i> . d. Colônia sete dias em MEA. e. Conidióforo. f. Conídios (Barras = c = 7,5 µm, e, f = 10 µm)	423
37 -	<i>Trichoderma aureoviride</i> . a. Conidióforos e conídios. <i>T. harzianum</i> . b. Conidióforos e conídios. <i>T. ovalisporum</i> . c. Conidióforos e conídios. <i>T. pseudokoningii</i> . d. Conidióforos e conídios (Barras: a = 5 µm, b, c, d = 7,5 µm)	424
38 -	<i>Fusarium oxysporum</i> . a. Verso de colônia aos sete dias em BDA. b. Reverso de colônia aos sete dias em BDA. c. Fiálides. d. Macroconídios. e. Microconídios (Barras: c = 10 µm, d, e = 7,5 µm)	425
39 -	<i>Fusarium solani</i> . a. Verso de colônia aos sete dias em BDA. b. Reverso Colônia aos sete dias em BDA. c. Fiálide. d. Microconídios. e. Macroconídios. f. Clamidosporos (Barras: c, d, e = 7,5 µm, f = 5 µm)	426
40 -	<i>Acremonium baillisporum</i> . a. Verso de colônia aos sete dias em MEA. b. Reverso de colônia aos sete dias em MEA. c. Hifas sinematógenas. d. Fiálides. e. Conídios (Barras: c, d, e = 5 µm)	427
41 -	<i>Fusarium oxysporum</i> . a. Fiálides. b. Microconídios. c. Macroconídios. <i>F. solani</i> . d. Diferentes formações de fiálides. e. Fiálides compridas. f. Microconídios. g. Macroconídios. h. Clamidosporos. <i>Acremonium baillisporum</i> . i. Fiálides e massas conidiais. j. Conídios (Barras: a, f = 15 µm, b, c, e, g = 10 µm, d = 20 µm, h = 5 µm, i = 2 µm, j = 0,5 µm)	428
42 -	<i>Phaeostilbella atra</i> . a. Hábito. b. Sinêmio. c. Conidiogênese, evidenciando uma fiálide e um conídio em formação. d. Sinêmios agrupados em cabeça conidial única. e. Conídios (Barras: a = 200 µm, b = 5 µm, c = 15 µm, d = 20 µm, e = 7,5 µm)	429
43 -	<i>Phaeostilbella atra</i> . a. Hábito. b. Sinêmio. c. Fiálide. d. Conídios (Barras: a = 250 µm, b = 20 µm, c, d = 7,5 µm)	430
44 -	<i>Melanospora dammosa</i> . a. Peritécio em maturação. b. Peritécio maduro, com esporos livres ainda no ventre. c. Setaperitecial. d. Ascosporos (Barras: a = 15 µm, b = 30 µm, c = 100 µm, d = 10 µm)	431
45 -	<i>Melanospora dammosa</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Ascosporos. d. Seta peritecial (Barras: a = 400 µm, b = 25 µm, c = 5 µm, d = 10 µm)	432
46 -	<i>Melanospora zaniiae</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Fiálides. d. Ascosporos (Barras: a = 250 µm, b = 30 µm, c = 15 µm, d = 10 µm)	433

47 -	<i>Melanospora zamiae</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Ascosporo (Barras: a = 500 µm, b = 50 µm, c = 5 µm)	434
48 -	<i>Faurelina fimigena</i> . a. Cleistotécio rompido, liberando ascosporos maduros em massa b-c. Perídio. d. Ascosporos maduros. <i>F. hispanica</i> . e. Cleistotécio rompido, liberando ascosporos maduros em massa. f. Perídio. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 50 µm, b, c = 25 µm, d = 7,5 µm, e = 30 µm, f, g = 5 µm)	435
49 -	<i>Faurelina fimigena</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio globoso fechado. c. Camada superficial externa do perídio. d. Células da camada interior do perídio. e. Ascosporos maduros (Barras: a = 500 µm, b = 30 µm, c = 10 µm, d = 5 µm, e = 2 µm)	436
50 -	<i>Faurelina hispanica</i> . a. Hábito (Barra = 500 µm). b. Cleistotécio maduro rompido (Barra = 50 µm) c. Perídio (Barra = 5 µm). d. Ascosporos maduros (Barra = 2,5 µm)	437
51 -	<i>Cephalotrichum purpureofuscus</i> . a. Hábito. b. Sinêmio. c. Cabeça conidial. d. Conidiogênese, evidenciando uma anélide e um conídio jovem. e. Conídios (Barras: a = 250 µm, b = 100 µm, c = 25 µm, d = 5 µm, e = 10 µm)	438
52 -	<i>Cephalotrichum purpureofuscus</i> . a. Hábito. b. Sinêmio. c. Anélide. d. Conídios (Barras: a = 500 µm, b = 50 µm, c = 25 µm, d = 5 µm)	439
53 -	<i>Graphium penicillioides</i> . a. Hábito dos sinêmios. b-c. Sinêmios. d. Conidiogênese, evidenciando uma anélide após a deiscência de um conídio. e. Conídios (Barras: a = 200 µm, b = 20 µm, c = 150 µm, d = 40 µm, e = 5 µm)	440
54 -	<i>Graphium penicillioides</i> . a. Hábito dos sinêmios sobre o substrato. b. Sinêmio. c. Anéides. d. Conídios (Barras: a = 300 µm, b = 10 µm, c = 2 µm, d = 1 µm)	441
55 -	<i>Graphium putredinis</i> . a. Hábito. b. Sinêmio. c. Ápice de um sinêmio, evidenciando anéides e conídios jovens. d. Organização das hifas do sinêmio. e. Conídios (Barras: a = 500 µm, b = 75 µm, c, d = 20 µm, e = 10 µm)	442
56 -	<i>Graphium putredinis</i> . a. Hábito. b. Sinêmio. c. Anéides. d. Conídios (Barras: a = 10 µm, b = 45 µm, c, d = 25 µm)	443
57 -	<i>Kernia nitida</i> . a. Hábito. b-c. Cleistotécios com diferentes padrões de pêlos, apresentando dois e três tufos. d. Ápice circinado de um pelo cleistotecial. e. Asco. f. Ascosporos (Barras: a, c = 100 µm, b = 150 µm, d = 15 µm, e = 7,5 µm, f = 10 µm)	444
58 -	<i>Kernia nitida</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio. c. Ápice circinado de um pelo cleistotecial. d. Ascos. e. Ascosporos (Barras: a = 500 µm, b = 100 µm, c = 15 µm, d = 5 µm, e = 1 µm)	445
59 -	<i>Lophotrichus bartletii</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio rompido, liberando massa de esporos. c. Pelo cleistotecial. d. Perídio. e. Ascos. f. Ascosporos (Barras: a = 300 µm, b = 75 µm, c = 15 µm, d = 7,5 µm, e = 20 µm, f = 10 µm)	446
60 -	<i>Lophotrichus bartletii</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio. c. Pelos terminais. d. Pelos laterais. e. Ascos. f. Ascosporos (Barras: a = 500 µm, b = 100 µm, c, e = 10 µm, d = 5 µm, f = 2 µm)	447
61 -	<i>Pseudallescheria boydii</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio jovem fechado. c. Cleistotécio rompido,	448

- liberando massa de ascosporos. **d.** Pelos deistoteci ais hi alinos. **e.** Perídio. **f.** Ascos. **g.** Ascosporos (Barras: a = 300 μm , b, c = 50 μm , d, f = 5 μm , e = 10 μm , g = 15 μm)
- 62 -** *Pseudallescheria boydii*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Asco. **d.** Pelos cleistoteci ais. **e.** Perídio. **f.** Ascosporos (Barras: a = 100 μm , b = 30 μm , c = 2,5 μm , d, e = 10 μm , f = 5 μm) 449
- 63 -** *Trichurus cylindricus*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio após a liberação dos conídios, evidenciando as setas. **c.** Sinêmio com cabeça conidial. **d.** Setas. **e.** Conídios (Barras: a = 250 μm , b, c = 50 μm , d = 20 μm , e = 7,5 μm) 450
- 64 -** *Trichurus cylindricus*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio. **c.** Setas. **d.** Anélide. **e.** Conídios (Barras: a = 500 μm , b = 50 μm , c, d = 5 μm) 451
- 65 -** *Sphaeronaemella fimicola*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Ápice do pescoço. **d.** Massa de ascosporos (Barras: a = 100 μm , b = 50 μm , c = 10 μm , d = 5 μm) 452
- 66 -** *Sphaeronaemella fimicola*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécios, apresentando massa de ascosporos no ápice do pescoço. **c.** Ápice do pescoço. **d.** Ascosporos (Barras: a = 500 μm , b = 50 μm , c = 12,5 μm , d = 2,5 μm) 453
- 67 -** *Myeliophthora sepedonium*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio fechado. **c.** Cleistotécio rompido. **d.** Fragmento da camada externa do perídio, apresentando padrão reticulado formado por pequenas cristas na superfície. **e.** Ascosporos. **f.** Conídios (Barras: a = 100 μm , b, c = 25 μm , d = 10 μm , e, f = 5 μm) 454
- 68 -** *Myeliophthora sepedonium*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio fechado. **c.** Fragmento da camada interna do perídio. **d.** Fragmento da camada externa do perídio, apresentando padrão reticulado formado por pequenas cristas na superfície. **e.** Asco. **f.** Conídios. **g.** Ascosporos (Barras: a = 250 μm , b = 10 μm , c = 2,5 μm , d, e, f, g = 5 μm) 455
- 69 -** *Ascobolus americanus*. **a.** Apotécio no substrato, com muitos ascos proeminentes no receptáculo. **b.** Apotécio maduro montado em água. **c.** Ascosporos. *A. elegans*. **d.** Apotécios no substrato, com poucos ascos proeminentes por receptáculo. **e.** Apotécio maduro montado em água. **f.** Ascosporos (Barras: a = 250 μm , b, e = 100 μm , c, f = 10 μm , d = 300 μm) 456
- 70 -** *Ascobolus americanus*. **a.** Apotécio maduro no substrato. **b.** Asco maduro. **c.** Ascosporo. **d.** Paráfises (Barras: a = 100 μm , b = 20 μm , c, d = 5 μm) 457
- 71 -** *Ascobolus elegans*. **a.** Apotécios imaturos e maduros no substrato, mostrando o desenvolvimento cleistogimnódimenial. **b.** Ascos maduros. **c.** Ascosporo maduro, com poucas rachaduras no episporo. **d.** Paráfises (Barras: a = 1 mm, b, c, d = 10 μm) 458
- 72 -** *Ascobolus crenulatus*. **a.** Apotécio maduro no substrato, com margem crenulada e ascos expostos no disco. **b.** Células do excípulo na região marginal do receptáculo. **c.** Asco em maturação. **d.** Ascosporos jovens. **e.** Ascosporo maduro, com poucas fissuras no episporo (Barras: a = 250 μm , b, c = 20 μm , d = 10 μm , e = 5 μm) 459
- 73 -** *Ascobolus crenulatus*. **a.** Apotécio maduro no substrato. **b.** Corte do receptáculo. **c.** Células do 460

- excípulo na região maginal do receptáculo. **d.** Asco (Barra = 10 µm). **e.** Paráfase. **f.** Ascosporos maduros (Barras: a = 0,5 mm, b = 150 µm, c = 25 µm, d = 10 µm, e = 15 µm, f = 5 µm)
- 74 -** *Ascobolus immersus*. **a.** Apotécios maduros sobre o substrato. **b.** Dois apotécios montados em PVLG, um com os ascos já expostos (esquerda) e outro ainda fechado (direita). **c.** Asco maduro, após liberação dos ascosporos, com opérculo visível. **d.** Ascosporos maduros, com rachaduras evidentes. (Barras: a = 0,5 mm, b = 0,1 mm, c = 50 µm, d = 25 µm) 461
- 75 -** *Ascobolus immersus*. **a.** Apotécios sobre o substrato, em diferentes estágios de maturação. **b.** Asco maduro e alongado. **c.** Ascosporo. **d.** Paráfises (Barras: a = 0,3 mm, b = 20 µm, c, d = 25 µm) 462
- 76 -** *Ascobolus scatigenus*. **a.** Apotécio maduro sobre o substrato. **b.** Apotécios em diferentes estágios de maturação no substrato. **c.** Apotécio. **d.** Asco imaturo. **e.** Asco maduro. **f.** Corte do receptáculo, mostrando himênio, hipotécio e excípulo. **g.** Ascosporo (Barras: a = 1000 µm, b = 5 mm, c = 250 µm, d = 40 µm, e = 50 µm, f = 100 µm, g = µm) 463
- 77 -** *Ascobolus scatigenus*. **a.** Apotécios em diferentes estágios de maturação sobre o substrato. **b.** Apotécio maduro, com disco furfuráceo devido aos numerosos ascos expostos simultaneamente. **c.** Asco maduro. **d.** Ascosporo maduro, com poucas rachaduras no episporo (Barras: a = 1000 µm, b = 500 µm, c = 10 µm, d = 2,5 µm) 464
- 78 -** *Saccobolus beckii*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Agrupamento de esporos. *S. infestans*. **c.** Apotécio sobre o substrato. **d.** Agrupamentos de esporos em diferentes organizações e planos de visão. *S. minimus*. **e.** Apotécio removido do substrato, em microscopia esteroscópica (Barra = 150 µm). **f.** Apotécio montado em PLVG. **g.** Agrupamento de esporos (Barras: a = 500 µm, d = 10 µm, c = 250 µm, e = 150 µm, f = 25 µm, g = 5 µm) 465
- 79 -** *Saccobolus beckii*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de esporos com episporo removido para visualização da organização. **d.** Agrupamento de esporos. **e.** Ascosporo. **f.** Ascosporo cortado para visualização do episporo. **g.** Paráfase (Barras: a = 1 µm, b = 15 µm, c, d = 5 µm, e, f, g = 2,5 µm) 466
- 80 -** *Saccobolus infestans*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de esporos em diferentes planos de visão. **d.** Ascosporo. **e.** Paráfase (Barras: a = 250 µm, b, e = 5 µm, c = 2,5 µm, d = 1 µm) 467
- 81 -** *Saccobolus minimus*. **a.** Apotécios. **b.** Asco alongado. **c.** Agrupamentos de esporos. **d.** Ascosporos. **e.** Paráfises (Barras: a = 50 µm, b = 10 µm, c = 2,5 µm, d = 1 µm, e = 5 µm) 468
- 82 -** *Saccobolus citrinus*. **a.** Apotécio maduro sobre o substrato. **b.** Apotécio. **c.** Paráfises. **d.** Agrupamentos de esporos. **e.** Ascosporo (Barras: a = 150 µm, b = 50 µm, c = 25 µm, d = 15 µm, e = 7,5 µm) 469
- 83 -** *Saccobolus citrinus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de esporos. **d.** Ascosporos. **e.** Paráfises (Barras: a = 350 µm, b = 15 µm, c = 5 µm, d, e = 10 µm) 470
- 84 -** *Saccobolus glaber*. **a.** Apotécio sobre o substrato. **b.** Apotécio. **c.** Agrupamento de esporos. *S.* 471

- truncatus*. **d.** Apotécio sobre o substrato. **e.** Apotécio. **f.** Agrupamento de esporos. **g.** Agrupamento de esporos após compactação (Barras: a, d = 500 μ m, b = 200 μ m, c, f, g = 10 μ m, e = 50 μ m)
- 85 -** *Saccobolus glaber*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de esporos. **d.** Ascosporo. **e.** Paráfise (Barras: a = 300 μ m, b = 10 μ m, c, e = 5 μ m, d = 25 μ m) 472
- 86 -** *Saccobolus truncatus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de esporos, antes e depois da compactação. **d.** Ascosporo removido do agrupamento. **e.** Paráfise (Barras: a = 200 μ m, b, c, e = 5 μ m, d = 2,5 μ m) 473
- 87 -** *Saccobolus depauperatus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Apotécios. *S. saccoboloides*. **c.** Apotécios sobre o substrato. **d.** Paráfises montadas em água, possibilitando a observação dos conteúdos amarelados. **e.** Ascosporo com agrupamento ainda assumindo conformação organizada, antes da liberação. **f.** Ascosporo (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c = 500 μ m, d, e, f = 10 μ m) 474
- 88 -** *Saccobolus depauperatus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Ascosporo removido do agrupamento. **d.** Paráfise (Barras: a = 50 μ m, b, d = 5 μ m, c = 2 μ m) 475
- 89 -** *Saccobolus saccoboloides*. **a.** Apotécios gregários sobre o substrato (Barra = 200 μ m). **b.** Asco jovem, com ascosporos ainda assumindo conformação em agrupamento, embora frouxos. **c.** Asco maduro, com ascosporos livres antes da liberação. **d.** Ascosporo. **e.** Paráfises (Barras: a = 200 μ m, b, c, e = 5 μ m, d = 2 μ m) 476
- 90 -** *Ascodesmis porcina*. **a.** Apotécio sobre o substrato. **b.** Apotécio montado em PVLG. **c.** Ascosporo. *A. sphaerospora*. **d.** Apotécios sobre o substrato. **e.** Apotécio montado em PVLG. **f.** Paráfises. **g.** Asco. **h.** Ascosporos (Barras: a = 200 μ m, b, e = 50 μ m, c = 10 μ m, d = 500 μ m, f = 25 μ m, g = 20 μ m, h = 15 μ m) 477
- 91 -** *Ascodesmis porcina*. **a.** Apotécios. **b.** Organização do apotécio. **c.** Asco. **d.** Paráfises. **e.** Ascosporos (Barras: a = 150 μ m, b = 20 μ m, c, d, e = 5 μ m) 478
- 92 -** *Ascodesmis sphaerospora*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Ascosporos. **d.** Paráfises (Barras: a = 150 μ m, b = 5 μ m, c = 2,5 μ m, d = 7,5 μ m) 479
- 93 -** *Iodophanus carneus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Apotécio montado. **c.** Himênio com paráfises evidentes. **d.** Asco. **e.** Ascosporos (Barras: a, b = 250 μ m; c, d = 25 μ m; e = 10 μ m) 480
- 94 -** *Iodophanus carneus*. **a.** Apotécio maduro sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Paráfises. **d.** Ascosporos (Barras: a = 500 μ m, b = 7,5 μ m, c = 10 μ m, d = 5 μ m) 481
- 95 -** *Cephalophora tropica*. **a.** Conidióforos sobre o substrato. **b.** Conidióforo montado em PVLG, ainda com conídios aderidos. **c.** Conídios montados em azul de Aman, mostrando a cianofilia das células mediais. **d.** Conídio com quatro septos. **e.** Conídio com cinco septos. **f.** Conídio aderido a nematóide (Barras: a = 50 μ m, b = 10 μ m, c, d, e = 15 μ m, f = 30 μ m) 482
- 96 -** *Cephalophora tropica*. **a.** Conidióforos sobre o substrato. **b.** Conidióforo, com a maioria dos conídios removidos para melhor visualização. **c.** Célula conidiógena, com os conídios removidos

	e septo basal. d. Conídios (Barras: a = 150 µm, b = 10 µm, c = 15 µm, d = 5 µm)	483
97 -	<i>Chaetomium bostrychodes</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelo terminal ramificado (os esporos ornamentados pertencem a <i>Ascodesmis porana</i>). e. Himênio removido do peritécio. f. Ascos jovens, contendo esporos em maturação. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 100 µm, b = 75 µm, c = 20 µm, d = 25 µm, e, f = 15 µm, g = 5 µm)	484
98 -	<i>Chaetomium bostrychodes</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelo terminal simples e ramificado. e. Ascos. f. Ascosporos (Barras: a = 300 µm, b = 50 µm, c = 20 µm, d = 10 µm, e, f = 5 µm)	485
99 -	<i>Chaetomium brasiliense</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelos terminais. e. Rizóides. f. Ascos jovens, contendo esporos em maturação. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 100 µm, b = 50 µm, c, g = 10 µm, d = 40 µm, e, f = 20 µm)	486
100 -	<i>Chaetomium brasiliense</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelos terminais. d. Pelo lateral. e. Asco. f. Ascosporos maduros (Barras: a = 150 µm, b = 25 µm, c = 15 µm, d = 10 µm, e, f = 5 µm)	487
101 -	<i>Chaetomium citrinum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelos terminais. e. Perídio. f. Ascos jovens, contendo esporos em maturação. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 250 µm, b = 100 µm, c, e = 10 µm, d = 20 µm, f = 5 µm, g = 15 µm)	488
102 -	<i>Chaetomium citrinum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelos terminais. e. Asco. f. Ascosporos maduros (Barras: a = 250 µm, b = 50 µm, c, f = 5 µm, d = 15 µm, e = 1 µm)	489
103 -	<i>Chaetomium cochliodes</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Himênio. e. Rizóides. f. Asco jovem, contendo esporos em maturação. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 400 µm, b = 100 µm, c = 25 µm, d, e, g = 15 µm, f = 10 µm)	490
104 -	<i>Chaetomium cochliodes</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelos terminais. e. Asco. f. Ascosporos (Barras: a = 350 µm, b = 50 µm, c = 15 µm, d = 25 µm, e, f = 5 µm)	491
105 -	<i>Chaetomium convolutum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelos terminais. d. Pelo lateral. e. Perídio. f. Asco jovem, contendo esporos em maturação. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 250 µm, b = 125 µm, c = 100 µm, d = 20 µm, e, g = 15 µm, f = 10 µm)	492
106 -	<i>Chaetomium convolutum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelo terminal. e. Rizóides. f. Asco. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 100 µm, b = 75 µm, c = 10 µm, d = 25 µm, e, f = 10 µm, g =	

	2,5 µm)	493
107-	<i>Chaetomium globosum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelos lateral. d. Pelos terminais. e. Himênio. f. Asco jovem. g. Ascosporos maduros (Barras: a = 200 µm, b = 100 µm, c, f = 10 µm, d = 75 µm, e = 15 µm, g = 20 µm)	494
108-	<i>Chaetomium globosum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Pelos terminais. e. Asco. f. Ascosporos (Barras: a = 500 µm, b = 50 µm, c, d = 10 µm, e = 5 µm, f = 7,5 µm)	495
109-	<i>Chaetomium spirale</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo lateral. d. Perídio. e. Pelos terminais. f. Ascosporos maduros (Barras: a = 100 µm, b = 75 µm, c, d = 15 µm, e = 20 µm, f = 7,5 µm)	496
110-	<i>Chaetomium spirale</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. c. Pelo terminal. d. Pelo lateral. e. Perídio. f. Ascosporos (Barras: a = 250 µm, b = 150 µm, c, d, e = 5 µm, f = 2,5 µm)	497
111-	<i>Thidavia terrestris</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio maduro em montagem, liberando massa de esporos após rompimento. c. Ascosporos maduros (Barras: a = 100 µm, b = 25 µm, c = 2,5 µm)	498
112-	<i>Thidavia terrestris</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio. c. Perídio. d. Asco. e. Ascosporos maduros (Barras: a = 400 µm, b = 50 µm, c = 5 µm, d = 2,5 µm, e = 2 µm)	499
113-	<i>Arnium hirtum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais do pescoço (aglutinados, à direita) e do ventre (hifóides, à esquerda). d. Asco maduro. e. Pelos periteciais hifóides. f. Ascosporos maduros (Barras: a = 500 µm, b = 100 µm, c, f = 25 µm, d = 50 µm, e = 10 µm)	500
114-	<i>Arnium hirtum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais do ventre (hifóides). d. Pelos periteciais do pescoço (aglutinados). e. Asco. f. Ascosporo (Barra = 10 µm) (Barras: a = 2000 µm, b = 50 µm, c = 15 µm, d, f = 10 µm, e = 25 µm)	501
115-	<i>Cerophora anisura</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Asco em formação. d. Asco contendo ascosporos hialinos. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 250 µm, b = 100 µm, c, d = 20 µm, e = 10 µm)	502
116	<i>Cerophora anisura</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Asco. d. Pelos periteciais. e. Ascosporo imaturo. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 µm, b = 50 µm, c = 10 µm, d = 0,5 µm, e, f = 5 µm)	503
117	<i>Cerophora mirabilis</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais inflados. d. Asco em formação, apresentando glóbulo apical evidente (seta). e. Asco contendo ascosporos hialinos. f. Ascosporo imaturo. g. Ascosporo maduro (Barras: a = 250 µm, b = 150 µm, c = 5 µm, d = 20 µm, e = 50 µm, f, g = 15 µm)	504
118	<i>Cerophora mirabilis</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais inflados. d. Asco. e. Ascosporos imaturos. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 750 µm, b = 50 µm, c = 2,5 µm, d = 15 µm, e, f = 10 µm)	505

119	<i>Cercophora sordarioides</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Glóbulo apical do asco. d. Asco em formação. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 500 µm, b = 150 µm, c = 5 µm, d = 20 µm, e = 15 µm).....	506
120	<i>Cercophora sordarioides</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Asco. d. Perídio. e. Ascosporo imaturo. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 750 µm, b = 50 µm, c = 10 µm, d = 5 µm, e, f = 7,5 µm).....	507
121	<i>Podospora appendiculata</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais. d. Asco imaturo. e. Asco maduro. f. Ascosporo imaturo. g. Ascosporo maduro (Barras: a = 500 µm, b, e = 150 µm, c, g = 15 µm, d = 25 µm).....	508
122	<i>Podospora appendiculata</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais. d. Perídio. e. Asco maduro. f. Ascosporo imaturo. g. Ascosporo maduro (Barras: a = 1500 µm, b = 50 µm, c, d = 10 µm, e = 15 µm, f, g = 5 µm).....	509
123	<i>Podospora australis</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais. d. Paráfises. e. Ascosporo maduro. f. Asco imaturo. g. Asco maduro (Barras: a = 400 µm, b = 150 µm, c = 25 µm, d = 7,5 µm, e = 20 µm, f, g = 40 µm).....	510
124	<i>Podospora australis</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais. d. Perídio. e. Asco maduro. f. Ascosporo imaturo (direita) e maduro (esquerda) (Barras: a = 1000 µm, b = 100 µm, c, d = 10 µm, e = 25 µm, f = 15 µm).....	511
125	<i>Podospora communis</i> . a. Hábito (Barra = 300 µm). b. Peritécio maduro (Barra = 150 µm). c. Asco imaturo (Barra = 25 µm). d. Asco (Barra = 25 µm). e. Ascosporo maduro (Barra = 20 µm).	512
126	<i>Podospora communis</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Perídio. d. Asco maduro. e. Ascosporo imaturo. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 500 µm, b = 75 µm, c, e, f = 10 µm, d = 20 µm).....	513
127	<i>Podospora curvicolla</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro, com tufos de pelos periteciais evidentes no pescoço. c. Asco imaturo. d. Pelos periteciais hífidés. e. Ascosporo maduro. f. Ascosporo imaturo. g. Asco maduro (Barras: a = 250 µm, b = 100 µm, c, g = 25 µm, d = 40 µm, e = 7,5 µm, f = 15 µm).....	514
128	<i>Podospora curvicolla</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Tufo de pelos periteciais do pescoço. d. Perídio. e. Asco. f. Ascosporo imaturo. g. Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 µm, b = 75 µm, c, e = 25 µm, d = 10 µm, f, g = 5 µm).....	515
129	<i>Podospora decipiens</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Tubérculos. d. Asco imaturo. e. Perídio. f. Ascosporo imaturo. g. Ascosporo maduro (Barras: a = 300 µm, b = 150 µm, c = 10 µm, d, g = 25 µm, e, f = 30 µm).....	516
130	<i>Podospora decipiens</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Tubérculos. d. Perídio. e. Asco. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 µm, b = 100 µm, c = 2,5 µm, d = 5 µm, e = 20 µm, f = 10 µm).....	517
131	<i>Podospora fimiseda</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais rígidos. d. Asco imaturo. e. Hímênio. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 250 µm, b = 150 µm, c = 20 µm, d = 30 µm, e = 75 µm, f = 25 µm).....	518
132	<i>Podospora fimiseda</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais rígidos. d. Asco maduro.	

	e. Ascosporo maduro (Barras: a = 750 μ m, b = 100 μ m, c = 5 μ m, d = 25 μ m, e = 15 μ m)	519
133-	<i>Podospora inflatula</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais inflados. d. Asco maduro. e. Ascosporo maduro. f.g. Ascosporos imaturos (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c, e = 25 μ m, d = 15 μ m, fg = 20 μ m)	520
134-	<i>Podospora inflatula</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Pelos periteciais inflados. d. Asco maduro. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 75 μ m, c, d, e = 10 μ m)	521
135-	<i>Podospora longicaudata</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Asco imaturo. d. Asco. ef. Ascosporos em maturação (Barras: a = 250 μ m, b = 125 μ m, c = 40 μ m, d = 25 μ m, e = 15 μ m, f = 20 μ m)	522
136-	<i>Podospora longicaudata</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Perídio. d. Asco. e. Ascosporos imaturo e maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c = 5 μ m, d = 25 μ m, e = 20 μ m)	523
137-	<i>Podospora ostlingospora</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Perídio. d. Ascosporos imaturos. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 350 μ m, b = 150 μ m, c = 20 μ m, d = 40 μ m, e = 15 μ m)	524
138-	<i>Podospora ostlingospora</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Perídio. d. Asco maduro. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 100 μ m, c, e = 15 μ m, d = 20 μ m)	525
139-	<i>Podospora pauciseta</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Tufos de pelos periteciais aglutinados. d. Asco maduro. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 150 μ m, c = 15 μ m, d, e = 20 μ m)	526
140-	<i>Podospora pauciseta</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Perídio. d. Asco maduro. e. Tufo de pelos periteciais inflados. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 100 μ m, c, e = 10 μ m, d = 20 μ m, f = 5 μ m)	527
141-	<i>Podospora pleiospora</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Tubérculos. d. Himênio. e. Asco imaturo. f. Ascosporo imaturo. g. Ascosporo maduro (Barras: a = 400 μ m, b = 150 μ m, c = 15 μ m, d = 100 μ m, e = 50 μ m, f = 25 μ m)	528
142-	<i>Podospora pleiospora</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Tubérculos. d. Asco maduro. e. Ascosporo maduro (esquerda) e imaturo (direita) (Barras: a = 500 μ m, b = 50 μ m, c, e = 10 μ m, d = 20 μ m)	529
143-	<i>Podospora prethopodalis</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Tufo de pelos periteciais aglutinados. d. Himênio. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 300 μ m, b, d = 50 μ m, c, e = 20 μ m)	530
144-	<i>Podospora prethopodalis</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Perídio. d. Asco. e. Tufo de pelos periteciais aglutinados. f. Ascosporo (Barras: a = 750 μ m, b = 50 μ m, c, f = 10 μ m, d = 15 μ m, e = 25 μ m)	531
145-	<i>Schizothecium conicum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Tufos de pelos periteciais. d. Perídio. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 50 μ m, c, d = 20 μ m, e = 25 μ m)	532
146-	<i>Schizothecium conicum</i> . a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Tufos de pelos periteciais inflados. d. Asco maduro. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 50 μ m, c, d = 10 μ m, e = 5 μ m)	533
147-	<i>Tripterosporella pakistanii</i> . a. Cleistotécio maduro rompido. b. Pelos cleistoteciais hífoides. c. Perídio. d. Ascosporo imaturo. e. Asco com ascosporos em maturação. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 75 μ m, b = 7,5 μ m, c = 25 μ m, d = 20 μ m, e = 15 μ m)	534
148-	<i>Tripterosporella pakistanii</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio maduro. c. Pelos cleistoteciais hífoides. d. Perídio. e. Asco com ascosporos em maturação. f. Ascosporo imaturo. g. Ascosporo maduro	

	(Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c = 7,5 μ m, d, g = 10 μ m, e, f = 20 μ m)	535
149 -	<i>Zopfiella erostrata</i> . a. Cleistotécio maduro rompido. b. Ápice de um pelo cleistotecial. c. Pelo cleistotecial. d. Perídio, evidenciando a base de um pelo cleistotecial. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 200 μ m, b, c = 7,5 μ m, d = 5 μ m)	536
150 -	<i>Zopfiella erostrata</i> . a. Hábito. b. Pelos cleistoteciais hífoides. c. Cleistotécio. d. Ascosporos, com pedicelo persistente e colapsado (Barras: a = 3000 μ m, b = 20 μ m, c = 75 μ m, d = 5 μ m)	537
151 -	<i>Zopfiella longicaudata</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio maduro rompido. c. Hímênio, apresentando ascos unitunicados maduros e imaturos. d. Ascosporo maduro. e. Asco (Barras: a = 750 μ m, b = 75 μ m, c = 7,5 μ m, d = 5 μ m, e = 2,5 μ m)	538
152 -	<i>Zopfiella longicaudata</i> . a. Hábito. b. Cleistotécio maduro. c. Perídio. d. Asco. e. Ascosporos imaturos (esquerda) e maduros (direita), com pedicelos persistente e colapsados (Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c, d, e = 5 μ m)	539
153 -	<i>Zygopleurage zygospora</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Pelos periteciais. d. Paráfites. e. Asco imaturo. f. Ascosporo imaturo. g. Asco maduro. h. Ascosporo maduro (Barras: a = 100 μ m, b = 150 μ m, c = 3 μ m, d = 10 μ m, e = 30 μ m, f, h = 25 μ m, g = 10 μ m)	540
154 -	<i>Zygopleurage zygospora</i> . a. Hábito. b. Asco. c. Pelos periteciais. d. Paráfites. e. Ascosporo imaturo. f. Ascosporo (Barras: a = 350 μ m, b = 25 μ m, c = 2 μ m, d = 10 μ m, e, f = 15 μ m)	541
155 -	<i>Sordaria fimicola</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Perídio. d. Asco. e. Asco imaturo. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 200 μ m, b = 75 μ m, c, d = 15 μ m, e = 30 μ m, f = 10 μ m)	542
156 -	<i>Sordaria fimicola</i> . a. Hábito (500 μ m). b. Peritécio (25 μ m). c. Perídio (10 μ m). d. Asco (10 μ m). e. Ascosporo maduro (5 μ m) (Barras: a = 500 μ m, b = 25 μ m, c, d = 10 μ m, e = 5 μ m)	543
157 -	<i>Sordaria lappae</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Perídio. d. Pelos periteciais. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 350 μ m, b = 75 μ m, c = 15 μ m, d = 50 μ m, e = 5 μ m)	544
158 -	<i>Sordaria lappae</i> . a. Hábito. b. Peritécio. c. Perídio. d. Asco. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c = 7,5 μ m, d = 15 μ m, e = 5 μ m)	545
159 -	<i>Delitschia chaetomioides</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Asco. d. Pelos pseudoteciais hífoides. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 150 μ m, c = 30 μ m, d = 100 μ m, e = 10 μ m)	546
160 -	<i>Delitschia chaetomioides</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Pelos pseudoteciais hífoides. d. Asco maduro. e. Ascosporos (Barras: a = 2000 μ m, b = 100 μ m, c, d = 10 μ m, e = 5 μ m)	547
161 -	<i>Delitschia vulgaris</i> . a. Hábito. b. Pelos pseudoteciais hífoides. c. Asco maduro. d. Asco imaturo. e. Ascosporo maduro (Barras: a = 750 μ m, b = 15 μ m, c = 30 μ m, d = 100 μ m, e = 10 μ m)	548
162 -	<i>Delitschia vulgaris</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Pelos pseudoteciais hífoides. d. Asco. e. Ascosporos (Barras: a = 500 μ m, b = 75 μ m, c, d = 15 μ m, e = 5 μ m)	549
163 -	<i>Sporormiella australis</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio imerso em maturação. c. Asco maduro, com ascosporos em diferente grau de separação. d. Pseudotécio maduro preservado. e. Célula terminal de um ascosporo, apresentando fenda geminativa evidente (Barras: a = 500 μ m, b = 40 μ m, c = 15 μ m, d = 35 μ m, e = 5 μ m)	550

164-	<i>Sporormiella australis</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Asco. d. Ascosporos (Barras: a = 200 µm, b = 25 µm, c, d = 5 µm)	551
165-	<i>Sporormiella herculea</i> . a. Hábito. b-c. Ascosporos maduros, com diferente organização. A célula maior no esporo apical do asco é evidenciada d-e. Ascosporos (Barras = 20 e 25 µm) (Barras: a = 200 µm, b, c, e = 25 µm, d = 20 µm)	552
166-	<i>Sporormiella herculea</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Asco. d. Ascosporo (Barras: a = 400 µm, b, c = 50 µm, d = 2 µm)	553
167-	<i>Sporormiella pentamera</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Ascosporo. <i>S. isomera</i> . d. Asco maduro. e. Ascosporos e ascosporos (Barras: a = 100 µm, b = 25 µm, c, d = 10 µm, e = 15 µm)	554
168-	<i>Sporormiella isomera</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Asco. d. Ascosporos (Barras: a = 250 µm, b = 35 µm, c, d = 5 µm)	555
169-	<i>Sporormiella pentamera</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Asco. d. Ascosporos (Barras: a = 300 µm, b = 25 µm, c = 2,5 µm, d = 10 µm)	556
170-	<i>Sporormiella minima</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Ascosporos, evidenciando a tendência de fragmentação no septo central (direita). d. Asco maduro (Barras: a = 100 µm, b = 25 µm, c = 5 µm, d = 10 µm)	557
171-	<i>Sporormiella minima</i> . a. Hábito. b. Pseudotécio. c. Asco maduro. d. Ascosporos, com fragmentação no septo central (centro) (Barras: a = 200 µm, b = 15 µm, c = 5 µm, d = 4 µm)	558
172-	<i>Coprotus aurora</i> . a. Hábito. b. Apotécio montado. c. Paráfase. d. Asco jovem. e. Asco maduro. f. Ascosporos (Barras: a = 300 µm, b = 50 µm, c = 7,5 µm, d = 10 µm, e = 15 µm)	559
173-	<i>Coprotus aurora</i> . a. Hábito. b. Asco. c. Ascosporos maduros. d. Paráfises (Barras: a = 200 µm, b = 10 µm, c, d = 5 µm)	560
174-	<i>Coprotus disculus</i> . a. Hábito. b. Apotécio. c. Ascosporos. <i>C. lacteus</i> . d. Hábito. e. Apotécio. f. Ascosporos. <i>C. leucopocillum</i> . g. Hábito. h. Apotécio. i. Asco. j. Apotécio corado com Azul de Algodão, evidenciando sua cianofilia. k. Ascosporo (Barras: a = 1000 µm, b = 250 µm, c = 15 µm, d = 300 µm, e = 75 µm, f = 10 µm, g = 450 µm, h = 100 µm, i = 15 µm, j = 100 µm, k = 5 µm)	561
175-	<i>Coprotus disculus</i> . a. Hábito. b. Asco. c. Ascosporos. d. Paráfises (Barras: a = 400 µm, b = 5 µm, c = 2 µm, d = 10 µm)	562
176-	<i>Coprotus lacteus</i> . a. Hábito. b. Asco. c. Ascosporos. d. Paráfises (Barras: a = 100 µm, b = 2,5 µm, c = 1 µm, d = 3 µm)	563
177-	<i>Coprotus leucopocillum</i> . a. Hábito. b. Ascosporos. c. Ascosporos. d. Paráfises. e. Células do exápulo (Barras: a = 300 µm, b, e = 5 µm, c = 1 µm, d = 10 µm)	564
178-	<i>Coprotus luteus</i> . a. Hábito. b. Apotécio. c. Ascosporos. <i>C. ochraceus</i> . d-e. Hábito. f. Apotécio maduro. g. Apotécio em maturação. h. Ascosporo (Barras: a = 1000 µm, b = 100 µm, c = 7,5 µm, d = 500 µm, e = 4000 µm, f = 100 µm, g = 200 µm, h = 10 µm)	565
179-	<i>Coprotus luteus</i> . a. Hábito. b. Asco. c. Ascosporos. d. Paráfises (Barras: a = 150 µm, b = 5 µm, c = 1 µm, d = 7,5 µm)	566

- 180-** *Coprotus ochraceus*. **a.** Hábito. **b.** Asco. **c.** Ascósporos. **d.** Paráfises. **e.** Células do exápulo (Barras: a = 500 µm, b = 5 µm, c = 2,5 µm, d = 10 µm, e = 7,5 µm) 567
- 181-** *Thelebolus microsporus*. **a.** Hábito. **b.** Apotécio em maturação em microscopia óptica. **c.** Apotécios em maturação em microscopia estereoscópica. **d.** Asco. **e.** Paráfise. **f.** Ascósporos (Barras: a = 75 µm, b = 25 µm, c = 80 µm, d = 7,5 µm, e = 15 µm, f = 10 µm) 568
- 182-** *Thelebolus microsporus*. **a.** Hábito (100 µm). **b.** Apotécio (25 µm). **c.** Paráfises (5 µm). **d.** Asco (2,5 µm). **e.** Ascósporos (2,5 µm) (Barras: a = 100 µm, b = 25 µm, c = 5 µm, d = 2,5 µm) 569
- 183-** *Leuconurospora pulcherrima*. **a.** Cleistotécio maduro rompido, liberando massa de ascósporos. **b.** Cleistotécio em maturação rompido, liberando ascos e ascósporos. **c.** Perídio cefalotecóide. **d.** Ascos. **e.** Ascósporos (Barras: a = 25 µm, b = 35 µm, c = 10 µm, d, e = 5 µm) 570
- 184-** *Leuconurospora pulcherrima*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Asco. **d.** Placas do perídio. **e.** Ascósporos (Barras: a = 1000 µm, b = 25 µm, c = 2,5 µm, d = 15 µm, e = 5 µm) 571
- 185-** *Coprinus patouillardii*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas removidos do substrato, em diversos estágios de maturação. **c.** Basidiomas jovens, apresentando píleos fechados evidentemente ornamentados por elementos velares formando flocos piramidais. **d.** Píleo expandido, com elementos velares formando flocos piramidais radialmente em relação ao centro. **e.** Elemento velar globoso. **f.** Cristal removido da trama velar. **g.** Queilocistídio colapsado. **h.** Basidiosporos (Barras: a = 15 mm, b = 20 mm, c = 5 mm, d = 2,5 mm, e = 15 µm, f = 2,5 µm, g = 10 µm, h = 7,5 µm) 572
- 186-** *Coprinus patouillardii*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diversos estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula, evidenciando a inserção no estipe. **d.** Elementos velares globosos. **e.** Queilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 200 mm, b = 2,5 mm, c = 2 mm, d = 25 µm, e = 10 µm, f = 2,5 µm) ... 573
- 187-** *Coprinus foetidulus*. **a.** Hábito. **b.** Elementos velar globoso removido do píleo. **c.** Basidiosporos. *Coprinopsis stercorea*. **d.** Píleo expandido, com elementos velares formando flocos granulados radialmente em relação ao centro. **e.** Basidiomas jovens, apresentando píleos fechados evidentemente ornamentados por elementos velares formando flocos. **f.** Queilocistídios. **g.** Elementos velares globosos, apresentando numerosas projeções cristalinas em suas superfícies. **h.** Basidiosporos (Barras: a = 7,5 mm, b = 25 µm, c = 7,5 µm, d, e = 2,5 mm, f = 75 µm, g = 100 µm, h = 10 µm) 574
- 188-** *Coprinus foetidulus*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diversos estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula, evidenciando a inserção no estipe. **d.** Elementos velares globosos, ornamentados por projeções cristalinas mamiformes. **e.** Queilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 2 mm, c = 5 mm, d = 25 µm, e = 7,5 µm, f = 5 µm) 575
- 189-** *Coprinopsis stercorea*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diversos estágios de maturação. **c.** Lamela, evidenciando a inserção no estipe. **d.** Elementos velares globosos, ornamentados por projeções cristalinas mamiformes. **e.** Queilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 2 mm, c = 5 mm, d = 30 µm, e = 10 µm, f = 5 µm) 576
- 190-** *Bolbitius demangei*. **a.** Hábito. **b.** Basidioma maduro. **c.** Himenóforo. **d.** Basidiosporos (Barras: a, 577

- b, c = 10 mm, d = 25 μ m) 579
- 191 -** *Bolbitius demangei*. **a.** Hábito (20 mm). **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação (2,5 mm). **c.** Basidiosporos (5 μ m) (Barras: a = 20 mm, b = 2,5 mm, c = 5 μ m) 578
- 192 -** *Conocybe siliginea*. **a.** Hábito. **b.** Basidioma em maturação. **c.** Basidioma maduro, removido do substrato, com estipe retorcido devido ao espaço limitado para seu alongamento na placa utilizada como câmara úmida. **d.** Himenóforo. **e.** Cistídios capitados. **f.** Basídios. **g.** Basidiosporos (Barras: a, b = 5 mm, c = 10 mm, d = 2 mm, e, f = 15 μ m, g = 20 μ m) 579
- 193 -** *Conocybe siliginea*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Cistídios capitados. **d.** Basídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 200 μ m, b = 2 mm, c, e = 5 μ m, d = 7,5 μ m) 580
- 194 -** *Coprinellus angulatus*. **a.** Hábito. **b.** Setas. **c.** Lamela. **d.** Basidiosporos (Barras: a = 7,5 mm, b = 5 μ m, c = 100 μ m, d = 10 μ m) 581
- 195 -** *Coprinellus angulatus*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação (2,5 mm). **c.** Lamela, evidenciando a inserção no estipe. **d.** Setas. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 200 μ m, b, c = 2,5 mm, d = 25 μ m, e = 2,5 μ m) 582
- 196 -** *Coprinellus marculentus*. **a.** Basidioma maduro, removido do substrato. **b.** Basidioma em maturação, com cadeias de sétulas radiais em relação ao centro do píleo. **c.** Lamela. **d.** Sétula. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 10 mm, b = 5 mm, c = 25 μ m, d = 5 μ m, e = 10 μ m) 583
- 197 -** *Coprinellus marculentus*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula. **d.** Sétulas. **e.** Queilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: 200 = mm, b = 5 mm, c = 2,5 mm, d = 25 μ m, e = 15 μ m, f = 5 μ m) 584
- 198 -** *Coprinopsis cinerea*. **a.** Elemento velar alongado (100 μ m). **b.** Basidiomas maduro removido do substrato (15 mm). **c.** Basidiosporos (10 μ m). *C. cothurnata*. **d.** Basidioma maduro removido do substrato (10 mm). **e.** Queilocistídio (20 μ m). **f.** Hábito (20 mm). **g.** Basidiosporos (15 μ m) (Barras: a = 100 μ m, b = 15 mm, c, d = 10 mm, e = 20 μ m, f = 20 mm, g = 15 μ m) 585
- 199 -** *Coprinopsis cinerea*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula. **d.** Elemento velar alongado. **e.** Queilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 5 mm, c = 5 mm, d = 75 μ m, e = 7,5 μ m, f = 5 μ m) 586
- 200 -** *Coprinopsis cothurnata*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Elementos velares globosos. **d.** Queilocistídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 5 mm, c = 30 μ m, d = 10 μ m, e = 5 μ m) 587
- 201 -** *Coprinopsis pseudoradiata*. **a.** Basidioma maduro removido do substrato. **b.** Lamela, coberta por filamentos remanescentes do véu. **c.** Basidiomas em maturação, cobertos por flocos fibrosos formados por filamentos de véu. **d.** Elemento velar alongado. **e.** Basidioma em deliquescência. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 20 mm, b = 200 μ m, c = 2 mm, d = 75 μ m, e = 5 mm, f = 10 μ m) 588
- 202 -** *Coprinopsis pseudoradiata*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Elementos velares alongados. **d.** Queilocistídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 7,5 mm, c = 30 μ m, d = 5 μ m, e = 3 μ m) 589

- 203 - *Coprinopsis vermiculifer*. **a.** Detalhe do píleo, evidenciando filamentos formados por elementos velares remanescentes. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Elementos velares alongados. **d.** Elemento velar removido da trama. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 1,5 mm, b = 5 mm, c, d = 7,5 µm, e = 10 µm) 590
- 204 - *Coprinopsis vermiculifer*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas. **c.** Elementos velares. **d.** Quelocistídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 100 µm, b = 2,5 mm, c = 10 µm, d = 7,5 µm, e = 5 µm) 591
- 205 - *Panaeolus antillarum*. **a.** Hábito do basidioma maduro *in situ*. **b.** Hábito do basidioma maduro em incubação. **c.** Lamelas e lamélulas, evidenciando a punctação negra observada devido à maturação dos basídios e basidiosporos. **d.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **e.** Cistídio encrustado. **f.** Basídio. **g.** Basidiosporos (Barras: a = 15 mm, b = 7,5 mm, c = 0,5 mm, d = 1 cm, e = 5 µm, f = 15 µm, g = 10 µm) 592
- 206 - *Panaeolus antillarum*. **a.** Hábito do basidioma maduro em incubação. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Lamelas e lamélulas, evidenciando a punctação negra observada devido à maturação dos basídios e basidiosporos. **d.** Cistídios encrustados. **e.** Basídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 200 mm, b = 25 mm, c = 20 mm, d, e = 10 µm, f = 7,5 µm) 593
- 207 - *Gilbertella persicaria*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Esporangiosporos. **c.** Esporangióforo com esporângio maduro. **d.** Esporangióforo com esporângio rompido na porção medial, formando duas partes similares. **e.** Columela com constrição central (Barras: b = 10 µm, c, d = 25 µm, e = 20 µm) 594
- 208 - *Cunninghamella elegans*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b-d.** Esporangióforos portando esporângios em vesículas esporangíferas. **e.** Esporangióforos liberados (Barras: b, c = 25 µm, d, e = 10 µm) 595
- 209 - *Gilbertella persicaria*. **a.** Esporangióforo com esporângio maduro. **b.** Columela com constrição central. **c.** Esporangióforo com esporângio rompido na porção medial, formando duas partes similares. **d.** Esporangiosporos. *Cunninghamella elegans*. **e.** Esporangióforos portando esporângios em vesículas esporangíferas. **f.** Vesícula séssil. **g.** Esporangióforos (Barras: a = 50 µm, b = 25 µm, c = 30 µm, d = 10 µm, e = 25 µm, f = 10 µm, g = 5 µm) 596
- 210 - *Lichtheimia corymbifera*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Hábito. **c.** Esporangióforo com esporângios colapsados. **d.** Esporangióforo com esporângio maduro, com columela apofisada observável. **e.** Esporângio em maturação. **f.** Rizóides. **g.** Esporangiosporos (Barras: b = 2,5 µm, c = 1 µm, d = 50 µm, e, f = 25 µm, g = 10 µm) 597
- 211 - *Lichtheimia hyalospora*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Esporângio maduro. **c.** Columela, com projeção algo colapsada. **d.** Esporangióforo com esporângios colapsados. **e.** Esporangiosporos (Barras: b, c = 15 µm, d = 40 µm, e = 5 µm) 598
- 212 - *Lichtheimia ramosa*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Hábito. **c.** Esporangióforo com esporângios em maturação e maduros, formando ramificação tricotômica. **d-f.** Esporângios em diferentes estágios de maturação. **g.** Columela. **h.** Esporangiosporos (Barras: b

	= 5 µm, c, d, e = 25 µm, f = 40 µm, g = 25 µm, h = 20 µm)	599
213 -	<i>Lichtheimia corymbifera</i> . a. Esporangióforo. b. Esporângio. c. Esporangiosporos. <i>L. hyalospora</i> . d. Esporangióforo. e. Columela. f. Esporângio. g. Esporangiosporos. <i>L. ramosa</i> . h. Esporangióforo. i. Columela. j. Esporângio. k. Esporangiosporos (Barras: a = 35 µm, b = 15 µm, c = 5 µm, d = 20 µm, e, f = 10 µm, g = 5 µm, h = 30 µm, i = 15 µm, j = 25 µm, k = 5 µm)	600
214 -	<i>Mucor arcinelloides</i> . a. Colônia aos sete dias em MEA em 20° C. b. Esporangióforo com esporângios em diferentes estágios de maturação. c. Clamidosporos. d. Esporangiosporos (Barras: b = 25 µm, c = 50 µm, d = 10 µm)	601
215 -	<i>Mucor luteus</i> . a. Verso de Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. b. Esporangióforo simples, com esporângio maduro. c. Reverso de Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente, evidenciando a produção acentuada de pigmento solúvel no meio de cultivo. d. Clamidosporos em cadeia. e. Esporangiosporos (Barras: b, d = 20, e = 15 µm)	602
216 -	<i>Mucor ramosissimus</i> . a. Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. b. Columela subglobosa. c-g. Esporangióforos com diferentes padrões de ramificação, apresentando esporângios maduros de parede persistente. h. Clamidosporo terminal. i. Esporangiosporos (Barras: b = 10 µm, c, d, e = 20 µm, f, g = 30 µm, h = 15 µm)	603
217 -	<i>Mucor arcinelloides</i> . a. Esporangióforo. b. Clamidosporos. c. Esporangiosporos. <i>Mucor luteus</i> . d. Esporangióforo. e. Clamidosporos. f. Esporangiosporos. <i>M. ramosissimus</i> . g. Esporangióforos. h. Columela. i. Clamidosporos. j. Esporangiosporos (Barras: a, b = 25 µm, c = 10 µm, d = 25 µm, e = 20 µm, f = 10 µm, g = 50 µm, h = 25 µm, i, j = 10 µm)	604
218 -	<i>Pilobolus crystallinus</i> . a. Esporangióforos. b. Vesícula colapsada após remoção do esporângio, evidenciando a columela. c. Esporângio rompido, liberando massa de esporos. d. Trofocisto. e. Esporangiosporos (Barras: a = 1000 µm, b, c = 100 µm, d = 300 µm, e = 7,5 µm)	605
219 -	<i>Pilobolus hyalosporus</i> . a. Esporangióforo no substrato. b. Vesícula colapsada após remoção do esporângio, evidenciando a columela. c. Esporangiosporos. <i>P. lentiger</i> . d. Esporangióforo no substrato. e. Vesícula após remoção do esporângio, evidenciando a columela. f. Trofocisto. g. Esporangiosporos (Barras: a = 5000 µm, b = 500 µm, c = 20 µm, d = 500 µm, e = 250 µm, f = 100, g = 5 µm)	606
220 -	<i>Pilobolus kleinii</i> . a. Hábito. b-c. Esporangióforo removido do substrato. d. Esporangióforo em maturação. e. Vesícula após remoção do esporângio, evidenciando a columela. f. Esporangiosporos (Barras: a = 1500 µm, b = 1000 µm, c, d, e = 200 µm, f = 15 µm)	607
221 -	<i>Pilobolus oedipus</i> . a. Hábito. b. Esporangióforo removido do substrato. c. Vesícula após remoção do esporângio, evidenciando a columela. d. Trofocisto. e. Esporangiosporos (Barras: a = 200 µm, b = 500 µm, c = 150 µm, d = 300 µm, e = 15 µm)	608
222 -	<i>Pilobolus crystallinus</i> . a. Esporangióforo. b. Vesícula, esporângio e columela. c. Esporangiosporos. <i>P. hyalosporus</i> . d. Esporangióforo. e. Vesícula, esporângio e columela. f. Esporangiosporos (Barras: a = 250 µm, b = 100 µm, c = 5 µm, d = 50 µm, e = 25 µm, f = 10 µm)	609

223 -	<i>Pilobolus kleinii</i> . a. Hábito. b. Vesícula e columela. c. Esporangióforo. d. Esporangiosporos (Barras: a = 10 µm, b = 75 µm, c = 100 µm, d = 10 µm)	610
224 -	<i>Pilobolus lentiger</i> . a. Esporangióforo. b. Vesícula, esporângio e columela. c. Esporangiosporos. <i>P. oedipus</i> . d. Esporangióforo. e. Vesícula, esporângio e columela. f. Esporangiosporos (Barras: a = 100 µm, b = 75 µm, c = 7,5 µm, d = 150 µm, e = 5 µm)	611
225 -	<i>Rhizopus arrhizus</i> . a. Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. b. Rizóides. c. Esporangióforos com apresentando esporângios maduros com paredes colapsadas. d. Columela. e. Esporangiosporos (Barras: b = 20 µm, c, d = 50 µm, e = 10 µm)	612
226 -	<i>Rhizopus arrhizus</i> . a. Hábito. b. Esporangióforo. c. Columela e parede do esporângio. d. Rizóides. e. Esporangiosporos (Barras: a = 200 µm, b = 25 µm, c = 35 µm, d = 20 µm, e = 5 µm)	613
227 -	<i>Ciránella muscae</i> . a-b. Esporangióforos. c. Espinho estéril próximo a um esporângio. d. Columela. e. Esporangiosporos (Barras: a = 25 µm, b = 40 µm, c = 25 µm, d = 20 µm, e = 10 µm)	614
228 -	<i>Ciránella muscae</i> . a. Esporangióforo. b. Espinho estéril próximo a um esporângio. c. Columela. d. Esporangiosporos (Barras: a = 50 µm, b = 25 µm, c = 10 µm, d = 5 µm)	615
229 -	<i>Syncephalastrum racemosum</i> . a. Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. b. Hábito. c-d. Esporangióforos. e. Merosporângio. f. Esporangiosporos (Barras: b = 250 µm, c = 50 µm, d = 25 µm, e = 5 µm, f = 25 µm)	616
230 -	<i>Syncephalastrum racemosum</i> . a. Esporangióforos com diferentes padrões de ramificação. b. Merosporângios. c. Esporangiosporos (Barras: a = 20 µm, b = 2,5 µm, c = 5 µm)	617
231 -	<i>Thamnostylum piriforme</i> . a. Hábito. b. Esporangióforo. c. Esporangíolos em maturação. d. Rizóides. e. Vesícula esporangífera. f. Esporangíolo maduro. g. Esporangiosporos (Barras: a = 250 µm, b = 40 µm, c = 15 µm, d = 40 µm, e = 25 µm, f,g = 10 µm)	618
232 -	<i>Thamnostylum piriforme</i> . a. Hábito. b. Esporangióforo. c. Esporangíolo. d. Columela do esporangíolo. e. Esporangiosporos (Barras: a = 250 µm, b = 25 µm, c, d = 10 µm, e = 2,5 µm)	619
233 -	<i>Syncephalis obliqua</i> . a. Hábito. b-c. Vesícula apical. d. Esporangióforo. e. Rizóides. e. Esporangiosporos (Barras: a = 150 µm, b = 10 µm, c = 50 µm, d, e = 15 µm)	620
234 -	<i>Syncephalis obliqua</i> . a. Hábito. b. Esporangióforo. c. Vesícula apical. d. Esporangiosporos (Barras: a = 100 µm, b = 10 µm, c = 5 µm, d = 2,5 µm)	621

LIS TA DE QUADRO S E TABELAS

Quadros	Pág.
1- Gêneros de ascomicetos registrados em excrementos e respectivos graus de coprofilia (adaptado de Krug <i>et al.</i> , 2004)	40
2- Gêneros de basidiomicetos registrados em excrementos e respectivos graus de coprofilia (adaptado de Krug <i>et al.</i> , 2004)	43
3- Gêneros de fungos em subfilos de posição incerta que ocorrem em excrementos e respectivos graus de coprofilia (adaptado de Krug <i>et al.</i> , 2004)	46

Tabelas	Pág.
1- Ocorrência e registros de espécies de fungos coprófilos de Pernambuco, ordenadas alfabeticamente (Cb= excrementos de cabra; Cv= excrementos de cavalo; Vc= excrementos de vaca)	98
2- Número de espécies fungos coprófilos identificadas por grupo em diferentes áreas e substratos em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra, Cv=excrementos de cavalo, Vc=excrementos de vaca)	107
3- Número de ocorrências de fungos coprófilos obtido por grupo em diferentes áreas e substratos em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra, Cv=excrementos de cavalo, Vc=excrementos de vaca)	107
4- Número de registros de fungos coprófilos obtido por grupo em diferentes áreas e substratos em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra, Cv=excrementos de cavalo, Vc=excrementos de vaca)	107
5- Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de ascomicetos coprófilos de Pernambuco	112
6- Ocorrências e registros de ordens de ascomicetos coprófilos de Pernambuco	114
7- Ocorrências e registros de basidiomicetos coprófilos de Pernambuco	117
8- Ocorrências e registros de famílias de basidiomicetos coprófilos de Pernambuco	117
9- Ocorrências e registros de mucoromicetos coprófilos de Pernambuco	120
10- Número e proporção de ocorrências e de registros em famílias de mucoromicetos coprófilos de Pernambuco	120
11- Ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de bovinos em Pernambuco, ordenados pelo número de ocorrências	124
12- Ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de bovinos em Pernambuco em diferentes grupos	126
13- Ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de caprinos em Pernambuco, ordenados pelo número de ocorrências	130
14- Ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de caprinos em Pernambuco em diferentes grupos	132
15- Ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de equinos em Pernambuco, ordenados pelo número de ocorrências	135

16 -	Ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de equinos em Pernambuco em diferentes grupos	138
17 -	Riqueza, ocorrências e registros de fungos coprófilos de Pernambuco, por substrato	141
18 -	Espécies de fungos coprófilos em excrementos de caprinos, equinos e bovinos em Caruaru, Recife e Serra Talhada, Pernambuco	151
19 -	Riqueza específica bimestral de fungos coprófilos em três localidades em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra; Cv= excrementos de cavalo; Vc= excrementos de vaca)	157
20 -	Ocorrências bimestrais de fungos coprófilos em diferentes localidades em Pernambuco	158
21 -	Variáveis associadas a precipitação e parâmetros das comunidades de setembro de 2011 a abril de 2013 em Caruaru	163
22 -	Variáveis associadas a precipitação e parâmetros das comunidades de setembro de 2011 a abril de 2013 em Recife	164
23 -	Variáveis associadas a precipitação e parâmetros das comunidades de setembro de 2011 a abril de 2013 em Serra Talhada	164
24 -	Correlações entre variáveis e parâmetros das comunidades em diferentes bimestres em Recife, utilizando o coeficiente de correlação de Pearson (Riq= riqueza, Oco = ocorrências, Cb= cabra, Cv= cavalo, Vc= vaca)	165
25 -	Riqueza, número de ocorrências, diversidade e equitabilidade de espécies de fungos coprófilos em diferentes tipos de excrementos e localidades em Pernambuco (S= riqueza; N= ocorrências; J'= equitabilidade; H'= diversidade; H'min= valor mínimo para o índice de diversidade; Hmax= valor máximo para o índice de diversidade)	167
26 -	Padrões de ocorrência de espécies de fungos coprófilos de Pernambuco	174
27 -	Substrato de origem dos ascomicetos coprófilos revisados no Herbário URM	626
28 -	Período de coleta dos ascomicetos coprófilos revisados no Herbário URM	626
29 -	País de origem do material referente a ascomicetos coprófilos preservado no Herbário URM	627
30 -	Sumário da revisão das exsicatas de ascomicetos coprófilos depositadas no Herbário URM (antes de Melo <i>et al.</i> , 2012)	658

SUMÁRIO

	Pág.
1. INTRODUÇÃO	35
2. REVISÃO DE LITERATURA	
2.1. DIVERSIDADE DE FUNGOS COPRÓFILOS	
2.1.1. ASCOMICETOS COPRÓFILOS	37
2.1.2. BASIDIOMICETOS COPRÓFILOS	42
2.1.3. FUNGOS COPRÓFILOS EM SUBFILOS DE POSIÇÃO INCERTA (ZIGOMICETOS)	44
2.1.4. OUTROS GRUPOS EM EXCREMENTOS	46
2.2. ECOLOGIA DOS FUNGOS COPRÓFILOS	
2.2.1. ADAPTAÇÕES E ESTRATÉGIAS EVOLUTIVAS DOS FUNGOS COPRÓFILOS	48
2.2.2. CICLO DE VIDA DOS FUNGOS COPRÓFILOS	52
2.2.3. INFLUÊNCIA DE FATORES ABIÓTICOS	58
2.2.4. INFLUÊNCIA DE FATORES BIÓTICOS	59
2.2.5. ESTRUTURA E DINÂMICA DE COMUNIDADES DE FUNGOS EM EXCREMENTOS	62
2.2.6. SUCESSÃO ECOLÓGICA E TEORIA DA ESTRATÉGIA EM FUNGOS COPRÓFILOS	65
2.3. IMPORTÂNCIA E CONÔMICA E ACADÊMICA DOS FUNGOS COPRÓFILOS	
2.3.1. FUNGOS COPRÓFILOS NO ENSINO DE MICOLOGIA	69
2.3.2. OBTENÇÃO DE BIOPRODUTOS A PARTIR DE FUNGOS COPRÓFILOS	71
2.3.3. IMPORTÂNCIA MÉDICA DOS FUNGOS COPRÓFILOS	72
2.3.4. FUNGOS COPRÓFILOS COMO ORGANISMOS MODELO EM GENÉTICA E BIOLOGIA MOLECULAR ..	73
2.3.5. FUNGOS COPRÓFILOS NO DATAMENTO PALEONTOLÓGICO	74
2.4. REVISÃO DO HISTÓRICO DO ESTUDO DOS FUNGOS COPRÓFILOS	
2.4.1. PRINCIPAIS REGISTROS E REVISÕES SOBRE FUNGOS COPRÓFILOS	75
2.4.2. HISTÓRICO DOS REGISTROS DE FUNGOS COPRÓFILOS NO BRASIL	83
3. MATERIAL E MÉTODOS	
3.1. ÁREAS DE ESTUDO	86
3.2. COLETA DE EXCREMENTOS	88
3.3. INCUBAÇÃO DOS SUBSTRATOS E ISOLAMENTO DE MATERIAL FÚNGICO	89

3.4. IDENTIFICAÇÃO E DENOMINAÇÃO ESPECÍFICA	89
3.5. CONFECÇÃO DE MATERIAL GRÁFICO	90
3.6. REVISÃO DE MATERIAL HERBORIZADO	91
3.7. PRESERVAÇÃO DO MATERIAL FÚNGICO	92
3.8. ANÁLISE DE DADOS	92
3.9. EXTRAÇÃO, PURIFICAÇÃO, AMPLIFICAÇÃO E SEQUENCIAMENTO DE DNA	94

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. DIVERSIDADE E ECOLOGIA DE FUNGOS COPRÓFIOS EM PERNAMBUCO

4.1.1. DIVERSIDADE DE FUNGOS COPRÓFIOS EM PERNAMBUCO	97
4.1.2. OS GRANDES GRUPOS DE FUNGOS COPRÓFIOS EM PERNAMBUCO	105
4.1.2.1. AS COMECETOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	109
4.1.2.2. BASIDIOMICETOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	116
4.1.2.3. MUCOROMICETOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	119
4.1.3. FATORES QUE INFLUENCIAM A ESTRUTURA E DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	123
4.1.3.1. INFLUÊNCIA DO TIPO DE SUBSTRATO NA ESTRUTURA E DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	123
4.1.3.1.1. FUNGOS COPRÓFIOS EM EXCREMENTOS DE BOVINOS EM PERNAMBUCO	123
4.1.3.1.2. FUNGOS COPRÓFIOS EM EXCREMENTOS DE CAPRINOS EM PERNAMBUCO	129
4.1.3.1.3. FUNGOS COPRÓFIOS EM EXCREMENTOS DE EQUINOS EM PERNAMBUCO	135
4.1.3.1.4. ANÁLISE ESTRUTURAL E DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFIOS EM DIFERENTES SUBSTRATOS, EM PERNAMBUCO	141
4.1.3.2. INFLUÊNCIA DA ÁREA DE COLETA NA ESTRUTURA E DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	150
4.1.3.3. INFLUÊNCIA DA SAZONALIDADE NA DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	156
4.1.4. AS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	167
4.1.5. PADRÕES SUCESSIONAIS (OU DE DESENVOLVIMENTO DE COMUNIDADES) DOS FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	168
4.1.6. PADRÕES DE OCORRÊNCIA DOS FUNGOS COPRÓFIOS DE PERNAMBUCO	171

4.2. ADIÇÕES AO CONHECIMENTO DOS FUNGOS COPRÓFIOS NO BRASIL

ASCOMYCOTA CAVAL.-SM. (1998)	
CAPNODIALES WORON. (1925)	177
CONIOCHAETALES HUHDORF, A.N. MILL. & F.A. FERN. (2003)	179
DOTHIDEALES LINDAU (1897)	183
EUROTIALES G.W. MARTIN EX BENNY & KIMBR. (1980)	184
HYPOCREALES LINDAU (1897)	206
MELANOSPORALES N. ZHANG & M. BLACKW. (2007)	220
MICROASCALES LUTTR. EX BENNY & KIMBR. (1980)	223
ONYGENALES CIF. EX BENNY & KIMBR. (1980)	236
PEZIZALES J. SCHRÖT. (1894)	238
SORDARIALES CHAD. EX D. HAWKSW. & O.E. ERIKSS. (1986)	261
PLEOSPORALES LUTTRELL EX M.E. BARR (1987)	308
THELEBOLALES P.F. CANNON (2001)	317
ASCOMICETOS DE POSIÇÃO INCERTA	326
BASIDIOMYCOTA R.T. MOORE (1980)	
AGARICALES UNDERW. (1899)	327
SUBFILOS DE POSIÇÃO INCERTA	
MUCOROMYCOTINA BENNY (2007)	
MUCORALES FR. (1862)	344
ZOOPAGOMYCOTINA BENNY (2007)	
ZOOPAGALES BESSEY EX R.K. BENJ. (1979)	368
CHAVE PARA AS ESPÉCIES DE FUNGOS COPRÓFIOS IDENTIFICADAS EM PERNAMBUCO	369
4.3. REVISÃO DO HERBÁRIO URM: ASCOMICETOS COPRÓFIOS	622
4.4. CHECKLIST E CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO PARA FUNGOS COPRÓFIOS DO BRASIL	660
CHECKLIST DOS FUNGOS COPRÓFIOS DO BRASIL	663
CHAVES PARA IDENTIFICAÇÃO DOS FUNGOS COPRÓFIOS DO BRASIL	686
MUCOROMYCOTINA, DIMARGARITOMYCOTINA E ZOOPAGOMYCOTINA	687
FUNGOS CONIDIAIS	692
BASIDIOMYCOTA	699
ASCOMYCOTA	702

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	714
6. CONCLUSÕES.....	716
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	718
APÊNDICE 1.....	752
APÊNDICE 2.....	753

1. INTRODUÇÃO

Fungos coprófilos formam um restrito grupo de sapróbios especialmente adaptados a viver em excrementos de animais, sobretudo herbívoros (Webster, 1970; Krug *et al.*, 2004; Kirk *et al.*, 2008). Estes fungos encontram-se associados a diversos animais, domesticados ou silvestres, em diferentes partes do mundo e épocas do ano (Richardson, 2001b), representados por grandes grupos como zigomicetos, ascomicetos e basidiomicetos (Bell, 1983; Richardson & Watling, 1997). Possuem variadas adaptações morfológicas, fisiológicas e ecológicas comuns, evolutivamente convergentes, para explorar de forma mais eficiente seu substrato (Ingold, 1961; Dix & Webster, 1995), apresentando assim grande importância nos ecossistemas, sobretudo na decomposição e mineralização dos excrementos e no fluxo de carbono, nitrogênio e energia (Wicklow & Angel, 1974).

Segundo Krug & Ericson (2008), as opções alimentícias constituem um importante fator influenciando a riqueza específica de fungos coprófilos, e algumas espécies são mais associadas com o hábitat e opção de alimentação do animal, ou seja, com o tipo vegetacional de sua área de vida, do que com o tipo específico de excremento ou de animal. O estado de Pernambuco apresenta três domínios morfoclimáticos distintos: Domínio dos Mares de Morros, na região do litoral brasileiro, Domínio das Caatingas, na região de clima semi-árido, e áreas de transição entre esses (Ab'Sáber, 2007). O bioma Mata Atlântica é formado por remanescentes de florestas que se estendem de norte a sul, ao longo do litoral brasileiro e é caracterizado por vegetação perenifolia latifoliada higrófila costeira, em grande densidade, com predomínio de árvores, abundância de epífitas e com solo recoberto por herbáceas (Ferri, 1980). A vegetação mais característica do nordeste brasileiro corresponde ao bioma Caatinga, representado em todos os estados da região, abrangendo mais de 800.000 km² em extensão, caracterizada pelo clima quente e seco e um curto período de chuvas, com vegetação semi-perenifolia, xerófila, de médio a pequeno porte, normalmente espinhosa, com predomínio de cactáceas e leguminosas (Rizzini, 1997).

O conhecimento sobre a micobiota coprófila brasileira é escasso. No Nordeste, Batista e colaboradores estudaram a composição de fungos leveduriformes e filamentosos em excrementos de animais domésticos, selvagens e cativos, com interesse em fungos com importância médica, sobretudo leveduriformes (Batista *et al.*, 1961a., 1961b). Após várias décadas, Alves *et al.* (2002) identificaram 11 táxons de *Mucor* em excrementos de herbívoros no Recife, mesmo local onde Santiago *et al.* (2011) registraram 39 táxons de zigomicetos em excrementos de herbívoros cativos. No ano seguinte, Melo *et al.* (2012) identificaram 22 espécies de ascomicetos coprófilos em

excrementos de herbívoros em confinamento no Parque Dois Irmãos, Recife. No Centro-Oeste há estudos apenas de Richardson (2001 a), que durante visita ao Brasil, em 1998, registrou 32 espécies de fungos coprófilos de Bonito e do Pantanal do Rio Negro, no estado do Mato Grosso do Sul. No Sudeste, Viriato (2008) identificou 10 espécies de *Pilobolus* no Parque Zoológico da cidade de São Paulo, apresentando ilustrações, descrições e uma chave de identificação. Poucos trabalhos concentrados em grupos de organismos ou da microbiota de uma região apresentam referências para fungos com algum grau de coprofilia. Assim, é raro o registro e a revisão de fungos coprófilos brasileiros em herbários.

Considerando o supracitado, tem-se como hipótese que alta diversidade específica, com diferenças significativas na estrutura das comunidades sobretudo entre área de vida dos animais, assim como entre época de coleta e tipo de excremento são esperados de uma amostragem em maior escala dos fungos coprófilos. Este trabalho teve como objetivo conhecer a diversidade e aspectos ecológicos de fungos coprófilos de excrementos de herbívoros coletados em um gradiente entre biomas no estado de Pernambuco. Como objetivos específicos, propôs-se a avaliação dos dados, atendendo a questionamentos e elucidando padrões ecológicos associados à estrutura e dinâmica das comunidades estudadas, tais como a influência de diferentes variáveis (área de coleta, tipo de excremento, sazonalidade) na composição e padrões sucessionais da microbiota coprófila, a descrição detalhada de todas as espécies identificadas, incluindo micrografias e ilustrações, dados históricos relativos à distribuição geográfica e habitat, a revisão taxonômica das exsicatas de ascomicetos coprófilos no Herbário URM e a elaboração de um *checklist* e chaves para identificação dos fungos coprófilos registrados no Brasil.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. DIVERSIDADE DE FUNGOS COPRÓFILOS

Segundo Krug *et al.* (2004), cerca de 67% dos gêneros de fungos coprófilos corresponde ao grupo dos ascomicetos, dominantes em diversidade neste substrato, seguidos por gêneros em subfilos de posição incerta, tradicionalmente referidos como "zigomicetos" (21,85%) e, finalmente, pelos basidiomicetos (10,92%). Dentre os subfilos de posição incerta, representantes de Mucoromycotina destacam-se pela rápida colonização e formação de estruturas reprodutivas. Neste grupo, encontra-se encontra *Pilobolus* Tode, o único gênero até o momento apontado como exclusivamente coprófilo. A microbiota coprófila atinge a maior diversidade específica e morfológica no grupo dos ascomicetos, com espécies formando diversos tipos de ascomas (ou representadas somente por formas conidiais), em diferentes estágios sucessionais. Nesse grupo, é possível observar elaboradas estratégias de liberação e dispersão de esporos, garantindo grande eficiência na utilização do substrato (Bell, 1983). Embora uma pequena parcela da diversidade de basidiomicetos esteja representada como coprófila, gêneros como os "fungos coprinóides" (*Coprinus* Pers., *Coprinellus* P. Karst., *Coprinopsis* P. Karst.), *Panaeolus* (Fr.) Quél. e *Psathyrella* (Fr.) Quél. são usualmente citados. Estes desempenham papel importante na ciclagem de nutrientes, sobretudo em estágios sucessionais avançados. Outros grupos de fungos possuem raros registros em excrementos (Czeczuga & Mazalska, 2000; Krug *et al.*, 2004).

Aspectos da diversidade dos grupos e seus representantes com algum grau de coprofilia são discutidos a seguir.

2.1.1. ASCOMICETOS COPRÓFILOS

O Filo Ascomycota representa um grupo monofilético que abrange cerca de 75% de todos os fungos conhecidos, totalizando mais de 64 mil espécies descritas, incluindo ainda a maioria das formas liquenizadas e dos fungos que não apresentam evidências de reprodução sexuada (Hawksworth, 2001; Blackwell & Spatafora, 2004; Lutzoni *et al.*, 2004; Kirk *et al.*, 2008). Os representantes do grupo são caracterizados pela formação de estrutura especializada, o asco, onde são formados os esporos sexuados, frequentemente protegidos em "corpos de frutificação" denominados ascomas (Webster & Weber, 2007).

A fase assimilativa dos ascomicetos coprófilos pode apresentar-se leveduriforme, com multiplicação assexuada por brotamento (eg. Saccharomycetales) ou fissão binária (eg. Schizosaccharomycetales), observáveis em isolamentos em meio de cultura, mas normalmente observa-se fungos de fase assimilativa filamentosos, com hifas apocíticas, podendo formar septos verdadeiros (Krug *et al.*, 2004). Outras estruturas de destaque são as formações pletenquimatosas constituindo esclerócios, estromas, ascomas e outras, observáveis em alguns grupos formados sobre os excrementos (Moore, 1998; Liu & Hall, 2004). Formas conidiais são comuns e atingem a maior diversidade neste grupo. Ascomicetos podem realizar plasmogamia por somatogamia, através da fusão de porções não diferenciadas de micélios compatíveis, ou dar origem a gametângios diferenciados denominados anterídios e ascogônios. A fase dicariótica encontra-se nas hifas ascógenas, que após formação de ganchos posteriormente dão origem aos ascos. Formas coprófilas podem apresentar-se homotáticas ou heterotáticas (Krug *et al.*, 2004). Não há registro de fungos que formam feixes de ascos nus em excrementos de herbívoros. Os ascomas podem ser encontrados diretamente no substrato, com variado grau de imersão, ou no interior de estromas (Kendrick, 1992). Diversos tipos de ascomas e ascos são observados na variação morfológica dos componentes do grupo em formas coprófilas, variando em estrutura e estratégias de liberação dos ascos. Os ascosporos apresentam variada morfologia, muitas vezes mostrando adaptações para a passagem pelo trato digestivo dos animais, aparatos gelatinosos para adesão ao material vegetal e posterior reingestão, melanização, dentre outras (Webster, 1970).

Ascomicetos podem ser encontrados em todos os continentes e muitas espécies apresentam distribuição cosmopolita, enquanto outras são mais restritas (Taylor *et al.*, 2006). Gêneros com referência de espécies em excrementos possuem variados hábitos de vida, ocorrendo como parasitas, sapróbios ou simbiotes em diversos ecossistemas. Dada a grande dimensão do grupo, é comum na literatura que alguns habitats e substratos originem denominações específicas, denotando as adaptações e a eficiência dos fungos em explorar tais ambientes, como as formas coprófilas, que se desenvolvem em excrementos, as cortícolas, que se alimentam da casca dos vegetais, os lignícolas, associadas à madeira, os folícolas, crescendo sobre folhas, dentre outras (Alexopoulos *et al.*, 1996). Muitas espécies de ascomicetos se encontram em associação simbiótica com algas verdes ou cianobactérias, formando líquens e com raízes de vegetais superiores, formando ectomicorrizas. Poucas espécies de fungos que formam essas associações foram mencionadas em excrementos de herbívoros (Aptroot, comunicação pessoal, 2014). Membros de muitas ordens são endofíticos, produzindo uma variedade de produtos secundários, como alcalóides, que afetam outros

organismos, e acredita-se que inibam a herbivoria e aumentem a tolerância à falta de água em seus hospedeiros, retardando as infecções fúngicas (Carroll, 1992).

Ascomicetos são importantes para os ecossistemas e para o ser humano. Algumas espécies são fitopatogênicas, causando uma variedade de patologias de pequeno a grande impacto econômico (Agris, 2005). Espécies de ascomicetos são encontradas em diversas associações com insetos, apresentando, sobretudo, potencial entomopatogênico, sendo estudadas e utilizadas como inseticidas naturais no controle biológico de pragas agrícolas (Melo, 2003). Outros são conhecidos pelas substâncias que produzem, para a indústria de pães e bebidas, por liberar toxinas, metabólitos com atividade antimicrobiana, ou pelo prejuízo que podem causar em alimentos e outros produtos (Leslie *et al.*, 2008). Algumas espécies tipicamente coprófilas, como *Ascobolus immersus* Pers., *Neurospora crassa* Shear & B.O. Dodge e *Podospora pauciseta* (Ces.) Traverso, embora não sejam conhecidas causadoras de micoses ou fitopatologias, tem sido utilizadas, ao longo dos anos, como organismos modelo para experimentos de genética e biologia molecular de microrganismos, contribuindo para avanços significativos nestas áreas do conhecimento, inclusive na genética de organismos haplóides (Nicolas *et al.*, 1981; Loubradou *et al.*, 1996; Rossignol & Silar, 1996; Espagne *et al.*, 2008; Pinan-Lucarre *et al.* 2007).

O grande tamanho do grupo tomou, ao longo das últimas décadas, difíceis os esforços de elucidar uma classificação conclusiva. A classificação proposta por Lumbsch & Huhndorf (2007), baseada em publicações anteriores, reflete as numerosas mudanças propostas por Hibbet *et al.* (2007), e inclui todos os gêneros e categorias taxonômicas superiores do Filo Ascomycota, sendo utilizada neste tratamento. O filo possui três subfilos: Taphrinomycotina (4 classes), Saccharomycotina (uma classe) e Pezizomycotina (dez classes), este último apresentando a maioria das formas coprófilas típicas. Estes três grupos mantiveram-se distintos considerando caracteres tanto morfológicos e reprodutivos quanto moleculares.

Com relação à identificação, espécies de ascomicetos com frutificações macroscópicas conspicuas, como *Pezizomyces oedipus* (Mont.) Mont., por exemplo, podem ser coletadas em excrementos no campo, ou aqueles de proporções microscópicas podem ser obtidos em isolamentos em meio de cultura ou incubação, assim como as respectivas formas conidiais. Diferentes metodologias de coleta/amostragem são empregadas de acordo com o grupo taxonômico ou ecológico de interesse. Dentre os principais trabalhos de referência para identificação dos fungos deste grupo, de um modo geral, podem ser citados Dennis (1981) e Hanlin (1990).

O Filo Ascomycota é o que apresenta maior número de espécies coprófilas (Krug *et al.*, 2004), em excrementos de vários animais em diferentes partes do mundo, sendo representados por

formas apoteciais, periteciais, cleistoteciais ou estromáticas (Richardson, 2001b), além de anamórficas. O quadro 1 apresenta os gêneros de ascomicetos com referência de espécies coprófilas, adaptado de Krug *et al.* (2004), com a classificação rearranjada segundo Lumbsch & Huhndorf (2007).

Quadro 1. Gêneros de ascomicetos registrados em excrementos e respectivos graus de coprofilia (adaptado de Krug *et al.*, 2004)

Dothideomycetes	<p>Pleosporales Delitschiaceae: <i>Delitschia</i>¹, <i>Semidelitschia</i>¹ Sporormiaceae: <i>Chaetopreussia</i>¹, <i>Preussia</i>¹, <i>Sporormiella</i>¹, <i>Pleophragmia</i>¹, <i>Sporormia</i>¹, <i>Sporominula</i>¹, <i>Westerdykella</i>² Venturiaceae: <i>Antennularia</i>²</p> <p>Dothideomycetes incertae sedis Eremomycetaceae: <i>Eremomyces</i>¹ Microthyriaceae: <i>Microthyrium</i>²</p>
Eurotiomycetes	<p>Eurotiales Monascaceae: <i>Monascus</i>² Trichomaceae: <i>Byssochlamys</i>², <i>Emericella</i>², <i>Eupenicillium</i>², <i>Eurotium</i>², <i>Neosartorya</i>², <i>Talaromyces</i>²</p> <p>Onygenales Arachnomycetaceae: <i>Arachnomycetes</i>¹ Arthrodermataceae: <i>Arthroderma</i>², <i>Ctenomyces</i>², <i>Shanorella</i> Gymnoascaceae: <i>Arachniotus</i>³, <i>Gymnascella</i>¹, <i>Gymnoascus</i>¹, <i>Gymnoascoideus</i>² Onygenaceae: <i>Amauroascus</i>², <i>Aphanoascus</i>¹, <i>Ascocalvatia</i>¹, <i>Auxarthron</i>¹, <i>Kuohmiella</i>², <i>Laurothecium</i>¹, <i>Onygena</i>³, <i>Polytolypa</i>¹, <i>Renispora</i>¹, <i>Uncinocarpus</i>¹</p>
Laboulbeniomyces	<p>Pyxidiophorales Pyxidiophoraceae: <i>Mycorhynchidium</i>¹, <i>Pyxidiophora</i>³</p>
Leotiomycetes	<p>Helotiales Sclerotiniaceae: <i>Martininia</i>², <i>Coprotinia</i> Rutstroemiaceae: <i>Rutstroemia</i>²</p> <p>Thelebolales Thelebolaceae: <i>Ascozonus</i>¹, <i>Caccobius</i>¹, <i>Coprobolus</i>¹, <i>Dennisiopsis</i>¹, <i>Leptokalpion</i>¹, <i>Pseudascozonus</i>¹, <i>Rangella</i>¹, <i>Thelebolus</i>¹, <i>Mycoarctium</i>¹, <i>Ochotrichobolus</i>¹, <i>Trichobolus</i>¹, <i>Ascophanus</i>¹, <i>Coprotiella</i>¹, <i>Coprotus</i>¹</p> <p>Leotiomycetes: s i n c e r t a e s e d i s Myxotrichaceae: <i>Myxotrichum</i>², <i>Ps eudogymnoas cus</i>²</p>
Orbiliomyces	<p>Orbiliiales Orbiliaceae: <i>Orbilium</i>²</p>
Pezizomycetes	<p>Pezizales Ascobolaceae: <i>Ascobolus</i>¹, <i>Cleistoiidophanus</i>¹, <i>Saccobolus</i>¹, <i>Thecothaus</i>¹ Ascodesmidaceae: <i>Ascodesmis</i>³, <i>Lasiobolus</i>¹ Eotetraziaaceae: <i>Eotetrazia</i>¹ Otideaceae: <i>Boubovia</i>³, <i>Byssonectria</i>³, <i>Chalazion</i>³, <i>Cheilymenia</i>¹, <i>Cleistothelebolus</i>¹, <i>Lasiobolidium</i>¹, <i>Orbicula</i>², <i>Pseudombrophila</i>², <i>Scutellinia</i>², <i>Trichophaea</i>² Pezizaceae: <i>Hapsidomyces</i>¹, <i>Iodophanus</i>¹, <i>Peziza</i>² Pyrenemataceae: <i>Dictyocoprotus</i>¹</p>

Quadro 1. continuação

<p>Sordariomycetes</p>	<p>Hypocreomycetidae Hypocreales Bionectriaceae: <i>Helococcum</i>², <i>Mycoarachis</i>¹, <i>Roumegueriella</i>¹, <i>Selinia</i>¹ Nectriaceae: <i>Nectria</i>², <i>Neocosmospora</i>² Hypocreales <i>incertae sedis</i>: <i>Emericellopsis</i>², <i>Bulbithecium</i>¹, <i>Hapsidospora</i>¹, <i>Nigrosabulum</i>¹, <i>Leucosphaerina</i>¹ Melanosporales Ceratostomataceae: <i>Melanospora</i>², <i>Sphaerodes</i>², <i>Rhytidospora</i>¹, <i>Pteridiosperma</i>² Microascales Chaefaudiellaceae: <i>Chaefaudiella</i>¹, <i>Faurelina</i>¹ Microascaceae: <i>Enterocarpus</i>¹, <i>Kernia</i>¹, <i>Lophotrichus</i>², <i>Microascus</i>², <i>Petriella</i>², <i>Pseudallescheria</i>² Microascales <i>incertae sedis</i>: <i>Sphaerona emella</i>²</p> <p>Sordariomycetidae Coniochaetales Coniochaetaceae: <i>Coniochaeta</i>³ Ophiostomatales Kathistaceae: <i>Kathistes</i>¹ Ophiostomataceae: <i>Klasterospora</i>² Sordariales Chaetomiaceae: <i>Achaetomium</i>², <i>Boothiella</i>², <i>Chaetomidium</i>³, <i>Chaetomium</i>³, <i>Coryascus</i>², <i>Farrowia</i>³, <i>Subramaniula</i>¹, <i>Thielavia</i>² Lasiosphaeriaceae: <i>Anopodium</i>¹, <i>Apiosordaria</i>², <i>Apodospora</i>¹, <i>Apodus</i>², <i>Amiella</i>¹, <i>Amium</i>¹, <i>Bombardia</i>³, <i>Cercophora</i>³, <i>Bombardioides</i>¹, <i>Camptosphaeria</i>¹, <i>Embleospora</i>¹, <i>Fimetariella</i>¹, <i>Jugulospora</i>², <i>Lasiochaeria</i>³, <i>Periamphispora</i>¹, <i>Podospira</i>¹, <i>Schizothecium</i>¹, <i>Strattonia</i>¹, <i>Triangularia</i>³, <i>Tripterospora</i>¹, <i>Zopfiella</i>³, <i>Zygopleurage</i>¹, <i>Zygospermella</i>¹ Sordariaceae: <i>Copromyces</i>¹, <i>Gelasinospora</i>³, <i>Guilliermondia</i>¹, <i>Neurospora</i>², <i>Sordaria</i>¹</p> <p>Xylariomycetidae Xylariales Xylariaceae: <i>Ascotricha</i>², <i>Hypocopa</i>¹, <i>Podosordaria</i>¹, <i>Poronia</i>¹, <i>Wawelia</i>¹, <i>Xylaria</i>²</p> <p>Sordariomycetes incertae sedis Trichosphaeriales Trichosphaeriaceae: <i>Collematospora</i>¹</p> <p>Sordariomycetes incertae sedis <i>Apiospora</i>², <i>Phomatospora</i>²</p>
<p>Ascomycota incertae sedis</p>	<p>Pseudeurothiaceae: <i>Leuconurospora</i>¹, <i>Pleuroascus</i>¹, <i>Pseudurotium</i>²</p>

¹ Gêneros com muitas espécies coprófilas de outros substratos

² Gêneros tipicamente coprófilos, que podem conter algumas espécies de outros substratos

³ Gêneros tipicamente de outros substratos, que podem conter algumas espécies coprófilas

2.1.2. BASIDIOMICETOS COPRÓFILOS

O Filo Basidiomycota apresenta mais de 30 mil espécies de fungos filamentosos e leveduriformes, formadores de esporos sexuais denominados basidiosporos, produzidos em basídios (Webster & Weber, 2007). Normalmente, os fungos mais conhecidos por fotógrafos e coletores amadores pertencem a este grupo, pelo fato da maioria formar basidiomas macroscópicos, de fácil observação e coleta em campo. Basidiomicetos coprófilos podem ser comumente observados em excrementos incubados ou *in situ*, pelas frutificações conspícuas. Apresentam-se na forma agaricóide, como nos gêneros *Coprinus* e *Panaeolus*, ou em outras formas de dispersão passiva, como *Cyathus* Haller ou *Lysurus* Fr. são referidos como colonizadores de estágios sucessionais mais tardios em excrementos de herbívoros, com alta capacidade competitiva (Kendrick, 1992; Dix & Webster, 1995).

No que tange à morfologia, os basidiomicetos apresentam normalmente hifas regularmente septadas. Esses septos podem apresentar poros simples ou complexos, no caso denominados dolipóricos (Kendrick, 1992). Rizomorfas e cordões são outras estruturas somáticas formadas pelos basidiomicetos (Cooke & Whips, 1993). Embora menos frequentemente observados que nos ascomicetos, formas conidiais também são comuns, embora a distinção seja difícil sem a presença do teleomorfo. Ainda como forma de propagação assexuada, clamidiosporos e artrosporos podem ser formados. Nos fungos deste grupo, a fase dicariótica, que precede à plasmogamia e precede a cariogamia, pode ser prolongada inclusive durante o crescimento somático, onde há manutenção da dicariotofase, envolvendo ou não a formação de grampos de conexão, observáveis em alguns basidiomas sobre excrementos de herbívoros. A formação de basídios e basidiosporos ocorre no ápice de uma hifa dicariótica após cariogamia e meiose, normalmente formando as porções férteis dos basidiomas que, juntamente com elementos estéreis, formam o himênio (eg. Agaricomycetes).

Basidiomicetos são normalmente terrestres, dispersando seus esporos com a ação do vento. Podem ser sapróbios, como a maioria dos cogumelos, orelhas-de-pau e fungos gelatinosos, fortemente envolvidos na decomposição de madeira, simbiotes, como os formadores de relações ectomicorrízicas e liquenícolas, ou parasitas, em vegetais ou animais. Entre os parasitas de vegetais superiores alguns, como as ferrugens e os carvões, causam grandes prejuízos em plantações (Agrios, 2005).

Os fungos deste grupo apresentam grande importância na reciclagem de matéria orgânica contida nos excrementos, sobretudo da lignina e celulose. O basidioma de algumas formas possuem edibilidade, sendo consumidos e comercializados, com fins alimentícios ou medicinais.

Com a recente utilização de ferramentas moleculares e ênfase nas relações filogenéticas, o Filo Basidiomycota sofreu profundas modificações. A proposta de classificação publicada por Hibbet *et al.* (2007) apresenta o grupo formado por três subfilos: Pucciniomycotina (8 classes), Ustilaginomycotina (2 classes) e Agaricomycotina (5 classes). O quadro 2 apresenta os gêneros que contém espécies associadas a excrementos.

Quadro 2 - Gêneros de basidiomicetos ocorrentes em excrementos e respectivos graus de coprofilia (adaptado de Krug *et al.*, 2004)

Agaricomycetes	<p>Agaricales Agaricaceae: <i>Agaricus</i>³, <i>Cyathus</i>³, <i>Crucibulum</i>³, <i>Schizostoma</i>³ Bolbitiaceae: <i>Bolbitius</i>², <i>Conocybe</i>³ Coprinaceae: <i>Coprinellus</i>², <i>Coprinopsis</i>², <i>Coprinus</i>² Lyophyllaceae: <i>Tephroclype</i>³ Pluteaceae: <i>Volvaridla</i>³ Psathyrellaceae: <i>Psathyrella</i>³ Strophariaceae: <i>Psilocybe</i>², <i>Stropharia</i>³, <i>Agrocybe</i>³, <i>Naucoria</i>³, <i>Galerina</i>³, <i>Weraroa</i>³ Tricholomataceae: <i>Lepista</i>³, <i>Pseudoclitocybe</i>³ Incertae sedis: <i>Anellaria</i>¹, <i>Copelandia</i>¹, <i>Panaeolus</i>²</p> <p>Atheliales Atheliaceae: <i>Byssocorticium</i>³</p> <p>Geastrales Geastraceae: <i>Sphaerobolus</i>³</p> <p>Sebacinales Sebacinaeae: <i>Sebacina</i>³</p>
Cistobasidiomycetes	<p>Cistobasidiales Cistobasidiaceae: <i>Cystobasidium</i>³</p>
Pucciniomycetes	<p>Platygliales Platyglialaceae: <i>Platyglaea</i>³</p>

¹ Gêneros com muitas espécies coprófilas e de outros substratos

² Gêneros tipicamente coprófilos, que podem conter algumas espécies de outros substratos

³ Gêneros tipicamente de outros substratos, que podem conter algumas espécies coprófilas

2.1.3. FUNGOS COPRÓFILOS SEM SUBFILOS DE POSIÇÃO INCERTA (ZIGOMICETOS)

Representantes dos subfilos de posição incerta: Mucoromycotina, Zoopagomycotina, Kickxellomycotina, Dimargaritomycotina, Mortierellomycotina, tradicionalmente conhecidos como zigomicetos, filo conhecidamente parafilético, são comumente presentes em excrementos de herbívoros. Esses fungos se reproduzem assexuadamente por aplanosporos usualmente formados por clivagem citoplasmática no interior de esporângios e sexuadamente pela produção de zigósporos (Benny *et al.*, 2001).

Os zigomicetos apresentam morfologia variada. São normalmente filamentosos, com micélio de calibre espesso, apresentando septos somente na delimitação de estruturas reprodutivas ou no isolamento de hifas lesionadas. Outras estruturas diferenciadas podem estar presentes em determinadas espécies em excrementos, como estolões, entre estruturas reprodutoras, ou rizóides, auxiliando na fixação ao substrato. Na reprodução assexuada formam esporos no interior de esporângios, normalmente sustentados e elevados da superfície do excremento por uma hifa especializada denominada esporangióforo. Após o rompimento da parede do esporângio, os esporos se dispersam, através da ação do vento ou de agentes, embora outras formas de liberação e dispersão sejam peculiares de diferentes grupos. Outras diferenciações nas estruturas de reprodução assexuada são os esporangióloos, esporângio contendo poucos esporos, normalmente dispersados em sua totalidade (eg. *Cunninghamella*), e merosporângios, esporângios cilíndricos com esporangiosporos organizados linearmente (eg. *Syncephalastrum*). Em formas heterotálicas, após reconhecimento de compatibilidade, são formados gametângios, denominados zigóforos, que realizam conjugação gametangial, terminando por formar um zigosporângio de parede espessa, por vezes ornamentado, que contém apenas um zigósporo (Webster & Weber, 2007).

Representantes deste grupo são normalmente sapróbios, em solo ou material vegetal (eg. Mucorales) ou parasitas de insetos (eg. Entomophthorales), embora, em classificações mais antigas, espécies obrigatoriamente endomicorrízicas e associadas ao trato digestivo de insetos e milípodos sejam tratadas associadas ao grupo. Zigomicetos em excrementos e em outros substratos desempenham importante papel em ecossistemas como colonizadores pioneiros, devido a sua ruderalidade e capacidade de ter acesso e assimilar produtos simples mais rapidamente (Cooke & Whipps, 1993).

Além da importância nos sistemas naturais, zigomicetos ainda são relevantes em diversas áreas: alguns são responsáveis pela degradação de alimentos e produtos estocados; outros são utilizados no preparo de alimentos orientais. Espécies oleaginosas também conferem importância

econômica para alguns representantes deste grupo. Pacientes imunocomprometidos podem ser acometidos por zigomicoses (Lacaz *et al.*, 2002).

Com as recentes mudanças na classificação dos fungos utilizando ferramentas moleculares, o grupo dos zigomicetos foi indubitavelmente o que sofreu maior número de alterações (Kirk *et al.*, 2008). Classificações prévias incluíam as Classes Zygomycetes e Trichomycetes. Hibbet *et al.* (2007) apresentam os zigomicetos em cinco subfilos de posição incerta: Mucoromycotina, Zoopagomycotina, Dimargaritomycotina, Kickxellomycotina e Entomophthoromycotina. Entretanto, a denominação “zigomicetos” (e não mais “Filo Zygomycota”) ainda é de corrente utilização para menção dos cinco subfilos de posição incerta. Kirk *et al.* (2008) apresentam o Filo Zygomycota com o grupo, contendo os subfilos supracitados.

O pequeno tamanho das estruturas formadas pelos zigomicetos torna difícil a coleta e identificação, o que leva os taxonomistas a tentarem o isolamento em meios de cultura ou incubação com posterior purificação em meios de cultura adequados (Malloch, 1981). Grande parte dos componentes do grupo apresenta crescimento satisfatório em meio de cultura de uso corrente em laboratórios de micologia. Outros, como as formas micoparasitas, precisam de maior atenção para serem corretamente identificadas. Dentre os principais trabalhos de referência para identificação dos fungos deste grupo, podem ser citados Benjamin (1959, 1979), O'Donnell (1979), O'Donnell *et al.*, (2001) e Benny *et al.* (2001).

Zigomicetos coprófilos são comuns em amostras de excrementos em incubação, representando parcela significativa da micobiota coprófila de uma região (Webster & Hard, 1998). O quadro 3 apresenta os gêneros de zigomicetos com referência de espécies coprófilas, adaptado de Krug *et al.* (2004), com a classificação rearranjada segundo Hibbet *et al.* (2007). Como pode ser observado, os quatro subfilos propostos na classificação apresentam representantes com algum grau de coprofilia.

Quadro 3 - Gêneros de fungos em subfilos de posição incerta que ocorrem em excrementos e respectivos graus de coprofilia (adaptado de Knug *et al.*, 2004).

Kickxellomycotina	Kickxellales Kickxellaceae: <i>Coemansia</i> ³ , <i>Kickxella</i> ² , <i>Spirodactylon</i> ² , <i>Spiromyces</i> ²
Dimargaritomycotina	Dimargaritales Dimargaritaceae: <i>Dimargaris</i> ² , <i>Dispira</i> ² , <i>Tieghemiomyces</i> ²
Mucoromycotina	Mortierellales Mortierellaceae: <i>Dissophora</i> ¹ , <i>Mortierella</i> ¹ Mucorales Mucoraceae: <i>Absidia</i> ³ , <i>Actinomucor</i> ¹ , <i>Backusella</i> ¹ , <i>Benjaminiella</i> ² , <i>Blakeslea</i> ¹ , <i>Chaetodadium</i> ² , <i>Choanephora</i> ¹ , <i>Circinella</i> ³ , <i>Cokeromyces</i> ² , <i>Cunninghamella</i> ¹ , <i>Dichotomocladium</i> ² , <i>Ellisomyces</i> ² , <i>Fennellomyces</i> ² , <i>Gilbertella</i> ¹ , <i>Helicostylum</i> ¹ , <i>Micro mucor</i> ¹ , <i>Mucor</i> ³ , <i>Mycotypha</i> ⁴ , <i>Parasitella</i> ³ , <i>Phascolomyces</i> ² , <i>Phycomyces</i> ² , <i>Pilaira</i> ² , <i>Pilobolus</i> ⁴ , <i>Pirella</i> ³ , <i>Protomycoladus</i> ¹ , <i>Radiomyces</i> ³ , <i>Rhizomucor</i> ³ , <i>Rhizopus</i> ³ , <i>Syncephalastrum</i> ¹ , <i>Thamnidium</i> ³ , <i>Thamnostylum</i> ² , <i>Utharomyces</i> ² , <i>Zychaea</i> ²
Zoopagomycotina	Zoopagales Helicocephalidaceae: <i>Helicocephalum</i> ³ , <i>Rhopalomyces</i> ¹ Piptocephalidaceae: <i>Piptocephalis</i> ³ , <i>Syncephalis</i> ³ Sigmoidemycetaceae: <i>Reticulocephalis</i> ² , <i>Sigmoidemyces</i> ³ , <i>Thamnocephalis</i> ² Zoopagaceae: <i>Stylopage</i> ¹
Incerta e sedis	Basidiobolaceae: <i>Basidiobolus</i> ³

¹ Gêneros com muitas espécies coprófilas e de outros substratos

² Gêneros tipicamente coprófilos, que podem conter algumas espécies de outros substratos

³ Gêneros tipicamente de outros substratos, que podem conter algumas espécies coprófilas

⁴ Coprófilos obrigatórios

2.1.4. OUTROS GRUPOS EM EXCREMENTOS

Outros grupos de fungos, protistas e ainda de bactérias observáveis em microscópio estereoscópico são comuns em incubações para o estudo de fungos coprófilos, merecendo destaque neste tratamento.

Existem poucas referências a respeito de quitridiomicetos e oomicetos em excrementos. Na Polônia, Czczuga & Mazalska (2000) estudaram os fungos zoospóricos presentes em excrementos de aves fitófagas (ganso-bravo, ganso-africano e cisne-branco), carnívoras (garça-real-européia, cegonha branca, águia-sapeira e cormorão) e onívoras (pato-almiscarado, pato-real e guincho-comum). Foram identificadas 36 espécies nos diferentes corpos d'água analisados, dos quais seis pertencentes ao grupo dos quitridiomicetos e 30 ao dos oomicetos. *Achlya americana* Humphrey, *Aphanomyces laevis* de Bary, *Dictyuchus monosporus* Leitg, *Pythium debaryanum* R. Hesse, *P.*

rostratum E.J. Butler, *Saprolegnia asterophora* de Bary, *S. ferax* Kütz.e *S. parasitica* Coker foram registradas em todas as amostras analisadas. Embora este estudo tenha obtido resultados positivos para o isolamento de fungos aquáticos de excrementos, pouco se sabe a respeito da biologia destes grupos, sobretudo no que se refere ao grau de coprofilia ou colonização posterior dos excrementos, não sendo conhecidas, até o momento, adaptações direcionadas para este hábito de vida.

O Filo Entomophthoromycota apresenta referência de *Conidiobolus*, fungo causador da conidiobolomicose, como coprófilo facultativo (Krug *et al.*, 2004).

Embora mixomicetos sejam comuns em excrementos, poucas espécies parecem restritas a este substrato (Eliasson & Lundqvist, 1979; Eliasson & Keller, 1999; Eliasson *et al.*, 1991). O grupo consiste de três subclasses (Ceratiomyxomycetidae, Myxogastromycetidae e Stemonitomycetidae), e seis ordens (Ceratiomyxales, Echinosteliales, Liceales, Trichiales, Physarales e Stemonitales), com aproximadamente 57 gêneros e cerca de 900 espécies descritas. A maioria dos mixomicetos coprófilos (ou fimícolas, como são comumente denominados) é habitante secundário deste ambiente (Krug *et al.*, 2004). Alguns gêneros, como *Kelleromyxa* Eliasson, são referidos como predominantemente fimícolas. Bezerra *et al.* (2008) estudaram a composição de mixomicetos associados a excrementos de coelho (*Sylvilagus brasiliensis*) e cavalo (*Equus caballus*) no Parque Nacional da Serra de Itabaiana, Sergipe, identificando dez morfoespécies.

A maioria dos dictiostelídeos e alguns protostelídeos são ao menos facultativamente coprófilos, sendo encontrados em excrementos de herbívoros, mas alguns também ocorrem em fezes de carnívoros, migrando do solo para este substrato (Spiegel *et al.*, 2004). O mesmo autor cita *Guttulinopsis vulgaris* Olive em excrementos de vaca coletados segundos após deposição, excluindo o contato com o solo e a consequente probabilidade de contaminação, o que sugere que a espécie pode passar pelo trato digestivo do animal e continuar viável. Os estudos com esses grupos de protistas ainda são incipientes, não permitindo maiores esclarecimentos acerca do grau de coprofilia.

Mixobactérias são comuns em excrementos de herbívoros, onde são usualmente confundidas com fungos ou mixomicetos, atraindo a atenção dos micologistas (Pfister, 1993). Algumas espécies, como *Myxococcus xanthus* Beebe, formam corpos de frutificação conspicuos em excrementos, (Staley *et al.*, 1989). Segundo Krug *et al.* (2004), sete gêneros e 22 espécies de mixobactérias, classificadas em quatro famílias de Myxococcales, são coprófilas e/ou formam corpos de frutificação sobre excrementos.

2.2. ECOLOGIA DOS FUNGOS COPRÓFILOS

2.2.1. ADAPTAÇÕES E ESTRATÉGIAS EVOLUTIVAS DOS FUNGOS COPRÓFILOS

Fungos coprófilos são peculiares dentre outros grupos econutricionais devido ao elevado grau de especialização e adaptação morfofisiológica que adquiriram ao longo da coevolução com herbívoros. Apresentam amplo espectro de estratégias para aproveitar de maneira eficiente os nutrientes contidos nestes ricos substratos reintroduzidos no ambiente, eliminam competitivamente sobreposições de exploração de recursos e reproduzem-se de modo a maximizar as chances de ter seus propágulos reingeridos (Webster, 1970; Krug *et al.*, 2004). Dentre as principais adaptações que tornam os fungos coprófilos um grupo distintamente especializado ao seu substrato podem ser citadas o fototropismo positivo, a balística na liberação ativa de propágulos, estruturas e mecanismos de adesão, viabilidade e resistência dos esporos, assim como o acentuado antagonismo observado em fungos com este hábitat (Dix & Webster, 1995). Essas adaptações e respectivos exemplos são apresentados a seguir.

Muitos fungos especializados em explorar recursos contidos em excrementos de herbívoros apresentam estruturas fototrópicas (Ingold, 1933). Ao contrário dos vegetais, que encontram no direcionamento das lâminas foliares para a luz maior eficiência na fotossíntese, o fototropismo nesses fungos corresponde a uma estratégia evolutiva na liberação de esporos/espórangios. Muito do que sabe sobre este assunto deve-se a estudos utilizando *Pilobolus*, mucoromiceto coprófilo comum (Flint, 1941). Respostas fototrópicas determinam, majoritariamente, o sentido no qual a massa de esporos será projetada e asseguram que os esporângios sejam liberados para a direção com menor quantidade de interrupções, ou seja, o caminho mais ininterrupto provê a maior distância potencial de liberação, que sempre ocorre durante o dia (Ingold, 1961; Ingold, 1965; Kendrick, 1992). Page & Curry (1966) estudaram o fototropismo em esporângios jovens de *Pilobolus kleinii* Tiegh, observando resposta à iluminação unilateral sobretudo entre 312 and 530 m μ , com picos de sensibilidade perto de 360 e 450 m μ , com resposta negativa a 280 m μ .

A balística na liberação ativa de esporos e esporângios é observada nos fungos coprófilos e foi amplamente estudada pelo professor Cecil Terence Ingold (Ingold, 1933; Ingold & Hadland, 1958; Ingold, 1961, 1965). Assim como o mecanismo fototrópico positivo, esta adaptação também constitui exemplo de convergência evolutiva no reino dos fungos, sendo observada em diferentes grupos filogeneticamente distantes (eg. Ascobolaceae, Lasiosphaeriaceae, Pilobolaceae), convergindo para o mesmo aparato. Este mecanismo adaptativo age de modo a liberar ativamente

esporos, solitários ou agrupados, ou mesmo esporângios inteiros, para a maior distância possível. Assumindo que poucos herbívoros possuem hábito coprófago, acredita-se que fungos coprófilos foram evolutivamente selecionados a liberarem esporos para a maior distância possível, atingindo a vegetação que posteriormente seria potencialmente ingerida por outro herbívoro, e que esporos que porventura caíam na superfície do excremento terminariam por não germinar (Wicklow, 1992).

Comum entre esses fungos são estruturas gelatinosas que envolvem os esporos, individualmente (*Sordaria*, *Ascobolus*), ou em grupos (*Sphaeronaemella*, *Graphium*, *Saccobolus*), ou ainda aparatos gelatinosos mais elaborados, observados em diversos gêneros de lasiosferiáceos, como *Podospora*, *Zygopleurage*, *Cercophora*, entre outros. Essas estruturas estão relacionadas, sobretudo, a mecanismos de adesão de propágulos. Acredita-se que esta adesão facilitaria a permanência dos propágulos com potencialidade de reingestão na vegetação circundante à pilha de excrementos de onde os mesmos foram liberados. Além desta função, a adesão de esporos ganha destaque em outro mecanismo, exemplificado na eficiência da liberação ativa dos esporos em ascomicetos, tratando-se da convergência entre duas adaptações comuns em fungos coprófilos (Ingold, 1933). Através de fórmulas matemáticas, o autor demonstra que massas maiores de esporos, como por exemplo os grupos formados pelos oito esporos de *Podospora fimiseda* (Ces. & De Not.) Niessl aderidos uns aos outros mesmo após liberação, podem ser liberados a maiores distâncias quando comparados a esporos solitários de *Hypoxylon coccineum* Bull., modelo similar ao utilizado por Buller (1909), estudando basidiomicetos. Em *Cyathus*, o peridólo tem uma porção hifálica pegajosa, o cordão funicular, que adere à vegetação no momento do impacto e enrola firmemente o peridólo na vegetação em torno do basidioma de origem. Outros fungos, tais como *Mucor hiemalis* Wehmer, formam uma gota mucilaginosa de esporos. Quando um inseto visita a pilha de excrementos, os esporos aderem ao seu corpo, de tal sorte que quando este pousa sobre vegetação, os esporos são dispersos (Hauser, 1999).

O tempo em que os esporos ou outras estruturas com potencial de reingestão permanecem viáveis constitui outra importante estratégia adaptativa destes fungos. Muitos dos esporos de fungos coprófilos não germinam após passar através do trato digestivo de um herbívoro, precisando ser aquecidos no interior do intestino, digeridos por enzimas intestinais e/ou bactérias, ou estimulados pela aumento do pH dos excrementos (Hauser, 1999). A dormência observada em esporos de fungos normalmente é descrita como endógena ou exógena (Sussman, 1965; Cochrane, 1974; Carlilie *et al.*, 2007). A dormência engógena ou constitutiva, comumente exibida pelos esporos sexuais dos fungos, é assim denominada por consistir de fatores inerentes ao mecanismo reprodutivo, e não de fatores externos: o próprio esporo previne sua germinação, ainda que as

condições do ambiente a favoreçam. Este tipo de dormência pode envolver tempo para a germinação, ou algum gatilho específico, tal como mudanças na temperatura, pH, dentre outros. A dormência exógena é comumente observada em esporos de origem assexuada, e é imposta por fatores externos desfavoráveis, como estresses hídricos, deficiência nutricional, temperatura, dentre outros. Este tipo de dormência é quebrado quando os fatores externos limitantes são contornados (Cooke & Whips, 1993). A dormência constitutiva em fungos coprófilos é bem observada pelo tempo que o esporo precisa até completar a passagem pelo trato digestivo do herbívoro. Acredita-se que o principal fator exógeno para a quebra da dormência de esporos de fungos coprófilos seja a acidez dos sucos gástricos dos herbívoros, durante a passagem pelo trato digestivo (Bell, 1983).

Dentre os filtros ecológicos que mediarão os caminhos evolutivos deste grupo de fungos, é indubitável a importância da passagem pelo trato digestivo dos animais. A viabilidade, que acarreta a sobrevivência desses esporos da etapa de ingestão até a defecação, merece destaque na discussão das estratégias adaptativas. Grande parte apresenta esporos escuros e a melanização auxilia na proteção contra a luz ultravioleta, desde o período entre a liberação/dispersão, até que sejam reingeridos por um herbívoro. Em alguns fungos, a melanina está presente nas paredes de esporos, em outros, uma camada ou membrana escura cobre a massa de esporos (eg. *Pilobolus*). Assim como outras adaptações que exibem a convergência evolutiva nesses fungos, a melanização dos esporos pode ser observada em diversos grupos distintos, em gêneros tais como *Coprinus*, *Podospora*, *Sporormiella*, dentre outros. Outra estrutura que auxilia na proteção e na viabilidade destes organismos é o espesso epispório encontrado revestindo esporos de muitos fungos que ocorrem em excrementos (*Ascobolus*, *Gelasinospora*, *Saccobolus*). O epispório é a camada de base da parede de esporos, sendo a mais espessa, que dá origem a qualquer ornamentação, e é também responsável pela cor do esporo. Este revestimento é parcialmente digerido na passagem pelo trato digestivo e auxilia na manutenção da viabilidade desses propágulos durante o tempo necessário da liberação/dispersão até a reingestão (Isaac, 1998).

De igual importância para as estratégias adaptativas dos fungos em excrementos de herbívoros é o sucesso nas interações interespecíficas que mediam a estrutura dessas comunidades (Singh & Webster, 1972; 1973). Alguns fungos coprófilos apresentam acentuado antagonismo, mecanismo de fundamental importância em estudos ecológicos (Ikediugwu & Webster, 1970). O antagonismo interespecífico foi sugerido como um dos fatores determinantes nos estágios sucessionais observados sobre excrementos em incubação, e pode incluir, segundo Dix & Webster (1995), algumas formas distintas. A competição por nutrientes é expressa normalmente pela diminuição no número de ascomas formados (como indicador de *fitness* ecológico no substrato) na

presença de espécies potencialmente competidoras em determinados recursos, resultado da sobreposição de nicho quando não há indícios de combate entre os fungos (Meszéna & Hendry, 2012). A produção de antibióticos constitui outro exemplo de antagonismo, onde a supressão do crescimento micelial ou da reprodução de outro fungo coprófilo parece mediada pela presença de compostos químicos no substrato, sem contato hifálico. Outra forma de competição interespecífica ativa envolve interferência hifálica por contato. *Coprinellus heptemerus* (M. Lange & A.H. Sm.) Vilgalys, Hopple & Jacqu Johnson constitui exemplo que envolve contato entre hifas do competidor e do fungo sensível, e resulta na morte ou lise celular deste em contato com aquele (Harper & Webster, 1964). O parasitismo, interação trófica onde um indivíduo se beneficia de nutrientes obtidos a partir de um hospedeiro, sem causar sua morte, pode ser observado em fungos coprófilos, como *Syncephalis* e *Piptocephalis*, micoparasitas comuns. Os prejuízos causados pelos micoparasitas a seus hospedeiros variam de intensidade de acordo com o caso estudado. Normalmente, a taxa de crescimento e a produção de estruturas reprodutivas é prejudicada. Em ambientes ricos em nutrientes e efêmeros, com grande competitividade como excrementos de herbívoros, a adaptação ao hábito parasitário representa determinante de sucesso (Dix & Webster, 1995).

Considerando a possível evolução da coprofilia, é pertinente salientar que há pouco ou nenhum registro de gêneros exclusivamente coprófilos. *Pilobolus* é o único gênero registrado apenas para este substrato, embora registro duvidoso de *Pilobolus oedipus* indique seu achado sobre lama de rios, aparentemente sobre algas vermelhas (Grove, 1934). Essa assertativa apresenta o hábitat coprófilo com caminho evolutivo especializado tomado por algumas espécies, em diferentes gêneros, em diferentes filos de fungos (Krug *et al.*, 2004). Como demonstrado na presente revisão, o hábitat coprófilo se apresenta como um dos mais especializados caminhos evolutivos dentre os fungos e acredita-se, apesar da falta de evidências, ter co-evoluído com o hábito endotérmico dos mamíferos, e sua distribuição global efetuada juntamente com esses animais (Webster, 1970). O peso da co-evolução foi questionado com o superior na “corrida evolutiva” (Van Valen, 1973), o que aproxima-se da hipótese por trás da grande especialização partilhada por um pequeno grupo de fungos em diferentes filos. Mais trabalhos acerca da biologia evolutiva dos fungos, sobretudo neste substrato, são necessários por serem potencialmente elucidativos para tais questionamentos.

2.2.2. CICLO DE VIDA DOS FUNGOS COPRÓFILOS

Ao longo do ciclo de vida, fungos coprófilos podem apresentar dispersão enterófila, que se caracteriza pela dispersão de propágulos fúngicos após ingestão (Webster, 1970). O ciclo de vida destes fungos pode ser estudado seguindo uma sequência, que envolve três ambientes e três eventos de transporte, entre parênteses: “excremento – (liberação e dispersão) – vegetação – (ingestão) – trato digestivo – (defecação) – excremento” (Figura 1).

Na discussão do padrão de ciclo de vida generalizado dos fungos coprófilos, salienta-se o conceito envolvendo a denominação “fungo coprófilo”, assim como suas implicações diretas e indiretas. Dentre os fungos que podem ser encontrados formando estruturas reprodutivas sobre excrementos de herbívoros, alguns grupos podem ser listados: 1. Fungos presentes no ambiente, sobretudo no solo, antes da defecação, que são bem sucedidos em alcançar a pilha de excrementos, alimentar-se da matéria orgânica ali contida e reproduzir-se; 2. Fungos já presentes na vegetação ingerida pelos herbívoros, cujos propágulos de alguma forma foram bem sucedidos em passar pelo trato digestivo do animal e puderam crescer e reproduzir; 3. Fungos já presentes no trato digestivo do animal, que mantiveram-se viáveis até a defecação e puderam reproduzir no excremento; 4. Espécies particularmente adaptadas para reingestão e germinação e exploração dos recursos contidos nos excrementos. Para alguns autores (Kirk *et al.*, 2001), somente fungos pertencentes ao último grupo são considerados coprófilos. Para outros (Krug *et al.*, 2004; Kirk *et al.*, 2008), qualquer espécie de fungo capaz de produzir estruturas reprodutivas sobre excrementos apresenta algum grau de coprofilia, ou seja, capacidade de utilizar os recursos e suportar as condições encontradas nesse substrato. A denominação “coprófilo *strictu sensu*” pode ser utilizada para aquelas espécies especializadas, enquanto os outros grupos podem ser referidos como “coprófilos *latu sensu*”. A aplicabilidade dessas denominações varia em importância de acordo com a abordagem utilizada. No estudo evolutivo ou da ecologia das adaptações e estratégias dessas espécies, somente fungos coprófilos *strictu sensu* são de interesse do pesquisador. Para o interessado em conhecer a composição fúngica de uma determinada área, e que resolve utilizar excrementos de herbívoros em sua amostragem, uma chave de identificação ou guia de campo composta somente por espécies evolutivamente adaptadas para tais substratos subestimaria a riqueza que seria de fato encontrada. Ou ainda, para o professor interessado em utilizar a micobiota coprófila em suas aulas, trabalhos que tragam em seu escopo somente fungos especializados não apreciariam a maior parte do material analisado pelos alunos, tornando o processo inviável.

Portanto, o conceito de fungo coprófilo torna-se relativo diante da abordagem e variável de acordo com o pesquisador.

Após a defecação pelos herbívoros, muitos esporos de fungos que sobreviveram à passagem pelo trato digestivo e foram bem sucedidos na quebra de dormência e manutenção de viabilidade, encontram-se presentes e prontos para germinação e colonização inicial nos excrementos, antes mesmo destes tocarem o solo (Bell, 1983). As fases do ciclo de vida dos fungos que ocorrem em material fecal são decisivas para o sucesso na comunidade (Ikeđugwu & Webster, 1970). Na fase iniciada pela germinação ou pelo começo do crescimento somático começam a ser observadas as estruturas fúngicas. Massas miceliais e estruturas de reprodução assexuada de espécies mais ruderais são observadas nas primeiras semanas de incubação, sendo seguidas nas semanas seguintes por espécies mais competitivas e adaptadas a menores níveis de perturbação e/ou estresse. Nos excrementos, esses fungos crescem alimentando-se da rica matéria orgânica oriunda dos restos macerados não digeridos de alimentos vegetais com uma grande quantidade de bactérias (na maioria já morta), assim como produtos de origem animal, tais como os resíduos de células sanguíneas e pigmentos biliares (Hill *et al.*, 2008).

A composição química e física do excremento depende sobretudo da eficiência do aparelho digestivo do animal, a qual, por sua vez, depende da anatomia do trato digestivo e da sua microbiota. Ruminantes produzem excrementos de material vegetal fibroso, mais denso, enquanto animais monogástricos, como cavalos, com um sistema menos eficiente, produzem excrementos mais grosseiros, com material pobremente digerido. Muitos fungos coprófilos são heterotáticos e as estratégias de plasmogamia precedem a formação de estruturas de reprodução sexuada observadas na superfície dos excrementos. Após cariogamia e meiose dentro dessas estruturas, a liberação dos esporos constitui a última fase do ciclo de vida dos fungos que ocorrem sobre os excrementos.

A transição entre excrementos – vegetação, ocorre através da liberação e da dispersão. A liberação pode ocorrer de forma ativa ou passiva, e a dispersão por meio de diversas síndromes. A liberação ativa ocorre de forma violenta, direcionada normalmente por mecanismos fototrópicos positivos, como em *Ascobolus*, *Pilobolus*, *Podospora*, dentre outros, onde os esporos, esporângios ou agrupamentos de esporos são liberados o mais longe possível da pilha de excrementos, direcionado ao caminho menos interrupto, maximizando a potencial reingestão. A maioria dos ascomicetos libera seus esporos à uma distância de 0,5 a 5 cm, mas as formas coprófilas conseguem atingir distâncias maiores, não somente pela violência na descarga do esporo, mas pelo seu tamanho, como descrito em trabalhos referentes à balística desses propágulos (Ingold, 1961; 1965; Trail, 2007). Ingold (1961) estudou a distância horizontal da liberação de ascosporos em *Daldinia*,

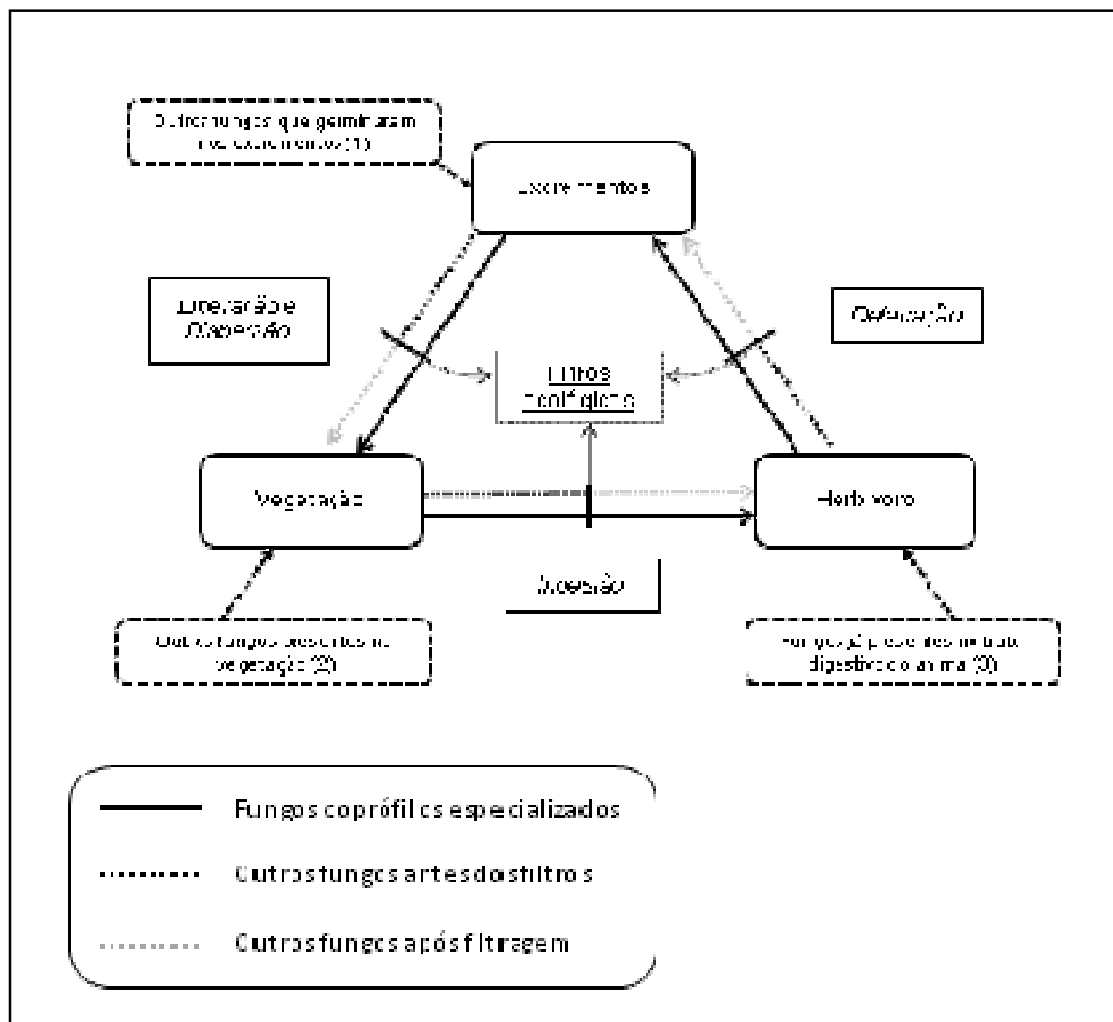


Figura 1. Padrão do ciclo de vida de fungos em excrementos de herbívoros

Sordaria, *Podospora* e *Ascobolus*, observando que o volume do esporo encontra-se fortemente associado com a distância da liberação. A liberação passiva conta com mecanismos externos para rompimento da parede das estruturas que encerram os esporângios para contato dos esporos com o exterior. Essa liberação pode ocorrer pela ação de vários fatores. Ascomicetos cleistotecióides normalmente apresentam ascos prototunicados, com paredes evanescentes, que dissolvem para liberar a massa de ascosporos encerrada pelo perídio. O mecanismo de liberação em cleistotécios não ostiolados, como *Thielavia*, *Microascus*, dentre outros, envolve a quebra do perídio, propiciando o contato dos esporos com o exterior. Muitos ascomicetos coprófilos cleistotecióides com ascomas ostiolados têm os propágulos liberados por meio de massas mucilaginosas que

transportam os esporos do ventre, passando pelo ostíolo e chegando até o exterior. Exemplos desta estratégia de liberação são *Chaetomium* e *Lophotrichus*. A liberação passiva por ação da água ocorre, por exemplo, em *Cyathus*. Fungos deste grupo apresentam basidiomas em forma de funil, contendo peridíolos que encerram porções da gleba contendo os basídiosporos. Quando uma gota de chuva cai no interior do funículo, os peridíolos ali contidos são ejetados pelo impacto, espalhando-se em diversas direções, em cerca de 4 a 8 metros em *C. striatus* (Huds.) Willd. Os peridíolos possuem um pequeno cordão funicular adesivo, que o liga à base do funículo. Após o impacto, caso a trajetória do peridíolo atinja algum obstáculo, como a vegetação em torno da pilha de excrementos, adere à vegetação, enrolando-se nesta, sendo reingerido por animais durante o pastoreio (Brodie, 1975).

Além da eficiência na liberação, o caminho “excremento – vegetação” ainda inclui um amplo número de estratégias evolutivas para dispersão. Síndromes de dispersão de esporos, contidos ou não em unidades maiores como esporângios e agrupamentos de esporos, foi estudada por diversos autores, destacando-se Buller (1934) e In gold (1933). Fungos que são bem sucedidos em reproduzir e formar estruturas produtoras de esporos na superfície de excrementos no solo já foram “selecionados” em filtros que, na maioria das vezes, eliminam formas contaminantes ou não especializadas para tais substratos. Em alguns fungos pode não ocorrer dispersão posterior à liberação ativa. É o caso dos gêneros *Ascobolus* e *Saccobolus* – os esporos são liberados violentamente, longe da pilha de excrementos onde foram formados. Se os esporos caírem no solo ou já aderirem à vegetação no ambiente, podem ser reingeridos sem nenhuma dispersão. A fragmentação dos excrementos, por atividade humana ou animal, constitui um modo simples de dispersão observado nesses fungos (Webster, 1970). Outro mecanismo de dispersão largamente observado nos fungos envolve correntes de ar como vetor. A dispersão anemocórica transporta esporos secos de diversos fungos (pe. *Coprinus*) a grandes distâncias. Dentre os fungos coprófilos comumente encontrados, aqueles que utilizam o vento como veículo de dispersão apresentam esporos mais leves, destituídos de aparelhos gelatinosos elaborados ou firmemente aderidos em agrupamentos. Esporos ou estruturas com mecanismos adesivos podem “grudar” em animais, caracterizando a dispersão zocórica. Os propágulos podem aderir a vertebrados em pastoreio ou no pisoteio do substrato, que durante a locomoção terminam por dispersar os propágulos. Em alguns Onygenales, o ascoma é formado por uma trama de hifas espessas, denominada gimnotécio, usualmente ornamentada e dispersa por animais, aderindo aos pelos, ou ainda sendo reingeridos juntamente com o pelo, podendo aproveitar-se dos nutrientes nos excrementos, o que demonstra forte adaptação desses fungos ao hábito queratinofílico. Ácaros, que são comumente encontrados

como micófagos, podem realizar dispersão enterófila por meio de ingestão de esporos e frutificações. Grandes agentes de dispersão de esporos fúngicos em excrementos de herbívoros são insetos, sobretudo pela capacidade do voo, auxiliando a dispersão a longas distâncias. Muitos fungos que produzem esporos envoltos em massas mucilaginosas utilizam os insetos e respectivas atividades forrageiras ou de postura como principal mecanismo de dispersão. Adaptações morfológicas a esta interação constituem exemplos de convergência evolutiva entre fungos de diferentes grupos (Cain, 1972). Dentre os ascomicetos coprófilos, peritécios rostrados (com longos pescoços), com massas mucilaginosas de esporos liberados passivamente e que se depositam no ápice do ascoma, tem seus esporos dispersos por insetos, como *Sphaeronaemella*, por exemplo. Formas anamórficas apresentam estruturas morfológicamente distintas, porém ecologicamente similares. *Graphium*, por exemplo, apresenta conídios sinematosos com esporos envoltos em massa mucilaginosa perolada. Estas grandes estruturas erguem-se verticalmente a partir do substrato, superando em altura os conidióforos livres, e são altas o suficiente para entrar em contato com grandes insetos que migram sobre a superfície (Abbott, 2002). Muitos basidiomicetos também apresentam esporos mucilaginosos, como espécies de *Lysurus* e fungos coprinóides. Em animais que defecam próximo a corpos de água, este pode ser um vetor de dispersão, embora pouco seja conhecido sobre este tipo de dispersão em fungos coprófilos (Czeczuga & Mazalska, 2000)

Uma vez sobre a vegetação ou solo circundante à pilha de excremento de origem, os esporos dos fungos coprófilos contam com um período de dormência (constitutiva ou não) e com mecanismos de resistência para manterem a viabilidade frente à possibilidade de reingestão (Dix & Webster, 1995; Scott *et al.*, 2009). Como mencionado, diversos determinantes de sucesso, como melanização dos esporos, estruturas de proteção gelatinosas ou paredes espessas, constituem adaptações fundamentais aos filtros impostos nesta etapa, que incluem a radiação solar, perda de água, falta de nutrientes, etc. Os mecanismos de liberação e dispersão dos fungos coprófilos influenciam a distância vertical e horizontal onde ocorrerá maior depósito dos propágulos, de modo que a dieta seletiva de alguns animais pode influenciar a microbiota coprófila. Alguns gêneros de fungos coprófilos, como *Sporormiella*, são referidos em situação de endofitismo (Sun *et al.*, 2006). É nesta fase que fungos coprófilos facultativos, pouco especializados, e que puderam reproduzir-se e liberar seus esporos nos excrementos tomam outro caminho em seus ciclos de vida, tendo seus esporos germinando no solo ou outros substratos.

No caminho “vegetação – trato digestivo” ou seja, durante a ingestão, continua a série de filtros ecológicos encontrados na especialização dos fungos coprófilos. A alimentação por ingestão dos animais apresenta variadas adaptações, sobretudo nos vertebrados, tanto para obtenção como

para o processamento e absorção dos nutrientes dos alimentos (Romer & Parsons, 1985). Na maioria, os vertebrados se alimentam de forma intermitente, ingerindo mais rápido do que pode ser digerido e absorvido. A capacidade de armazenagem e o comprimento do trato digestivo estão relacionados com o hábito alimentar do animal (Hildebrand, 1995). A alimentação dos herbívoros envolve a redução física dos alimentos, onde ocorre mastigação, raspagem ou trituração do material vegetal pelos dentes, umedecimento, dissolução e amolecimento do material por meio dos fluidos digestivos e mistura dos alimentos por movimentos peristálticos. A mastigação, envolvendo processos físicos e químicos, é o primeiro filtro ecológico encontrado pelos propágulos e outros fragmentos fúngicos ingeridos. Os fungos coprófilos verdadeiros estão adaptados para manter a viabilidade e dormência face a essas condições de elevada perturbação e estresse. A deglutição inicia a última fase do ciclo de vida desses fungos, iniciando a passagem pelo trato digestivo, que culmina com a defecação.

Os propágulos que não foram destruídos na ingestão encontram-se no caminho “trato digestivo – excremento”, que compreende a passagem pelo trato digestivo e se encerra com a defecação. Esta etapa corresponde a um conjunto de filtros ecológicos impostos sobre todos os propágulos viáveis ingeridos, e é normalmente o mais importante para caracterizar os fungos coprófilos verdadeiros (Kirk *et al.*, 2008). A redução química da digestão envolve ação enzimática, e ocorre sobretudo no estômago e intestino delgado. Após a deglutição, esporos ingeridos atravessam um esôfago desprovido de cílios, chegando ao estômago, que pode conter mais de um compartimento, como nos ruminantes. Nesses animais, o alimento ingerido é transportado para os dois primeiros compartimentos, uma bolsa grande denominada rúmex (ou pança) e uma câmara acessória menor com a superfície interna dotada de cristas inter cruzadas com profundas depressões, denominada barrete (retículo). O alimento é reduzido a uma massa pela ação dos líquidos, movimentação da parede muscular e fermentação pelos microorganismos nestas duas primeiras câmaras. Esta polpa, juntamente com os esporos, é regurgitada em partes pelo animal, que passa a ruminar e reingerir o alimento. Nesta reingestão, o alimento atinge o ômaso, através de uma dobra na parede anterior do barrete. No ômaso, o alimento reingerido sofre mais tratamentos físicos, e passa finalmente para o abômaso, que pode ser considerado o estômago verdadeiro, pois possui os epitélios cardíaco, fúndico e pilórico, o que sugere que as outras câmaras são estruturas análogas ao esôfago. Alguns esporos de fungos especializados já encontram-se em processo de germinação na defecação, de modo a obter vantagem na aquisição de nutrientes dos excrementos após a defecação (Krug *et al.*, 2004).

2.2.3. INFLUÊNCIA DE FATORES ABIÓTICOS

Diferentemente dos recursos, consumidos pelos organismos em detrimento de outros, as condições de um determinado microbioma incluem intervalos de diversos fatores em que as espécies apresentam atividades ótimas, prejudicadas ou impossibilitadas, interagindo entre elas e apresentando papel fundamental nas estruturas das comunidades presentes (Begon *et al.*, 1996).

A temperatura tem grande influência no crescimento dos fungos (Griffin, 1994). Wicklow & Moore (1974) apresentaram estudo referente ao efeito da temperatura de incubação na sucessão de fungos coprófilos em fezes de coelhos de laboratório alimentados com alfafa esterilizada. O efeito da temperatura na colonização fúngica foi avaliado pela comparação da frequência das 19 principais espécies em cada temperatura. Espécies de *Thelebolus*, por exemplo, foram melhor sucedidas em temperaturas baixas. Representantes deste gênero são psicrófilos conhecidos (Hoog *et al.*, 2005). Algumas espécies foram bem representadas em todas as temperaturas, sendo menos selecionadas por esta condição no microbioma. Todas as espécies observadas em baixas temperaturas também foram encontradas em altas temperaturas, e os autores informaram que baixas temperaturas são mais limitantes do que altas temperaturas neste grupo de fungos. Os resultados mostram que a temperatura tem grande influência da sucessão e composição da microbiota coprófila em incubação.

A luminosidade é importante para o crescimento e para a regulação da esporulação em muitos fungos (Deacon, 1989). Segundo Yusef & Allam (1966), a qualidade de luz e o comprimento de onda, a quantidade ou a intensidade da radiação e a duração de exposição à radiação total são importantes para os fungos. Como citado, muitos fungos coprófilos apresentam como principal mecanismo de resposta à luz o fototropismo positivo como estratégia de direcionamento na liberação ativa dos esporos.

O potencial de hidrogênio (pH) é importante no crescimento, estabelecimento e reprodução dos fungos em diferentes ambientes. De modo geral, fungos em laboratório preferem valores de pH entre 5 e 7, com raros exemplos adaptados a valores extremos (Cooke & Whips, 1993). O pH que os propágulos dos fungos ingeridos juntamente com a vegetação devem suportar é extremamente baixo (2 a 3), e, após a germinação na defecação, os fungos lidam com valores de pH baixos com relação ao ambiente externo (Dix & Webster, 1997).

A água disponível nos substratos é de grande importância no crescimento e assimilação de matéria orgânica pelos fungos (Kuthubutheen & Webster, 1986a; 1986b). A pluviosidade pode influenciar direta ou indiretamente a riqueza e a diversidade de comunidades fúngicas, sendo o acesso à água talvez a condição mais importante para o crescimento fúngico (Cooke & Whips,

1997). Excrementos de herbívoros usualmente possuem elevada disponibilidade de água, mas como a maioria das pesquisas com estes fungos envolve incubação em câmaras úmidas, estudos neste sentido ainda são escassos. Santiago *et al.* (2011) e Melo *et al.* (2012) encontraram correlações positivas entre diversidade/riqueza específica e a pluviosidade registrada para as áreas de coleta para zigomicetos e ascomicetos coprófilos, respectivamente.

2.2.4. INFLUÊNCIA DE FATORES BIÓTICOS

Em décadas passadas, foi discutido qual seria o fator biótico mais importante na estrutura e funcionamento das micobiotas coprófilas (Dix & Webster, 1997; Richardson, 2001b). Nesse contexto, foi testada a importância de fatores como: tipo de excremento (espécie de animal), tipo de sistema digestivo do herbívoro (monogástrico ou ruminante), dieta do animal, o que pode estar associado em maior ou menor escala ao tipo vegetal/ambiente no qual o animal vive, e também as interações interespecíficas dos componentes da biota coprófila. Quais seriam os fatores mais importantes e menos importantes influenciando a estrutura das comunidades de fungos coprófilos, em que situação, e em que escala fatores como estes se interrelacionam?

Comum entre os trabalhos que avaliam a diversidade de fungos coprófilos é a categorização dos resultados de acordo com a origem do substrato, como acontece comumente com material isolado de vegetais. O tipo de excremento onde fungos coprófilos são registrados constitui informação obrigatória para depósito de materiais estudados e organização do conhecimento. Mas como a estrutura e o funcionamento das comunidades de fungos coprófilos pode variar de acordo com o tipo de excremento permanece em questionamento. Lundqvist (1972) observou que as espécies de sordariáceos coprófilos mostravam preferências por tipos particulares de excrementos, dividindo em categorias de associação: (1) espécies com nichos amplos e pouca preferência de substrato; (2) espécies com nichos amplos, porém alta preferência de substrato; (3) espécies fastidiosas, que mostram-se indiferentes ao tipo de excremento, tratando-se de um grupo pequeno dentre os fungos estudados (>3%). Richardson (1972) registrou a ocorrência de ascomicetos coprófilos em 137 amostras de excrementos de ovelha, cavalo, vaca, cervo, coelho e lebre. O autor observou que algumas espécies, incluindo *Ascobolus immersus*, por exemplo, encontravam-se associadas, sobretudo, com excrementos de ruminantes. Outras, tais como *Podospora appendiculata* (Auerw. ex Niessl) Niessl, encontravam-se principalmente associadas a excrementos de lagomorfos, enquanto outro grupo, que incluía *Thelebolus nanus* Heimerl, eram

freqüentes em todos os tipos de excrementos. Parker (1979) identificou espécies associadas a tipos particulares de excrementos de animais domésticos e silvestres, assim como as de distribuição indiferente. Considerando que o tipo de excremento pode constituir fator estruturador da diversidade e composição de determinadas comunidades, três fatores são importantes: (1) a natureza física do excremento: sua consistência, fibrosidade, capacidade de retenção e perda de água, grau de digestibilidade do herbívoro, etc; (2) a natureza química do excremento: composição de açúcares, proteínas, minerais, pH, etc; (3) a natureza biológica do excremento: outros organismos que ali se desenvolvem, postura de ovos de artrópodes, presença de protistas, nematódeos, anelídeos, etc. (Webster, 1970; Richardson, 1972). Para avaliar a microbiota coprófila em diferentes tipos de excrementos, Richardson (1972) recomenda a utilização de grupos de espécies, para que características físicas, químicas e biológicas semelhantes não tornem as diferenças observadas na microbiota indevidamente atribuídas aos animais. O grupo dos ruminantes, por exemplo, apresenta fezes mais compactas, com grande digestibilidade e pouca área de exposição. O grupo dos lagomorfos apresenta excrementos pequenos, sibilados, provenientes de animais monogástricos, que também podem ser atribuídos a caprinos e ovinos, com grande área de exposição e menor densidade.

Também vem sendo discutida a intensidade de sua influência da dieta dos herbívoros na composição das comunidades de fungos sobre excrementos. Analisando a microbiota de ascomicetos coprófilos em animais em confinamento em um parque zoológico, Melo *et al.* (2012) apresentaram a dieta como fator mais importante na composição das comunidades, utilizando coeficientes binários de similaridade em suas análises. Diretamente relacionada com a dieta e o aproveitamento dos alimentos durante a digestão é a composição química dos excrementos. Níveis de nitrogênio não produziram diferenças significativas na estrutura da microbiota nas observações de Richardson (2001b). Porém, níveis de carbono total resultaram em diferenças significativas na composição das comunidades. Excelente trabalho sobre a influência da dieta na composição da microbiota coprófila foi realizado por Ebersohn & Eicker (1991) na África do Sul. Os autores avaliaram a possibilidade da dieta, hábitos alimentares e tipo de sistema digestivo de zebra, gnu, elefante e girafa influenciarem a composição específica de fungos nos respectivos excrementos. Amostras de excrementos analisados mostraram variação se a dieta é levada em consideração. Elefantes, por exemplo, alimentam-se de diversos estratos vegetais, o que pode ter influência na maior diversidade fúngica encontrada em seus excrementos no trabalho. Girafas, cujas amostras obtiveram o segundo maior valor de diversidade, embora alimentem-se em estratos não alcançados por outros herbívoros, são altamente seletivas em sua dieta. A alimentação de vegetais de 2 a 5 m de altura em

relação ao solo reflete em uma comunidade de fungos coprófilos com a maior quantidade de espécies raras observada pelos autores. Por exemplo, *Pilobolus* foi raramente encontrado em excrementos de girafa, enquanto *Lasiobolus* foi bem representado. A hipótese dos autores é que esporos de *Pilobolus*, sendo liberados em mucilagem juntamente com todo o esporângio, possuem estratégia de liberação/dispersão que não exploram estratos altos na vegetação, sendo normalmente reingeridos por animais em pastoreio rasteiro. Por outro lado, esporos secos de *Lasiobolus* conseguiram, por meio de outros mecanismos de dispersão, alcançar outros tipos vegetacionais, ou mais altos ou mais freqüentemente selecionados na dieta dos animais. Excrementos de gnu (*Connochaetes taurinus* Burchell), animal de dieta generalista e não-seletiva de gramíneas rasteiras, apresentaram a terceira maior diversidade amostrada. Este hábito alimentar, embora coloque o animal em contato com um número de esporos de fungos com estratégia de reingestão restrita, garante contato com alta diversidade vegetal. Como resultados, a micobiota do excremento destes animais tem alta diversidade específica e, até certo ponto, composição específica diferenciada. Kruys & Ericson (2008) estudaram a composição e riqueza específica de ascomicetos em excrementos de alce, lebre-da-montanha e corça em uma floresta boreal na Suécia baseada na dieta dos herbívoros e a riqueza específica variou de modo significativo entre tipos de excremento. Houve forte relação positiva entre o número total de espécies de ascomicetos e o número de espécies de plantas forrageado pelos três herbívoros. Os autores acreditam que a dieta é um fator importante influenciando a riqueza de ascomicetos coprófilos, e que algumas espécies são mais associadas com o hábitat e escolha alimentícia do herbívoro do que o tipo de excremento.

Outro fator que exerce grande influência na composição das comunidades estudadas é a área de vida/vegetação presente no local de alimentação dos herbívoros. A influência da dieta relaciona-se com a influência do tipo vegetacional para excrementos de animais livres ou em semi-confinamento, do modo que o animal se alimenta da vegetação natural presente, e não com uma dieta controlada. Os dados obtidos Richardson (2001b) em coletas em vários países de diferentes continentes corroboram a hipótese de que a diversidade de fungos em amostras a partir de um habitat considerado degradado pode ser mais baixa do que a registrada em amostras de áreas com vegetação natural, pastagens, campos, florestas ou vegetação montana, as quais constituíam a maioria das amostras no estudo. A menor diversidade de substratos vegetais pode estar relacionada a tal assertiva.

Muito foi questionado acerca da significância da diferença do tipo de aparelho digestivo dos herbívoros na composição de fungos coprófilos em excrementos de animais ruminantes e monogástricos (Webster, 1970; Richardson, 1972; Dix & Webster, 1977; Richardson, 2001b).

Wicklow & Angel (1974) realizaram estudo de laboratório comparando a microbiota coprófila entre excrementos de lagomorfos e de ruminantes; loculoascomicetos (*Dhotideomyces*) e pirenomicetos (*Sordariomyces*) foram mais abundantes em fezes de lagomorfos, enquanto discomicetos (*Pezizomyces*) foram melhor representados em fezes de ovelhas. Não foi detectado até que ponto o tipo de digestão influenciou nos padrões de distribuição e diversidade observados. Melo *et al.* (2012) não observaram diferença significativa entre a microbiota de ascomicetos coprófilos em animais ruminantes e não-ruminantes em cativeiro, com dieta controlada.

Kruys (2005) observou que a riqueza e composição de espécies de ascomicetos em excrementos de alce variaram significativamente entre habitats na Suécia. A diversidade de espécies foi negativamente associada com a frequência de ataque de insetos e a alimentação dos insetos, tanto do material amorfo do excremento como dos fungos, pode ser um fator importante para explicar o padrão observado. A riqueza de espécies também variou significativamente entre os tipos diferentes de excrementos. No mesmo trabalho, em amostragem de micobiotas coprófilas de alces, lebres da montanha e cervos, não foi observado padrão consistente em relação ao sistema digestivo dos animais. Houve, no entanto, uma forte relação positiva entre o número total de espécies de ascomicetos e o número de espécies vegetais forrageadas pelos três herbívoros. Espécies de fungos com esporos de grande porte (>50 µm) foram fortemente representadas em excrementos de cervos, e sub-representados no esterco alces, e o inverso foi encontrado para espécies com esporos pequenos (<10 µm). Isto corrobora a hipótese de que o nível de procura de alimentos dos herbívoros, que por sua vez reflete diferenças espécie-específicas no padrão de liberação/dispersão de esporos dos fungos, pode ser um fator importante para explicar as diferenças na riqueza de espécies e diversidade das comunidades de fungos coprófilos.

2.2.5. ESTRUTURA E DINÂMICA DE COMUNIDADES DE FUNGOS EM EXCREMENTOS

Por meio do conhecimento das adaptações, ciclo de vida e influência dos fatores externos na composição, diversidade e riqueza dos fungos coprófilos é possível avaliar, em maior ou menor grau, padrões na estrutura e no funcionamento destas comunidades, observadas em laboratório ou inferidas para ambientes naturais (Mueller-Dombois, 1981; Wicklow, 1981).

A autoecologia dos fungos, representada utilizando os próprios indivíduos como sistema ecológico de estudo, torna-se necessária para o conhecimento mais amplo da estruturação das comunidades. Aspectos ecofisiológicos são de extrema influência no conhecimento da ecologia dos

fungos em excrementos, como domência, germinação, orientação, taxa de crescimento, utilização de recursos, dentre outros (Cooke & Whips, 1993). O espectro de relações tróficas ou 'modos nutricionais' entre os fungos que compõem uma micobiota determina em grande parte a orientação, taxa de crescimento e molda as interações observadas. Nove categorias são usualmente admitidas: biotróficos, necotróficos, saprotrotróficos, saprobiotróficos, biosaprotrotróficos, hemibiotróficos, necrosaprotrotróficos, sapronecrotrotróficos e saprohemibiotróficos (Cooke & Whips, 1993). Espécies biotróficas são observadas em excrementos de herbívoros (*Syncephalis* spp.), ao passo que outras hemibiotróficas são raras. A maioria do substrato é colonizado por espécies sapróbias. Espécies facultativamente ou obrigatoriamente necotróficas também estão representadas (*Arthrobotrys* spp.).

Aspectos relacionados ao estudo das comunidades fúngicas nestes substratos, em seus parâmetros estruturais e funcionais, foram estudados por alguns autores nas últimas décadas (Bell, 1974; Ebersohn & Eicker, 1990; Wicklow, 1992). A composição específica dos excrementos, dada pelo número de espécies com relação à área estudada (Morin, 1999) varia de acordo com a vegetação da área, dieta do animal, juntamente com outros fatores bióticos e abióticos. O conteúdo fecal do herbívoro depende em grande escala de suas opções alimentícias. É composto, como mencionado, por espécies com diferentes graus de coprofilia (Figura 1), especializações e grupos taxonômicos. Diversas espécies fúngicas, com diferentes estratégias de utilização de recursos e habilidade competitiva, atribuem acentuada variação dinâmica na composição destes substratos ao longo de curtos períodos de tempo (Webster, 1970; Bell, 1983). Estudos sem foco em grupos específicos apresentam exemplos de composição específica nestes substratos em diferentes países (Bell, 1974; Piontelli, 1981; Ebersohn & Eicker, 1991; Bell, 1983; Caretta & Piontelli, 1996; Caretta *et al.*, 1998; Richardson, 2004; Lee & Lee, 2004; Elshafie, 2005; Richardson 2001a; Richardson, 2008a; Richardson, 2008b; Richardson, 2008c).

Interações interespecíficas representam importante fator na estrutura das comunidades. Com relação à interação entre fungos e animais, por exemplo, Hesel & Wicklow (1979) encontraram um padrão, onde larvas de moscas-do-viveiro (Sciaridae: Diptera) se alimentavam de todos os corpos de frutificação presentes em excrementos de coelho, exceto os de *Chaetomium bostrychodes* Zopf. Segundo os autores, a ornamentação do cleistotécio deste fungo e de gêneros relacionados poderia ser um impedimento mecânico contra predação de artrópodes detritívoros, permitindo que esporulem com sucesso em substratos ricos em nutrientes e de curta duração, como os excrementos de herbívoros.

A relação "espécies-área", exemplificada por Frank Preston, apresenta evidências de que o número de espécies, ou seja, a riqueza, aumenta em função matemática com a área amostrada para

um determinado organismo ou grupo de organismos (Preston, 1962; Rosenzweig, 1995). Para fungos coprófilos, se considerado o âmbito da amostragem, a coleta de maior massa de material fecal ou ainda a amostragem ampliada de uma mesma categoria desses substratos poderia, empiricamente, apresentar maiores chances de registro de espécies raras. Torna-se pertinente assumir que, quanto maior a área de forrageamento de um herbívoro, tanto horizontal (área percorrida durante a alimentação) como vertical (diferentes estratos da vegetação), maior será a chance de ingestão de esporos com diferentes estratégias de liberação/dispersão e de viabilidade. Assumindo o sucesso adaptativo dessas espécies na passagem pelo trato digestivo do animal e relações interespecíficas, assim como a capacidade competitiva e de tolerância a estresse e perturbação, a comunidade coprófila pode apresentar maior valor de riqueza específica. Ebersohn & Eicker (1991) na África do Sul, demonstraram como diferentes estratégias alimentícias influenciaram a diversidade nas comunidades analisadas. Assumindo estas assertivas, a relação espécies-área torna-se verdadeira para fungos coprófilos.

Um dos aspectos interessantes e algo peculiar no estudo das comunidades de fungos que se desenvolvem sobre excrementos é o fato destes substratos formarem “ilhas” em uma matriz com condições e recursos distintos. Quando um pesquisador retira amostras de solo, por exemplo, para estudo das comunidades fúngicas, deve ter em mente que, entre seus *plots* de amostragem, a matriz que une os pontos de coleta corresponde ao mesmo substrato que é coletado, tratando-se este, então, de um substrato contínuo, e não discreto. Uma vez que poucos propágulos fúngicos são capazes de germinar, crescer e se reproduzir ao atingir o excremento, a comunidade é, em maior ou menor escala, inerente ao conteúdo alimentício do herbívoro antes da defecação. Se uma “ilha” apresenta diversidade, padrões de abundância e/ou dominância e riqueza diferente das outras, isto empiricamente reflete diferenças ou no padrão de alimentação, oferta de esporos no ambiente, ou quaisquer outras variáveis pouco ou não-mensuráveis naquele determinado hábitat. O contato ou não com o solo pode afetar a composição de uma determinada pilha, pela facilidade de hifomicetos contaminantes conseguirem sucesso de crescimento no substrato. Sbalas em contato com o solo poderiam ainda possuir mais água disponível, porém menor luminosidade, diferenciando sua composição específica da microbiota e entre amostras com relação a outra pilha com menor variação estrutural. A superfície do excremento usualmente apresenta contato direto com artrópodes, apresentando variações na microbiota amostrada (Krug *et al.*, 2004). Ilhas maiores contêm maiores áreas de habitats e oportunidades para diferentes variedades de nichos, e esta heterogeneidade de habitats aumenta o número de espécies que serão bem sucedidas após a defecação (MacArthur & Wilson, 1967).

2.2.6. SUCESSÃO ECOLÓGICA E TEORIA DA ESTRATÉGIA EM FUNGOS COPRÓFILOS

Um dos aspectos mais conhecidos associado aos fungos coprófilos, largamente estudado por pesquisadores estrangeiros, é o fato das estruturas de reprodução de diferentes fungos, observáveis em incubação seguem uma ordem sucessional regular ao longo do tempo (Harper & Webster, 1964; Webster, 1970; Bell, 1983; Dix & Webster, 1997; Ebersohn & Eicker, 1997; Fryar, 2002; Richardson, 2002a; Krug *et al.*, 2004). Esta ordem, que apresenta variações de acordo com a amostra, parece seguir determinados padrões. Após a coleta de material e no começo da incubação, pouca ou nenhuma estrutura fúngica é observada. Cerca de 2 a 3 dias após o começo da incubação, estruturas reprodutivas de mucoromicetos são comumente observadas, tais como esporangióforos de *Mucor* e *Pilobolus*. Segundo alguns autores, o fim da fase de colonização dos mucoromicetos é marcado pelo aparecimento de formas parasíticas, tais como *Chaetocladium*, *Piptocephalis* e *Syncephalis* (Webster, 1970; Dix & Webster, 1995). Ascomicetos são os próximos na ordem típica, usualmente com formas apotecioides (*Ascobolus*, *Coprotus*, *Lasiobolus*, *Saccobolus*, *Thelebolus*) aparecendo primeiro, seguidos por formas peritecioides (*Cercophora*, *Podospora*, *Sordaria*, *Sporormiella*). Relativamente tarde aparecem os basidiomas, sobretudo de *Coprinus* (ou outros gêneros coprinóides). Fungos anamórficos são menos seletivos no período de formação de estruturas, podendo ser registrados ao longo da incubação, com maior tendência para o aparecimento tardio. Embora bem estabelecida, poucos trabalhos foram conduzidos em países tropicais a respeito da ordem sucessional em excrementos de herbívoros, sendo que o padrão pode possuir alterações em maior ou menor escala (Richardson, 2001 b).

Alguns modelos clássicos podem ser citados para elucidar os questionamentos acerca dos padrões sucessionais observados. A ‘hipótese nutricional’, modelo mais antigo, apresentado por Harper & Webster (1964), entre outros autores, sugeria que cada espécie requer um período de tempo diferenciado para produzir estruturas reprodutivas. Posteriormente, Rayner & Todd (1979) destacaram que a sucessão poderia ser determinada, pelo menos parcialmente, pela quantidade crescente de tempo requerido pelos fungos para este crescimento. No entanto, tais modelos não abordam o tempo de encerramento da produção de frutificações sobre os excrementos. O ‘antagonismo interespecífico’ surgiu como outra proposta para os padrões observados. Esta justificativa considerava a forte competição em substratos ricos como excrementos de herbívoros, tanto entre fungos de diferentes grupos como com nematóides, bactérias e protistas, além de populações ativas de animais após defecação, como ácaros e formas larvais originadas de ovos depositados nos excrementos. Segundo Dix & Webster (1995), esse antagonismo pode ser

observado sob várias formas: competição ativa por nutrientes, produção de antibióticos que limitem o crescimento ou atividade de outros fungos, interferência hifálica na forma de inibição por contato, parasitismo e predação. Esta hipótese parece mais plausível do que simplesmente tempo requerido para a esporulação, pois leva em consideração fatores fundamentais na estruturação de uma comunidade em hábitat pouco colonizado, em começo de estágio sucessional.

Na África do Sul, Ebersohn & Eicker (1997) investigaram padrões sucessionais de fungos coprófilos e suas classes de associação no excremento de gnú azul, elefante africano, girafa e zebra. Coletas ocasionais de excrementos de rufisco-comum e tartaruga-leopardo também foram realizadas. Os autores atribuíram os padrões sucessionais observados a fatores limitantes e pressões bióticas, assim como à existência de caracteres fisiológicos inerentes. Classes de associação de espécies foram estabelecidas pelos autores, que podem ser atribuídas à sobreposição de períodos de frutificação, ou podem ser resultantes de interações de combinações de determinadas espécies durante períodos críticos.

McCarthy (2000) observou a sucessão de fungos em excrementos de cavalos na Austrália. O início da formação de estruturas reprodutivas pareceu, na opinião dos autores, semelhante ao encontrado para coelhos, avestruzes, gambá e canguru, descritos na literatura corrente. A sucessão observada nesse material foi melhor descrita pelo modelo de Rayner & Todd (1979).

Um modelo ecológico comumente utilizado na ecologia vegetal, desenvolvido por Grime (1977, 1979), tornou-se, em décadas passadas, essencial na elucidação de processos ecológicos dinâmicos envolvendo estratégias nutricionais, de crescimento e de interação em comunidades, sobretudo em situações onde novas sucessões ecológicas são propensas a serem observadas. A importância da Teoria da Estratégia na elucidação e levantamento de hipóteses em tais aspectos, afim de construir classificações unificadas de tipos funcionais de organismos é bem conhecida na ecofisiologia animal e, sobretudo, vegetal (Rayner, 1991; Ecker & Rydin, 2000; Wilson & Lee, 2000; Rashid & Headley, 2001; Weigelt & Jolliffe, 2003; Pierce *et al.*, 2007; Lambdon *et al.*, 2008), e brilhantemente demonstrada por Campbell & Grime (1992). A premissa da estratégia é a ocorrência, resultante do efeito da seleção natural, de um continuum de estratégias de sobrevivência entre dois tipos funcionais de organismos. Organismos r-estrategistas, tem normalmente vida curta, dispersão eficiente, são normalmente mais frágeis, utilizam estreito espectro de recursos e possuem crescimento acelerado, rapidamente alocando recursos para a reprodução. O segundo tipo funcional, denominado K-estrategistas, é representado por organismos com ciclos de vida longos, alimentam-se de um espectro maior de recursos, e possuem normalmente maior capacidade competitiva, alocando parte dos recursos posteriormente para reprodução (Pianka, 1970). Dentro do *continuum* r-

K, três formas distintas de seleção são representadas por três diferentes estratégias, que também formam, por sua vez, um continuum de domínios sobrepostos. A estratégia de Seleção-C, representada pelos competidores (C), apresenta organismos de crescimento lento, por vezes com maior alocação de biomassa, alta capacidade competitiva e utilização de recursos. A estratégia de Seleção-S, dos tolerantes a estresse (S) é representada por organismos com alta resistência a estresse, com adaptações para condições extremas contínuas. A estratégia ruderal (R) caracteriza organismos tipicamente próximos ao pólo r-estrategistas. Possuem ciclos de vida curtos associados à alta capacidade reprodutiva, sendo bem sucedidos, por conseguinte, em ambientes com alta perturbação e estresse, sem grandes capacidades competitivas (Cooke & Whips, 1993). O modelo teórico que melhor representa e ilustra as interseções de estratégias C, S e R, é uma pirâmide, normalmente referida com o “Pirâmide CSR” (Figura 2).

Quatro outras substratégias, baseadas na interseção das supracitadas, são observadas ao longo da dinâmica da sucessão de comunidades. Competidores-ruderais (C-R) são bem sucedidos em situações onde há baixo estresse e a incidência de competição por recursos é moderada. Tolerantes a estresse-competidores (C-S) são adaptados a condições com pouca ou nenhuma perturbação, moderado estresse e competição. Tolerantes a estresse-ruderais (S-R) podem ser observados em habitats pouco produtivos, com níveis moderados de estresse e perturbação. Finalmente, competidores-ruderais-tolerantes a estresse (C-S-R) são adaptados a situações onde a competição por recursos ocorre em ambientes com estresse e perturbação.

Dentre os fungos coprófilos, muitas hipóteses podem ser levantadas para o entendimento dos processos de sucessão ecológica. De maneira geral, a estratégia ruderal (R) pode ser imediatamente atribuída a mucoromicetos, tais como *Mucor*, *Absidia*, *Lichteimia*, *Rhizopus*, dentre outros, de rápido crescimento e eficiência reprodutiva, mas facilmente eliminados com o menor sinal de efeito competitivo. Os primeiros estágios sucessionais em excrementos são dominados por ruderais, que rapidamente germinam e crescem após defecação, produzem esporangióforos delgados e frágeis com eficiência, mas são rapidamente eliminados pelo crescimento de outros fungos que possuem estratégias mais deslocadas para o centro e para cima na pirâmide, possivelmente competidores-ruderais (C-R), assumindo condições de estresse baixo de incubação em laboratório, como ascomicetos apotecióides ou pseudotecióides, como *Ascobolus*, *Saccobolus*, *Thelebolus*, *Coprotus* e *Sporormiella*. Outros ascomicetos e basidiomicetos são bem sucedidos em estágios mais tardios, com elaboradas estratégias competitivas e com espectro mais amplo de utilização de recursos (Webster, 1970).

O diferencial na utilização de fungos coprófilos como modelo de estudo em ecologia de fungos, sobretudo dinâmica e estrutura de comunidades, é o fato de que excrementos são inseridos com microbiotas novas muitas vezes, os substratos são isolados, com ecótonos abruptos bem definidos, e possuem recolonização e sucessão ecológica observáveis, podendo ser inferidas hipóteses estudadas em diferentes condições controladas de estresse e perturbação.

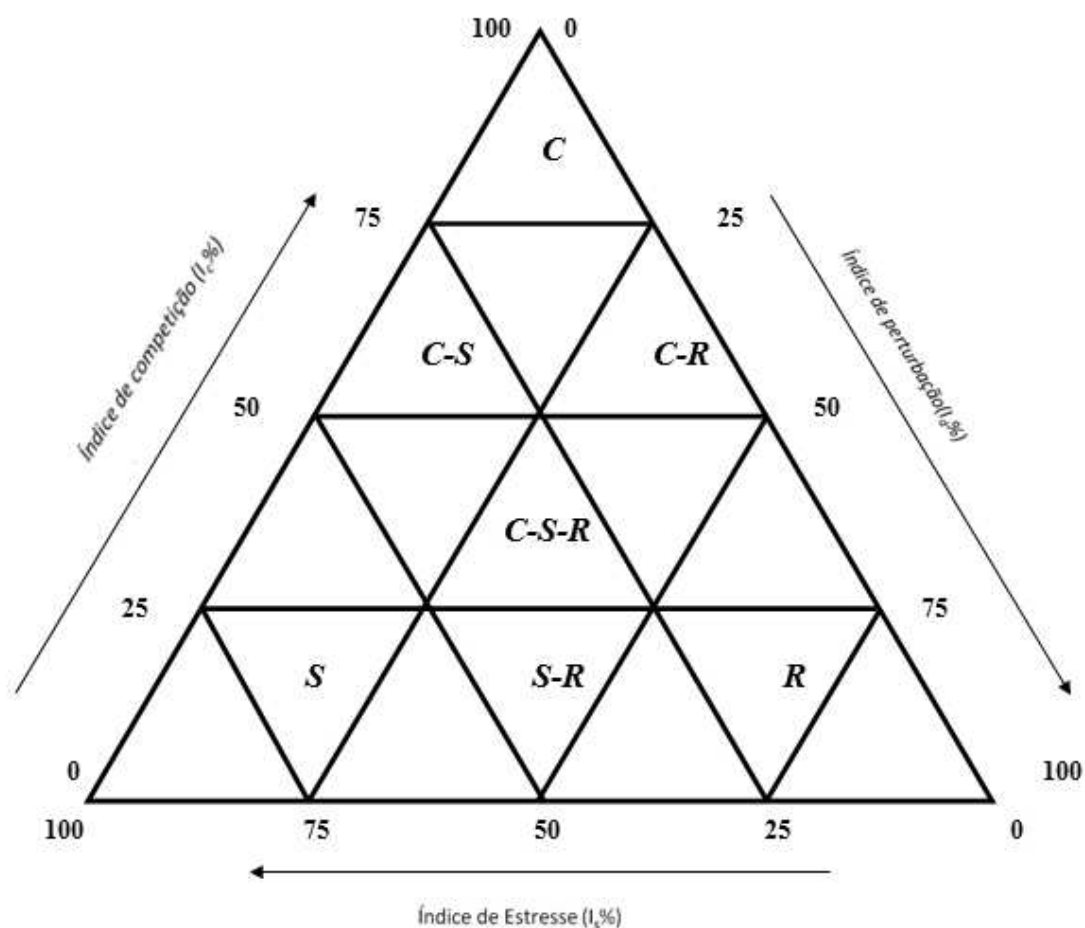


Figura 2. Modelo de pirâmide CSR, apresentando estratégias adaptativas primárias e secundárias segundo a Teoria da Estratégia. Adaptado de Grime (1977).

2.3. IMPORTÂNCIA ECONÔMICA E ACADÊMICA DOS FUNGOS COPRÓFILOS

Fungos coprófilos apresentam importância em diversos aspectos econômicos ou acadêmicos, como na produção de metabólitos (Gloer, 1995), acompanhamento e avaliação de sucessão ecológica de fácil acesso e estudo (Bell, 1974; Ebersohn & Eicker, 1997) e utilização como o modelo experimental em genética e biologia molecular (Krug *et al.*, 2004).

2.3.1. FUNGOS COPRÓFILOS NO ENSINO DE MICOLOGIA

Segundo Richardson & Watling (1997),

“Coprophilous fungi are highly satisfactory for demonstrating the diversity and morphology of a group of related organisms within an ecological system. Representative genera of most major fungal groups of fungi can usually be guaranteed to appear on dung after a period of incubation. There is no shortage of dung in our fields and woods, and this material will always produce characteristic fungi at whatever time of year it is collected”.

Fungos tipicamente encontrados sobre excrementos de herbívoros constituem um modelo altamente satisfatório para demonstrar a diversidade, morfologia e ecologia desses organismos em sala de aula, de modo viável e simples (Dade & Gunnell, 1969; Ing, 1989; Chamuris & Counterman, 1999). Dentre as razões para isso, pode-se alegar que representantes de todos os grandes grupos de fungos estudados nos cursos de graduação e pós-graduação (excetuando-se os fungos aquáticos e endomicorrízicos) são facilmente observáveis nestes substratos em incubação, como zigomicetos, ascomicetos e basidiomicetos.

Estruturas reprodutivas típicas, que constituem características marcantes estudadas para estes grupos em disciplinas de micologia, botânica criptogâmica e microbiologia, utilizadas em chaves de identificação de grupos, como tipos de ascomas, esporângios e esporos, são facilmente obtidas, normalmente em grande quantidade, através da incubação de excrementos de herbívoros, podendo ser observadas *in situ*, montadas em lâminas e manipuladas para observação de microestruturas e outros caracteres.

Assim como a diversidade morfológica observada nesses fungos, estratégias adaptativas para este ciclo de vida proporcionam a observação e estudo de diversos mecanismos, tais como liberação

ativa ou passiva de esporos ou esporângios, liberação de ascósporos por ascos operculados, inoperculados, com anel apical amilóide ou não amilóide, bitunicados, conídios secos ou em massa mucilaginosa, dentre outros.

Além da diversidade taxonômica, morfológica e ecológica, a prática de métodos micológicos pode ser explorada utilizando tal material no ensino, como coleta, incubação em câmara úmida, isolamento, repiques, purificação, dentre outros. Pode-se utilizar o material para a prática de toda a rotina laboratorial, desde a coleta até a identificação e preservação de fungos em herbário ou coleção de culturas (Dade & Gunnell, 1969; Malloch, 1981).

Com relação à viabilidade e facilidade de acesso, excrementos de herbívoros podem ser encontrados e coletados com facilidade em muitas localidades, como parques, jardins zoológicos, fazendas, pastos, em áreas urbanas ou destinadas a atividades rurais e, por vezes, até mesmo em campi de universidades, sem custo relacionado a excursões para coletas, transporte ou acondicionamento. O fato de ser um substrato facilmente encontrado torna mais adaptável a sua utilização em diferentes rotinas de aulas práticas.

Partindo destas premissas, considera-se que, além do valor científico, o conhecimento dos fungos que crescem em excrementos de herbívoros durante sua sucessão possui grande valor para utilização em sala de aula.

O conhecimento prévio da composição micobiota associada aos excrementos pode propiciar a melhor construção de material didático e planejamento de aulas práticas para uma determinada área e um determinado grupo de animais e fungos, ampliando de forma significativa a qualidade da aula e otimizando o aproveitamento do material coletado.

A utilização de fungos coprófilos em sala de aula não é nova, e já foi utilizada por diversos professores fora do Brasil. Dade & Gunnell (1969) incluíram um capítulo dedicado aos fungos coprófilos, pelo seu conhecido valor em cursos introdutórios de micologia. Todavia, no Brasil, devido sobretudo à falta de conhecimento sobre o grupo, resultado da falta de especialistas, fungos coprófilos são pouco utilizados como ferramenta didática em aulas. O ensino de micologia e elaboração de estratégias nesta temática é um tema de pouca abordagem no país (Loguercio-Leite et al., 2005; Silveira & Magalhães, 2005; Magalhães, 2005, 2007). Estudos concentrados de micobiotas coprófilas normalmente são conduzidos na Europa e América do Norte, e em menor quantidade na América do Sul e na África (Krug et al., 2004), sendo escasso o conhecimento sobre esses fungos no país. Há escassez também de material e registro das espécies com esse hábito nos herbários e listas nacionais (Richardson, 2001a), assim como descrições, referências e materiais para identificação, o que dificulta a utilização desses fungos nas áreas aplicadas de ensino.

Para as aulas, as amostras são normalmente coletadas próximas à instituição de ensino e incubadas em câmaras úmidas, montadas em recipientes proporcionais ao tamanho das amostras. Além de placas de Petri de plástico ou vidro, podem ser utilizados outros materiais mais acessíveis, como embalagens plásticas transparentes. Diferentes amostras podem ser incubadas em dias sucessivos da mesma semana, permitindo acompanhar melhor a sucessão sem a necessidade de observação diária. Nos dias de aulas práticas, os alunos têm a oportunidade de entrar em contato com várias estruturas relacionadas aos principais grupos de fungos, e com o auxílio do professor, montar lâminas para observar esporângios, ascos, basídios, vários tipos de esporos e outras estruturas, e observar a olho nú ou em microscópio estereoscópico esporangióforos, peritécios, apotécios, estromas e basidiomas frescos, materiais esses que perdem a forma, a cor, e outras características morfológicas importantes após secagem ou quando submetidos a outros métodos de preservação.

2.3.2. OBTENÇÃO DE BIOPRODOTOS A PARTIR DE FUNGOS COPRÓFILOS

Fungos comumente crescem e se alimentam em ambientes competitivos, fato que corrobora a hipótese de que metabólitos secundários desempenham parte do papel no antagonismo e seleção em determinados substratos. Espécies de fungos coprófilos são conhecidas por produzirem compostos químicos antifúngicos não-caracterizados que inibem o crescimento de competidores (Wicklow & Hirschfield, 1979; Peterson, 2011). A Teoria da Estratégia indica que espécies de crescimento lento, menos adaptadas para perturbações ou estresses, são mais competentes em produzir compostos inibidores do que espécies de crescimento rápido (Cooke & Whips, 1993; Whyte *et al.*, 1997).

Gloer & Truckenbrod (1988) estabeleceram o (+)-*Isoepoxydon* como agente causador de competição por interferência entre o xilariáceo *Poria punctata* (L.) Fr. e dois outros fungos coprófilos, conhecidos por ocorrerem em estágios anteriores na sucessão: *Ascobolus stercorarius* (Bull.) J. Schröt. e *Sordaria fimicola* (Rob.) Ces & De Not. A metodologia de isolamento do composto envolveu extração através de etil acetato a partir de culturas líquidas de *P. punctata* por cromatografia de sílica-gel e identificação por espectrometria de massa. Este composto é apontado como intermediário na biossíntese de patulina, embora essa micotoxina não tenha sido detectada pelos autores nas culturas de *P. punctata*.

Gloer (1995) realizou excelente revisão sobre as bases químicas do antagonismo e defesas fúngicas, utilizando fungos coprófilos como modelo, sobretudo espécies de meio e fim de sucessão.

O autor abordou a estrutura química dos compostos estudados, defesas químicas contra a predação, dentre outros aspectos. De 150 espécies, 60% apresentaram efeitos inibidores a competidores à distância.

Um composto isolado de extratos de culturas líquidas por cromatografia em sílica-gel parece ser um intermediário na biossíntese de patulina. Os ensaios de atividade com os organismos testados mostraram sintomas como danos nas hifas e retardo no crescimento, dependendo da dose aplicada. *Stilbella erythrocephala* (Ditmar) Lindau é uma forma conidial que coloniza excrementos de coelhos e a exclusão de fungos competidores é conspícua. Lehr *et al.* (2005) estudaram a antibiose antifúngica em cepas de *Stilbella erythrocephala* (Ditmar) Lindau e detectaram a produção de antiamebianos I, III e XVI e muitas outras em menores concentrações, em substrato natural e culturas líquidas. Concluíram que antiamebianos são responsáveis pela antibiose em excrementos colonizados por este fungo.

2.3.3. IMPORTÂNCIA MÉDICA DOS FUNGOS COPRÓFILOS

É pouco conhecida a relação entre fungos em excrementos de animais e sua associação com patologias ou reações alérgicas em seres humanos, sendo a maioria sapróbia e inofensiva ao ser humano (Silveira & Correia, 1960). No entanto, representante de *Coprinus* foi registrado em relato de caso como causador de endocardite (Speller & MacIver, 1971), particularmente após cirurgia cardíaca.

Alguns basidiomicetos coprófilos, como espécies dos gêneros *Pannaeolus* e *Psilocybe*, são apontadas como agentes conhecidos de micetismo, causando efeitos alucinógenos provocados pela ação da psilocibina (Lacaz *et al.*, 2002). *Cryptococcus neoformans* (San Felice) Vuill. é uma levedura encapsulada heterotática agente da criptococose, micose sistêmica essencialmente comunitária que se manifesta em variados quadros clínicos no ser humano e em outros animais (Lacaz *et al.*, 2002; Soares *et al.* 2005). Tem como teleomorfo o basidiomiceto *Filobasidiella neoformans* Kwon-Chung (Kwon-Chung 1975). Atualmente, três variedades deste fungo são reconhecidas, classificadas de acordo com as reações de aglutinação capsular, que apresentam diferenças ecológicas e epidemiológicas: *C. neoformans* var. *neoformans* (sorotipos D e AD), cosmopolita, agente de micose oportunista em áreas urbanas; *C. neoformans* var. *gattii* (sorotipos B e C), de distribuição mais restrita à região tropical e subtropical onde age como verdadeiro patogênico, sobretudo em áreas rurais; *C. neoformans* var. *grubii* (sorotipo A), também causando

infecção em pacientes imunocompetentes. *C. neoformans* var. *gubii* [sorotipo A] tem distribuição mundial. Espécies de *Cryptococcus* foram isoladas a partir de várias fontes na natureza e são conhecidas por sua associação a excrementos de aves, sobretudo de pombos. Também há registros em excrementos de outras aves em gaiolas, incluindo canários, papagaios e periquitos. Soares *et al.* (2005) isolaram *Cryptococcus* de fezes de pombos na cidade de Santos, São Paulo. Nenhum resultado positivo foi obtido das coletas em ar atmosférico próximo às fezes no mesmo trabalho.

2.3.4. FUNGOS COPRÓFILOS COMO ORGANISMOS MODELO EM GENÉTICA E BIOLOGIA MOLECULAR

Organismos modelo são aqueles que foram, ao longo dos anos, extensivamente utilizados para o estudo de um determinado fenômeno biológico particular, sendo propício a ser extrapolado para demais ou para gerar melhores ideias de como ocorre o funcionamento do mesmo em organismos similares (Fields & Johnston, 2005). Alguns exemplos são *Escherichia coli* T. Escherich, bactéria Gram-negativa comum do intestino humano, que representa o procaríoto mais utilizado no estudo da genética molecular, e a mosca-das-frutas *Drosophila melanogaster* Meigen (Sang 2001).

Os fungos apresentam características que facilitam e tornam possível o estudo de genética de organismos eucariotos, sobretudo haplóides (Alexopoulos *et al.*, 1996), e fungos coprófilos foram extensivamente estudados como modelo em genética de eucariotos (Loubradou *et al.*, 1996; Schwartz & Osiewacz, 1996; Rossignol & Silar, 1996; Jamet-Viemy *et al.*, 1999; Osiewacz & Stumpfferl, 2001; Espagne *et al.*, 2008; Pinan-Lucarre *et al.* 2007; Paoletti & Saupe, 2008).

Podospora é um dos gêneros melhor representados em amostragens da micobiota de excrementos de herbívoros (Bell, 1983). *Podospora pauciseta* (Ces.) Traverso (conhecida principalmente por um de seus sinônimos, *Podospora anserina* (Rabenh.) Niessl) é um lasiosferiáceo encontrado na forma de peritécios negros em excrementos de diversos herbívoros, de gado ou silvestres, em confinamento ou não. *P. pauciseta* tem distribuição cosmopolita, sendo encontrada ao longo do ano. Na natureza, atua como sapróbio, participando da degradação do material orgânico contido nos excrementos de diversos herbívoros, sendo uma das últimas espécies na sucessão ecológica observada nesse substrato a produzir estruturas de reprodução. Dentre os estudos em genética utilizando como modelo *P. pauciseta*, inclui-se a incompatibilidade vegetativa, desencadeamento de reação letal e fatores associados a tipos reprodutivos (Loubradou *et al.*, 1996). O fenômeno de *crossing-over* tem sido estudado em grande parte nos fungos em ascomicetos como

Neurospora e *Sordaria*, fungos que possuem ciclos de vida curtos e bem conhecidos e que possuem ascos unisseriados, ou seja, o esporo que recebe cada núcleo com material genético recombinado pode ser localizado no asco após a ascosporigênese (Davis, 2000). Saupe *et al.* (2000) realizam um estudo de revisão sobre os avanços relacionados à incompatibilidade vegetativa em fungos filamentosos, utilizando sobretudo os fungos modelo *Neurospora crassa* Shear & B.O. Dodge e *P. pauciseta*. Destacam os autores que a função dos genes *het* não é restrita à incompatibilidade vegetativa, também participando em outras funções celulares, como por exemplo, a codificação de uma proteína necessária para produção de ascosporos.

2.3.5. FUNGOS COPRÓFILOS NO DATAMENTO PALEONTOLÓGICO

Um dos usos relativamente recentes do conhecimento da diversidade e ecologia dos fungos coprófilos reside em sua utilidade no auxílio do datamento paleontológico de vertebrados herbívoros extintos e em reconstruções de paisagens (Graf & Chmura, 2006; van Geel *et al.*, 2008).

Comandini & Rinaldi (2004), em revisão, destacam que esporos de fungos coprófilos podem auxiliar no datamento de extinções da megafauna. Fósseis de esporos de *Sporormiella*, gênero coprófilo pseudotecioíde comum, podem auxiliar paleontólogos a datar as ondas de invasões humanas, destruição de habitats e subseqüente extinções em Madagascar. Esses esporos foram utilizados ainda como indicadores da densidade de herbívoros e da presença e época de declínio da megafauna em uma determinada região. Burney *et al.* (2003), aplicando o mesmo método em Madagascar, contaram esporos de *Sporormiella* em seis regiões distintas, encontrando altas concentrações destes até o ano 200. De 200 a 400, a quantidade de esporos caiu para zero, sugerindo que a megafauna estava em extinção. Imediatamente após o declínio dos esporos, fragmentos microscópicos de carvão vegetal encontrados nos sítios, presumivelmente oriundos de queimadas causadas por humanos, começaram a aparecer. Após o ano 900, todavia, os níveis de esporos começaram a subir novamente, indicando uma possível proliferação de gado.

Em estudo realizado por Harper & Bush (2009) foi testada a confiabilidade das diferentes concentrações de esporos de *Sporormiella* em um lago utilizado como o sítio paleontológico, como um *proxy* para a estimativa de presença e abundância de megaherbívoros. A representação de esporos mostrou-se espacialmente sensível à distância das pilhas de excrementos. Os autores concluem que *proxies* independentes devem ser aplicados em conjunto.

2.4. HISTÓRICO DO ESTUDO DOS FUNGOS COPRÓFILOS

2.4.1. PRINCIPAIS REGISTROS E REVISÕES SOBRE FUNGOS COPRÓFILOS

Dentre os primeiros registros do estudo de fungos em excrementos, encontram-se coletores e botânicos pioneiros no estudo sistemático dos fungos. Elias Magnus Fries (1821), em sua principal obra *Systema Mycologicum* um dos mais importantes trabalhos de micologia já realizados, apresenta e descreve espécies coprófilas, tais como *Pilobolus crystalinus* e *Ascobolus stercorarius* (como *Ascobolus furfuraceus* Pers.) como “*species in fimo vaccino omni anni tempore frequentissima*”, dentre outros representantes do gênero. Em *Sylloge Fungorum X*, o italiano Pier Andrea Saccardo (1892) também apresenta registros de espécies coprófilas.

Importante obra para taxonomia de espécies comumente encontrados em fezes de herbívoros é a monografia de Lawrence M. Ames (1961), que estudou os gêneros *Chaetomium*, *Lophotrichus* e *Ascotricha*. O trabalho consiste de chaves para identificação e descrições detalhadas das espécies conhecidas na época, e provê ilustrações para auxiliar a identificação. Embora muitos autores não considerem representantes do gênero como membros coprófilos típicos, esses organismos são frequentemente encontrados associados a excrementos, ricos em celulose, tornando a referida monografia leitura obrigatória para o interessado em ascomicetos sobre excrementos.

Um dos trabalhos mais importantes no estudo dos fungos coprófilos é a monografia dos gêneros *Ascobolus* e *Saccobolus*, elaborada pelo pesquisador holandês Johannes van Brummelen (1967). O trabalho, mesmo depois de quase 50 anos de publicado, ainda é a principal referência no estudo destes gêneros, presentes em praticamente toda amostra de excrementos de herbívoros em condições propícias para o crescimento fúngico. Conta com descrições detalhadas das espécies examinadas pelo autor (incluindo material do Brasil), que propõe novas espécies, nomes e combinações, além de prover chaves de identificação, fotografias e ilustrações. Revisão de *Ascodesmis* também foi realizada pelo autor (Van Brummelen, 1981).

Na Índia, Iyer *et al.* (1971) identificaram 33 espécies de fungos em excrementos de vários animais do Parque Zoológico de Delhi durante diferentes estações do ano, registrando novas ocorrências para o país. Os autores observaram o aparecimento de estruturas de zigomicetos, formas anamórficas, fungos de micélio estéril, ascomicetos e, finalmente, basidiomicetos.

Um dos maiores nomes na taxonomia de fungos coprófilos foi, indubitavelmente, o professor e pesquisador canadense Roy Franklin Cain (1906-1998). Dr. Cain tinha profundo conhecimento de praticamente todos os grupos de fungos, e suas coletas e experiência taxonômica também incluíam

plantas vasculares, além de animais, sendo considerado um dos últimos grandes biólogos generalistas da América do Norte. Muitas de suas publicações foram marcantes para o conhecimento dos fungos coprófilos (Cain, 1934; 1935; 1950; 1956a, 1956b, 1956c; 1961a; 1961b; 1962; Cain & Farrow, 1956; Cain & Weresub, 1957; Jain & Cain, 1973; Jeng & Cain, 1976, 1977; Khan & Cain, 1972, 1979; Ahmed & Cain, 1972; Kimbrough *et al.* 1969; Krug & Cain, 1974; Malloch & Cain, 1970a; 1970b; 1970c; 1970d; 1971a; 1971b; 1971c; 1971d; 1973; Mirza & Cain, 1969; Udagawa & Cain, 1969).

James W. Kimbrough, um dos maiores especialistas em ascomicetos, sobretudo em formas apotecióides, publicou juntamente com E.R. Luck-Allen e R.F. Cain uma revisão do gênero *Coprotus*, sobretudo na América do Norte (Kimbrough *et al.* 1972), dentre outros trabalhos (Kimbrough *et al.*, 1969). A revisão contempla as principais espécies descritas para o gênero, assim como espécies novas propostas. Espécies de *Coprotus* são comuns em incubações de excrementos de herbívoros em diferentes partes do mundo, tomando essa monografia um trabalho fundamental nesta área.

S. Iftikhar Ahmed, juntamente com Roy F. Cain, publicaram em 1972 uma grande revisão dos gêneros pseudoteciais *Sporormia* e *Sporormiella*. Ahmed & Cain (1972) apresentam chaves de identificação e ilustrações, além de descrições detalhadas das espécies. O trabalho é, até os dias de hoje, a principal referência para esses gêneros.

Outra extensa revisão publicada em 1972 foi realizada pelo taxonomista sueco Nils G. Lundqvist (1972) em tese de doutoramento pela Universidade de Uppsala, acerca dos Sordariales nórdicos. Apresenta cerca de 560 espécies, com ênfase nas encontradas na Suécia, Noruega, Finlândia, Dinamarca e Islândia, com descrições detalhadas, comentários de todas as espécies no que tange à distribuição, preferência de substrato e histórico nomenclatural, além de chaves para identificação de gêneros e espécies. Este trabalho é a principal referência sobre gêneros como *Podospora*, *Cercophora*, *Amium*, *Sordaria*, dentre outros.

Thielavia, ascomiceto cleistotecióide típico de excrementos e outros substratos, foi monografado por Malloch & Cain (1973). O trabalho apresenta chaves de identificação ilustradas e descrições das espécies, muitas delas com hábito coprófilo.

Grande contribuição ao estudo dos fungos coprófilos foi dada pelo microbiologista americano Donald T. Wicklow. Em um de seus trabalhos, Wicklow & Angel (1974) realizaram um estudo sobre a micobiota coprófila em excrementos de diversos animais em uma área de pradaria semi-árida no Colorado, Estados Unidos da América. Um total de 53 espécies foi identificado, sendo 37 em excrementos de gado, 27 em excrementos de coelho, 17 em excrementos de antilocapra e 12 em

excrementos de pequenos mamíferos. Quarenta e cinco espécies de ascomicetos foram identificadas, sendo apenas nove fungos de outros filos foram registrados. Foi observado que as comunidades de fungos em excrementos de foram mais similares entre si do que a observada em excrementos de pequenos mamíferos e antilocabras. Comentários sobre a problemática da metodologia de análise de dados da comunidade associada à contagem de indivíduos são incluídos, assim como as dissimilaridades entre colonizadores em excrementos recentes e ressecados. Um modelo descritivo da relação entre fungos coprófilos e compartimentos de ecossistemas de prados é apresentado, incluindo variáveis intrínsecas e fluxos de massa e energia.

Dezenove anos antes da publicação do guia de identificação para fungos coprófilos da Nova Zelândia, Bell (1974) analisou a sucessão fúngica em excrementos do Gambá-de-Cauda-de-Escova (*Trichosurus vulpecula* Kerr) na Nova Zelândia. A autora relatou, com maior ocorrência no substrato, as espécies *Ascobolus crenulatus* Karst., *Ascozonus woolhopensis* (Berk. & Br.) Boud., *Cheilymenia pallida* Bell & Dennis, *Lasiobolus ciliatus* (Schmidt ex Fries) Boud., *Sordaria fimicola* (Rob.) Ces & De Not. e *Sphaeronaemella fimicola* Marchal. A ordem sucessional observada para as frutificações foi discutida, assim como a relação da morfologia prevalente dos esporos dos fungos registrados com o hábito de vida do animal.

Na Itália, Piontelli (1981) realizou importante trabalho sobre a micobiota coprófila de cavalos. Um total de 1232 fungos foram registrados, correspondendo a 82 espécies, em 53 gêneros. Destes, sete pertenciam ao antigo grupo dos zigomicetos, 18 ao grupo dos ascomicetos e 25 eram formas anamórficas. Apenas um basidiomiceto foi registrado. Todas as espécies identificadas são discriminadas em um tabela, assim como a ordem sucessional ; fotografias das principais espécies também são apresentadas. Em trabalhos posteriores, Caretta & Piontelli (1996) identificaram 57 espécies em 223 isolados de fungos em 18 amostras de excrementos de cervos em confinamento em um parque próximo a Pavia. Dentre as espécies dominantes, *Chaetomium bostrychodes*, *Doratomyces columnaris*, *Fusarium verticillioides*, *Graphium penicillioides*, *Mucor hiemalis*, *M. racemosus* e *Saccobolus versicolor* podem ser citadas.

Guarro Artigas (1983) publicou nos anais do Jardim Botânico de Madrid, como o primeiro de uma série sobre a micobiota da Espanha, os resultados da amostragem de fungos em excrementos de diversos animais, registrando 22 espécies de ascomicetos. Descrições e ilustrações das espécies são apresentadas.

Dentre os basidiomicetos registrados em excrementos de herbívoros, aqueles sob a denominação “fungos coprinóides” (previamente *Coprinus*) constituem a maioria. Deve-se ao micologista amador Kees Uljé grande parte do conhecimento sobre essas espécies. O autor realizou

coletas e revisão das diferentes seções taxonômicas do gênero, apresentando ilustrações e fotografias de campo, além de chave para identificação das espécies, disponível *on-line* (Uljé & Bas, 1988; 1992; Uljé & Noordeloos, 1993; 1997; 1999; Uljé *et al.* 2000; Uljé, 2003). Outros trabalhos fundamentais no estudo dos basidiomicetos em excrementos incluem Bogart (1970, 1976a, 1979b) e Singer (1986).

Ebersohn & Eicker (1991) avaliaram a influência de diferentes fatores bióticos na composição específica de fungos coprófilos em excrementos de quatro herbívoros na África do Sul e registraram diversas espécies, contribuindo de forma marcante para o conhecimento da diversidade desses fungos.

O gênero *Bombardioidea* foi revisado por Krug & Scott (1994), que discutiram a taxonomia e a ecologia deste grupo, com representantes tipicamente coprófilos, apresentando chave de identificação, ilustrações e fotografias de qualidade.

No Taiwan, Wang (1994) descreveu duas novas espécies de ascomicetos apotecioides sobre excrementos de vaca: *Coprotus uncinatus* Yei Z. Wang e *Thecotheus formosanus* Yei Z. Wang.

Muito do que se sabe da microbiota coprófila, sobretudo na Oceania, deve-se aos estudos da Dr. Anne Bell. Dentre seus trabalhos, destacam-se dois guias de identificação, fartamente ilustrados e contendo descrições de todas as espécies, informações de coleta, preservação, distribuição, comparação morfológica, além de chaves de identificação precisas. Bell (1983) trata dos fungos coprófilos da Nova Zelândia, e constitui possivelmente a bibliografia básica mais acessada para o trabalho com fungos em excrementos de herbívoros, seja com fins acadêmicos ou de ensino. Posteriormente, um trabalho maior abrangeu os ascomicetos coprófilos da Austrália (Bell, 2005). Anne Bell e Dr. David Mahoney apresentaram espécies neozelandesas de *Podospora* com pelos aglutinados inflados (Bell & Mahoney, 1995) e com peritécios coriáceos (Bell & Mahoney, 1997), contribuindo para o conhecimento da diversidade e delimitação taxonômica do gênero. Bell *et al.* (2008) registraram uma espécie rara de *Apodospora* na Austrália.

Como suplemento para importante monografia de *Psilocybe*, Guzmán (1995) apresenta revisão de 29 espécies e variedades e mais de 80 registros desse fungo após 1980, não considerados no trabalho anterior (Guzmán, 1983). Dentre as adições, *P. chlapanensis*, *P. meridensis*, *P. moseni*, *P. natarajanii* e *P. subtropicalis* são descritos como novos. Novas combinações também foram propostas: *P. aquamarina*, *P. ramulosum*, *P. paulensis*, *P. septentrionalis*, *Naematoloma gigaspora* e *N. guzmanii*. Outras contribuições incluem Guzmán (2000) e Guzmán & Horak (1978). Na Nova Zelândia, Johnston & Buchanan (1995) elaboraram uma monografia sobre o gênero no país, registrando oito espécies: *P. argentina*, *P. aucklandii*, *P. coprophila*, *P. makarone* sp. nov., *P.*

novaezelandiae, *P. semilanceata*, *P. subaeruginosa*, e *P. subcoprophila*. Descrições e ilustrações são fornecidas pelos autores, assim como chave para a identificação.

Um dos mais importantes trabalhos relacionados aos fungos coprófilos foi publicado em 1997 por Richardson & Watling (1997), os quais reuniram achados e registros de fungos ao longo de suas carreiras e compilaram os dados em uma chave de identificação para fungos coprófilos, incluindo ascomicetos, zigomicetos e basidiomicetos encontrados em diferentes partes do mundo. Este trabalho constitui referência básica para o trabalho desses microorganismos.

Muito do conhecimento referente aos fungos coprófilos em diferentes partes do mundo deve-se ao pesquisador britânico Michael J. Richardson. Após brilhante carreira como fitopatologista, o autor estudou a diversidade desses organismos, publicando em 1998 registro de duas novas espécies de ascomicetos coprófilos para a ciência, *Coniochaeta polymegasperma* e *Delitschia trichodelitschioides* (Richardson, 1998a). No mesmo ano, Richardson (1998b) publicou o resultado de coletas de excrementos de herbívoros no Reino Unido, para a preparação de um manual com chaves de identificação para fungos coprófilos da região, sobretudo na Escócia. Neste trabalho, indicou 27 espécies de ascomicetos que ainda não haviam sido referidas para o país. *Ascobolus sacchariferus* Brumm. e *Saccobolus truncatus* Velen. estão entre as espécies descritas. Richardson (2003) apresentou alguns achados referentes a fungos coprófilos registrados em quatro amostras coletadas em Bayfield e Iron River, Wisconsin e 21 na Califórnia, Utah, e Colorado, Estados Unidos da América. Um total de 166 registros compreendeu 74 espécies: 66 ascomicetos, cinco basidiomicetos (todos no grupo dos fungos coprinóides) e três zigomicetos. Richardson (2004) amostrou um total de 32 excrementos de ovelha, cavalo e aves na Islândia em julho de 2002, obtendo cerca de 300 registros, que totalizaram 81 espécies. Cerca de metade das espécies corresponderam a novos registros para o país. O autor discute a ocorrência e distribuição das espécies. Em visita ao Marrocos, Richardson (2005b) registrou 57 espécies de fungos coprófilos em somente 14 amostras de excrementos, coletadas no sul do país. No mesmo ano, Richardson (2005a) publicou material referente a fungos coprófilos nas Ilhas Faroé, no total de 59 espécies, obtidas em 20 amostras de excrementos. Richardson (2006) registrou 64 espécies de fungos em 42 amostras de excrementos de herbívoros coletados em Orkney e Shetland, Reino Unido, em 2005. Dados nesse trabalho ajudaram o autor na elucidação da relação do gradiente latitudinal com a ocorrência e distribuição dos fungos coprófilos em escala global. No ano seguinte, Richardson (2007) estudou a diversidade e ocorrência de Ascobolaceae, baseado em pelo menos 1000 registros em diferentes partes do mundo. Prosseguindo em seus estudos, Richardson (2008a) registrou 77 espécies de fungos coprófilos em 15 ilhas da Grécia, incluindo *Podospora macrolecipiens* M.J. Richardson. No

mesmo ano, o autor apresentou registros de espécies na França (Richardson, 2008c), nas Antilhas e em Porto Rico (Richardson, 2008b).

Outra significativa contribuição ao conhecimento da microbiota coprófila da África atribui-se a Caretta *et al.* (1998). Os autores realizaram um estudo dos fungos coprófilos de 15 amostras de excrementos de antílopes, búfalos, hipopótamos, zebras e zebras coletados no Quênia. Foram identificadas 59 espécies. *Ascobolus immersus*, *Coprotus niveus*, *Iodophanus carneus*, *Lasiobolus lasioboloides*, *Podospora anserina*, *P. australis* e *Sporomietta minima* mostraram-se dominantes. Outro estudo em fungos coprófilos foi apresentado por Mungai *et al.* (2012),

Wang & Wang (2000) compilaram resultados da amostragem de discomicetos coprófilos registrados nas províncias de Sichuan e Yunnan, China. Treze espécies são descritas. Dez espécies dentre estas representaram novas ocorrências para o país.

Delgado-Ávila *et al.* (2001) analisaram 250 amostras de excrementos coletados em 17 municípios do estado de Zulia, Venezuela, identificando um total de 19 espécies de ascomicetos peritecióides, entre os quais espécies de *Podospora*, *Sordaria* e *Zygopleurage*. Outros estudos relevantes deste autor foram Delgado-Ávila (2001, 2002, 2005), e Delgado-Ávila *et al.* (2005a, 2005b, 2005c).

Hansen *et al.* (2001) publicaram o excelente trabalho "*Nøgler til coprofile svampe*" (chave para fungos coprófilos), com ilustrações e chaves para identificação de diversas espécies, incluindo ascomicetos, basidiomicetos, zigomicetos e algumas formas anamórficas. Embora publicado em dinamarquês, o trabalho constitui importante referência mundial para o estudo de fungos coprófilos.

Na Suécia, Nyberg & Persson (2002) avaliaram os efeitos ambientais relacionados ao habitat na comunidade de fungos associados a excrementos de alce. Vinte e seis espécies foram encontradas, das quais 23 pertenciam ao Filo Ascomycota.

James C. Krug, pesquisador canadense, foi um dos grandes nomes no conhecimento da diversidade de fungos coprófilos, sobretudo ascomicetos. Na compilação *Biodiversity of Fungi*, o capítulo destinado aos fungos coprófilos (Krug *et al.*, 2004) apresenta revisão sólida e contextualizada sobre o assunto, consistindo em uma das principais referências introdutórias para o estudo.

O médico e micologista amador Francesco Doveri, que dedicou pelo menos 30 anos de sua vida ao estudo dos fungos, nos últimos anos mostrou-se um dos maiores nomes no estudo dos fungos coprófilos. Seu principal trabalho, *Fungi Fimicoli Italici* (Doveri, 2004) contribui de forma marcante e significativa para o estudo desses organismos, em escala global, reunindo descrições de

pelo menos 304 espécies de ascomicetos e basidiomicetos, em inglês e em italiano, em mais de 1100 páginas.

Lee & Lee (2004) estudaram a micobiota coprófila em vacas do tipo Holstein-Frisia, popularmente conhecido como Gado Holandês, raça doméstica de bovinos, identificando 16 espécies. *A. foliicola* foi registrado pela primeira vez no país.

Importante contribuição ao conhecimento da micobiota coprófila do sultanato de Omã foi fornecido por Elshafie (2005). No trabalho, 45 espécies foram encontradas sobre excrementos de camelo, jumento, cabra, gado, órix, íbex (cabra dos alpes), gazela e *tahr*, em diferentes sítios de coleta. As espécies mais comuns foram *Iodophanus carneus* e *Sporormiella minima*.

Delgado Ávila *et al.* (2005a) compilou parte dos resultados referentes aos zigomicetos, basidiomicetos e mixomicetos encontrados em excrementos de animais silvestres ou domésticos em 17 municípios do estado de Zulia, Venezuela. Das 250 amostras coletadas, foram identificadas espécies dos gêneros *Coprinus*, *Lycogala*, *Mucor* e *Pilobulos*. Novos registros para o país e o estado também foram reportados. Na continuidade de seus trabalhos, Delgado Ávila *et al.* (2005b) publicaram resultados referentes aos fungos mitospóricos, registrando nove espécies, alocadas nos gêneros *Arthrobotrys*, *Aspergillus*, *Cephalophora*, *Cephalotrichum*, *Mononiella*, *Oedocephalum*, *Penicillium* e *Scopulariopsis* foram identificadas. Novos registros para Zúlia e para o país foram *Cephalophora tropica*, *Cephalotrichum stemonitis* e *Oedocephalum glomulosum*.

Na América do Sul, Piontelli *et al.* (2006) estudaram as comunidades de fungos coprófilos presentes nos excrementos de coelho silvestre no Chile, identificando 60 espécies em 21 amostras. A maioria pertencia a Ascomycota (50%), seguida de formas mitospóricas (36,8%), "zigomicetos" (11,6%) e Basidiomycota (1,6%). *Chaetomium cuniculorum*, *C. murorum*, *Coprinus spp.*, *Iodophanus carneus*, *Pilaira anomala*, *Schizothecium tetrasporum*, *Sordaria humana*, *Sporormiella teretispora* e *Stilbella fimetaria* estão entre as espécies dominantes encontradas. Este trabalho constitui uma das mais importantes contribuições ao conhecimento da micobiota coprófila da América do Sul.

Piasai & Manoch (2009) estudaram a diversidade e distribuição de ascomicetos em excrementos de herbívoros (veado, búfalo, vaca e elefante) no Parque Nacional de Khao Yai, província de Nakhon Ratchasima, e no centro de conservação Phu Luang, província de Loei, Tailândia. Foram obtidos 49 isolados de ascomicetos, compreendendo 20 gêneros, tais como *Ascobolus*, *Cercophora*, *Chaetomium*, *Coprotus*, *Gelasinospora*, *Hamigera*, *Neosartorya*, *Podospora*, *Saccobolus*, *Sordaria*, *Sporormiella* e *Xylaria*. *Podospora setosa* consistiu novo registro para a Tailândia.

Doveri *et al.* (2010) publicaram o registro de um novo gênero do grupo dos nectriáceos, crescendo sobre excrementos de roedores na Itália, nomeado *Rodentomyces Doveri*, Pecchia, Sarrocco & Vannacci. Os autores fornecem descrições detalhadas do teleomorfo e do anamorfo, assim como o posicionamento filogenético do novo táxon. Doveri (2011) publicou trabalho como sucessor de sua monografia de fungos coprófilos da Itália (Doveri, 2004), apresentando, de modo categorizado, todas as identificações de Agaricales estudados em um período de 18 anos, de acordo com a origem do substrato. Este trabalho constitui uma das principais referências para a identificação de cogumelos em excrementos de herbívoros da atualidade. Dentre os achados excepcionais, o autor destaca a segunda coleta de *Coprinus doverii* assim como o achado de *Panaeolus alcis* mais ao sul. As características morfológicas de cada espécie são brevemente descritas, e a preferência de substratos é comparada com os relatados a partir de dados anteriores. Doveri *et al.* (2012) apresentaram um estudo comparativo de *Neogymnomyces virgineus*, espécie queratinolítica isolada de excrementos de rato em uma caverna, e sua relação filogenética com Onygenales. Características morfológicas indicaram uma relação clara com Onygenaceae e análise de parcimônia a partir da sequência de bases das regiões LSU e ITS nrDNA confirmou o achado como uma nova espécie. Os autores realizaram análises filogenéticas e observaram características morfológicas e fisiológicas de Onygenales, reexaminando as famílias. Membr os de Onygenales isolados de excrementos são discutidos pelos autores e sua capacidade de coprofilia facultativa é atribuída ao conteúdo variável de queratina ou outras substâncias degradáveis no substrato. Chave para as famílias e gêneros de Onygenales é fornecida. No mesmo ano, Doveri (2012) apresentou o o terceiro registro mundial de *Ascobolus perforatus*, a partir de excrementos de coelho coletados na Itália.

Recentemente, Beug (2011) apresentou contribuição significativa ao conhecimento de *Psilocybe* na América do Norte, gênero comumente encontrado sobre excrementos; fotografias e outros dados relevantes são apresentados.

Mungai *et al.* (2011) estudaram a distribuição e ocorrência de ascomicetos coprófilos em excrementos de elefante, gado bovino, cabra, búfalo e galinha no norte da Tailândia, entre março e maio de 2010. Onze espécies, pertencentes aos grupos Sordariales, Pleosporales, Pezizales, Thelebolales e Microascales foram identificadas. *Saccobolus citrinus*, *Sporomniella minima*, *Ascobolus immersus* e *Cercophora kalimpongensis* mostraram-se dominantes. Excrementos de galinha, estudados pelos autores, apresentaram menor diversidade do que os demais excrementos analisados.

2.4.2. HISTÓRICO DO REGISTRO DE FUNGOS COPRÓFILOS NO BRASIL

Estudos concentrados em micobiotas coprófilas são escassos no país, embora seja este um dos principais microhabitats para explorar a diversidade de fungos tropicais (Hyde & Hawkworth, 1997). Grande importância deve ser dada à preservação dos isolados em coleções de culturas e herbários para o conhecimento da desses microorganismos. O ciclo de vida destes fungos faz com que tanto a composição faunística quanto florística do ambiente possa influenciar na composição das comunidades, o que torna provável, em biomas brasileiros, a observação de padrões de ocorrência diferentes dos descritos para outros países do mundo, assim como o registro de novas espécies ou gêneros nestes substratos. Em 1995, na compilação dos fungos brasileiros registrados por Batista e colaboradores, Silva & Minter (1995) estavam apenas dois fungos coprófilos típicos, o que reflete a pouca atenção dada a esses fungos por pesquisadores do país.

Augusto Chaves Batista, um dos pioneiros da micologia brasileira, utilizando técnicas de isolamento, realizou alguns trabalhos referentes aos fungos filamentosos e leveduriformes em excrementos humanos e de alguns animais no Recife, Pernambuco. Batista *et al.* (1961a) reuniram achados relativos à diagnose de fungos em fezes humanas no Instituto de Micologia da Universidade do Recife (IMUR), atual Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE), no período de julho de 1957 a julho de 1961. Foram estudadas 1222 amostras de fezes provenientes de pacientes enfermos. Este trabalho, embora não tenha evidenciado fungos coprófilos típicos, demonstrou a importância dos fungos na elucidação de questões de saúde não esclarecidas pelas análises médicas convencionais na época em que foi realizado. No mesmo ano, Batista (1961b) realizou um trabalho sobre leveduras e fungos filamentosos em fezes de 137 animais, incluindo domésticos, selvagens e cativos. Foram estudadas fezes de 27 ovinos, 24 caprinos, 21 suínos, 60 galináceos e 23 animais selvagens e domésticos em cativeiro num parque zoológico na cidade do Recife, Brasil. Dentre as espécies isoladas, *Chaetomium globosum* Kunze e *C. funicola* Cooke foram relatadas. O autor relaciona o achado das leveduras nas fezes dos animais com a tênue distinção entre saprofitismo e patogenicidade, como incerta e por vezes artificial. Animais cativos apresentaram diversidade muito menor em relação aos ovinos, caprinos, suínos e galináceos estudados.

Alves *et al.* (2002) realizaram coletas mensais, de junho de 1997 a maio de 1998, de excrementos de bisão, boi, búfalo, cabra, coelho, cotia, eland, cavalo, ovelha e veado-catingueiro, mantidos em confinamento no Parque Dois Irmãos e/ou Departamento de Zootecnia da Universidade Federal Rural de Pernambuco. Dentre seus resultados, o gênero *Mucor* foi

apresentado, com 11 táxons e uma forma nova identificados: *Mucor circinelloides* f. *circinelloides*, *M. circinelloides* f. *griseo-cyanus*, *M. circinelloides* f. *janssenii*, *M. circinelloides* f. *lusitanicus*, *M. hiemalis* f. *hiemalis*, *M. hiemalis* f. *luteus*, *M. genevensis*, *M. piriformis* f. *piriformis*, *M. piriformis* f. *nanus*, *M. racemosus* f. *chibinensis*, *M. subtilissimus* e *M. variozonus*. Todas as amostras analisadas (com exceção de excrementos de búfalo) apresentaram registros do gênero *Mucor*, tratando-se de gênero representativo da micobiota coprófila nacional. O trabalho consiste de importante contribuição ao conhecimento do grupo e fornece chave de identificação para as espécies encontradas.

O pesquisador britânico Michael Richardson, que visitou muitos países estudando diferentes composições de micobiotas coprófilas, visitou o Brasil em 1998, amostrando 32 espécies em excrementos de cavalos, ovelhas, capivaras, veados e gado de Bonito e Pantanal do Rio Negro, no estado do Mato Grosso do Sul (Richardson, 2001a).

No Rio Grande do Sul, Silva *et al.* (2006) registraram *Psilocybe coprophila* (Bull.: Fr.) P. Kum m. e *Psilocybe cubensis* (Earle) Singer em excrementos, em área de conservação previamente destinada à pecuária.

Wartchow *et al.* (2007) registrou as espécies coprófilas *Psilocybe argentina*, *P. cubensis* e *P. pegleriana* pela primeira vez para o Nordeste Brasileiro, em Pernambuco. Descrições detalhadas e ilustrações das espécies são fornecidos.

Uma das maiores contribuições ao estudo dos mucoromicetos coprófilos no Brasil foi provida por Santiago *et al.* (2011), que identificaram 38 táxons de zigomicetos, isolados de excrementos de anta, camelo, cavalo, cervo-nobre, paca, jumento, lhama e *waterbuck*, em confinamento ou semi-confinamento na Reserva Ecológica de Dois Irmãos, Recife, Pernambuco, de junho de 2005 a maio de 2006. Os gêneros dominantes foram *Mucor* (nove espécies e seis formas) e *Pilobolus* (quatro espécies e sete variedades).

A partir dessa amostragem, Santiago *et al.* (2008a) publicaram trabalho referente ao gênero *Pilobolus* em excrementos de herbívoros em Recife, Pernambuco. Quatro espécies, incluindo sete variedades, foram identificadas em excrementos dos animais: *Pilobolus crystallinus* (F.H. Wigg.) Tode, *P. kleinii* Tiegh., *P. lentiger* Corda, *P. longipes* Tiegh., *P. minutus* Speg., *P. roridus* (Bolton) Pers. e *P. umbonatus* Buller. *P. roridus* e *P. umbonatus* foram referidos pela primeira vez no país. Ilustrações das espécies, assim como uma chave de identificação foram fornecidas.

Santiago *et al.* (2008b) estudaram a variabilidade genética em Mucorales isolados de excrementos de herbívoros estudados. Fragmentos da região do separador transcrito interno (ITS) do ácido desoxirribonucleico ribossomal (rDNA) de espécimes obtidos dos excrementos dos

herbívoros na Reserva Ecológica de Dois Irmãos em Recife, PE, foram enviados para sequenciamento das bases, e as seqüências posteriormente foram utilizadas na comparação com aquelas depositadas no banco de dados virtual “GenBank” ([http:// www.ncbi.nlm.nih.gov/ genbank/](http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/)) para estudo da variabilidade genética intra-específica entre isolados de diferentes regiões geográficas, utilizando métodos de construção de árvores filogenéticas. A comparação aponta variação intra-específica significativa em alguns espécimes, tais como *Cunninghamella elegans*, *Mycocladus blakesleanus* e *Mucor circinelloides* f. *circinelloides*.

Santiago & Cavalcanti (2007) relataram *Gilbertella persicaria* (E.D. Eddy) Hesselt. (Choanephoraceae, Mucorales) pela primeira vez no Brasil, isolado de excrementos de anta, jumento-branco e cervo-nobre, coletados na Reserva Ecológica de Dois Irmãos, Recife, Pernambuco. Descrição detalhada da espécie e prancha fotográfica são apresentados. Na mesma reserva, Santiago *et al.* (2008) registraram *Mucor guilliermondii* Nadson & Filippov pela primeira vez nos neotrópicos a partir de excrementos de anta, apresentando chave de identificação para espécies de *Mucor* isoladas de excrementos no Brasil.

Viriato (2008) identificou dez espécies de a partir de amostras de excrementos de camelo, cavalo, cotia, órix, guanaco, veado-catingueiro, cervo-nobre e zebra. Ilustrações, descrições e uma chave de identificação foram apresentados. Trufem (1984) destacou espécies de Mucorales coprófilas em São Paulo. No mesmo estado, Viriato & Trufem (1985) compilaram espécies merosporangíadas.

Melo *et al.* (2011) registraram *Syncephalis clavata* H.M. Ho & Benny (Zoopagales, Zygomycetes) pela primeira vez nos Neotrópicos e pela segunda vez no mundo. A espécie foi encontrada parasitando *Thamnostylum piriforme* (Bainier) Arx & H.P. Upadhyay crescendo sobre excrementos de paca coletados no parque zoológico Reserva Ecológica de Dois Irmãos, Recife, Pernambuco.

Trabalho concentrado em ascomicetos coprófilos foi realizado por Melo *et al.* (2012). A partir de 192 amostras, incluindo excrementos de anta, camelo, lhama, cervo-nobre, paca e *waterbuck*, foram identificadas 22 espécies distribuídas em 12 gêneros foram identificadas. *Saccobolus saccoboloides* foi a espécie dominante, com 31 ocorrências, registrado para quatro tipos de excrementos. O conhecimento dos ascomicetos coprófilos no Brasil foi ampliado com este trabalho, que proporcionou novas referências para o país e para o Nordeste.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. ÁREAS DE ESTUDO

Amostras de excrementos foram coletadas em três diferentes áreas, abrangendo três mesorregiões de Pernambuco, Nordeste do Brasil, em transecto que caracteriza um gradiente entre tipos vegetacionais: (a) mesorregião da Zona da Mata, com maior densidade populacional e influência antrópica, com vegetação típica de Mata Atlântica; (b) mesorregião do Agreste, trecho de transição com fragmentos de Mata Atlântica e de Caatinga; (c) mesorregião do Sertão, predominantemente com tipos vegetacionais típicos do bioma Caatinga, com clima semi-árido (Figura 3). Na área (a) as coletas foram realizadas no campus do Departamento de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco ($8^{\circ}00'54''S$ e $34^{\circ}56'59''O$), Recife; na área (b), em regiões de propriedades rurais da unidade do Instituto Agrônomo de Pernambuco no município de Caruaru ($8^{\circ}01'59''S$ e $36^{\circ}06'59''O$); na área (c) em fazendas no Instituto Agrônomo de Pernambuco, unidade de Serra Talhada ($7^{\circ}54'59''S$ e $38^{\circ}17'0.14''O$), no sertão pernambucano.

Recife, capital do estado de Pernambuco, está inserida na Mesorregião Metropolitana do Recife e é a cidade mais populosa do estado. Apresenta trechos com vegetação de Mata Atlântica, dentre os quais pode ser destacado o bairro de Dois Irmãos, incluindo o horto zoobotânico e região de reserva ambiental. Neste bairro encontram-se trechos de criação de gado, inclusive o campus de medicina veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco. A meso-região do Agreste Pernambucano, formada por 71 municípios, estende-se por cerca de 24.400 km², apresentando vegetação típica de Caatinga, com trechos de Mata Atlântica, sobretudo em brejos de altitude, formando uma interface entre a Zona da Mata e o Sertão do estado (IBGE, 2013). Caruaru, cidade mais populosa do Agreste pernambucano com cerca de 337 mil habitantes, distancia-se de Recife em cerca de 130 km. Seu clima é classificado como semi-árido, com regime de chuvas de outono-inverno e temperatura média anual atingindo cerca de 22,1 °C. Dezembro é, historicamente, o mês com o valor de temperatura média máxima (30,4 °C), e julho de temperatura média mínima (17,4 °C) (INMET, 2014). Serra Talhada é uma das cidades mais importantes do Sertão de Pernambuco, com população superior a 80 mil habitantes. O clima é semiárido, com verões quentes (máximas entre 31 °C e 37 °C e mínimas entre 18 °C e 24 °C) e chuvosos.

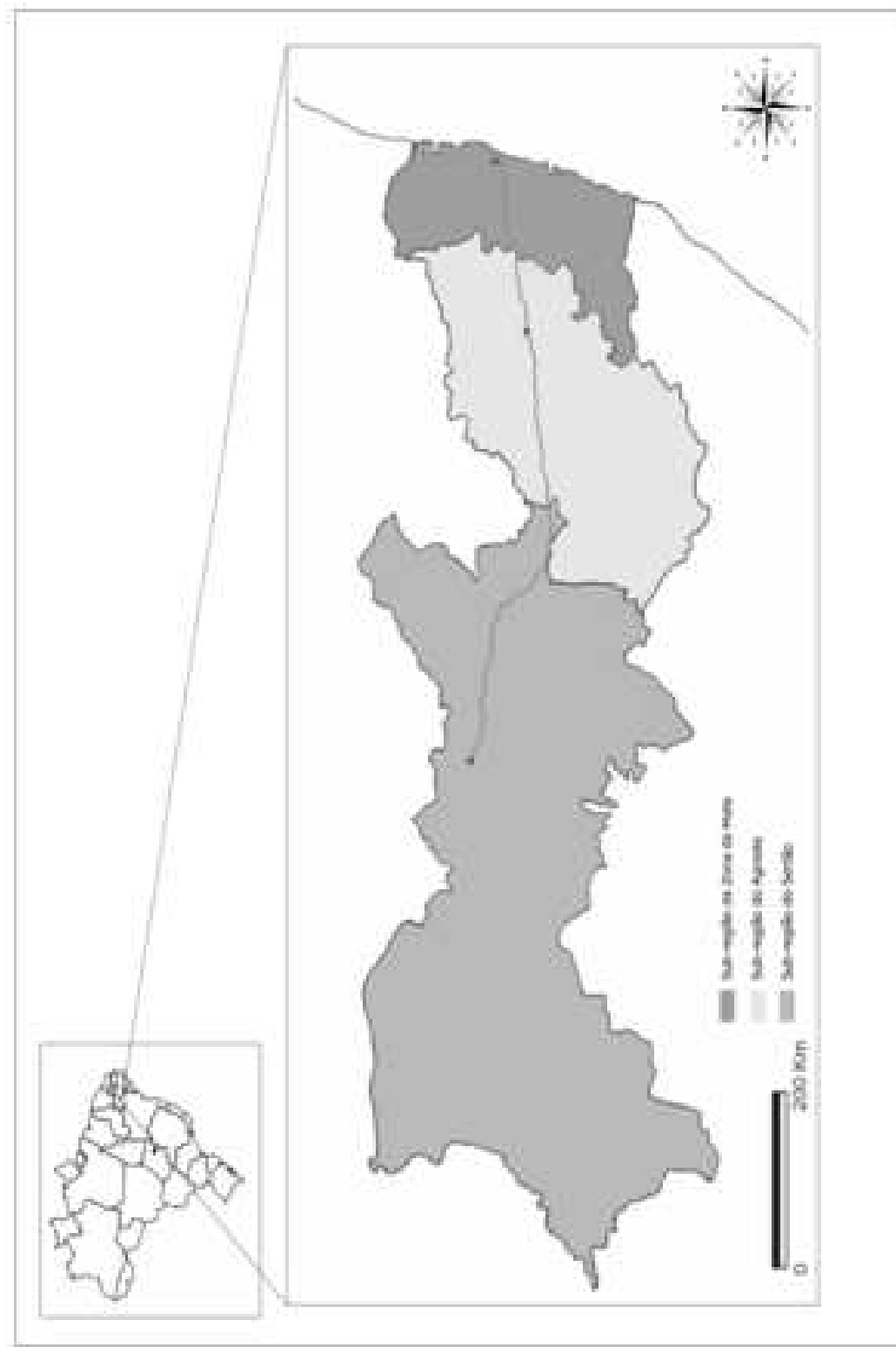


Figura 3. Mapa do Estado de Pernambuco com indicação dos locais de coletas

3.2. COLETA DE EXCREMENTOS

Foram realizadas dez excursões bimensais para coleta de excrementos de herbívoros em semi-confinamento, de agosto de 2011 até março de 2013, cada uma consistindo de três viagens, uma para cada área. Excrementos de cada herbívoro foram coletados em triplicata. A coleta foi realizada pelo método de busca ativa por pilhas de excrementos no solo; foram selecionados como substratos excrementos de gado equino (cavalo ou égua), gado caprino (cabra ou bode) e gado bovino (boi ou vaca), recentes e com a mínima contaminação com partículas de solo, material vegetal ou colonização por insetos (Foos *et al.*, 2001). Para uma caracterização mais acurada da composição específica das comunidades, não foram coletados excrementos ainda não defecados, ou seja, coleta intrarectal. As amostras foram coletadas com auxílio de espátulas de madeira e sacos de plásticos descartáveis limpos previamente identificados e, em seguida, levadas ao laboratório para incubação com tempo de espera máximo de 24 horas.

O gado bovino é criado em diversas regiões de Pernambuco, apresentando grande importância no mercado leiteiro e de carnes. Segundo a Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO), o Brasil é o maior exportador de carne bovina do mundo (FAO, 2012). A importância da bovinicultura reflete na abundância desses animais no país, inclusive em Pernambuco, que por sua vez implica na grande amplitude de habitats onde estes animais são criados. Por conseguinte, os fungos coprófilos em excrementos deste herbívoros podem ser encontrados numa grande amplitude de habitats, climas e tipos vegetacionais no estado.

Caprinos podem ser encontrados com facilidade em Pernambuco, sendo comuns em diversas residências com atividades rurais de subsistência. Tanto a carne como o leite próprios para o consumo como os baixos custos de criação motivam os criadores destes herbívoros, tanto nas regiões da Zona da Mata como nas regiões semi-áridas do Agreste e do Sertão pernambucanos. São ruminantes de médio porte, que usualmente se alimentam de vegetação rasteira. Durante os anos de 2012 e 2013, muitas cabras foram removidas das terras agrícolas próximas à sede de Serra Talhada do Instituto Agrônomo de Pernambuco, pela desapropriação da vegetação que estes animais poderiam causar às propriedades.

Equinos são mamíferos perisodáctilos comumente encontrados no estado de Pernambuco, seja uma das subespécies de *Equus ferus* L. ou suas formas híbridas associadas. São amplamente utilizados como montaria ou para transporte de carga. Apresentam tubo digestivo monogástrico, com uma capacidade de armazenamento pequena, o que resulta numa digestão parcial de alguns componentes do material vegetal, tais como as fibras ricas em celulose. Animais com este tipo de

aparelho digestório são divididos em dois grupos com base no tamanho relativo dos órgãos em relação ao resto do sistema: fermentadores de cólon, que tendem a ser espécies maiores, tais como os cavalos, e fermentadores cecais, que por sua vez são pequenos, tais como coelhos e alguns roedores. Como consequência, excrementos de cavalos apresentam-se fibrosos, sendo largamente utilizados como adubos orgânicos.

3.3. INCUBAÇÃO DOS SUBSTRATOS E ISOLAMENTO DE MATERIAL FÚNGICO

Os substratos foram pesados, e uma parcela pesando cerca de 5 g de substrato (doravante denominada "amostra") foi distribuída em câmaras úmidas montadas em placas de Petri de vidro de 9 cm de diâmetro previamente esterilizadas contendo dois discos de papel filtro qualitativo 80g umedecidos com água destilada esterilizada (Malloch, 1981). Dependendo da natureza da amostra, esta poderia conter um fragmento único ou várias sítalas individualizadas. O crescimento dos fungos foi acompanhado periodicamente em todas as amostras com o auxílio de microscópio estereoscópico (*Leica EZA*). As câmaras úmidas foram deixadas em temperatura ambiente ($28 \pm 2^\circ\text{C}$) e sob regime de luz natural, e reidratadas periodicamente com água destilada esterilizada.

Para isolamento de mucoromicetos e fungos conidiais, foram utilizadas placas de Petri contendo meios de cultura sólidos Batata Dextrose Ágar (BDA) e Extrato de Malte Ágar (EMA), acrescidos de antibiótico (Cloranfenicol) para inibição de crescimento bacteriano. As placas foram incubadas em temperatura ambiente ($28-30^\circ\text{C}$) e a purificação das colônias foi realizada transferindo pequenos fragmentos de micélio para tubos de ensaio contendo meios de cultura sólidos adequados para o melhor crescimento de cada fungo, tais como *Czapek Yeast Agar* (CYA), Ágar aveia, EMA, BDA) para posterior preservação e identificação.

3.4. IDENTIFICAÇÃO E DENOMINAÇÃO ESPECÍFICA

Estruturas reprodutivas como conidióforos, esporangióforos, ascomas, basidiomas e/ou fragmentos de micélio foram removidas com auxílio de micro-agulhas e montadas entre lâmina e lamínula com meios de montagem adequados para cada material/objetivo (água destilada para exame direto, identificação, fotografia, dentre outros; lactofenol com Azul de Aman, para evidenciar estruturas para correta identificação, sobretudo em mucoromicetos e fungos conidiais,

assim como para verificar a cianofilia do excípulo em alguns apotécios; vermelho congo, para auxiliar e complementar a identificação de membros de Lasiosphaeriaceae; tinta nanquim, para melhor visualização do aparelho gelatinoso em Sordariales; hidróxido de potássio 5%, para dissolução de material proteico, tais como estromas e basidiomas; fluoxina, para visualização de estruturas hialinas e frágeis de basidiomicetos, tais como cistídios e fragmentos de véu; reagente Melzer, para diagnóstico da reação amilóide no ápice dos ascos como caracter taxonômico; glicerol com ácido polivinílico hidratado, para preservação e montagem de lâminas permanentes).

A identificação em nível específico foi realizada com base na morfologia das estruturas reprodutivas, de acordo com a bibliografia pertinente (Seaver, 1928; Moreau, 1953; Benjamin, 1959; Ames, 1963; van Brummelen, 1967; von Arx, 1970; Ahmed & Cain, 1971; Ellis, 1971; Kimbrough *et al.*, 1971; Barron, 1972; Lundqvist, 1972; Korf, 1973; Malloch & Cain, 1973; Von Arx, 1975; Ellis, 1976; Waraitch, 1977; O'Donnell, 1979; Benny & Kimbrough, 1980; Von Arx, 1981; Bell, 1983; Seifert *et al.*, 1983; Trufem, 1984; Seifert, 1985; Viriato & Trufem, 1985; Singer, 1986; Uljé & Bas, 1988; Von Arx, 1988; Uljé & Bas, 1992; Domsch *et al.*, 1993; Patil & Patil, 1994; Alves, 1995; Bell & Mahoney, 1995; Richardson & Watling, 1997; Barnett & Hunter, 1998; Spooner & Butterfill, 1999; Barr, 2000; Alves, 2002; Santiago, 2008; Doveri, 2010; Doveri, 2011; Seifert *et al.*, 2011).

A denominação de estruturas e conceitos foi baseada na literatura (eg. Fidalgo & Fidalgo, 1967; Kirk *et al.*, 2008). Para nomenclatura dos táxons foram consultados bancos de dados virtuais *Index Fungorum* (Kirk & Cooper, 2005) e *Mycobank* (<http://www.mycobank.org/>), exceto quando revisão mais recente estava disponível.

3.5. CONFECÇÃO DE MATERIAL GRÁFICO

Exemplares das espécies identificadas foram fotografadas e ilustradas. Micrografias foram obtidas utilizando microscópio *Olympus BX51* equipado com câmera fotográfica. Para obtenção destas fotografias, foram utilizadas as seguintes técnicas: (1) contraste de interferência diferencial (DIC); (2) microscopia de contraste de fase, para evidenciar diferenças superficiais tais como ornamentações, fissuras, fendas germinativas, dentre outras; (3) Polarização; (4) microscopia de campo, com filtros especiais para abrandar a luz e aumentar o contraste; (5) microscopia óptica (Fieldmann, 2014). As imagens foram capturadas utilizando *software* QCapture™ (Qimaging™) e convertidas em formato *Tagged Image File Format* (.tiff) para manter alta definição de gráficos para imagens rasterizadas em cores. As imagens foram editadas no *software* Adobe® *Photoshop*®

CS5 e utilizadas para confecção de pranchas utilizando *software CorelDRAW® X6*, onde foram confeccionadas e adicionadas as barras de escala e exportadas em formato *Joint Photographic Experts Group (.jpeg)*. Fotografias macroscópicas foram obtidas com auxílio de câmera digital compacta Sony Cybershot™ equipada com lentes objetivas Zeiss.

Ilustrações digitais vetorizadas foram confeccionadas em ambiente *CorelDRAW® X6* utilizando fotografias do mesmo espécime, adaptando-se técnica de Barber & Keane (2007). Após o desenho do contorno das estruturas, exportou-se as mesmas em formato para intercâmbio de gráficos (.gif) e seu preenchimento foi realizado com o auxílio de ferramentas do *software Adobe® Photoshop® CS5*. Todas as ilustrações estão devidamente apresentadas com as respectivas escalas.

3.6. REVISÃO DE MATERIAL HERBORIZADO

Realizou-se revisão taxonômica no Herbário Pe. Camille Torrend (URM), do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco, juntamente com o começo do período de coletas. Foi realizado o levantamento de todos os registros de espécimes de ascomicetos do acervo cuja entrada de substrato aponta grau de coprofilia, assim como gêneros tipicamente coprófilos, com base no levantamento de Krug *et al.* (2004). Foi realizada revisão criteriosa dos dados referente ao substrato de coleta do registro de depósito. Foi utilizado como critério o levantamento realizado por Krug *et al.* (2004), que divide os gêneros de acordo com o grau de associação com o substrato: (1) gêneros predominantemente coprófilos (pe. *Podospora*); (2) gêneros com espécies coprófilas e não coprófilas (pe. *Neurospora*); e finalmente (3) gêneros predominantemente de outros substratos (pe. *Chaetomium*). Todas as espécies dos gêneros predominantemente coprófilos foram revisadas, a despeito de seu substrato. Nas demais categorias, somente foram revisadas exsiccatas contendo fungos coletados em excrementos ou isolados destes substratos. Toda a revisão foi realizada no período de março a dezembro de 2011. A observação microscópica do material foi realizada através de montagem das estruturas entre lâmina e lamínula contendo meio de montagem adequado para cada material. Para a identificação ou confirmação das espécies, foram utilizados os trabalhos supracitados e, quando necessário, consultadas as obras originais. Após a revisão taxonômica, as exsiccatas foram devidamente devolvidas ao herbário, submetido a congelamento em refrigerador por sete dias, evitando assim infestação por animais ou outros fungos.

3.7. PRESERVAÇÃO DO MATERIAL FÚNGICO

Todo o material coletado e analisado, após identificação e confirmação, teve exemplares depositados no Herbário URM e/ou na Micoteca do URM. Para depósito no herbário, todo material analisado no trabalho foi depositado em forma de lâminas permanentes, montadas em ácido polivinílico com glicerol e selado com base incolor. Fragmentos de basidiomas foram submetidos à secagem e propriamente preparados para depósito em herbário.

3.8. ANÁLISE DE DADOS

Os dados referentes às espécies identificadas como componentes das micobiotas dos excrementos dos diferentes animais, nas diversas áreas, foram listadas em tabelas, a fim de realizar, através de estatística descritiva, para estimativa da importância para a diversidade total de fungos nestes substratos e em cada tipo de excremento. Os dados referentes a cada espécie foram categorizados em ocorrências (número total de amostras contendo uma espécie, ou seja, para efeitos amostrais, sua abundância) e registros (valor correspondente a um único registro de uma espécie em um determinado tipo de excremento em um local por coleta). A frequência de ocorrência foi estimada também em função do tempo ao longo da amostragem.

Para análise do total de ocorrências e para as comunidades foi utilizado o Índice de Diversidade de Shannon (também denominado índice de Shannon-Weaver ou índice de Shannon-Wiener) (Shannon, 1948), que mensura a estocasticidade entrópica na distribuição categórica de elementos discretos em conjuntos de dados, fazendo uso de escala logarítmica. Este índice utiliza o somatório dos produtos das frequências relativas de cada elemento pelo valor de seu logaritmo natural na base e . A utilização deste índice gera resultados que variam desde um valor mínimo, dado por $\log_e [N/(N-S)]$, até o valor utópico máximo, dado por $H_{\max} = \log_e S$. Para estimar a equitabilidade entre as espécies do mesmo conjunto de dados, foi utilizado o Índice de Equitabilidade de Shannon (J), que gera resultados entre 0 e 1, onde 0 representa diferença absoluta e 1 similaridade absoluta na abundância relativa, calculado pelo quociente entre H' e H'_{\max} . Como testes de hipótese para avaliar a significância das diferenças observadas para classes de série de dados foi empregado teste de Qui Quadrado para adequação de ajuste, com proporções esperadas iguais (Zar, 1996). Para a confecção de tabelas e gráficos e realização de cálculos dos índices de similaridade e equitabilidade foram utilizados os software *Microsoft Excel 2007* e *Primer 6.1.6 (Primer-E)*. Para elaboração de gráficos foi ainda utilizada a plataforma online *create a graph*

(<http://nces.ed.gov/>). Para os testes de hipóteses, correlações lineares e análises de variância foi utilizado o software *BioEstat 5.3*.

Foi utilizada como medida de similaridade por coeficientes binários padrão foi utilizado o Índice de Sørensen (Mueller-Dombois, 1981; Legendre & Legendre, 1983; Krebs, 1999; Melo & Hepp, 2008), que compara as ocorrências duplas e exclusivas de dois grupos de dados, dando maior peso às duplas. Para a visualização e apreciação da similaridade, foram confeccionados dendrogramas de similaridade utilizando Análise de *Cluster* (ou *Clustering*), técnica de tratamento de dados que realiza agrupamentos automáticos segundo grau de semelhança. Para verificar a significância das diferenças observadas nas comunidades estudadas com base na composição específica, foi utilizado o teste multivariado Análise de similaridades (ANOSIM), que testa hipóteses de diferenças entre os grupos de amostras definidas *a priori*, usando permutação/randomização sobre matriz de similaridades (Bündchen, 2010). Para verificar a dispersão e visualizar o espalhamento bidimensional e tridimensional destas séries de dados binários, foi utilizada a técnica de análise de escalonamento multidimensional (*MDS - Multi Dimensional Scaling*). Para realização dos testes de similaridade, equitabilidade, análises de *cluster* e análises de similaridade, foi utilizado software *Primer 6.1.6 (Primer-E)*.

Os dados pluviométricos foram consultados no sítio virtual da Agência Pernambucana de Águas e Clima (APAC, 2014), sendo plotados juntamente com a flutuação da riqueza e ocorrências médias e absolutas das espécies de fungos em cada área ao longo do tempo de coleta, a fim de visualizar possível relação. Para verificar, em cada evento de coletas, a associação entre diferentes variáveis abióticas relacionadas à precipitação (pluviosidade média, número de dias de chuva, pluviosidade máxima, amplitude da pluviosidade, pluviosidade acumulada e pluviosidade mínima) e parâmetros estruturais das comunidades de cada coleta (riqueza, riqueza média, ocorrências, ocorrências médias) foram utilizados testes de correlação linear simples, utilizando Coeficiente de correlação linear de Pearson. Neste coeficiente, a intensidade da associação linear existente entre as variáveis é quantificada através do coeficiente dado por $r = (C_{X,Y}) / (S_X S_Y)$, onde $C_{X,Y}$ = Covariância ou variância conjunta das variáveis X e Y; S_X = desvio padrão da variável X; S_Y desvio padrão da variável Y.

Para acompanhamento dos padrões sucessionais de fungos coprófilos em diferentes substratos em Pernambuco, foi conduzida observação diária dos materiais selecionados, na qual foi realizado registro de data, estado de maturação das frutificações, abundância e riqueza.

3.9. EXTRAÇÃO, PURIFICAÇÃO, AMPLIFICAÇÃO E SEQUENCIAMENTO DE DNA

Ascomas e basidiomas coletados sobre excrementos e que ou não puderam ser identificados por sua morfologia, ou cuja identificação propiciou a proposita de um novo táxon foram processados para metodologia de extração e purificação para posterior sequenciamento de DNA. Fragmentos dos basidiomas foram obtidos em laboratório, previamente limpos com etanol 70%, alocados em microtubos de 1,5 ml de capacidade e armazenados a -20 °C. Os procedimentos de extração, amplificação e purificação de DNA foram realizados no Laboratório de Biologia Molecular de Fungos do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco.

A extração de DNA genômico foi realizada de acordo com a metodologia proposta em Góes-Neto *et al.* (2005), que inclui trituração dos fragmentos de basidioma após congelamento com nitrogênio líquido, lavagem com clorofórmio:álcool isoamílico (24:1), seguido de homogenização em tampão CTAB (Brometo de Hexadeciltrimetilamonio) (100 mM Tris-HCl pH 8, 1,4 M NaCl, 2% CTAB, 20 mM EDTA, 1% PVP) (Rogers & Bendich, 1985) além de precipitação em isopropanol, lavagem em etanol 70% e ressuspensão em 50 µL de água ultrapura.

As reações de amplificação das regiões referentes aos espaçadores interno transcritos 4 e 5 (ITS4 e ITS5) foram realizadas em um volume de 25 µL em termociclador. Cada reação foi composta pelos seguintes constituintes: 1x Tampão cloreto de potássio (KCl), 0,12 mM de desoxirribonucleotídeos fosfatados (dNTPs), 1,5 mM de cloreto de magnésio (MgCl₂), 0,6 pmol/µL de cada iniciador, 0,04 U/µL de Taq DNA Polimerase e aproximadamente 1 ng/µL de DNA molde. Os iniciadores ITS5 (5'-GGAAGTAAAAGTCGTAACAAGG-3') e ITS4 (5'-TCTCCGCTTATTGATATGC-3') (White *et al.*, 1990) foram utilizados. Os parâmetros dos ciclos térmicos basearam-se em Kalyaperumal & Kalaichelvan (2008), com um ciclo de desnaturação inicial a 94° C por 5 minutos, seguido por 35 ciclos de desnaturação a 94° C por 45 segundos, anelamento dos iniciadores a 58° C por 50 segundos, e extensão a 72° C por 60 segundos, além de um ciclo de extensão final a 72° C por 10 minutos.

A região de RNA ribossômico referente à subunidade maior do ribossomo (LSU) foi amplificada utilizando os iniciadores LR0R (5'-ACCCGCTGAAGTTAAGC-3') e LR05 (5'-TCCTGAGGGAACTTCG-3') (Moncalvo *et al.*, 2000) com concentrações dos reagentes e parâmetros de acordo com Góes-Neto *et al.* (2002), que inclui inicialmente um ciclo de desnaturação a 94° C por 1 minutos e 25 segundos, seguido por 35 ciclos de desnaturação a 94° C por 35 segundos, anelamento dos iniciadores a 55° C por 55 segundos e extensão a 72° C por dois minutos, além de um ciclo de extensão final a 72° C por 10 minutos. As reações de amplificações

com volume de 25 μL , continham 1x tampão KCl, 0,2 mM dNTPs, 2,5 mM MgCl_2 , 0,1 pmol/ μL de cada iniciador, 0,04 U/ μL de Taq DNA Polimerase e aproximadamente 1 ng/ μL de DNA molde. Adicionalmente às reações nas quais o DNA foi adicionado, foi inserido para cada procedimento um tubo controle contendo todos os componentes da reação exceto o DNA, com a finalidade de detectar possíveis contaminações.

A eletroforese em gel de agarose (1%) foi realizada para observar o resultado dos procedimentos relativos à extração de DNA e resultados da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR). Quatro microlitros do produto final de ambos os procedimentos foram corados com 2 μL de Gel *red*/ Gel *green* (0,5 $\mu\text{g}/\text{mL}$) e o resultado foi visualizado sob luz ultravioleta. Após a verificação do sucesso da amplificação dos produtos da PCR, as amostras foram purificadas com o kit *Pure Link*[®] de purificação da *Invitrogen*[™] e encaminhados para sequenciamento no Laboratório de Genômica e Expressão Gênica da UFPE.

Para alinhamento das sequências e análises filogenéticas, os eletroferogramas foram analisados e editados em software *Staden Package 2.0* (Staden *et al.* 1998) e as sequências obtidas foram utilizadas para busca das mais similares depositadas na base de dados virtual *GenBank* (www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank), utilizando a ferramenta *BLASTn*. As sequências experimentais da região LSU foram alinhadas e editadas em conjunto com as recuperadas da base de dados utilizando o programa *MEGA 5* (Tamura *et al.*, 2011). Para a reconstrução filogenética foram utilizadas sequências provenientes do *GenBank*. A árvore filogenética foi construída pelo método de *neighbor joining* (NJ) e máxima parcimônia (MP), com 5000 reamostragens de *bootstrap* utilizando o programa *PAUP 4* (Swofford, 2002).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. DIVERSIDADE E ECOLOGIA DOS FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

4.1 DIVERSIDADE E ECOLOGIA DE FUNGOS COPRÓFILOS EM PERNAMBUCO

4.1.1. DIVERSIDADE DE FUNGOS COPRÓFILOS EM PERNAMBUCO

Foi coletado um total de 270 amostras de excrementos durante os 20 meses de excursões pelo Estado. Foram obtidos 884 registros de fungos coprófilos (número de vezes em que uma espécie foi registrada em um substrato em um local), totalizando 1304 ocorrências (número de amostras contendo uma espécie), e 8275 espécimes foram analisados e identificados. Um total de 145 espécies foi identificado a partir do material examinado, detalhadamente descritas no item 4.2. Outras espécies foram identificadas/confirmadas a partir de revisão realizada no Herbário URM, apresentada no item 4.3. Após as identificações do material obtido neste trabalho, revisão de herbário e criteriosa revisão de literatura, uma lista contendo todos os nomes de fungos registrados em excrementos no Brasil é apresentada, juntamente com chaves para identificação de fungos coprófilos brasileiros (4.4).

A Tabela 1 apresenta a lista com todas as espécies identificadas no trabalho, seus respectivos valores de registros (valor correspondente a um único registro de uma espécie em um determinado tipo de excremento em um local por coleta) e ocorrências (número total de amostras contendo uma espécie, utilizado como estimador de abundância) nos diferentes substratos estudados. *Saccobolus citrinus* é a espécie de fungo coprófilo dominante no estado de Pernambuco, apresentando maior número de ocorrências (107; 8,23%) e registros (60; 6,79%) no trabalho, raramente ausente de qualquer amostragem. No trabalho de Melo *et al.* (2012), realizado no Jardim Zoológico do Parque Estadual Dois Irmãos, esta espécie foi a terceira em número de ocorrências, sendo a primeira, *S. saccoboloides*, do mesmo gênero. Embora muito frequente, *Saccobolus* não foi o gênero mais rico em espécies. *Podospora* foi representado por 12 espécies, sendo *P. pauciseta* a mais frequente (62 ocorrências, 4,77%). *Ascobolus immersus*, uma das espécies coprófilas mais comumente registradas em diferentes partes do mundo, foi a segunda em número de registros (48; 5,41%) e terceira em número de ocorrências (86; 6,62%).

Dentre as espécies analisadas, quatro representam novos táxons: *Coniochaetidium* sp.nov. (Coniochaetales), *Sporormiella* sp.nov. (Pleosporales), *Zopfiella* sp.nov. (Sordariales), e uma espécie cleistotecióide com ascósporos apresentando cordão gelatinoso entre as células pigmentadas, que representa novo gênero de Sordariales.

Tabela 1. Identificação, ocorrência e registros de espécies de fungos coprófilos de Pernambuco, ordenadas alfabeticamente (Cb= excrementos de cabra; Cv= excrementos de cavalo; Vc= excrementos de vaca)

Espécies	Caruaru			Recife			Serra Talhada			Ocorrências		Registros	
	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	n	%	n	%
<i>Acremonium bacillisporum</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	1	2	0.15	2	0.23
<i>Arnium hirtum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0.08	1	0.11
<i>Ascobolus americanus</i>	0	0	0	0	1	0	1	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Ascobolus crenulatus</i>	0	0	1	0	0	2	10	11	11	35	2.69	19	2.14
<i>Ascobolus elegans</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Ascobolus immersus</i>	0	0	0	0	0	0	2	3	0	5	0.38	4	0.45
<i>Ascobolus scatigenus</i>	3	9	17	6	10	4	9	12	16	86	6.62	48	5.41
<i>Ascodesmis porcina</i>	0	0	0	0	0	2	0	0	1	3	0.23	3	0.34
<i>Ascodesmis sphaerospora</i>	0	0	0	0	1	1	1	0	0	3	0.23	3	0.34
<i>Aspergillus flavus</i>	0	0	1	0	0	0	2	0	0	3	0.23	3	0.34
<i>Aspergillus fumigatus</i>	2	2	0	0	1	0	3	1	0	9	0.69	8	0.90
<i>Aspergillus japonicus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0.08	1	0.11
<i>Aspergillus niger</i>	0	1	0	2	1	0	0	0	0	4	0.31	3	0.34
<i>Aspergillus niveus</i>	0	1	0	0	0	0	0	1	0	2	0.15	2	0.23
<i>Aspergillus parasiticus</i>	0	0	0	2	0	0	2	0	0	4	0.31	3	0.34
<i>Aspergillus terreus</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Aureobasidium pullulans</i>	2	3	2	6	4	2	0	3	1	23	1.77	19	2.14
<i>Bolbitius demangei</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Cephalophora tropica</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Cephalotrichum purpureofuscus</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Cercophora anisura</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Cercophora mirabilis</i>	1	5	12	1	2	6	1	4	4	36	2.77	26	2.93
<i>Cercophora sordarioides</i>	1	2	0	0	0	1	1	2	0	7	0.54	5	0.56
<i>Chaetomium bostrychodes</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	1	2	0.15	2	0.23
<i>Chaetomium brasiliense</i>	0	0	0	0	0	0	2	0	3	5	0.38	3	0.34
<i>Chaetomium citrinum</i>	2	0	0	1	0	0	0	0	0	3	0.23	3	0.34
<i>Chaetomium cochliodes</i>	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	0.15	1	0.11
<i>Chaetomium convolutum</i>	0	0	0	0	0	0	4	0	0	4	0.31	3	0.34
<i>Chaetomium globosum</i>	1	0	0	3	0	0	0	0	0	4	0.31	4	0.45
<i>Chaetomium spirale</i>	4	0	0	1	0	0	2	0	0	7	0.54	4	0.45
<i>Circinellamuscae</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Cladosporium cladosporioides</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11

Tabela 1. Continuação

<i>Cladosporium oxalyicum</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2	0.15	1	0.11
Sordariales gen. nov.	2	3	0	0	6	2	0	1	2	16	1.23	12	1.35
<i>Coniochaeta leucoplaca</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0.08	1	0.11
<i>Coniochaeta philocoproides</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Coniochaetidium</i> sp.nov.	0	0	0	0	0	0	2	0	0	2	0.15	1	0.11
<i>Conocybe siliginea</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Coprinellus angulatus</i>	0	0	0	0	0	2	0	1	0	3	0.23	2	0.23
<i>Coprinellus marculentus</i>	1	4	4	2	5	3	2	2	1	24	1.85	16	1.80
<i>Coprinopsis cinerea</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Coprinopsis cothurnata</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	2	3	0.23	3	0.34
<i>Coprinopsis pseudoradiata</i>	2	1	0	0	0	0	1	1	1	6	0.46	4	0.45
<i>Coprinopsis stercorea</i>	6	1	4	2	0	1	3	0	2	19	1.46	11	1.24
<i>Coprinopsis vermiculifer</i>	6	1	1	1	0	0	0	1	0	10	0.77	7	0.79
<i>Coprinus foetidellus</i>	0	0	0	0	0	2	0	0	1	3	0.23	2	0.23
<i>Coprinus patouillardii</i>	3	7	4	4	6	4	0	4	7	39	3.00	24	2.71
<i>Coprotus aurora</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Coprotus disculus</i>	1	0	0	0	0	0	0	2	0	3	0.23	2	0.23
<i>Coprotus lacteus</i>	0	1	0	0	0	0	1	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Coprotus leucopallum</i>	1	0	1	0	0	0	0	1	2	5	0.38	5	0.56
<i>Coprotus luteus</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Coprotus ochraceus</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	2	3	0.23	2	0.23
<i>Cunninghamella degans</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Delitschia chaetomioides</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Delitschia vulgaris</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Faurelina fimigena</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0.15	2	0.23
<i>Faurelina hispanica</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0.08	1	0.11
<i>Fusarium oxysporum</i>	0	0	1	0	0	0	2	0	0	3	0.23	3	0.34
<i>Fusarium solani</i>	2	1	0	1	0	1	5	0	0	10	0.77	7	0.79
<i>Gilbertella persicaria</i>	0	1	1	0	0	0	0	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Graphium penicillioides</i>	2	2	4	1	4	3	0	1	9	26	2.00	15	1.69
<i>Graphium putredinis</i>	2	1	0	1	0	0	1	0	1	6	0.46	7	0.79
<i>Iodophanus carneus</i>	3	0	9	1	0	0	0	0	2	15	1.15	10	1.13
<i>Kernia nitida</i>	5	0	0	1	0	0	9	1	11	27	2.08	18	2.03
<i>Lecythophora lignicola</i>	0	0	0	0	0	0	0	1	1	2	0.15	2	0.23
<i>Leucon eurospora pulcherrima</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	0	2	0.15	1	0.11

Tabela 1. Continuação

<i>Lichteimia corymbifera</i>	1	1	0	1	0	0	0	3	0	6	0.46	4	0.45
<i>Lichteimia hyalospora</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Lichteimia ramosa</i>	0	1	0	3	0	0	0	0	4	8	0.62	5	0.56
<i>Lophotrichus bratletii</i>	16	0	0	6	0	0	7	0	1	30	2.31	17	1.92
<i>Melanospora damnosa</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Melanospora zamiae</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Monascus ruber</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Mucor circindloides</i>	11	3	1	1	3	1	3	1	2	26	2.00	17	1.92
<i>Mucor luteus</i>	0	0	0	2	1	0	0	0	0	3	0.23	3	0.34
<i>Mucor ramosissimus</i>	1	0	0	0	0	0	1	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Myceliophthora sepedonium</i>	0	0	0	1	0	0	1	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Mycocara chis inversa</i>	0	0	1	0	0	0	0	0	2	3	0.23	3	0.34
<i>Paeclomyces variotii</i>	1	0	0	1	1	0	0	0	0	3	0.23	3	0.34
<i>Panaeolus antillarum</i>	0	3	1	0	4	5	0	0	0	13	1.00	10	1.13
<i>Penicillium chrysogenum</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Penicillium citrinum</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0.08	1	0.11
<i>Penicillium corylophilum</i>	0	2	0	0	2	0	0	0	1	5	0.38	3	0.34
<i>Penicillium janczewskii</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Penicillium oxalicum</i>	0	2	1	0	0	0	0	0	0	3	0.23	2	0.23
<i>Penicillium purpurogenum</i>	0	1	1	0	0	0	0	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Penicillium raistrickii</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Penicillium waksmanii</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0.08	1	0.11
<i>Phaeostilbella atra</i>	5	1	9	4	0	0	4	0	2	25	1.92	16	1.80
<i>Pilobolus crystallinus</i>	0	0	1	0	0	4	1	0	0	6	0.46	4	0.45
<i>Pilobolus hyalosporus</i>	12	11	15	9	5	6	11	7	13	89	6.85	47	5.30
<i>Pilobolus kleinii</i>	0	1	1	0	0	0	0	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Pilobolus lentiger</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Pilobolus oedipus</i>	0	11	3	2	9	6	0	5	3	39	3.00	19	2.14
<i>Podospora appendiculata</i>	0	0	0	0	6	1	0	0	0	7	0.54	4	0.45
<i>Podospora australis</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Podospora communis</i>	3	2	8	4	5	10	3	6	2	43	3.31	28	3.16
<i>Podospora curvicolla</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Podospora decipiens</i>	0	0	0	1	0	0	0	1	0	2	0.15	2	0.23
<i>Podospora fimiseda</i>	0	0	1	0	5	0	0	0	0	6	0.46	4	0.45
<i>Podospora inflatula</i>	0	0	0	1	5	0	0	0	0	6	0.46	4	0.45

Tabela 1. Continuação

<i>Podospora longicaudata</i>	1	0	2	0	2	0	0	0	0	5	0.38	2	0.23
<i>Podospora ostlingospora</i>	0	0	0	0	1	0	0	2	0	3	0.23	44	4.96
<i>Podospora pauciseta</i>	5	8	9	7	1	5	6	17	4	62	4.77	4	0.45
<i>Podospora pleiospora</i>	1	0	0	0	3	0	0	0	0	4	0.31	13	1.47
<i>Podospora prethopodalis</i>	3	0	0	3	6	0	4	10	0	26	2.00	4	0.45
<i>Pseudallescheria boydii</i>	3	0	3	0	0	2	2	0	1	11	0.85	9	1.01
<i>Rhizopus arrhizus</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2	0.15	2	0.23
<i>Saccobolus beckii</i>	1	1	0	5	1	1	1	1	1	12	0.92	60	6.76
<i>Saccobolus citrinus</i>	10	17	15	8	6	14	4	13	20	107	8.23	5	0.56
<i>Saccobolus depauperatus</i>	1	2	0	0	0	0	2	0	1	6	0.46	15	1.69
<i>Saccobolus glaber</i>	0	2	4	2	1	5	0	1	3	18	1.38	1	0.11
<i>Saccobolus infestans</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	2	0.23
<i>Saccobolus minimus</i>	0	0	2	0	2	0	1	0	0	5	0.38	11	1.24
<i>Saccobolus saccoboloides</i>	0	0	0	1	0	1	0	0	0	2	0.15	5	0.56
<i>Saccobolus truncatus</i>	0	1	0	0	0	5	0	0	2	8	0.62	7	0.79
<i>Schizothecium conicum</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	1	2	0.15	2	0.23
<i>Selinia africana</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Selinia pulchra</i>	5	3	4	3	0	0	0	0	0	15	1.15	8	0.90
<i>Sordaria fimicola</i>	4	6	0	4	8	0	4	2	2	30	2.31	19	2.14
<i>Sordaria lappae</i>	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2	0.15	1	0.11
<i>Sphaeronamella fimicola</i>	2	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0.15	1	0.11
<i>Sporormiella australis</i>	0	0	1	1	2	0	0	0	0	4	0.31	3	0.34
<i>Sporormiella isomera</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2	0.15	2	0.23
<i>Sporormiella minima</i>	3	9	5	7	6	4	3	7	1	45	3.46	32	3.61
<i>Sporormiella pentamera</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Sporormiella sp. nov.</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Sporormiella herculea</i>	0	0	0	0	1	0	0	1	0	2	0.15	2	0.23
<i>Syncephalastrum racemosum</i>	1	0	2	1	2	0	0	0	2	8	0.62	8	0.90
<i>Syncephalis obliqua</i>	1	0	2	0	6	0	0	0	0	9	0.69	6	0.68
<i>Thammostylum piriforme</i>	4	0	0	1	0	0	0	0	0	5	0.38	4	0.45
<i>Thelebolus microsporus</i>	0	3	1	0	0	0	1	0	0	5	0.38	3	0.34
<i>Thielavia terrestris</i>	2	2	2	0	0	4	0	0	0	10	0.77	6	0.68
<i>Trichoderma aureoviride</i>	0	0	0	1	1	0	0	0	1	3	0.23	3	0.34
<i>Trichoderma harzianum</i>	0	1	0	0	2	0	3	1	0	7	0.54	5	0.56
<i>Trichoderma ovalisporum</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11

Tabela 1. Continuação

<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Trichurus cylindricus</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Tripterospora pakistanii</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Zopfiella erostrata</i>	0	0	1	0	0	0	0	1	1	3	0.23	3	0.34
<i>Zopfiella longicaudata</i>	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Zopfiella</i> sp. nov.	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0.08	1	0.11
<i>Zygopleurage zygospora</i>	0	1	6	3	0	0	1	6	1	18	1.38	15	1.69
TOTAL	151	147	165	130	157	114	131	144		884		1304	

A Figura 4 apresenta a representação gráfica do padrão de abundância observado na comunidade como um todo. Mesmo considerando o ruído e o efeito de amostragem causado pela análise simultânea da estrutura de noventa comunidades (nove comunidades amostradas dez vezes), o padrão de abundância clássico em ecossistemas em desenvolvimento foi observado. Trata-se do domínio em abundância de um número limitado de espécies, com um gradiente decrescente em importância amostral, com um número consideravelmente maior de espécies raras. Enquanto diferenças individuais podem gerar tais padrões, torna-se pertinente observar a natureza dos substratos para levantar hipóteses acerca do padrão de abundância relativa obtido. Excrementos são ecossistemas efêmeros, transitórios, que como outros com essa natureza apresentam uma "sucessão

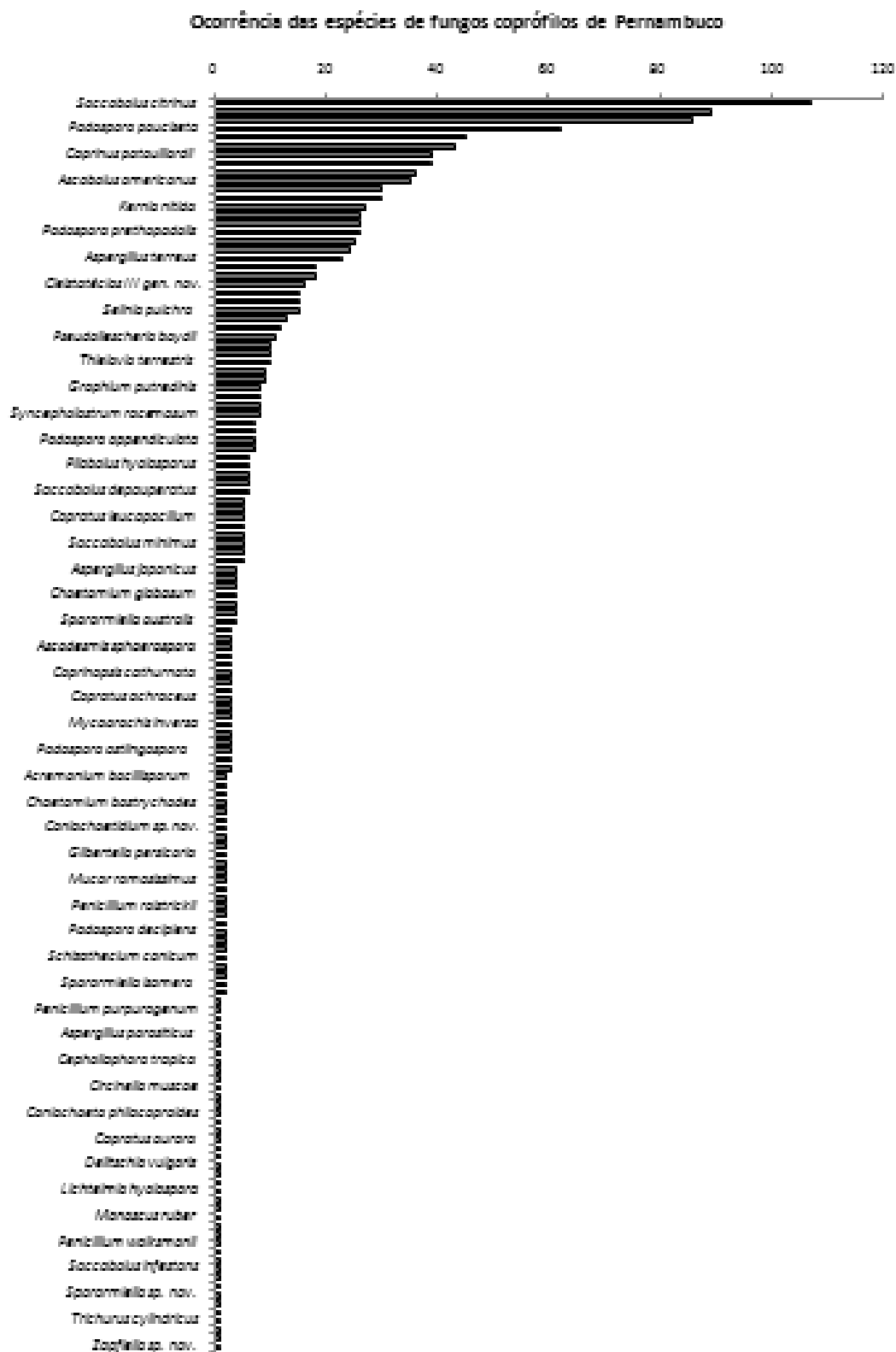


Figura 4. Padrão de abundância geral das espécies de fungos coprófilos identificadas em P em anbu co

ecológica" (termo progressivamente substituído por "desenvolvimento de comunidade", como explicitado no item 4.7 deste trabalho). Após uma grande perturbação, ou seja, após uma mudança abrupta nas condições ambientais e recursos disponíveis (tal como a defecação), há oportunidade para germinação, crescimento e reprodução de espécies com alto grau de ruderalidade. Estas tendem ao generalismo, e encontram no rápido crescimento, assimilação de recursos simples e mais disponíveis, rápida alocação de recursos em reprodução e alta prolificidade uma das estratégias ecológico/evolutivas mais efetivas em ambientes onde a importância relativa da capacidade competitiva é baixa, ou seja, ambientes pós-perturbações (Grime, 1979). Com o devido tempo, as espécies ruderais são progressivamente menos observadas no substrato, dando lugar às espécies coprófilas com maior grau de especialidade e capacidade competitiva mais alta. Isso se dá por que a importância relativa da tolerância pós perturbação (I_D) vai diminuindo conforme o passar do tempo, ao passo que a importância relativa da capacidade competitiva no sistema (I_C) vai aumentando (Gourbiere & Gourbiere, 2002). As espécies dominantes são, usualmente, coprófilas especialistas, ou seja, são espécies coprófilas típicas e presentes em grandes quantidades nos sítios de coleta, que possuem adaptações e estratégias nutricionais para explorar da forma mais eficiente possível seu substrato, inclusive no que diz respeito à exclusão competitiva de outras espécies, não somente por interação interespecíficas, mas pela ocupação de intervalos de nichos ecológicos para diferentes condições e recursos dos quais utiliza (Cooke & Whips, 1993). O número relativamente pequeno de espécies com alta abundância se dá justamente pelo elevado grau de especialização necessário para utilizar estes substratos com tamanha eficiência. Hipóteses podem ser levantadas em trabalhos ecológicos para explicar a grande "cauda" de espécies raras observada nas representações gráficas de assembléias e comunidades naturais. Eventos diversos podem levar a "quebras" ou interrupções parciais na dominância das espécies mais frequentes ao longo da dinâmica das comunidades, o que é natural, assumindo que o número de coletas é suficiente para detectar tais variações, diminuindo assim a ocupação de determinados nichos ecológicos e, por conseguinte, permitindo o aparecimento de espécies com menor representação nos substratos/áreas ou com menores capacidades competitivas, seja por tempo de crescimento, susceptibilidade a fatores de inibição, dentre outros. Não fosse por tais alterações na comunidade, essas espécies não poderiam ser acessadas. Um exemplo comum desta quebra de dominância são os estresses, ou seja, quando recursos e/ou condições encontram-se próximos aos limites ou fora do intervalo tolerado para germinação, crescimento ou reprodução de uma espécie. Temperaturas muito elevadas, baixa disponibilidade de água acarretada por secas, dentre outros, são estresses aos quais fungos coprófilos estão comumente expostos. Em situações como essas, espécies coprófilas dominantes, com alta capacidade

competitiva, podem perder parcial ou totalmente seu *fitness* somático e/ou reprodutivo, por vezes até mesmo entrando em fase estacionária ou de declínio, propiciando que espécies com baixas capacidades competitivas, porém com alta resistência a estresses ambientes, a possibilidade de crescer e se estabelecer no substrato, formando estruturas reprodutivas e sendo amostrada como parte da comunidade. Similar ao supracitado, neste caso, conforme a importância relativa da tolerância ao estresse (I_S) aumenta, tanto I_C quanto I_D tendem a diminuir.

Como mencionado, embora esse padrão de abundância seja comumente observado em comunidades naturais, analisar os dados unificados gera grande quantidade de erro, o que pode levar à imprecisão quando do levantamento e da realização de teste de hipóteses na tentativa de investigar a ecologia desses fungos. Para melhor entendimento ecológico da estrutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos de Pernambuco torna-se necessário analisar variáveis individualmente, com maior detalhamento. Os itens seguintes apresentam detalhes sobre os grandes grupos de fungos coprófilos estudados (ascomicetos, basidiomicetos e mucoromicetos), considerando suas peculiaridades e o quanto da biologia e ecologia é capaz de explicar os resultados obtidos (item 4.2). Posteriormente apresentam-se, individualmente, as análises da importância individual do quanto a variação entre substratos (item 4.3.1), áreas (item 4.3.2) e meses de coleta (item 4.3.3) é capaz de explicar os resultados obtidos, por meio de testes de hipótese e análises de variância. As nove comunidades foram analisadas ao longo do período de 20 meses, e dados são apresentados individualmente (item 4.4). O estudo individual das comunidades leva permite entender o quanto a diversidade de fungos pode mostrar-se dominante ou recorrente nas comunidades específicas. Pranchas montadas com dados gráficos das nove comunidades são apresentadas. Encerrando as discussões da ecologia dos fungos coprófilos pernambucanos, padrões sucessionais (item 4.5) e de ocorrência diferencial são apresentados (item 4.6).

4.1.2. OS GRANDES GRUPOS DE FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Com relação aos grandes grupos taxonômicos de fungos que compõem a micobiota coprófila analisada, 115 (79,31%) das espécies identificadas pertencem ao filo Ascomycota, grupo dominante nas comunidades fúngicas em excrementos de herbívoros em incubação (Webster, 1970; Bell, 1983; Richardson, 2001b; Doveri, 2004), seguido por espécies do subfilo Mucoromycotina (17; 11,72%) e, finalmente, por representantes do filo Basidiomycota (13; 8,27%). Uma apreciação superficial destes dados permite concluir que ascomicetos são dominantes nas comunidades estudadas, tanto

em riqueza específica e frequência de ocorrência em diferentes áreas/substratos/épocas do ano, sendo comuns na maioria dos substratos amostrados. Mesmo sem considerar as formas anamórficas, muitos autores alcançaram resultados similares analisando de forma holística a diversidade de micobiotas coprófilas (Bell, 1974; Ebersohn & Eicker, 1991; Bell, 1983; Caretta & Piontelli, 1996; Lee & Lee, 2004; Doveri, 2004; Elshafie, 2005; Melo *et al.* 2012). Por se tratar do maior grupo de fungos em número de espécies, apresentar grande plasticidade reprodutiva no que tange às formas conidiais, ascosporadas e mesmo holomórficas, e grande ajuste evolutivo com relação à coprofilia, os altos valores de riqueza específica e registros eram esperados.

As Tabelas 2, 3 e 4 apresentam, respectivamente, a riqueza específica, número de registros e número de ocorrências em cada um dos grandes grupos em diferentes substratos em diferentes áreas. A Figura 5 apresenta a representação gráfica absoluta (n) e relativa (p) da importância de cada um dos grandes grupos estudados, com relação ao número de espécies, número de registros e número de ocorrências. Como pode ser observado, tanto o número de espécies, de registros ou ocorrência de ascomicetos é significativamente superior aos valores observados para os outros grupos, e entre esses grupos, mucoromicetos foram mais registrados e ocorrentes em todas as comunidades que tiveram seu desenvolvimento acompanhado. Com relação à riqueza específica, os valores entre basidiomicetos e mucoromicetos são mais próximos, embora o segundo grupo ainda seja mais rico que o primeiro. Exceções podem ser observadas na Tabela 2 onde, na comunidade de fungos coprófilos em excrementos de cabra acompanhada no município de Serra Talhada, o número de espécies entre esses dois grupos foi igual, e em excrementos de cavalo na mesma cidade, foram identificadas mais espécies de basidiomicetos do que de mucoromicetos. As estratégias evolutivas dos fungos, na maioria das vezes, estão nada ou frouxamente associadas aos grupos taxonômicos (Cooke & Whips, 1993). Os três itens subsequentes apresentam detalhes com relação aos grupos estudados, em seus aspectos biológicos, ecológicos e evolutivos.

Tabda 2. Número de espécies fungos coprófilos identificadas por grupo em diferentes áreas e substratos em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra, Cv=excrementos de cavalo, Vc=excrementos de vaca)

Grupo	Caruaru			Recife			Serra Talhada			Subtotal			Total
	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	
Ascomycota	40	35	29	37	45	24	35	32	38	70	76	57	115
Basidiomycota	4	6	6	6	4	7	3	5	6	7	8	9	13
Mucoromycotina	7	8	7	11	7	5	5	4	6	13	12	9	17
Total	84			99			83						145

Tabda 3. Número de ocorrências de fungos coprófilos obtido por grupo em diferentes áreas e substratos em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra, Cv=excrementos de cavalo, Vc=excrementos de vaca)

Grupo	Caruaru			Recife			Serra Talhada			Subtotal			Total
	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	
Ascomycota	106	100	118	93	118	79	105	119	119	304	337	316	957
Basidiomycota	12	17	15	11	16	17	6	9	14	29	42	46	117
Mucoromycotina	35	30	32	26	23	19	20	16	26	82	69	76	227
Subtotal	157	147	165	130	157	114	131	144	159				
Total	469			401			434						1304

Tabda 4. Número de registros de fungos coprófilos obtido por grupo em diferentes áreas e substratos em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra, Cv=excrementos de cavalo, Vc=excrementos de vaca)

Grupo	Caruaru			Recife			Serra Talhada			Subtotal			Total
	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	
Ascomycota	77	67	81	72	82	56	69	79	82	218	228	219	665
Basidiomycota	7	12	12	8	10	11	5	8	10	20	30	33	83
Mucoromycotina	20	18	18	18	14	12	10	11	16	48	43	46	137
Subtotal	104	97	111	98	106	79	84	98	108				
Total	311			283			290						884

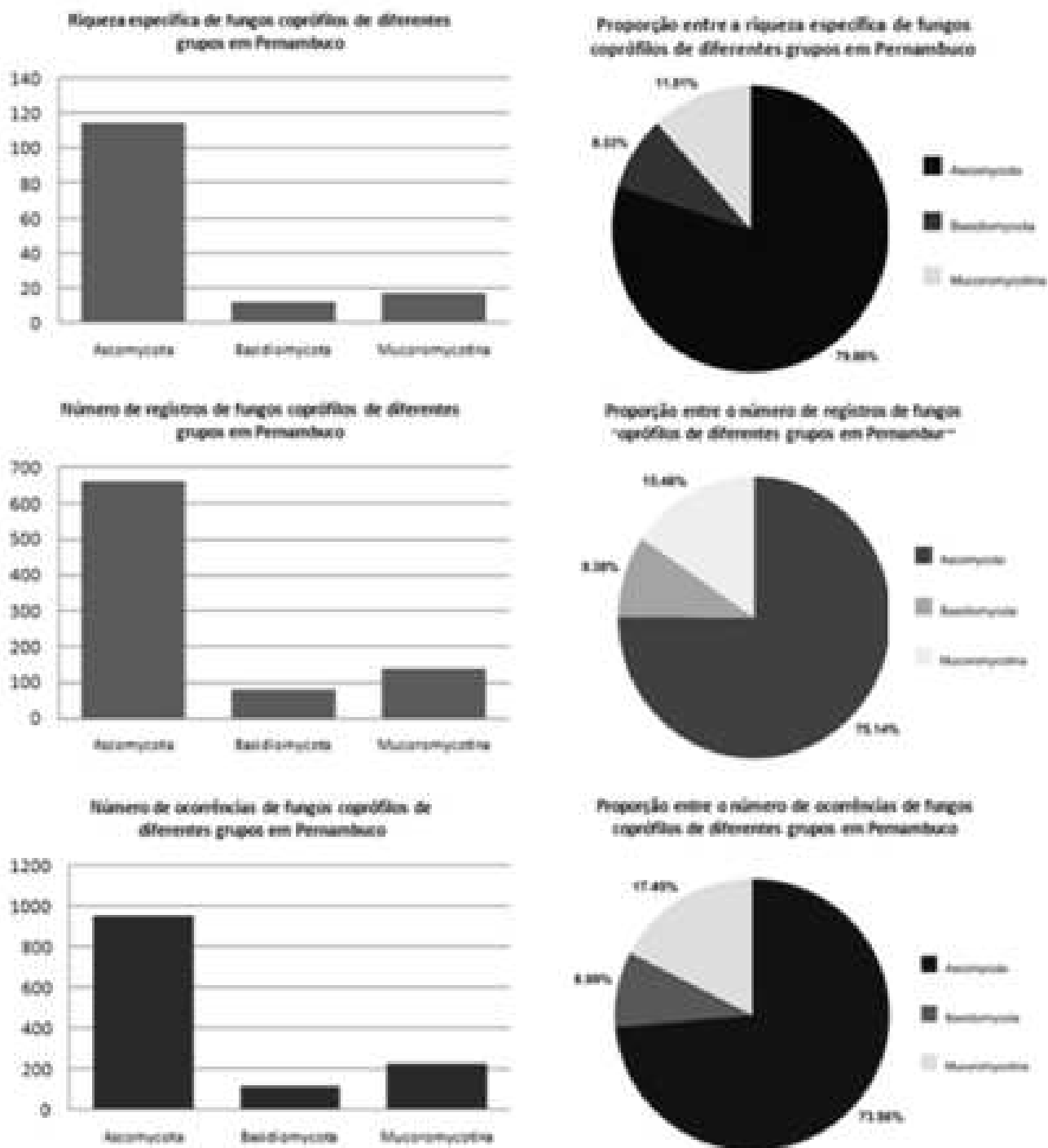


Figura 5. Valores numéricos absolutos (esquerda) e proporção (direita) de riqueza específica, número de ocorrências e número de registros das espécies de ascomicetos, basidiomicetos e mucoromicetos coprófilos em diferentes áreas de Pernambuco

4.1.2.1. ASCOMICETOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

O grupo dos ascomicetos mostrou-se dominante na microbiota coprófila pernambucana, tanto em número de registros como de ocorrências e de espécies. Onze ordens foram representadas, além de uma espécie de posição incerta (Tabela 5).

Sordariales apresentou o maior número de espécies (34 espécies; 30,09% dos ascomicetos), com representantes de três famílias: Lasiosphaeriaceae, representada, sobretudo, por espécies de *Podospora*, que forma peritécios de coloração escura, aparecendo em diversos estágios no desenvolvimento das comunidades nestes substratos, apresentando doze espécies; Chaetomiaceae, com dominância de *Chaetomium*, com sete espécies identificadas, sobretudo em substratos onde há maior abundância de celulose, crescendo inclusive sobre papel utilizado na confecção das câmaras úmidas; e Sordariaceae, representado por *Sordaria*, abundante em diversas amostras. *Podospora pauciseta*, espécie comumente referida na literatura pelo seu sinônimo *Podospora anserina*, conhecido organismo modelo em genética e biologia molecular de organismos haplóides, foi a espécie de Sordariales com maior número de ocorrências (62).

O grupo de ascomas apotecióides e ascos operculados, Pezizales, apresentou 17 (15,04%) espécies. *Saccobolous* foi dominante, com oito espécies, incluindo a espécie dominante no Estado, já mencionada, *S. citrinus*. *Ascobolus*, outro membro de Ascobolaceae comum em excrementos de herbívoros, teve cinco espécies identificadas, sendo *A. immersus* segunda em número de registros e terceira em ocorrências, dentre as espécies coprófilas de Pernambuco. Ambos são coprófilos especialistas, raramente ausentes em amostragens nesses substratos, apresentando estratégias evolutivas tais como o fototropismo positivo e a balística na liberação ativa dos esporos. Enquanto *Ascobolus* apresenta ascosporos grandes, *Saccobolous* mantém todos os oito ascosporos unidos em um agrupamento, o que aumenta a balística e propicia uma maior distância na liberação destes propágulos, maximizando a possibilidade de reingestão por parte de outro (ou do mesmo) herbívoro. Outras espécies de Pezizales, como *Iodophanus carneus*, *Ascodesmis porcina* e *A. sphaerospora* também foram registradas, com menor frequência. *Cephaliphora tropica*, fase anamórfica associada à ordem, foi registrada apenas uma vez, em material com marcada presença de nematóides, os quais provavelmente eram utilizados como recurso por esses fungos (Prancha 95, Fig. f).

Microascales apresentou tanto formas teleomorfas, usualmente cleistoteciais, ostioladas ou não, como anamorfias. *Lophotrichus bartletii* e *Kernia nitida* apresentam cleistotécios apêdiculados, que utilizam a dispersão pela ação de insetos que visitam a pilha de excrementos em

seu forrageamento ou postura de ovos. *Sphaeronaemella fimicola* forma cleistotécios com um longo pescoço, no ápice do qual forma-se uma gota perolada que contém massa de ascosporos, envoltos em mucilagem, também utilizando a aderência ao corpo de insetos para dispersão de esporos. *Faurelina fimigena* e *F. hispanica* são representantes de Chaetefudelliaceae, família aqui registrada pela primeira vez no Brasil. A Microascales pertence a forma anamórfica com maior número de ocorrências registrado no trabalho, *Graphium penicilloides*. As espécies formadoras de sinêmios *G. penicilloides*, *G. putredinis*, *Cephalotrichum purpureofuscus* e *Trichurus cylindricus* também utilizam a entomofilia como estratégia de dispersão, elevando as estruturas formadoras de esporos com tal finalidade. Esta adaptação torna membros deste grupo, tanto nos estágios sexuado quanto assexuado, ocupantes comuns de excrementos de herbívoros, substratos ricos em bactérias e outros recursos utilizados por insetos e ácaros.

A maioria dos representantes de Hypocreales foi registrada no estágio anamórfico. *Fusarium* e *Trichoderma*, com representantes comuns em solo e material vegetal tiveram, respectivamente, duas e quatro espécies registradas: *F. solani*, *F. oxysporum*, *T. aureoviride*, *T. harzianum*, *T. ovalisporum* e *T. pseudokoningii*. *Mycoarachis inversa*, espécie coprófila rara, foi registrada formando cleistotécios na superfície dos excrementos e no papel de incubação. *Selinia*, única espécie com estromas periteciais presente no trabalho, formou estromas de coloração alaranjada logo no primeiro mês de incubação, sobretudo em excrementos de cabra. *Selinia pulchra* apresentou 15 ocorrências e 8 registros, enquanto *S. africana* foi registrada apenas uma vez. Nem todos os fungos considerados coprófilos no conceito abordado no presente trabalho possuem estratégia nutricional estritamente saprotrófica. *Acremonium bacillisporum* foi registrada crescendo sobre apotécios jovens de espécies de *Ascobolus*. Alguns membros de Hypocreales são micoparasitas conhecidos, e é provável que outros apresentem o mesmo hábito, considerando a grande quantidade de biomassa fúngica nestes substratos, sobretudo no segundo mês de incubação (Petch, 1938).

O grupo dos ascomicetos de ascos bitunicados é representado na micobiota coprófila pernambucana pela ordem Pleosporales. *Sporormiella*, gênero coprófilo típico, foi frequente, formando pseudotécios pretos imersos, de difícil visualização. Seis espécies foram identificadas, sendo *S. minima* indubitavelmente a espécie mais comum desse gênero no substrato estudado, com 45 ocorrências e 32 registros ao longo dos meses de coletas. Os esporos multicelulados destes fungos usualmente partem-se, antes ou após a liberação forçosa dos ascos, dispersando-se na vegetação circundante. Uma nova espécie deste gênero é proposta, a partir de material obtido de excrementos de cavalo no Recife. Outras espécies pseudotecioides, *Delitschia chaetomioides* e *D. vulgaris*, foram registradas apenas uma vez.

Formas conidiais relacionadas ao grupo dos ascomicetos foram encontradas produzindo estruturas reprodutivas diretamente sobre a superfície do substrato, na forma de conidióforos isolados, pequenas colônias, sinêmios conspícuos ou com células conidiogênicas formadas sobre hifas férteis prostadas. Por não se tratar de um grupo filogeneticamente separado de Ascomycota, foram descritos juntamente com as formas teleomorfas, em seus respectivos grupos taxonômicos (Hyde *et al.*, 2010). Eurotiales apresentou o maior número de anamorfos. Sete espécies de *Aspergillus* e oito de *Penicillium* foram identificadas, sendo *A. terreus* e *P. corylophilum* as mais frequentes. Como mencionado, embora espécies comumente associadas à microbiota de solo e de material vegetal não sejam frequentemente isoladas de excrementos de herbívoros, usualmente apresentam tolerância a estresses superiores às espécies coprófilas mais especializadas, aproveitando-se da maior amplitude de nicho em situações onde a importância da competição é mais baixa e a importância da tolerância a estresses torna-se mais alta. Esta é uma das hipóteses levantadas neste trabalho para explicar o aparecimento de formas anamórficas de ascomicetos nas últimas semanas de incubação, onde os estresses são maiores com relação às demais. Sendo assim, essas espécies tornam-se componentes da microbiota coprófila, formando estruturas reprodutivas que podem ser visualizadas e identificadas.

Outros grupos de ascomicetos apresentaram importância relativa na microbiota coprófila de Pernambuco. Thelebolales foi representada sobretudo por espécies de *Coprotus*. Este gênero, embora comum nesse substrato, é pouco conhecido no Brasil. *Coprotus leucopocillum* foi a espécie com maior número de ocorrências (7; 0,54%). Três gêneros de Coniochaetales, grupo raramente trabalhado no Brasil, foram registrados. *Coniochaeta* forma peritécios de coloração escura com ascósporos apresentando característica fenda germinativa, usualmente longitudinal ao eixo principal. Uma nova espécie de *Coniochaetidium* foi encontrada. *Lecythophora*, representante anamórfico do grupo, também foi registrado. Melanosporales, eventualmente presente na microbiota coprófila de herbívoros, teve duas espécies de *Melanospora* identificadas no trabalho. Onygenales, reconhecida por espécies queratinofílicas, e Dothideales, foram representadas apenas por uma espécie cada: *Myceliophthora sepedonium* e *Aureobasidium pullulans*, respectivamente, cada uma com um único registro. A Tabela 6 apresenta a distribuição de ocorrências e registros nas ordens de ascomicetos coprófilos de Pernambuco.

Tabela 5. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de ascomicetos coprófilos de Pernambuco

Espécie	Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%
<i>Saccobolus citrinus</i>	107	11.18	60	9.03
<i>Ascobolus immersus</i>	86	8.99	48	7.22
<i>Podospora pauciseta</i>	62	6.48	44	6.62
<i>Sporormiella minima</i>	45	4.70	32	4.81
<i>Podospora communis</i>	43	4.49	28	4.21
<i>Cercophora mirabilis</i>	36	3.76	26	3.91
<i>Ascobolus americanus</i>	35	3.66	19	2.86
<i>Lophotrichus bratletii</i>	30	3.13	17	2.56
<i>Sordaria fimicola</i>	30	3.13	19	2.86
<i>Kernia nitida</i>	27	2.82	18	2.71
<i>Graphium penicillioides</i>	26	2.72	15	2.25
<i>Podospora prethopodalis</i>	26	2.72	13	1.95
<i>Aspergillus terreus</i>	23	2.40	19	2.86
<i>Saccobolus glaber</i>	18	1.88	15	2.25
<i>Zygopleurage zygospora</i>	18	1.88	15	2.25
Sordariales gen. nov.	16	1.67	12	1.80
<i>Iodophanus cameus</i>	15	1.57	10	1.50
<i>Seliniapulchra</i>	15	1.57	8	1.20
<i>Saccobolus bekkii</i>	12	1.25	11	1.65
<i>Pseudallescheria boydii</i>	11	1.15	9	1.35
<i>Fusarium solani</i>	10	1.04	7	1.05
<i>Thielavia terrestris</i>	10	1.04	6	0.90
<i>Aspergillus flavus</i>	9	0.94	8	1.20
<i>Syncephalis obliqua</i>	9	0.94	6	0.90
<i>Graphium putredinis</i>	8	0.84	7	1.05
<i>Saccobolus truncatus</i>	8	0.84	7	1.05
<i>Cercophora sordarioides</i>	7	0.73	5	0.75
<i>Chaetomium spirale</i>	7	0.73	4	0.60
<i>Podospora appendiculata</i>	7	0.73	4	0.60
<i>Trichoderma harzianum</i>	7	0.73	5	0.75
<i>Podospora fimiseda</i>	6	0.63	4	0.60
<i>Podospora inflatula</i>	6	0.63	4	0.60
<i>Saccobolus depauperatus</i>	6	0.63	5	0.75
<i>Ascobolus elegans</i>	5	0.52	4	0.60
<i>Chaetomium brasiliense</i>	5	0.52	3	0.45
<i>Coprotus leucopocillum</i>	5	0.52	5	0.75
<i>Penicillium corylophyllum</i>	5	0.52	3	0.45
<i>Podospora longicaudata</i>	5	0.52	4	0.60
<i>Saccobolus minimus</i>	5	0.52	5	0.75
<i>Thelebolus microsporus</i>	5	0.52	3	0.45
<i>Aspergillus japonicus</i>	4	0.42	3	0.45
<i>Aspergillus niveus</i>	4	0.42	3	0.45
<i>Chaetomium convolutum</i>	4	0.42	3	0.45
<i>Chaetomium globosum</i>	4	0.42	4	0.60
<i>Podospora pleiospora</i>	4	0.42	4	0.60
<i>Sporormiella australis</i>	4	0.42	3	0.45
<i>Ascobolus scatigenus</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Ascodesmis porcina</i>	3	0.31	3	0.45

Tabela 5. Continuação

<i>Ascodesmis sphaerospora</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Chaetomium citrinum</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Coprotus disculus</i>	3	0.31	2	0.30
<i>Coprotus ochraceus</i>	3	0.31	2	0.30
<i>Fusarium oxysporum</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Mycoaracha inversa</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Paecilomyces variotii</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Penicillium oxalicum</i>	3	0.31	2	0.30
<i>Podospora ostlingospora</i>	3	0.31	2	0.30
<i>Trichoderma aureoviride</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Zopfella erostrata</i>	3	0.31	3	0.45
<i>Acremonium bacillisporum</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Arnium hirtum</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Aspergillus niger</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Chaetomium bostrychodes</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Chaetomium cochliodes</i>	2	0.21	1	0.15
<i>Cladosporium dadospooides</i>	2	0.21	1	0.15
<i>Coniochaetidium</i> sp.nov.	2	0.21	1	0.15
<i>Coprotus lacteus</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Fauvelina fimigena</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Lecythophora lignicola</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Leuconeurospora pulcherrima</i>	2	0.21	1	0.15
<i>Myceliophthora sepedonium</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Penicillium chrysogenum</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Penicillium raistrickii</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Podospora australis</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Podospora decipiens</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Saccobolus saccoboloides</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Schizothecium conicum</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Sordaria lappae</i>	2	0.21	1	0.15
<i>Sphaeronanella fimicola</i>	2	0.21	1	0.15
<i>Sporormiella isomera</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Sporormiella herculea</i>	2	0.21	2	0.30
<i>Ascobolus crenulatus</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Aspergillus fumigatus</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Aspergillus parasiticus</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Aureobasidium pullulans</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Cephalophora tropica</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Cephalotrichum purpureofuscus</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Cercophora anisura</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Cladosporium oxalycum</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Coniochaeta leucoplaca</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Coniochaeta philocoproides</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Coprotus aurora</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Coprotus luteus</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Delitschia vulgaris</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Delitschia chaetomioides</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Fauvelina hispanica</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Melanospora damnosa</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Melanospora zamiae</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Monascus ruber</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Penicillium citrinum</i>	1	0.10	1	0.15

Tabela 5. Continuação

<i>Penicillium janczewskii</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Penicillium purpurogenum</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Penicillium waksmanii</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Phaeostilbella atra</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Podospora curvicolla</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Saccobolus infestans</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Selinia africana</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Sporormiella pentamera</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Sporormiella</i> sp.nov.	1	0.10	1	0.15
<i>Trichoderma ovalisporum</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Trichurus cylindricus</i>	1	0.10	1	0.15
<i>Tripterosporella pakistanii</i>	1	0.10	1	0.150602
<i>Zopfella longicaudata</i>	1	0.10	1	0.150602
<i>Zopfella</i> sp. nov.	1	0.10	1	0.150602
TOTAL	957		664	

Tabela 6. Número e proporção de ocorrências e de registros de ordens de ascomicetos coprófilos de Pernambuco

Ordem	Riqueza		Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%	Número	%
Capnodiales	2	1.75	3	0.32	2	0.31
Coniochaetales	4	3.51	6	0.63	5	0.76
Dothidiales	1	0.88	1	0.11	1	0.15
Eurotiales	17	14.91	61	6.46	51	7.79
Hypocreales	11	9.65	47	4.97	35	5.34
Melanosporales	2	1.75	2	0.21	2	0.31
Microascales	10	8.77	109	11.53	72	10.99
Onygenales	1	0.88	2	0.21	2	0.31
Pezizales	17	14.91	311	32.91	198	30.23
Pleosporales	8	7.02	57	6.03	43	6.56
Sordariales	34	28.95	324	34.29	227	34.66
Thelebolales	7	6.14	20	2.12	16	2.44
Incertae sedis	1	0.88	2	0.21	1	0.15

A Figura 6 apresenta os demais dados referentes à comunidade de ascomicetos coprófilos de Pernambuco. O padrão de abundância é similar ao descrito no item 4.1. O número de ocorrências, assim como a proporção entre os grupos observado na Tabela 6 é demonstrado graficamente. Em conjunto, espécies de Sordariales e Pezizales compõe valor aproximado à metade dos ascomicetos coprófilos estudados. Este resultado é similar ao observado em outros estudos, sendo os representantes destes grupos espécies coprófilas com alto grau de especialização.

Ocorrências de ascomicetos coprófilos em Pernambuco

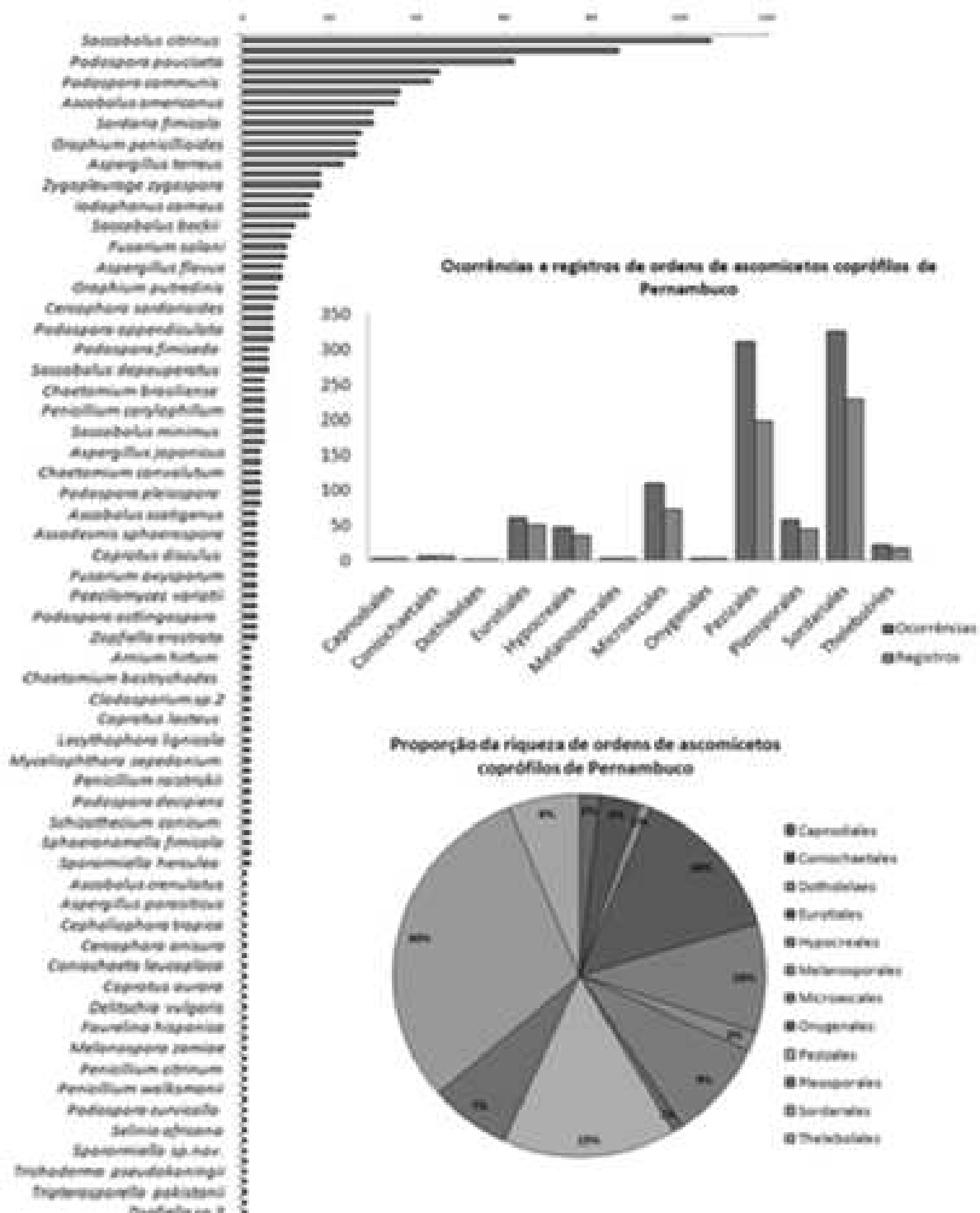


Figura 6. Representação gráfica dos dados referentes aos ascomicetos coprófilos de Pernambuco: ocorrências totais da comunidade, valores de ocorrência e registros nas diferentes ordens e proporção do número de espécies em cada ordem

4.1.2.2. BASIDIOMICETOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Basidiomicetos foram registrados em grande parte das amostras, com menor diversidade porém alta reocorrência, formando basidiomas em diferentes graus de maturação desde as primeiras semanas até o fim do período de acompanhamento da sucessão. Os gêneros de esporada negra e lamelas deliquescentes, que em conjunto receberam a denominação “fungos coprinóides” por no passado serem representantes do gênero *Coprinus*, mostraram-se dominantes (nove de 13 espécies, com 102 ocorrências, ~87%), representados por espécies de *Coprinus*, *Coprinopsis* e *Coprinellus*. Somente fungos com espécies pertencentes a este filo foram coletados *in situ*, tais como *Agaricus* sp., *Bolbitius demangei* e *Panaeolus antillarum*, sobretudo devido ao tamanho e conspicuidade das frutificações. *Conocybe* e *Panaeolus* também foram comumente registrados nos substratos analisados.

Todas as espécies de basidiomicetos coprófilos identificadas pertencem a Agaricales e apresentam himenóforo lamelado. Esta ordem, que sofreu alterações consideráveis em sua circunscrição devido aos avanços da biologia molecular e filogenia, abriga ainda mais espécies referenciadas com hábito coprófilo do que nas classificações prévias. Os fungos coprinóides estão alocados, na classificação aqui utilizada, em duas famílias. A maioria das espécies, ocorrências e registros foi encontrada em Psathyrellaceae, representada por *Coprinellus* e *Coprinopsis*. *Coprinellus marculentus* foi frequentemente registrado, apresentando basidiomas com característicos basidiosporos hexagonais. *Coprinopsis stercorea*, espécie coprófila característica, apresentou grande importância dos registros obtidos. Agariaceae, que em grande parte ainda é formada por fungos com basidiomas de himenóforo lamelar, foi representada pelo gênero *Coprinus*. *C. patouillardii* é a espécie de basidiomiceto dominante em excrementos de herbívoros em Pernambuco, formando basidiomas frágeis ao longo do desenvolvimento das comunidades. *Conocybe siliginia* foi o único representante de Bolbitiaceae, formando basidiomas de coloração ocrácea a pálida diretamente na superfície de excrementos de cabra coletados no Recife. Richardson (2001a) registrou *Coprinopsis cordispora*, *C. stercorea*, *Coprinellus heptemerus*, *C. pellucidus*, *Coprinus radiatus* e *Cyathus stercoreus*. Wartchow *et al.* (2007) identificou *Psilocybe argentina*, *P. cubensis* e *P. pegleriana* em excrementos pela primeira vez para o nordeste brasileiro, em Pernambuco.

A Tabela 7 apresenta os valores absolutos e proporcionais de ocorrências e de registros para cada espécie de basidiomiceto identificada no trabalho. Usualmente, basidiomicetos componentes das micobiotas coprófilas apresentam relativo sucesso competitivo (Webster, 1970). Como têm

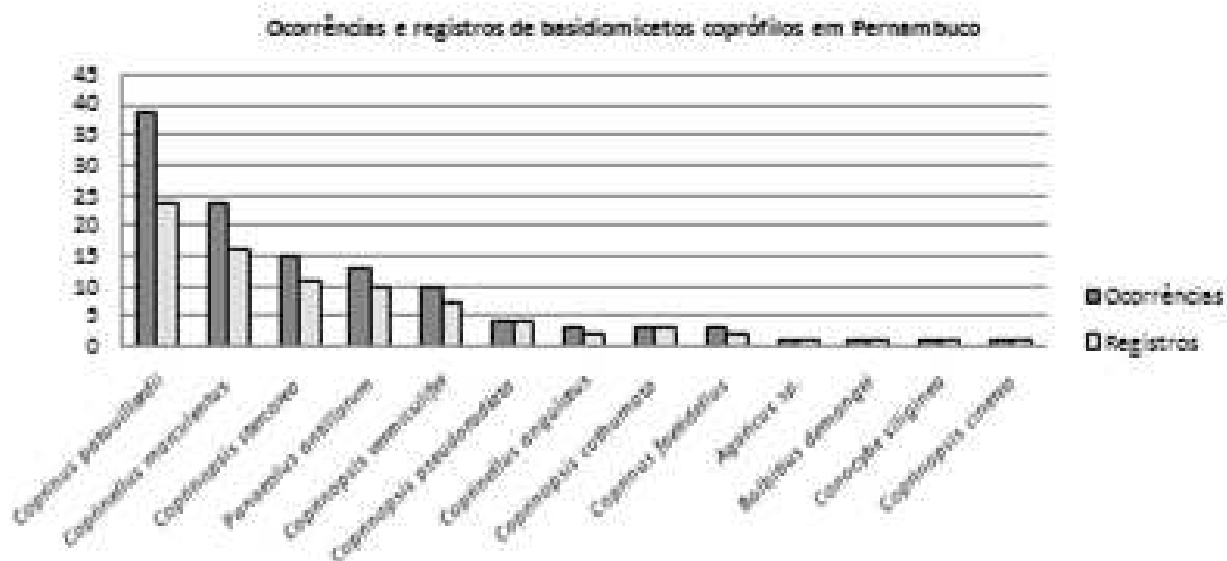
crescimento e formação de basidiomas mais lento, usualmente são precedidos por espécies ruderais, aproveitando-se da importância das características que os adaptam a ambientes perturbados (I_D). Conforme as alterações dão lugar a condições/recursos mais estáveis, a competição torna-se um fator determinante na ocupação dos nichos disponíveis no substrato, o que coincide com o aparecimento dos Agaricales ali presentes (Dix & Webster, 1995). A Tabela 8 apresenta os dados referentes à importância das diferentes famílias desta ordem presentes na amostragem. A Figura 8 apresenta graficamente os dados referentes a esta assembléia.

Tabela 7. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de basidiomicetos coprófilos de Pernambuco

Espécies	Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%
<i>Agaricus</i> sp.	1	0.85	1	1.22
<i>Bobitius demangei</i>	1	0.85	1	1.22
<i>Conocybe siliginea</i>	1	0.85	1	1.22
<i>Coprinellus angulatus</i>	3	2.56	2	2.44
<i>Coprinellus marculentus</i>	24	20.51	16	19.51
<i>Coprinopsis cinerea</i>	1	0.85	1	1.22
<i>Coprinopsis cothurnata</i>	3	2.56	3	3.66
<i>Coprinopsis pseudoradiata</i>	4	3.42	4	4.88
<i>Coprinopsis stercorea</i>	15	12.82	11	13.41
<i>Coprinopsis vermiculifer</i>	10	8.55	7	8.54
<i>Coprinus foetidellus</i>	3	2.56	2	2.44
<i>Coprinus patouillardii</i>	39	33.33	24	29.27
<i>Panaeolus antillarum</i>	13	11.11	10	12.20
TOTAL	117		82	

Tabela 8. Número e proporção de ocorrências e de registros em famílias de basidiomicetos coprófilos de Pernambuco

Ordem	Riqueza		Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%	Número	%
Agaricaceae	3	23.08	43	36.44	27	32.53
Bolbitiaceae	2	15.38	2	1.69	2	2.41
Psathyrellaceae	7	53.85	60	50.85	44	53.01
Incertae sedis	1	7.69	13	11.02	10	12.05



Proporção do número de ocorrências em famílias de basidiomicetos coprófilos de Pernambuco

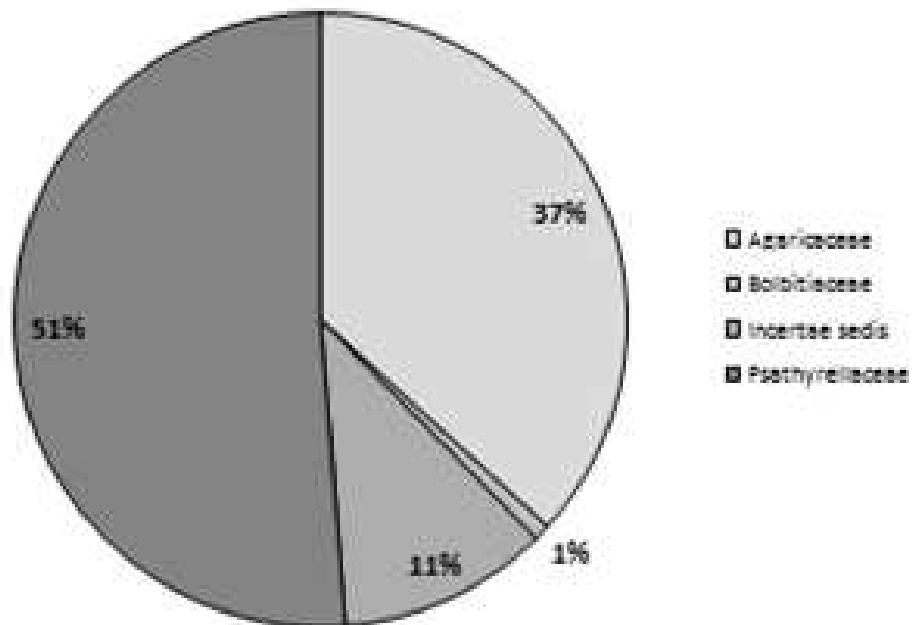


Figura 7. Ocorrência e registros totais da comunidade de basidiomicetos coprófilos de Pernambuco, apresentando valores proporcionais do número de espécies identificado em cada família

4.1.2.3. MUCOROMICETOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Dentre os subfilos de posição incerta de fungos verdadeiros, previamente denominados “zigomicetos”, Mucoromycotina apresentou os representantes coprófilos identificados no presente trabalho, sendo todas as espécies pertencentes a Mucorales.

Pilobolaceae foi a família dominante, com 29% das espécies de mucoromicetos e 71% das ocorrências. *Pilobolus*, apontado como o único gênero de fungos exclusivamente coprófilo, teve cinco espécies registradas, sendo *P. kleinii* dominante (89; 39,38%) e a segunda espécie em número de ocorrências no estado (6,85%). Estes fungos estão entre as formas mais especializadas em explorar os recursos contidos nos excrementos, realizando liberação ativa de grandes massas (balística), onde todo o esporângio é lançado, direcionando-se para o ângulo com maior luminosidade, o que garante menor quantidade de interrupções ao longo do trajeto. Diferentemente dos demais Mucorales, *Pilobolus* apresenta poucas características ruderais, estando entre os fungos coprófilos mais especializados. Santiago & Cavalcanti (2008) estudaram espécies de *Pilobolus* em excrementos de herbívoros em Recife, Pernambuco. Quatro espécies, incluindo sete variedades, foram identificadas *Pilobolus crystallinus*, *P. kleinii*, *P. lentiger*, *P. longipes*, *P. minutus*, *P. roridus* e *P. umbonatus*, das quais *P. crystallinus*, *P. kleinii*, *P. lentiger* foram identificadas no presente trabalho.

Lichteimiaceae foi comum na microbiota coprófila pernambucana. Esporangióforos de *Lichteimia* foram comumente encontrados entre a primeira e a segunda semana de incubação, sendo isolados de material coletado em diversas áreas e substratos, apresentando crescimento satisfatório nos meios de cultura utilizados. *L. ramosa* foi a espécie mais frequente desta família (8; 3,54%), seguida por *L. corymbifera* (6; 2,65%); *L. hyalospora* foi registrada apenas uma vez.

Três espécies, cada uma em um gênero, pertencem à Syncephalastraceae. *Syncephalastrum racemosum* forma longos esporangióforos, usualmente simpodialmente ramificados, na superfície dos excrementos nas primeiras semanas de incubação. Devido à altura, colapsa facilmente, o que pode dificultar seu isolamento. *Thamnostylum piriforme* forma uma trama micelial sobre as síbalas, com numerosos agrupamentos de esporangióolos. *Circinella muscae* teve apenas um registro, em excrementos de cabra no Recife.

Mucoraceae, uma das famílias melhor representadas em diversos substratos orgânicos, foi a segunda em número de ocorrências em excrementos de herbívoros em Pernambuco. *Mucor circinelloides* foi a espécie mais frequente, registrada em todas as comunidades estudadas. *M. ramosissimus* e *M. luteus* também foram registradas.

Tabela 9. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de mucoromicetos coprófilos de Pernambuco

Espécie	Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%
<i>Circinella muscae</i>	1	0.44	1	0.71
<i>Cunninghamella elegans</i>	1	0.44	1	0.71
<i>Gilbertella persicaria</i>	2	0.88	2	1.42
<i>Lichteimia corymbifera</i>	6	2.65	4	2.84
<i>Lichteimia hyalospora</i>	1	0.44	1	0.71
<i>Lichteimia ramosa</i>	8	3.54	5	3.55
<i>Mucor circindloides</i>	26	11.5	17	12.06
<i>Mucor luteus</i>	3	1.33	3	2.13
<i>Mucor ramosissimus</i>	2	0.88	2	1.42
<i>Pilobolus crystallinus</i>	25	11.06	16	11.35
<i>Pilobolus hyalosporus</i>	6	2.65	4	2.84
<i>Pilobolus kleinii</i>	89	39.38	47	33.33
<i>Pilobolus lentiger</i>	2	0.88	2	1.42
<i>Pilobolus oedipus</i>	39	17.26	19	13.48
<i>Rhizopus arrhizus</i>	2	0.88	2	1.42
<i>Syncephalastrum racemosum</i>	8	3.54	8	5.67
<i>Thamnostylum piriforme</i>	5	2.21	7	4.96
TOTAL	226		141	

Tabela 10. Número e proporção de ocorrências e de registros em famílias de mucoromicetos coprófilos de Pernambuco

Família	Riqueza		Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%	Número	%
Coenophoraceae	1	5.88	2	0.88	2	1.42
Cunninghamellaceae	1	5.88	1	0.44	1	0.71
Lichteimiaceae	3	17.65	15	6.64	10	7.09
Mucoraceae	3	17.65	31	13.72	22	15.60
Pilobolaceae	5	29.41	161	71.24	88	62.41
Rhizopodaceae	1	5.88	2	0.88	2	1.42
Syncephalastraceae	3	17.65	14	6.19	16	11.35

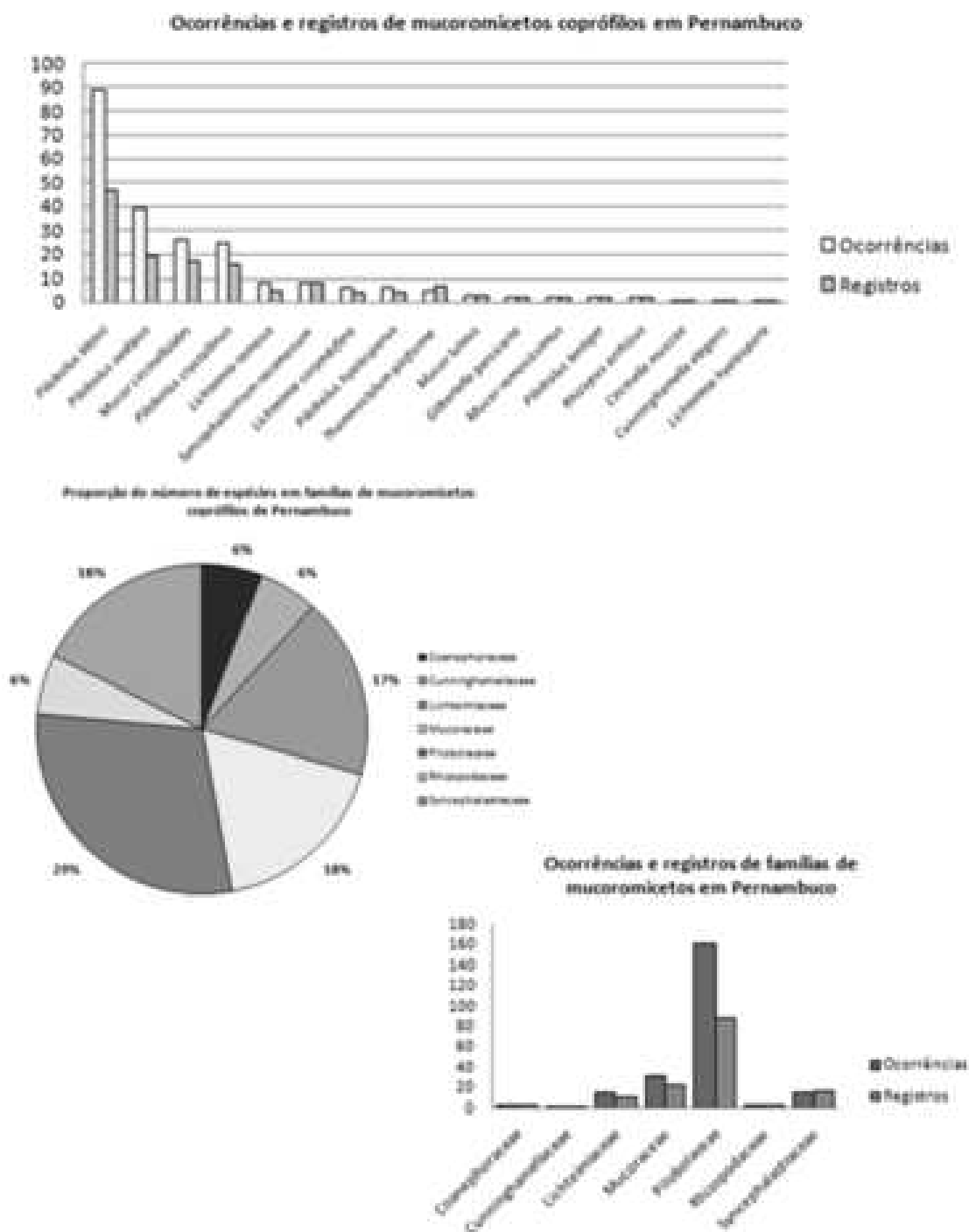


Figura 8. Micromicetos coprófilos de Pernambuco: ocorrências e registros totais da comunidade, valores proporcionais do número de espécies identificado em cada família e do número de registros e o ocorrências em cada família

Outras famílias representadas nas amostragens contaram com apenas uma espécie cada. *Gilbertella persicaria* (Coanephoraceae) é registrada pela segunda vez no Brasil, novamente em excrementos de herbívoros. Esta espécie é característica por apresentar esporângios com parede persistente com uma sutura longitudinal que, ao quebrar-se, separa o esporângio em duas partes similares. *Cunninghamella elegans* (Cunninghamellaceae), espécie comum em diversos substratos orgânicos, foi registrada apenas uma vez no presente trabalho. *Rhizopus arrhizus* (Rhizopodaceae) apresentou esporangióforos altos, com esporângios escuros, esparsos no substrato. Apresenta rizóides pequenos, pobremente desenvolvidos e esporangiosporos em forma de castanha, angulados, fortemente estriados.

Mucoromicetos são fungos conhecidamente ruderais, bem sucedidos em regiões ou trechos de um determinado ecossistema que tenha sofrido perturbação recente (Cooke & Whips, 1993). Entende-se, para este sentido, perturbação como uma alteração súbita e/ou pontual nas condições (ou recursos), estrutura ou funcionamento de um determinado sistema. Para os organismos que crescem nos excrementos, a própria defecação é uma alteração súbita das condições envolvidas: do interior do corpo do herbívoro para o solo. Após este evento, muitos mucoromicetos são observados, crescendo rapidamente, alimentando-se de recursos lábeis, mais disponíveis, alocando rapidamente seus recursos para reprodução e, por conseguinte, formando esporangióforos cedo na incubação, sendo registrados logo no começo desta. Como estes organismos têm pouca competência competitiva por inibição indireta ou contato hifálico direto, sua estratégia para minimizar a competição é esta ruderabilidade, motivo principal de os mucoromicetos são os pioneiros na colonização dos excrementos de herbívoros. Diversos trabalhos apontam estes fungos como os primeiros organismos observados na sucessão, utilizando diversos argumentos como hipótese, tais como o tempo necessário para formar as frutificações ou ainda a exclusão competitiva que os fungos dos estágios subsequentes exercem. Como adições ao trabalho de Santiago *et al.* (2011), são aqui citados *Lichteimia corymbifera*, *L. hyalospora*, *L. ramosa*, *Mucor luteus*, *Pilobolus hyalosporus*, *P. oedipus* e *Rhizopus arrhizus*.

4.1.3. FATORES QUE INFLUENCIAM A ESTRUTURA E A DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

4.1.3.1. INFLUÊNCIA DO TIPO DE SUBSTRATO NA ESTRUTURA E DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Embora os fungos coprófilos, mesmo quando considerados sob diferentes conceitos, sejam competentes em crescer em virtualmente qualquer tipo de excremento de herbívoros, torna-se imprescindível considerar que as diferenças macro e microestruturais, químicas, físicas e biológicas dos substratos exercem influência observável na estrutura e dinâmica das comunidades. Os fungos coprófilos registrados em diferentes tipos de excrementos e a importância destes na composição específica das comunidades em uma determinada área foram avaliadas, e são aqui apresentados.

4.1.3.1.1. FUNGOS COPRÓFILOS EM EXCREMENTOS DE BOVINOS EM PERNAMBUCO

A partir das coletas realizadas em Recife, Caruaru e Serra Talhada, 75 espécies de fungos coprófilos foram identificadas sobre excrementos de bois e vacas, totalizando 298 registros e 438 ocorrências. Assim como quando apresentados os dados referentes aos dados de todas as cidades e tipos de substratos, *Saccobolus citrinus* foi a espécie dominante (49; 11,19%), seguida por *Ascobolus immersus* (37; 8,45%) e por *Pilobolus kleinii* (34; 7,76%), que em conjunto representam mais de um quarto das ocorrências obtidas nestes substratos (Tabela 11). A maioria dos membros da microbiota coprófila de bovinos em Pernambuco foi de ascomicetos, com 58 espécies, 322 ocorrências e 224 registros (Tabela 12). Quando comparada à microbiota coprófila de outros animais neste mesmo estudo, é notório que excrementos de bovinos apresentaram menor quantidade de fungos anamórficos e mucoromicetos não piloboláceos. Estes fungos geralmente têm acesso à pilha de excrementos através do solo ou material vegetal circundante, e conseguem estabelecer-se, juntamente com as espécies cujos esporos já estavam no bolo fecal pré-defecação, por variados motivos, que podem incluir desde condições de estresse até fatores estocásticos. Uma das hipóteses levantadas para explicar a relativa ausência destes fungos em excrementos de bovinos quando comparados com outros, sobretudo com excrementos de cabras, é a quantidade de superfície disponível em contato com o solo e com o ar. As pilhas de excrementos de bovinos são, usualmente,

Tabela 11. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de bovinos em Pernambuco, ordenados pelo número de ocorrências

Espécies	Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%
<i>Saccobolus citrinus</i>	49	11.19	25	8.39
<i>Ascobolus immersus</i>	37	8.45	17	5.70
<i>Pilobolus kleinii</i>	34	7.76	18	6.04
<i>Cercophora mirabilis</i>	22	5.02	14	4.70
<i>Podospora communis</i>	20	4.57	13	4.36
<i>Podospora pauciseta</i>	18	4.11	15	5.03
<i>Graphium penicillioides</i>	16	3.65	8	2.68
<i>Coprinus patouillardii</i>	15	3.42	8	2.68
<i>Ascobolus americanus</i>	14	3.20	8	2.68
<i>Pilobolus oedipus</i>	12	2.74	6	2.01
<i>Saccobolus glaber</i>	12	2.74	10	3.36
<i>Iodophanus carneus</i>	11	2.51	7	2.35
<i>Kernia nitida</i>	11	2.51	7	2.35
<i>Pilobolus crystallinus</i>	11	2.51	7	2.35
<i>Sporormiella minima</i>	10	2.28	8	2.68
<i>Coprinellus marculentus</i>	8	1.83	6	2.01
<i>Coprinopsis stercorea</i>	7	1.60	6	2.01
<i>Saccobolus truncatus</i>	7	1.60	6	2.01
<i>Zygopleurage zygospora</i>	7	1.60	6	2.01
<i>Panaeolus antillarum</i>	6	1.37	5	1.68
<i>Pseudallescheria boydii</i>	6	1.37	5	1.68
<i>Thielavia terrestris</i>	6	1.37	4	1.34
<i>Aspergillus terreus</i>	5	1.14	5	1.68
<i>Pilobolus hyalosporus</i>	5	1.14	3	1.01
Sordariales gen.nov	4	0.91	4	1.34
<i>Lichtimia ramosa</i>	4	0.91	3	1.01
<i>Mucor circinelloides</i>	4	0.91	3	1.01
<i>Selinia pulchra</i>	4	0.91	3	1.01
<i>Syncephalastrum racemosum</i>	4	0.91	4	1.34
<i>Ascobolus scatigenus</i>	3	0.68	3	1.01
<i>Chaetomium brasiliense</i>	3	0.68	2	0.67
<i>Coprinopsis cothumata</i>	3	0.68	3	1.01

Tabela 11. Continuação

<i>Coprinus foetidellus</i>	3	0.68	2	0.67
<i>Coprotus leucopodium</i>	3	0.68	3	1.01
<i>Mycoaracha inversa</i>	3	0.68	3	1.01
<i>Acremonium bacillisporum</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Coprinellus angulatus</i>	2	0.46	1	0.34
<i>Coprotus ochraceus</i>	2	0.46	1	0.34
<i>Fauvelina fimigena</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Podospora longicaudata</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Synccephalis obliqua</i>	2	0.46	1	0.34
<i>Saccobolus beckii</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Saccobolus minimus</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Schizothecium conicum</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Sordaria fimicola</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Zopfiella erostrata</i>	2	0.46	2	0.67
<i>Bolbitius demangei</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Ascodesmis porcina</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Ascodesmis sphaerospora</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Aspergillus fumigatus</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Cercophora sordarioides</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Chaetomium bostrychodes</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Coprinopsis pseudoradiata</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Coprinopsis vermiculifer</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Fusarium oxysporum</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Fusarium solani</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Gilbertella persicaria</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Graphium putredinis</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Lecytophora lignicola</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Lophotrichus bartletii</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Monascus ruber</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Penicillium citrinum</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Penicillium corylophilum</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Penicillium oxalicum</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Penicillium raistrickii</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Phaeostilbella atra</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Pilobolus lentiger</i>	1	0.23	1	0.34

Tabela 11. Continuação

<i>Podospora apendiculata</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Podospora fimiseda</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Saccobolus depauperatus</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Saccobolus saccoboloides</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Sporormiella australis</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Thelebolus microsporus</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Trichoderma aureoviride</i>	1	0.23	1	0.34
<i>Tripterosporella pakistanii</i>	1	0.23	1	0.34
N	438		298	
S	75			
H'	3.62			
J	0.04			

Tabela 12. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de bovinos em Pernambuco

Grupos	Riqueza		Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%	Número	%
Ascomycota	58	76.32	322	73.35	224	75.17
Basidiomycota	9	12.00	41	9.36	29	9.73
Mucoromycotina	9	12.00	76	17.35	46	15.44

únicas e não sibaladas, mantendo uma superfície de contato extremamente reduzida quando comparada com as dezenas ou centenas de síbalas de excrementos de caprinos. Acredita-se que a redução da área potencialmente colonizável reduz o número de registros desses fungos, que só podem ser detectados se forem bem sucedidos em colonizar o substrato e formar estruturas reprodutivas. Similarmente, ascomicetos que utilizam a entomofilia como síndrome de dispersão dos seus propágulos são raros em excrementos bovinos. Visitas de insetos são confinadas às superfícies do excremento, o que novamente diferencia esta microbiota daquelas adaptadas a colonizar substratos formados por várias síbalas. A maioria dos fungos observados em excrementos bovinos em Pernambuco apresenta estratégia evolutiva adaptada à coprofilia, em detrimento de espécies oportunistas e/ou pouco especializadas e ruderais que obtiveram sucesso na comunidade.

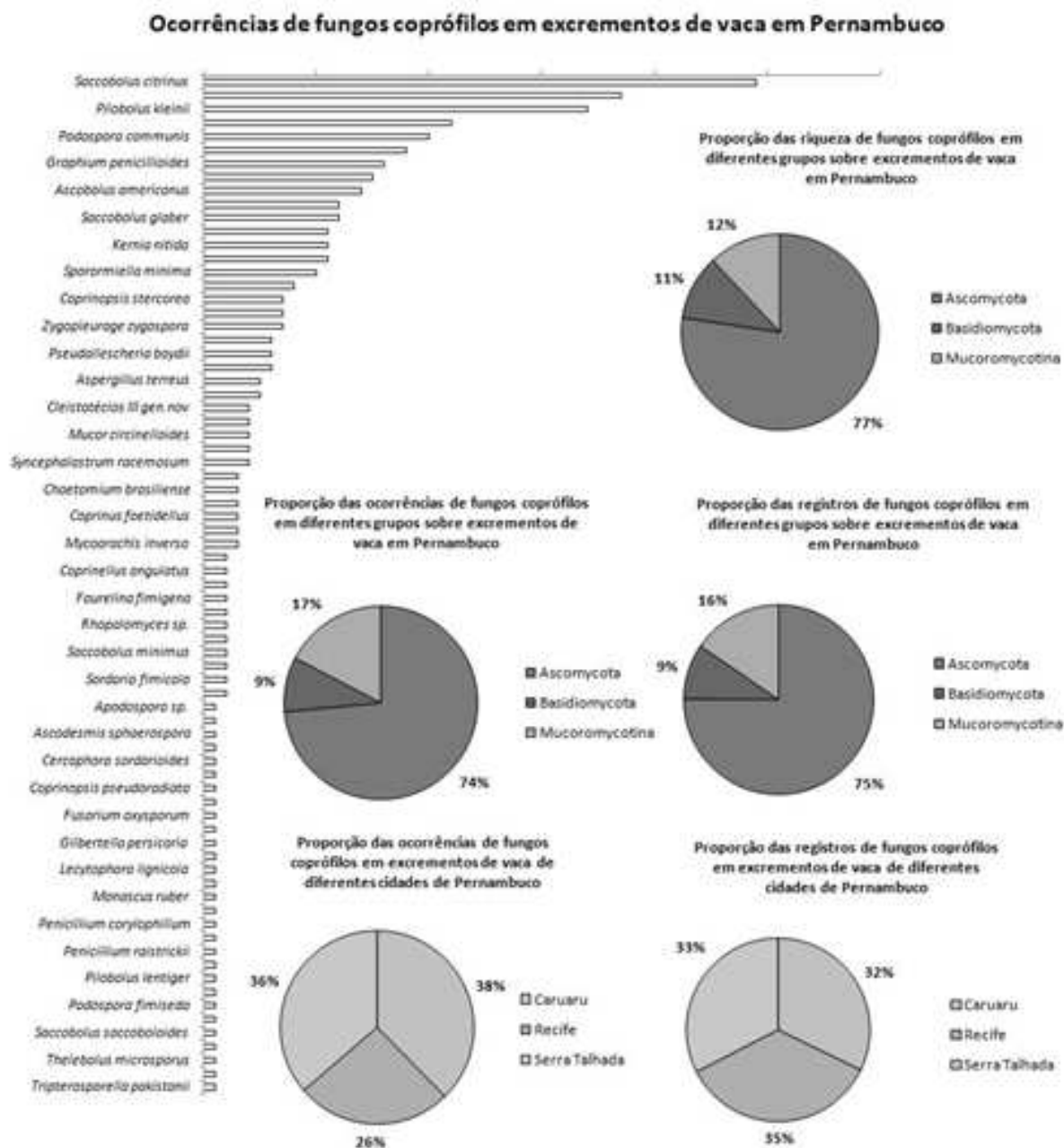


Figura 9. Fungos coprófilos de bovinos em Pernambuco: padrão de abundância, valores proporcionais do número de espécies identificado, ocorrências e registros em cada grupo e da proporção do número de ocorrências e de registros em cada grupo

As comunidades de Caruaru e de Serra Talhada mostraram-se mais similares (56,52), mas não tão distantes da observada entre as comunidades mais distintas, Recife e Caruaru (51,94). Devido ao acesso reduzido à pilha de excrementos supracitado para estes substratos, é provável que as diferenças na composição vegetal e de estresses observadas entre as cidades opostas do gradiente traçado para coleta não tenham resultado tão expressivo na variação da composição específica. Considerando a microbiota mais especializada, composta na maioria por ascomicetos e por zigomicetos piloboláceos, a variação foi pequena, e cidades no mesmo bioma (Caatinga) mostraram-se mais similares com relação às comunidades de outro bioma (Figura 10).

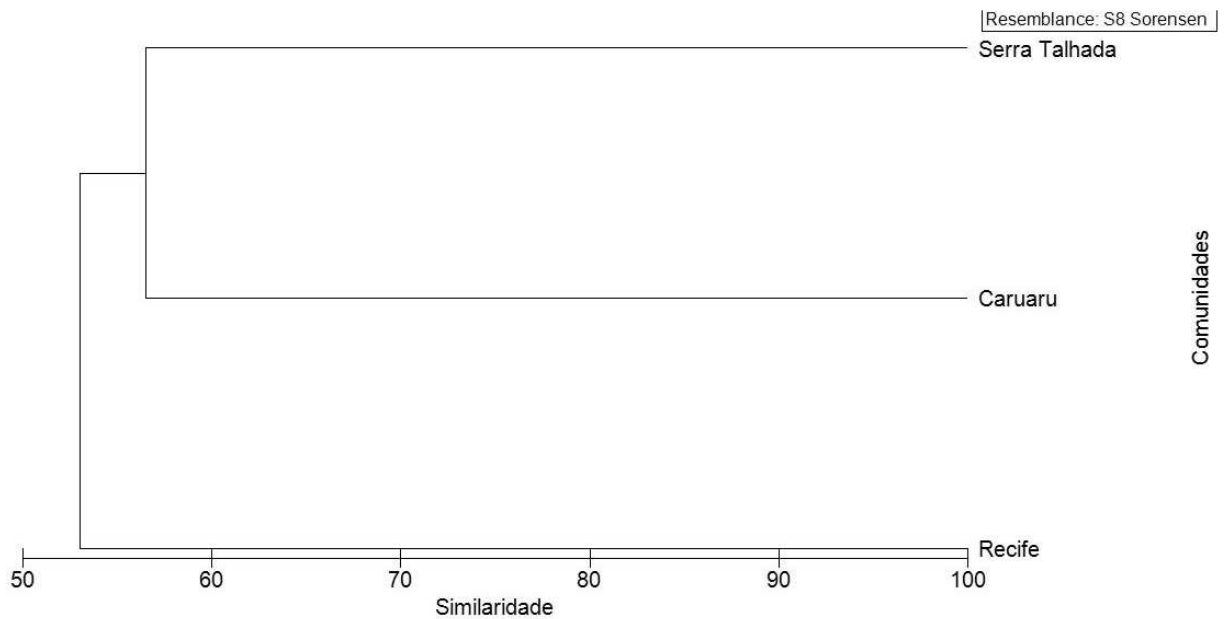


Figura 10. Similaridade entre as comunidades de fungos coprófilos em excrementos de bovinos em três cidades de Pernambuco, em relação à composição específica

4.1.3.1.2. FUNGOS COPRÓFILOSEM EXCREMENTOS DE CAPRINOS EM PERNAMBUCO

Devido à morfofisiologia digestiva, excrementos de caprinos são extremamente sibilados, pequenos, formando pilhas mais ou menos espalhadas sobre o solo e sobre a vegetação. Por serem ruminantes, assim como os bovinos, degradam de modo mais eficiente o material vegetal ingerido, gerando excrementos mais compactos, menos diversos estruturalmente. *Pilobolus kleinii* foi a espécie dominante em excrementos caprinos em Pernambuco, com 32 ocorrências (7,66 %). Exclusivamente neste substrato, *Saccobolus citrinus* e *Ascobolus immersus* não foram as espécies de ascomicetos mais abundantes. *Lophotrichus bartletii*, ascomiceto formador de cleistotécios ostiolados com longos pelos terminais, ocorreu 29 vezes (6,94%), sendo a espécie mais frequente em excrementos de caprinos, ou seja, com maior número de registros (15; 5,24%). Das 30 ocorrências desta espécie no trabalho, 29 foram em excrementos de cabras. Mais detalhes sobre especificidade e preferência de substratos são tratados no item 4.8. *Kernia nitida*, outro microascáceo cleistotecióide apendiculado, foi registrado com frequência em excrementos de caprinos no Estado, apresentando 15 ocorrências (3,59%). Similarmente, espécies de *Chaetomium* mostraram-se comumente associadas a esse substrato, por vezes em detrimento de outros. Estas espécies são conhecidas por apresentar algum grau de interação com insetos, sobretudo na dispersão de seus propágulos, síndrome estratégica usualmente denominada entomofilia. A estrutura particionada das pilhas de excrementos caprinos facilita visitas de insetos, seja para forrageamento, devido ao elevado número de bactérias ali presente, ou para oviposição. Acredita-se que esta exposição aos insetos auxilie uma dispersão mais eficiente dos propágulos destas espécies, de tal sorte que, ao alimentar-se de material vegetal em sua área de pastoreio, as cabras e bodes ingerem grandes quantidades destes, ou ainda ascomas inteiros, facilitando seu acesso às pilhas de excrementos recém depositadas. A dominância de ascomicetos sobre os outros grupos estudados foi novamente observada, seguidos pelos mucoromicetos e basidiomicetos (Tabelas 13 e 14).

Tabela 13. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de caprinos em Pernambuco, ordenados pelo número de ocorrências

Espécie	Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%
<i>Pilobolus kleinii</i>	32	7.66	15	5.24
<i>Lophotrichus bratleyi</i>	29	6.94	16	5.59
<i>Saccobolus citrinus</i>	22	5.26	15	5.24
<i>Ascobolus immersus</i>	18	4.31	14	4.90
<i>Podospora pauciseta</i>	18	4.31	14	4.90
<i>Kernia nitida</i>	15	3.59	10	3.50
<i>Mucor ciranelloides</i>	15	3.59	8	2.80
<i>Pilobolus crystallinus</i>	13	3.11	8	2.80
<i>Sporormiella minima</i>	13	3.11	10	3.50
<i>Sordaria fimicola</i>	12	2.87	8	2.80
<i>Coprinopsis stercorea</i>	11	2.63	4	1.40
<i>Ascobolus americanus</i>	10	2.39	5	1.75
<i>Podospora communis</i>	10	2.39	6	2.10
<i>Podospora prethopodalis</i>	10	2.39	6	2.10
<i>Aspergillus terreus</i>	8	1.91	6	2.10
<i>Fusarium solani</i>	8	1.91	5	1.75
<i>Selinia pulchra</i>	8	1.91	3	1.05
<i>Chaetomium spirale</i>	7	1.67	4	1.40
<i>Coprinopsis vermi culifer</i>	7	1.67	4	1.40
<i>Coprinus patouillardii</i>	7	1.67	5	1.75
<i>Saccobolus beckii</i>	7	1.67	6	2.10
<i>Aspergillus flavus</i>	5	1.20	4	1.40
<i>Coprinellus marculentus</i>	5	1.20	4	1.40
<i>Pseudallescheria boydii</i>	5	1.20	4	1.40
<i>Thamnostylum piriforme</i>	5	1.20	4	1.40
<i>Aspergillus niveus</i>	4	0.96	3	1.05
<i>Chaetomium convolutum</i>	4	0.96	3	1.05
<i>Chaetomium globosum</i>	4	0.96	4	1.40
<i>Graphium putredinis</i>	4	0.96	5	1.75
<i>Iodophanus cameus</i>	4	0.96	3	1.05
<i>Zygopleura e zygospora</i>	4	0.96	3	1.05
<i>Cercophora mirabilis</i>	3	0.72	3	1.05
<i>Chaetomium citrinum</i>	3	0.72	3	1.05
<i>Coprinopsis pseudoradiata</i>	3	0.72	1	0.35
<i>Graphium penicillioides</i>	3	0.72	3	1.05
<i>Lichteimia ramosa</i>	3	0.72	1	0.35
<i>Saccobolus depauperatus</i>	3	0.72	3	1.05
<i>Trichoderma harzianum</i>	3	0.72	1	0.35
<i>Ascobolus elegans</i>	2	0.48	1	0.35

Tabela 13. Continuação

<i>Ascodesmis sphaerospora</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Aspergillus japonicus</i>	2	0.48	1	0.35
<i>Cercophora sordarioides</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Chaetomium brasiliense</i>	2	0.48	1	0.35
<i>Chaetomium cochliodes</i>	2	0.48	1	0.35
Sordariales gen. nov.	2	0.48	1	0.35
<i>Coniochaetidium</i> sp.nov.	2	0.48	1	0.35
<i>Fusarium oxysporum</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Leuconeurospora pulcherrima</i>	2	0.48	1	0.35
<i>Lichtimia corymbifera</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Mucor luteus</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Mucor ramosissimus</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Myceliophthora sepedonium</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Paecilomyces variotii</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Pilobolus oedipus</i>	2	0.48	1	0.35
<i>Podospora australis</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Saccobolus glaber</i>	2	0.48	1	0.35
<i>Sphaeronanella fimicola</i>	2	0.48	1	0.35
<i>Syncephalastrum racemosum</i>	2	0.48	2	0.70
<i>Thielavia terrestris</i>	2	0.48	1	0.35
<i>Arnium hirtum</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Ascobolus crenulatus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Ascodesmis porcina</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Aspergillus parasiticus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Cephalophora tropica</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Cephalotrichum purpureofuscus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Chaetomium bostrychodes</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Circinella muscae</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Conocybe siliginea</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Coprinopsis cinerea</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Coprotus aurora</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Coprotus disculus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Coprotus lacteus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Coprotus leucopocillum</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Lichtimia hyalospora</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Melanospora damnosa</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Melanospora zamiae</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Penicillium chrysogenum</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Pilobolus hyalosporus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Podospora decipiens</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Podospora inflatula</i>	1	0.24	1	0.35

Tabela 13. Continuação

<i>Podospora longicaudata</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Podospora pleiospora</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Syncephalis obliqua</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Saccobolus minimus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Saccobolus saccoboloides</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Sporormiella australis</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Thelebolus microsporus</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Trichoderma aureoviride</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Trichoderma ovalisporum</i>	1	0.24	1	0.35
<i>Trichurus cylindricus</i>	1	0.24	1	0.35
N	418		286	
S	90			
H	394			
J	0.04			

Tabela 14. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de caprinos em Pernambuco em diferentes grupos

Grupos	Riqueza	Riqueza (%)	Ocorrências	Ocorrências (%)	Registros	Registros (%)
Ascomycota	70	77.78	302	72.25	218	76.22
Basidiomycota	7	7.78	35	8.37	20	6.99
Mucoromycotina	13	14.44	81	19.38	48	16.78

Observação digna de nota na micobiota coprófila de caprinos em Pernambuco é a alta diversidade de formas anamórficas de ascomicetos e de mucoromicetos não piloboláceos. Estas espécies podem ou não estar presentes na forma de propágulos no bolo fecal recém defecado. Em situações de estresse, perturbações ou de quaisquer outras situações em que a dominância das formas endocoprófilas apresenta-se propícia o suficiente, outras espécies como as citadas podem crescer e frutificar, mesmo advindas do solo ou material vegetal circundante. *Mucor circinelloides*, espécie sapróbia comum em solo, foi comumente registrada sobre excrementos de caprinos, apresentando 15 ocorrências, sendo a sétima espécie mais abundante nestes substratos em Pernambuco. Espécies terrícolas e herbícolas de comum ocorrência, tais como *Aspergillus terreus*, *A. flavus*, *A. niveus* e *Fusarium solani* também foram identificadas. Como mencionado, a superfície de contato exposta ao ar e solo é muito maior em excrementos silalados como os de cabras e bodes. Portanto, existe uma área bem maior para o acesso dessas espécies (Figura 11).

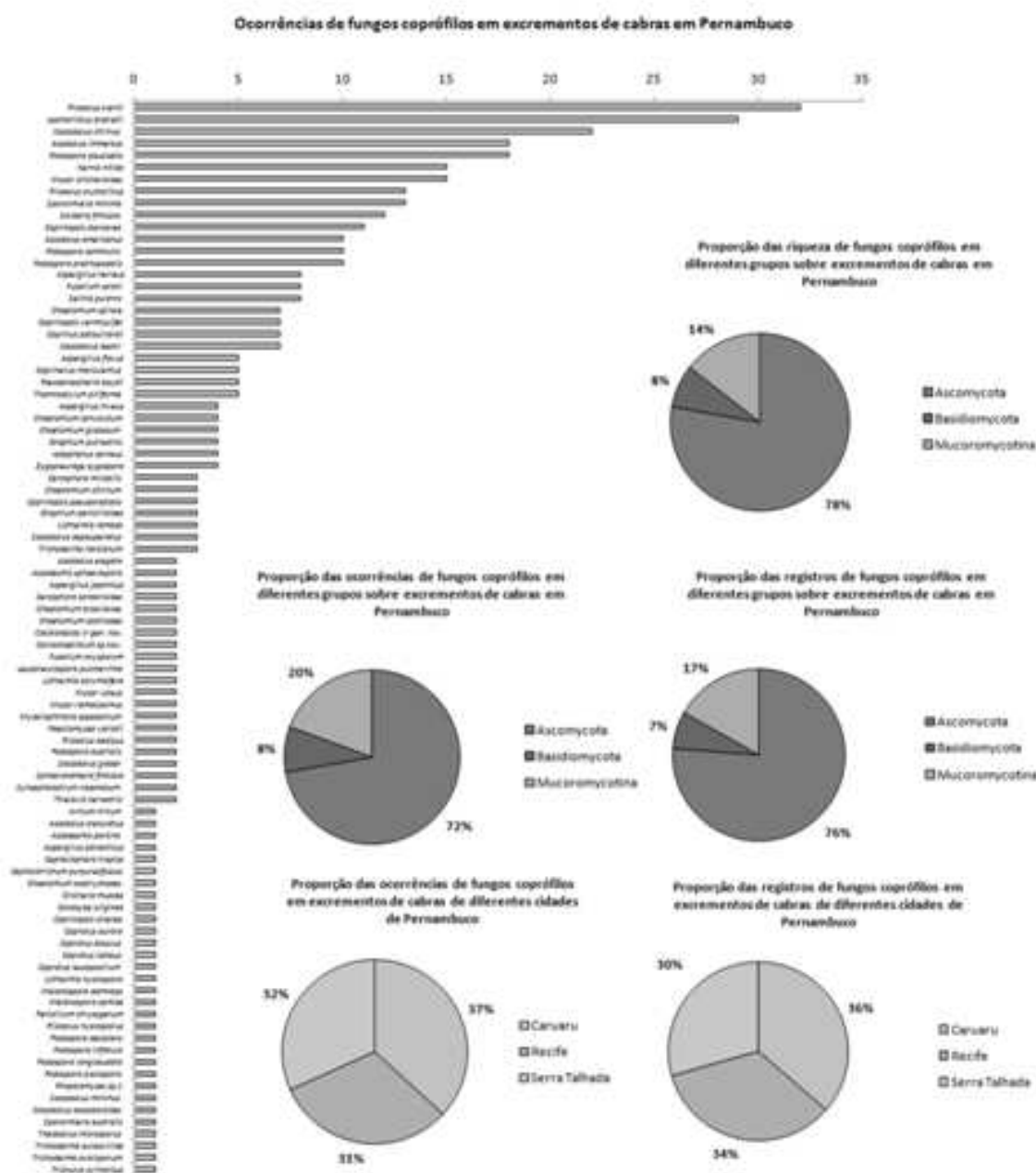


Figura 11. Ocorrências totais da comunidade de fungos coprófilos de caprinos de Pernambuco, valores proporcionais do número de espécies identificado, ocorrências e registros em cada grupo e proporção do número de ocorrências e de registros em cada grupo

A análise de agrupamento a partir da matriz de similaridade obtida para a composição específica das comunidades de fungos em excrementos de caprinos nas três cidades visitadas mostrou que em Serra Talhada, a comunidade tem composição mais distinta. O valor de similaridade entre as duas áreas do semi-árido (Caruaru e Serra Talhada) mostrou menos importância do que a influência do tipo de substrato na estrutura dessas comunidades (Figura 12).

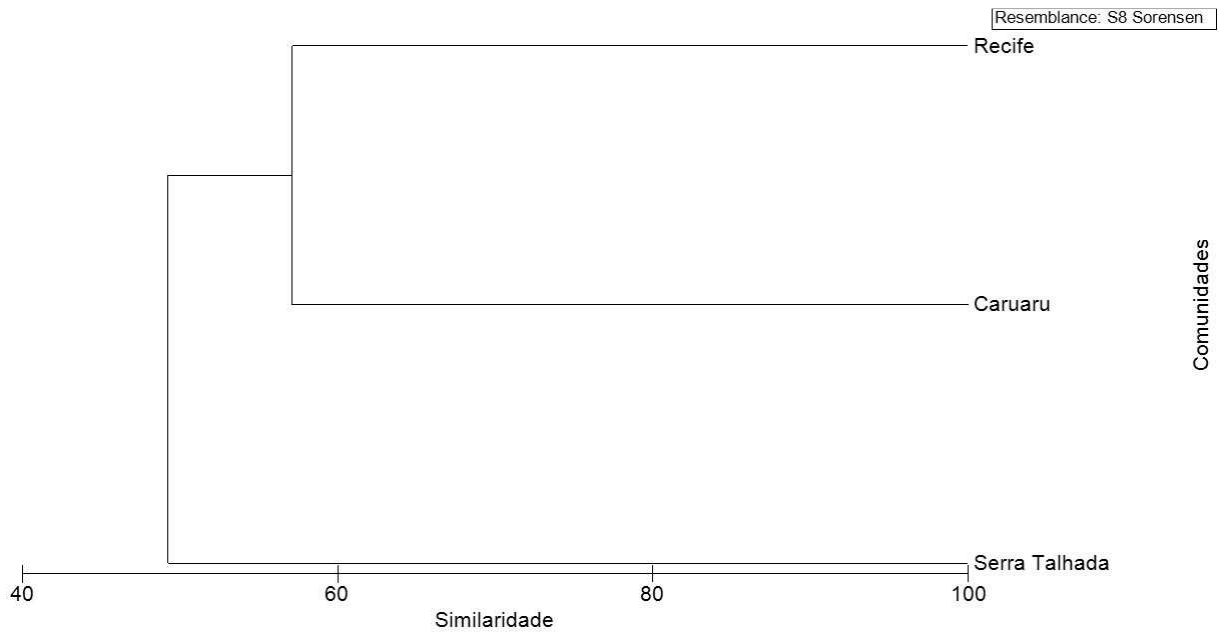


Figura 12. Similaridade de espécies entre as comunidades de fungos coprófilos em excrementos de caprinos nos três locais de coleta em Pernambuco

4.1.3.1.3. FUNGOS COPRÓFILOS EM EXCREMENTOS DE EQUINOS EM PERNAMBUCO

Em Pernambuco, 96 espécies foram identificadas em excrementos de cavalos coletados ao longo do estado, totalizando 448 ocorrências e 301 registros (Tabela 15). Ainda que a diferença seja pequena, estes substratos apresentaram o maior número de espécies, ocorrências e registros no trabalho. Das ocorrências, 337 (75,22%) representam ascomicetos, divididas entre as 76 espécies identificadas pertencentes a este grupo. De modo similar ao que foi observado nos outros substratos, observou-se o padrão de riqueza, ocorrências e registros "ascomicetos > mucoromicetos > basidiomicetos", padrão este discutido no item 4.4.4 (Tabela 16). Nenhuma espécie de *Chaetomium* foi registrada em excrementos de cavalo. *Pilobolus oedipus*, incomum componente deste gênero que apresenta esporos globosos com paredes espessas, teve 25 de 30 ocorrências em excrementos de equinos, mesmo quando comparados em diferentes cidades, sendo sua contagem superior à de *P. kleinii* nestes substratos. *Selinia africana*, *Sporormiella* sp.nov., *S. pentamera* e *Z. longicaudata* são exemplos de espécies raras (todas com somente uma ocorrência) registrada em excrementos destes animais. Duas novas espécies, de registro único, ocorreram em excrementos de cavalo, o que torna o substrato promissor para o achado de novos táxons.

Tabela 15. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de equinos em Pernambuco, ordenados pelo número de ocorrências

Espécie	Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%
<i>Saccobolus citrinus</i>	36	8.04	20	6.64
<i>Ascobolus immersus</i>	31	6.92	17	5.65
<i>Podospora pauciseta</i>	26	5.8	15	4.98
<i>Pilobolus oedipus</i>	25	5.58	12	3.99
<i>Pilobolus kleinii</i>	23	5.13	14	4.65
<i>Sporormiella minima</i>	22	4.91	14	4.65
<i>Coprinus patouillardii</i>	17	3.79	12	3.99
<i>Podospora prethopodalis</i>	16	3.57	7	2.33
<i>Sordaria fimicola</i>	16	3.57	9	2.99
<i>Podospora communis</i>	13	2.9	9	2.99
<i>Ascobolus americanus</i>	11	2.46	6	1.99
<i>Cercophora mirabilis</i>	11	2.46	9	2.99
<i>Coprinellus marculentus</i>	11	2.46	6	1.99
<i>Aspergillus terreus</i>	10	2.23	8	2.66

Tabela 15. Continuação

<i>Sordariales</i> gen.nov.	10	2.23	7	2.33
<i>Graphium</i> penicillioides	7	1.56	4	1.33
<i>Mucor</i> ciranelloides	7	1.56	6	1.99
<i>Panaeolus</i> antillarum	7	1.56	5	1.66
<i>Zygopleura</i> e zygospora	7	1.56	6	1.99
<i>Podospora</i> appendiculata	6	1.34	3	1
<i>Syncephalis</i> obliqua	6	1.34	4	1.33
<i>Podospora</i> fimiseda	5	1.12	3	1
<i>Podospora</i> inflatula	5	1.12	3	1
<i>Aspergillus</i> flavus	4	0.89	4	1.33
<i>Cercophora</i> sordarioides	4	0.89	2	0.66
<i>Lichteimia</i> corymbifera	4	0.89	2	0.66
<i>Penicillium</i> corylophyllum	4	0.89	2	0.66
<i>Saccobolus</i> glaber	4	0.89	4	1.33
<i>Trichoderma</i> harzianum	4	0.89	4	1.33
<i>Ascobolus</i> elegans	3	0.67	3	1
<i>Podospora</i> ostlingospora	3	0.67	2	0.66
<i>Podospora</i> pleiospora	3	0.67	3	1
<i>Saccobolus</i> bekkii	3	0.67	3	1
<i>Selinia</i> pulchra	3	0.67	2	0.66
<i>Thelebolus</i> microsporus	3	0.67	1	0.33
<i>Aspergillus</i> japonicus	2	0.45	2	0.66
<i>Aspergillus</i> niger	2	0.45	2	0.66
<i>Cladosporium</i> dadospoioides	2	0.45	1	0.33
<i>Coprinopsis</i> pseudoradiata	2	0.45	2	0.66
<i>Coprinopsis</i> verni culifer	2	0.45	2	0.66
<i>Coprotus</i> disculus	2	0.45	1	0.33
<i>Penicillium</i> oxalicum	2	0.45	1	0.33
<i>Podospora</i> longicaudata	2	0.45	1	0.33
<i>Rhizopus</i> arrhizus	2	0.45	2	0.66
<i>Saccobolus</i> depauperatus	2	0.45	1	0.33
<i>Saccobolus</i> minimus	2	0.45	2	0.66
<i>Sordaria</i> lappae	2	0.45	1	0.33
<i>Sporormiella</i> australis	2	0.45	1	0.33
<i>Sporormiella</i> isomera	2	0.45	2	0.66
<i>Sporormiella</i> herculea	2	0.45	2	0.66
<i>Syncephalastrum</i> racemosum	2	0.45	2	0.66
<i>Thielavia</i> terrestris	2	0.45	1	0.33
<i>Arnium</i> hirtum	1	0.22	1	0.33
<i>Ascodesmis</i> porcina	1	0.22	1	0.33
<i>Aureobasidium</i> pullulans	1	0.22	1	0.33
<i>Cercophora</i> anisura	1	0.22	1	0.33
<i>Cladosporium</i> oxalyicum	1	0.22	1	0.33

Tabela 15. Continuação

<i>Coniochaeta leucoplaca</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Coniochaeta philocoproides</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Coprinellus angulatus</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Coprinopsis stercorea</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Coprotus lacteus</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Coprotus leucopocillum</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Coprotus luteus</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Coprotus ochraceus</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Cunninghamella elegans</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Delitschia chaetomioides</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Delitschia vulgaris</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Faurelina hispanica</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Fusarium solani</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Gilbertella persicaria</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Graphium putredinis</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Kernia nitida</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Lecythophora lignicola</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Lichteimia ramosa</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Mucor luteus</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Paecilomyces variotii</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Penicillium chrysogenum</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Penicillium janczewskii</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Penicillium purpurogenum</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Penicillium raistrickii</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Penicillium waksmanii</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Pilobolus crystallinus</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Pilobolus lentiger</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Podospora curvicolla</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Podospora decipiens</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Saccobolus infestans</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Saccobolus truncatus</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Selinia africana</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Sporormiella pentamera</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Sporormiella</i> sp.nov.	1	0.22	1	0.33
<i>Trichoderma aureoviride</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Zopfidea erostrata</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Zopfidea longicaudata</i>	1	0.22	1	0.33
<i>Zopfidea</i> sp.nov.	1	0.22	1	0.33
N	448		301	
S	96			
H	386			
J	0.04			

Tabela 16. Valores absolutos e proporcionais de ocorrências e registros de fungos coprófilos em excrementos de equinos em Pernambuco em diferentes grupos

Grupos	Riqueza		Ocorrências		Registros	
	Número	%	Número	%	Número	%
Ascomycota	77	79.38	338	75.28	228	75.50
Basidiomycota	8	79.38	42	9.35	30	9.93
Mucoromycotina	12	79.38	69	15.37	44	14.57

O padrão de abundância observado foi similar ao do total das comunidades, com grande ocorrência de espécies raras (Figura 13). Entre os três substratos estudados, excrementos de cavalo apresentam maior diversidade estrutural, mais equilibrados do que excrementos de bovinos e menos equilibrados que excrementos de caprinos, com grande quantidade de fibras e materiais mal digeridos devido à fisiologia destes animais. Como resultado, esses substratos apresentam microbiomas específicos, o que pode, empiricamente, gerar maior diversidade e abundância observada nestes substratos. Quantidade ainda maior de espécies raras foi observada em excrementos de cavalos. Maior quantidade de espécies expressando sua fase anamórfica foi encontrada nestes substratos com relação aos excrementos bovinos. O teste de similaridade e consequente agrupamento a partir da matriz gerada mostrou claramente que as comunidades estudadas em Caruaru e Serra Talhada são significativamente mais similares entre si do que este agrupamento com a microbiota coprófila de cavalos do Recife. Essa comunidade ainda mostrou-se discrepante quando comparada a todas as outras comunidades estudadas (Figura 16), funcionando como um grupo externo. A grande quantidade de espécies raras e o regime de chuvas, maior nesta cidade, somados à estratificação e pluridade de nichos nesses substratos podem ter gerado esta disparidade nos valores. Somente em Recife foi possível observar basidiomas formados *in situ*, ou seja, coletados no local onde os excrementos foram encontrados. A baixa disponibilidade de água no semi-árido, acentuada durante os meses de coleta, pode ter inibido a formação de corpos frutíferos e, por conseguinte, não propiciando a amostragem destas espécies. Os valores proporcionais de ocorrências e registros entre as comunidades em excrementos equinos provenientes dos três locais de coleta são muito similares, o que mais uma vez aponta o tipo de substrato como fator determinante na composição estrutural de microbiotas coprófilas no Estado.

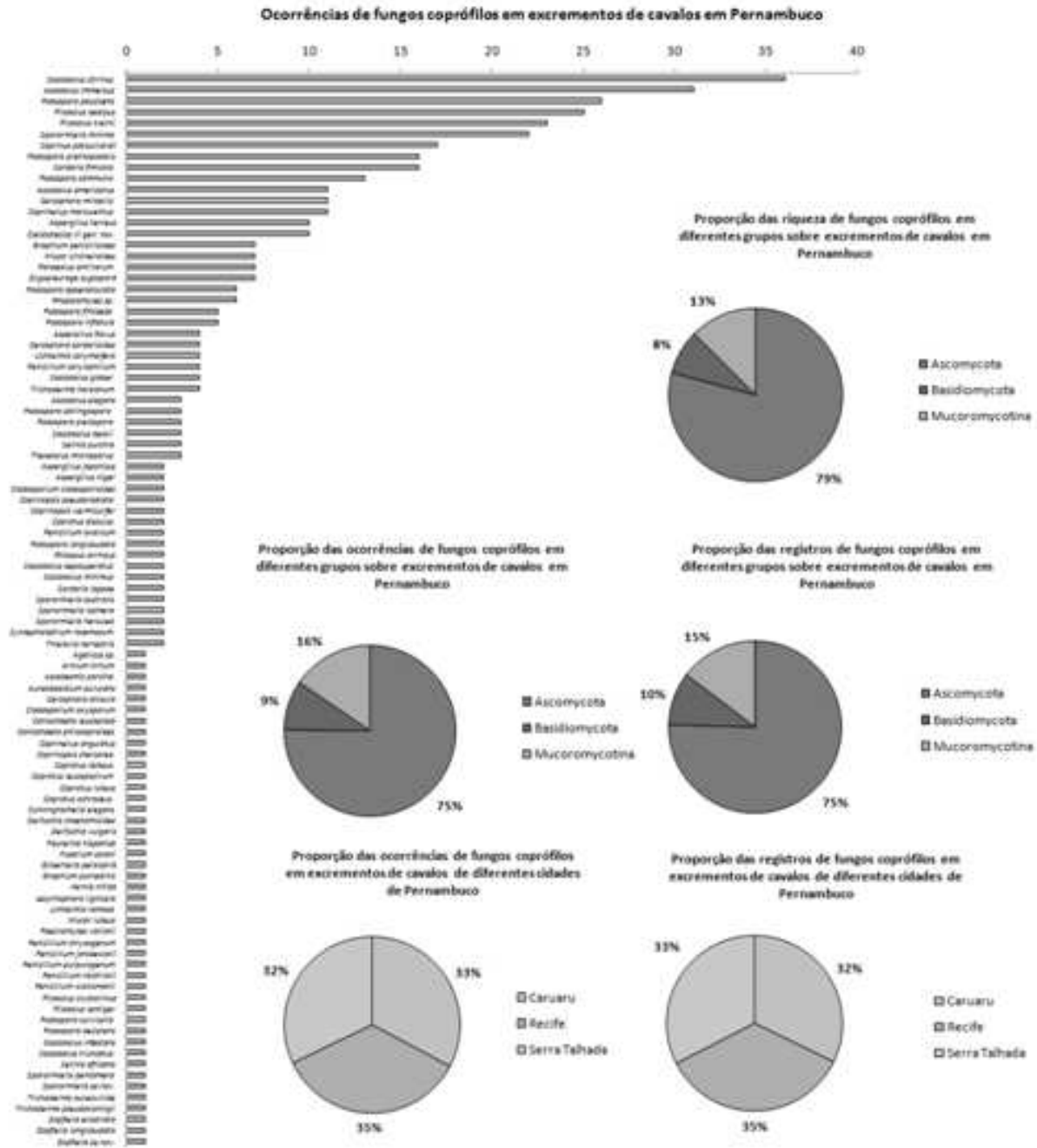


Figura 13. Fungos coprófilos de equinos em Pernambuco: ocorrências totais da comunidade, com destaque para o grande número de registros únicos, valores proporcionais do número de espécies identificado, ocorrências e registros em cada grupo e da proporção do número de ocorrências e de registros em cada grupo

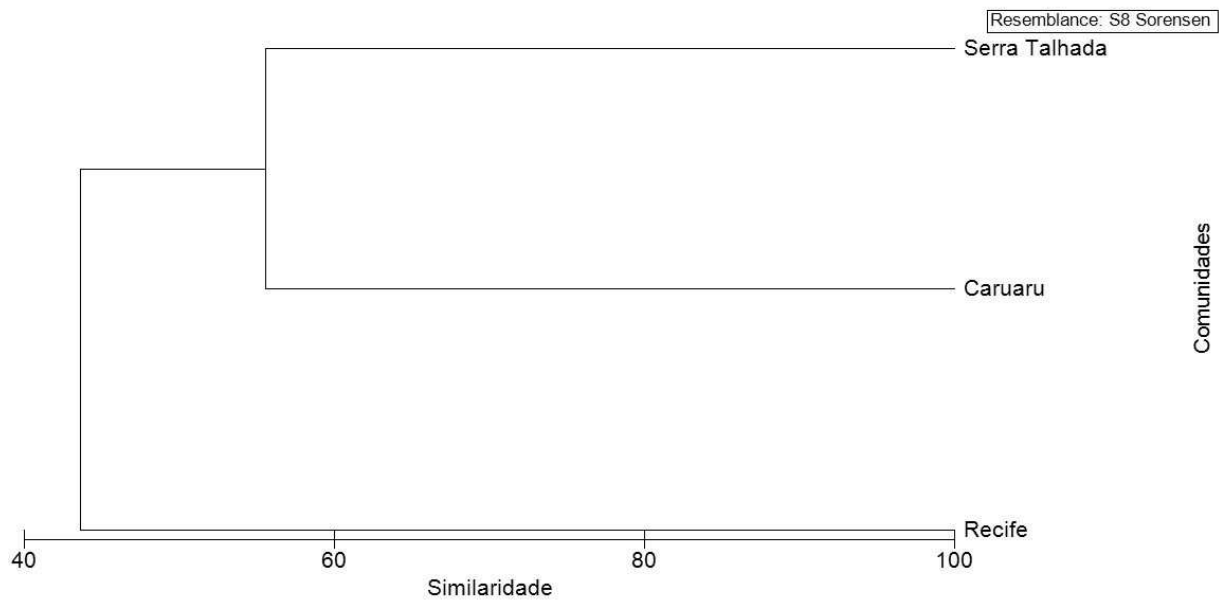


Figura 14. Similaridade entre as comunidades de fungos coprófilos em excrementos de equinos em três cidades de Pernambuco, em relação à composição específica

Batista & Pontual (1948) examinaram fungos em excrementos de cavalos no Recife, descrevendo *Ascobolus infestans* Batista & Pontual, registrada em excrementos de cavalo. Esta espécie é neotipificada neste trabalho a partir de material coletado em excrementos de cavalo em Dois Irmãos, na mesma cidade, considerando que o material tipo original foi aparentemente perdido.

4.1.3.1.4. ANÁLISE ESTRUTURAL E DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFILOS EM DIFERENTES SUBSTRATOS, EM PERNAMBUCO

Todos os substratos selecionados mostraram-se satisfatórios no que tange à diversidade e presença de estruturas reprodutivas. Nos três tipos de substratos observou-se dominância no número de registros, ocorrências e espécies identificadas de ascomicetos, seguidos pelos mucoromicetos e, por fim, pelos basidiomicetos (Tabela 17). Ascomicetos contêm maior quantidade de espécies dentre os fungos, sendo um grupo extremamente bem sucedido evolutivamente em formar estruturas de reprodução assexuada, em todo ou parte do ciclo de vida. É neste grupo também que a estratégia evolutiva da coprofilia é mais desenvolvida.

Tabela 17. Valores de riqueza, ocorrências e registros de fungos coprófilos de Pernambuco por substrato

Substratos	Riqueza	Ocorrências	Ocorrências (%)	Registros	Registros (%)
Cabra	90	416	32	285	32.23
Cavalo	96	448	34.46	301	34.04
Vaca	75	436	33.53	298	33.71
TOTAL	144	1300		884	

A homogeneidade dos valores de riqueza e de ocorrências de espécies de fungos coprófilos é outro resultado digno de nota, considerando a pequena variação entre as áreas, sobretudo as do semi-árido (Figura 15). Segundo Richardson (2001 b), variações latitudinais são importantes fontes de variação entre a composição e a riqueza específica de fungos em excrementos de diferentes animais. No entanto, nas amostras coletadas na mesma faixa latitudinal, no estado de Pernambuco, os resultados foram homogêneos.

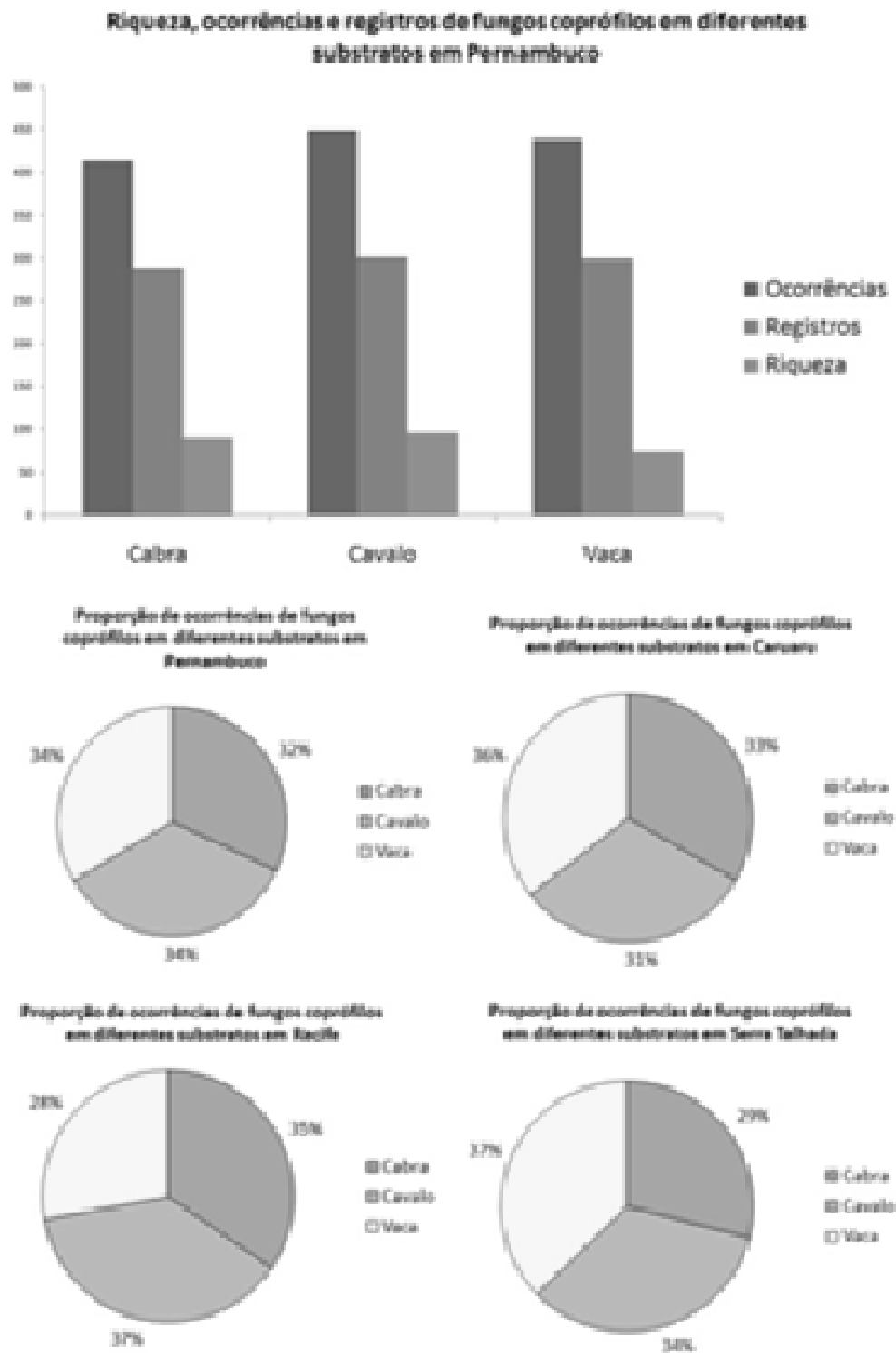


Figura 15. Fungos coprófilos de Pernambuco em diferentes substratos: riqueza, ocorrências e registros totais da comunidade, valores proporcionais do número de ocorrências nas áreas de coletas

Comparando as comunidades de fungos nos excrementos dos três tipos de herbívoros, abundantes e bem distribuídos ao longo do estado de Pernambuco, levantou-se a hipótese de que existiriam diferenças ecológicas substanciais entre os componentes das micobiotas coprófilas de bovinos, caprinos e equinos.

Essa hipótese foi testada pela comparação par a par das nove comunidades onde a dinâmica foi acompanhada durante os dois anos de coletas. Os valores de similaridade binária apresentaram variação entre 34,34 e 57,14. Maiores valores de similaridade foram observados entre as comunidades em excrementos de cabras em Recife e em Caruaru e entre excrementos de vacas em Serra Talhada e Caruaru. Pela análise de agrupamento, fica evidente que o tipo de substrato é muito mais importante que a área de coleta na estrutura das comunidades de fungos coprófilos em Pernambuco (Figura 16). Mesmo com uma distância de centenas de quilômetros separando-os, fungos coprófilos apresentam composição mais similar quando ocorrentes em um mesmo substrato do que em uma mesma área ou bioma.

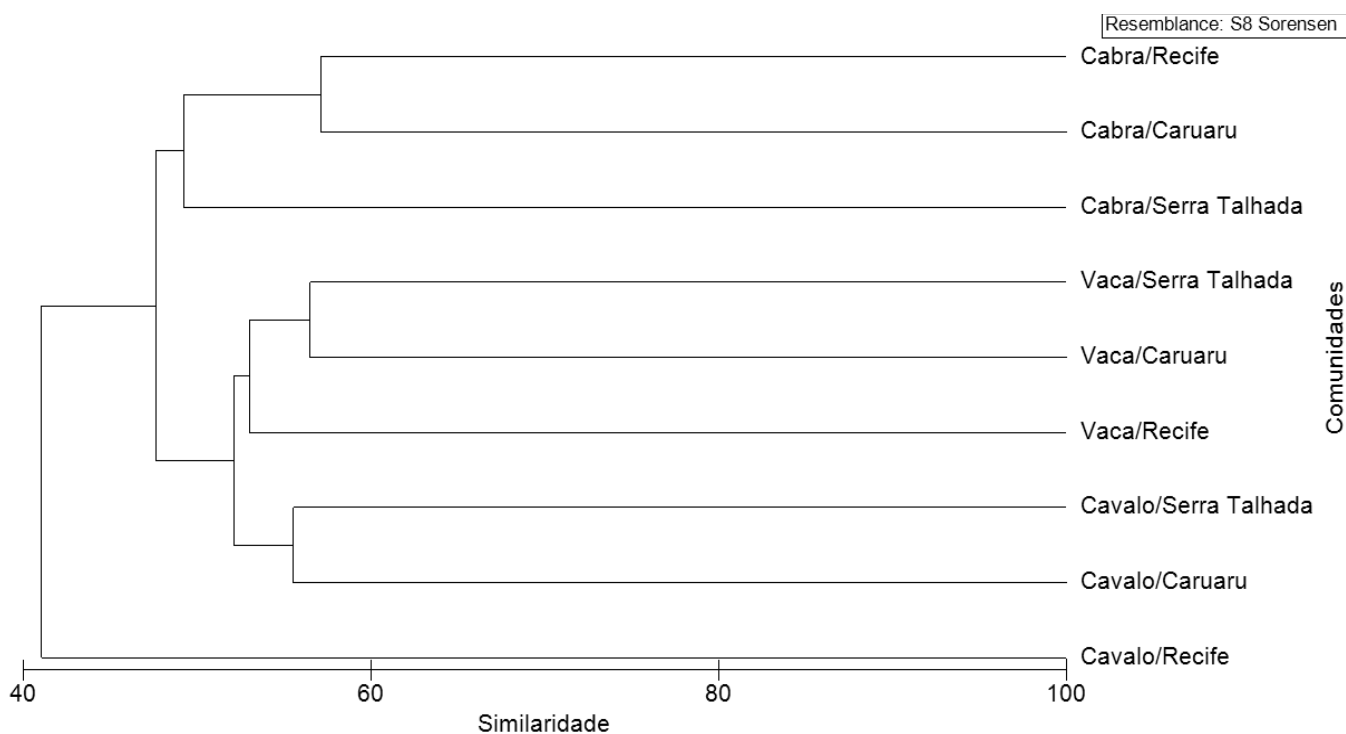


Figura 16. Similaridade entre a composição específica das comunidades de fungos coprófilos de Pernambuco

De acordo com a composição de espécies, dois clados foram formados: um referente à comunidade em excrementos de caprinos e outro com as demais comunidades (bovinos e equinos). Micobiotas em Recife e em Caruaru mostraram-se mais semelhantes, embora esses municípios sejam geograficamente e climaticamente distintos. A estrutura e a composição dos excrementos de caprinos, que os posiciona no final do gradiente crescente de sibilção, com grande parte exposta ao solo e ao material vegetal e frequente visita de insetos, mostrou resultados significativos em mais de uma área de coleta. Isso torna-se ainda mais evidente quando observado que o clado formado pelas comunidades de Recife e Caruaru foi mais similar aos fungos de excrementos de caprinos em Serra Talhada, no Sertão Pernambucano.

As três comunidades fúngicas estudadas em excrementos bovinos mostraram-se com similaridade superior entre si do que em relação às outras. Em excrementos de vacas e bois, os esporos que já estavam na pilha de excrementos são favorecidos, o que faz com que essas micobiotas sejam menos diversas e com mais espécies coprófilas típicas, dominantes (Krug *et al.*, 2004). Por fim, a micobiota coprófila de equinos do semi-árido foi extremamente similar entre si. No Recife, fungos em excrementos de equinos formaram um clado separado. Como essa comunidade apresentou o maior número de espécies, é possível que o efeito amostral tenha gerado um erro suficiente para ocasionar esta separação. Qualquer grupo de organismos suficientemente mais rico e com alto registro de espécies raras será considerado matematicamente distinto dos outros (Krebs, 1999). Aqui registra-se que 36 das 56 espécies que compõem a comunidade de fungos coprófilos de excrementos de equinos, em Recife, tiveram valor de ocorrência igual ou inferior a dois, indicando a ocorrência de muitas espécies raras.

A análise de escalonamento multidimensional (*MDS - MultiDimensional Scaling*) usando os dados de matriz de similaridade, mostra o agrupamento e distância estatística de cada comunidade com relação à composição de espécies. O agrupamento das comunidades em excrementos equinos foi sensivelmente menor do que em excrementos de bovinos e caprinos, ainda quando consideradas diferentes áreas de estudo.



Figura 17. Análise de escalonamento multidimensional (MDS) entre as nove comunidades de fungos coprófilos estudadas em Pernambuco, com relação à composição específica

Embora a análise de escalonamento multidimensional apresente claramente a distância e proximidade (dissimilaridade e similaridade) entre uma série de dados e outra, essas diferenças são significativas? Para elucidar este questionamento, foi utilizada técnica multivariada Análise de Similaridade (ANOSIM), sobre resultados de teste de similaridade de Bray-Curtis em matriz de dados absolutos. Removendo as espécies com apenas uma ocorrência para reduzir o erro estatístico, comparando a composição específica das comunidades por meio de análise de similaridade bifatorial sem replicações, foram obtidas as diferenças entre substratos (entre todos os grupos de cidades) representadas por $R = 0.167$ (999 permutações aleatórias, nível de significância da amostra = 35.5%), e diferenças entre as cidades (entre todos os grupos de substratos) representadas por $R = 0.667$ (999 permutações aleatórias, nível de significância da amostra = 18.5%). Embora todas as comunidades apresentem grande similaridade, a diferença estatística entre elas mostrou-se significativa, sendo as comparações entre substratos mais similares do que entre os locais de coleta. Comparando a composição específica das comunidades através de análise de similaridade bifatorial agrupada (*nested*) dos "substratos" dentro das "cidades", foi obtido valor global da estatística ρ (R) = 0.053 (280 permutações, $p = 0.01$). Portanto, comparando as comunidades entre os locais onde

coletas foram realizadas, a composição específica (considerando sua abundância e não somente a presença ou ausência de táxons) nos substratos apresenta diferenças significativas. Em sentido oposto, comparando a composição específica das comunidades por meio de análise de similaridade bifatorial agrupada (*nested*) de "locais" dentro dos "substratos", obteve-se valor global da estatística $R = -0.004$, não significativo; ou seja, a comparação entre a composição de fungos coprófilos no mesmo substrato não apresenta diferença global significativa entre os locais de coleta estudados.

Existe uma tendência no estudo dos fungos coprófilos em realizar comparações entre micobiotas de diferentes animais a fim de estabelecer uma diferença significativa entre micobiotas coprófilas de ruminantes e de monogástricos (Richardson, 2001b). Considerando as comunidades dos três tipos de substratos (Figuras 9, 11 e 13), ou seja, descartando a variação entre locais de coleta, observa-se que, ainda que bovinos e caprinos possuam aparelhos digestórios ruminantes, enquanto equinos apresentem câmara gástrica única, este caráter isolado não é fundamental gerador de variabilidade para a composição específica da micobiota coprófila estudada (Figura 18).

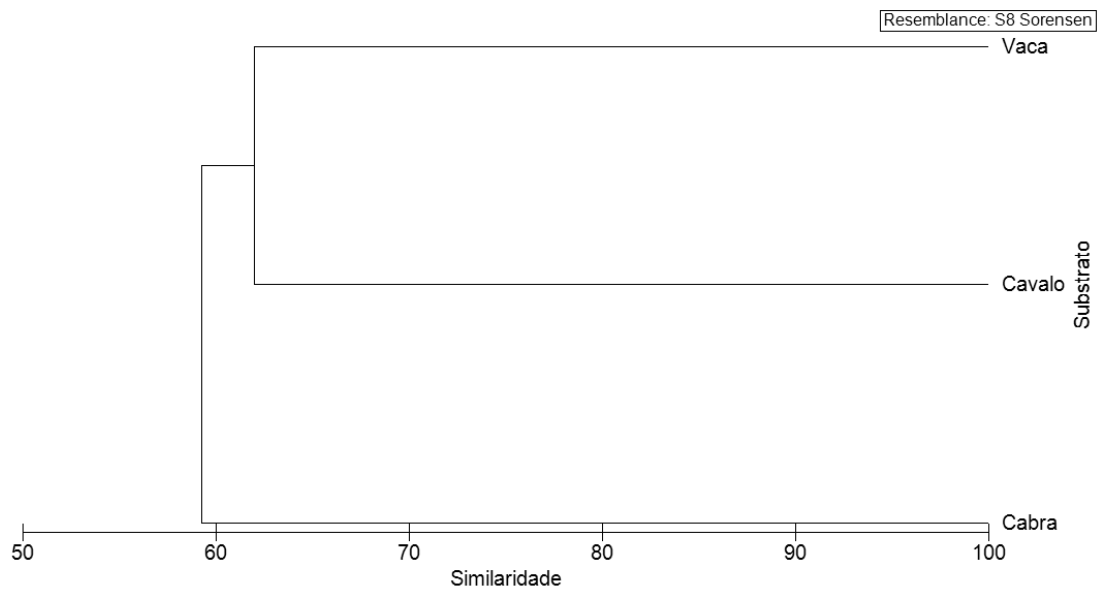


Figura 18. Similaridade entre a composição específica das comunidades de fungos coprófilos em diferentes substratos em Pernambuco

O que as diferenças observadas na estrutura das comunidades no mesmo tipo de excremento em diferentes áreas/coletas representam? Diversos fatores podem influenciar a composição específica, tanto na riqueza quanto no padrão de abundância, assim como o desenvolvimento e flutuações dinâmicas de parâmetros nas comunidades estudadas (Begon *et al.*, 1996). Esses fatores muitas vezes estão associados em maior ou menor escala com a área onde os excrementos são depositados. O conhecimento da biologia dos componentes das comunidades pode, até certo ponto, ser utilizado como indicador de sucesso ecológico/evolutivo associado a determinados aspectos da área. Por exemplo, a diversidade vegetal, utilização antrópica da área, grau de confinamento dos animais, dentre outros. Todavia, como observado por meio das análises de similaridade e testes de hipótese empregados, a contribuição do tipo de substrato para a variabilidade na estrutura específica das comunidades foi consideravelmente maior do que a variabilidade gerada pela área de coleta. Logo, observa-se que os resultados não seriam similares se somente um tipo de substrato fosse coletado e estudado. Faz-se necessário, portanto, acessar a comunidade de diferentes substratos para o levantamento da diversidade e padrões ecológicos da microbiota coprófila.

Percebe-se que excrementos de bovinos, equinos e finalmente caprinos formam um *continuum* de favorecimento de diferentes estratégias nutricionais e evolutivas nas comunidades de fungos coprófilos de Pernambuco (Figura 19). A variação gradual observada em diversos fatores terminou por gerar uma resposta, igualmente gradual e contínua, na composição específica das comunidades estudadas. Fatores tais como a área disponível para a visita de insetos, área exposta aos esporos dispersos pelas correntes de ar ou a superfície em contato direto com o solo torna a comunidade mais diversa, e com a riqueza maior, é inerente que a abundância relativa irá mostrar padrões diferenciados, contribuindo para um número total de ocorrências menor. Excrementos bovinos, no começo do gradiente, apresentam pouca sibilização (usualmente defecam uma única pilha) e grande volume, o que resulta em um favorecimento de ocupação por espécies cujos propágulos são especialmente adaptados a ocuparem seu substratos antes mesmo da defecação, ou seja, na formação do bolo fecal ainda no trato digestivo do herbívoro. Fungos tais como ascomicetos (sobretudo ascoboláceos e lasiosferiáceos), basidiomicetos (coprinóides) e mucoromicetos piloboláceos são frequentes, altamente competitivos nestes substratos. Excrementos equinos constituem uma interface entre os dois extremos. Excrementos de caprinos, por sua vez, apresentam grande quantidade de sibilas isoladas, em alto grau de dispersão pelo solo e vegetação, com formação de pilhas pequenas, alta superfície de contato com o solo, ar e insetos, o que favorece uma ocupação mista, com alta ocorrência de hifomicetos e mucoromicetos de rápido crescimento, pouco especializados mas altamente oportunistas, maior riqueza específica e menor número de ocorrências

total, assim como estratégias ecoevolutivas mais ruderais. A influência do tipo de substrato nos padrões sucessionais dos fungos coprófilos é discutida no item 4.5 e no estabelecimento de padrões de ocorrência no item 4.6. Essa influência, embora pouco discutida de um ponto de vista de ecologia de comunidades, foi amplamente registrado na literatura. Richardson (2001b) observou diferenças significativas com relação à micobiota de seis tipos de excrementos, em amostragem realizada em diferentes países. O mesmo foi hipotetizado e testado por Caretta *et al.* (1998), que encontrou diferenças entre a estrutura das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de antílopes, búfalos, zebras e hipopótamos no Quênia. Melo *et al.* (2012) atribuiu a dieta dos herbívoros como o principal fator gerador de variabilidade, constatando que, em animais em confinamento, muito da micobiota coprófila é condicionado pela alimentação. Em animais não confinados, Ebersohn & Eicker (1991) na África do Sul, obtiveram resultados similares, apresentando os hábitos alimentares de diferentes animais como os geradores de variabilidade entre as respectivas micobiotas coprófilas.

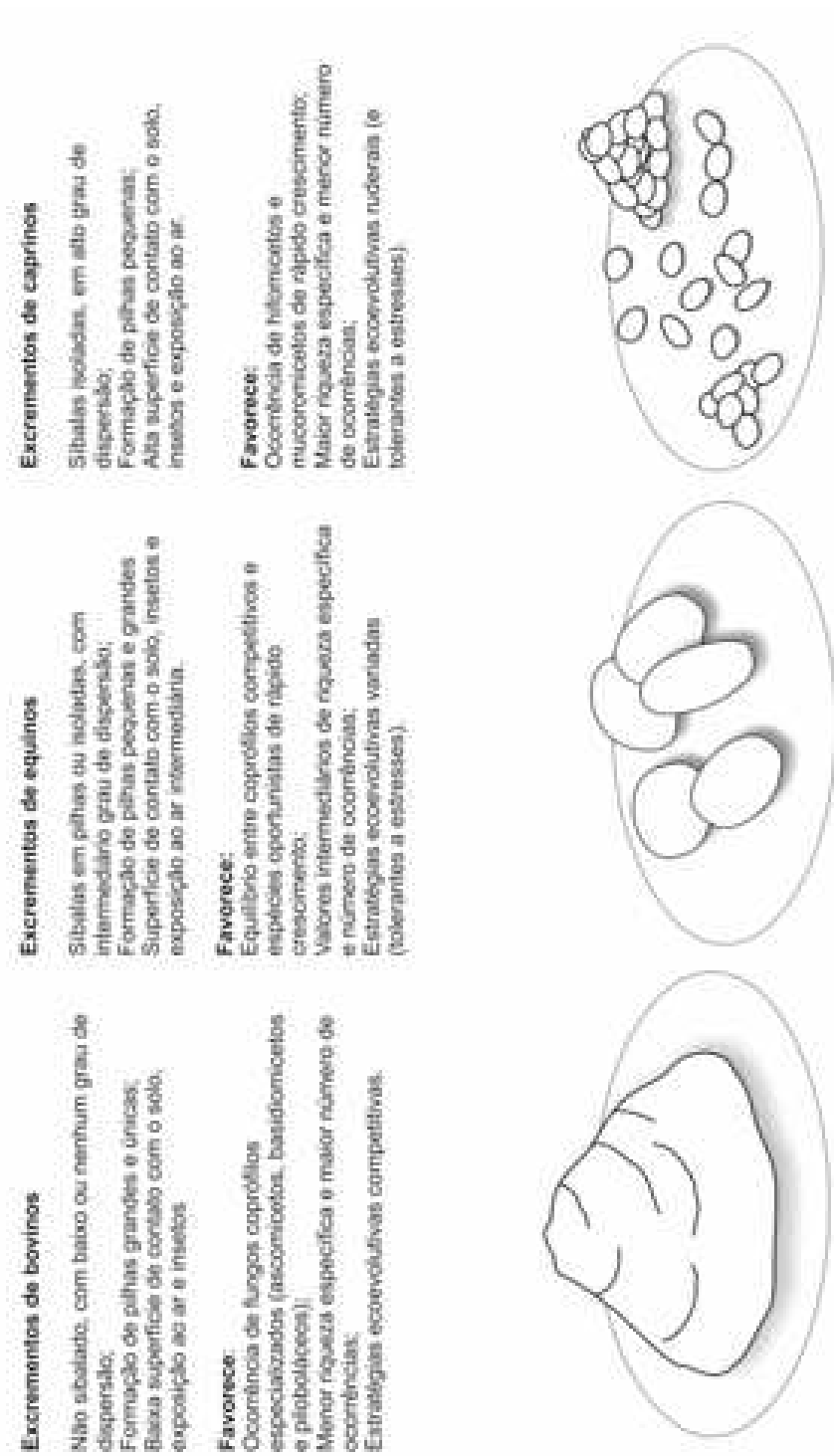


Figura 19. Representação esquemática do *continuum* observado entre os excrementos dos herbívoros estudados em Pemambuco e as estratégias favorecidas

4.1.3.2. INFLUÊNCIA DA ÁREA DE COLETA NA ESTRUTURA E DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Para investigar a hipótese de que a estrutura e/ou a dinâmica das comunidades de fungos coprófilos de Pernambuco poderiam apresentar uma resposta positiva à variação de um gradiente de tipos vegetacionais, desde áreas de Mata Atlântica, na Zona da Mata, até as regiões semi-áridas no domínio da Caatinga, coletas em três cidades, localizadas em três mesoregiões, foram realizadas em dois anos de amostragem. Comunidades microbianas em excrementos podem estar intimamente associadas às opções alimentícias dos animais, que constituem importante fator influenciando a riqueza específica e abundância de fungos, e algumas espécies são mais associadas com o hábitat e opção de alimentação do animal, ou seja, com o tipo vegetal de sua área de vida, do que com o tipo específico de excremento ou de animal (Kruys & Ericson, 2008). Melo *et al.* (2012) concluiu que a dieta dos animais confinados foi o fator que gerou a variabilidade que melhor explicava a composição específica da microbiota de seis animais em confinamento em recintos de um parque zoológico no Recife. A Tabela 18 apresenta as espécies identificadas em cada uma das três cidades, com seus respectivos valores de ocorrências.

Nas coletas realizadas em Recife, foi observado o maior número de espécies (99) e o menor número de ocorrências (401). Excrementos de equinos e caprinos apresentaram maior riqueza específica em Recife do que excrementos bovinos. *Saccobolus citrinus* (6,9%) e *Ascobolus immersus* (4,9%) foram as espécies dominantes, com ocorrências somadas correspondendo a cerca 10% de todo o material identificado na localidade. *Pilobolus kleinii* (4,99%) e *P. oedipus* (4,24%) apresentaram alto valor de ocorrências e grande frequência nas amostras, sendo esta espécie registrada com frequência em excrementos equinos. No Recife, sobretudo após períodos de chuvas, foi possível encontrar basidiomas crescendo sobre os substratos em campo, além dos demais formados em incubação. *Coprinus patouillardi* (3,49%) e *Coprinellus marculentus* (2,49%) foram registrados ao longo de todo o período de amostragem. *Panaeolus antillarum* foi registrado tanto *in situ* como em incubação.

Tabela 18. Ocorrências de espécies de fungos coprófilos em excrementos de caprinos, equinos e bovinos em Cauaru, Recife e Serra Talhada, Pernambuco

Espécies	Cauaru	Recife	Serra Talhada	TOTAL
<i>Acremonium bacillisporum</i>	1	0	1	2
<i>Agaricus</i> sp.	0	1	0	1
<i>Arnium hirtum</i>	0	1	1	2
<i>Ascobolus americanus</i>	1	2	32	35
<i>Ascobolus crenulatus</i>	0	1	0	1
<i>Ascobolus elegans</i>	0	0	5	5
<i>Ascobolus immersus</i>	29	20	37	86
<i>Ascobolus scatigenus</i>	0	2	1	3
<i>Ascodesmis porcina</i>	0	2	1	3
<i>Ascodesmis sphaerospora</i>	1	0	2	3
<i>Aspergillus flavus</i>	4	1	4	9
<i>Aspergillus fumigatus</i>	0	0	1	1
<i>Aspergillus japonicus</i>	1	3	0	4
<i>Aspergillus niger</i>	1	0	1	2
<i>Aspergillus niveus</i>	0	2	2	4
<i>Aspergillus parasiticus</i>	0	1	0	1
<i>Aspergillus terreus</i>	7	12	4	23
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0	1	0	1
<i>Cephalophora tropica</i>	1	0	0	1
<i>Cephalotrichum purpuræofuscus</i>	1	0	0	1
<i>Cercophora anisura</i>	0	1	0	1
<i>Cercophora mirabilis</i>	18	9	9	36
<i>Cercophora sordarioides</i>	3	1	3	7
<i>Chaetomium bostrychodes</i>	0	1	1	2
<i>Chaetomium brasiliense</i>	0	0	5	5
<i>Chaetomium citrinum</i>	2	1	0	3
<i>Chaetomium cochliodes</i>	0	0	2	2
<i>Chaetomium convolutum</i>	0	0	4	4
<i>Chaetomium globosum</i>	1	3	0	4
<i>Chaetomium spirale</i>	4	1	2	7
<i>Circinella muscae</i>	0	1	0	1
<i>Cladosporium oxalycum</i>	0	1	0	1
<i>Cladosporium dadospoioides</i>	0	0	2	2
Sordariales gen. nov.	5	8	3	16
<i>Coniochaeta leucoplaca</i>	0	0	1	1
<i>Coniochaeta philocoproides</i>	1	0	0	1
<i>Coniochaetidium</i> sp.nov.	0	0	2	2
<i>Conocybe siliginea</i>	0	1	0	1
<i>Coprinellus angulatus</i>	0	2	1	3
<i>Coprinellus marculentus</i>	9	10	5	24
<i>Coprinopsis cinerea</i>	0	1	0	1
<i>Coprinopsis cothurnata</i>	1	0	2	3
<i>Coprinopsis pseudoradiata</i>	3	0	3	6
<i>Coprinopsis stercorea</i>	11	3	5	19
<i>Coprinopsis vermiculifer</i>	8	1	1	10
<i>Coprinus foetidellus</i>	0	2	1	3
<i>Coprinus patouillardii</i>	14	14	11	39
<i>Coprotus aurora</i>	0	1	0	1

Tabela 18. Continuação

<i>Coprotus disculus</i>	1	0	2	3
<i>Coprotus lacteus</i>	1	0	1	2
<i>Coprotus leucopocillum</i>	2	0	3	5
<i>Coprotus luteus</i>	0	1	0	1
<i>Coprotus ochraceus</i>	1	0	2	3
<i>Cunninghamella elegans</i>	0	1	0	1
<i>Delitschia chaetomioides</i>	0	1	0	1
<i>Delitschia vulgaris</i>	0	1	0	1
<i>Faurelina fimigena</i>	0	0	2	2
<i>Faurelina hispanica</i>	0	0	1	1
<i>Fusarium oxysporum</i>	1	0	2	3
<i>Fusarium solani</i>	3	2	5	10
<i>Gilbertella persicaria</i>	2	0	0	2
<i>Graphium penicillioides</i>	8	8	10	26
<i>Graphium putredinis</i>	3	1	2	6
<i>Iodophanus cameus</i>	12	1	2	15
<i>Kernia nitida</i>	5	1	21	27
<i>Lecythophora lignicola</i>	0	0	2	2
<i>Leuconeurospora pulcherrima</i>	0	2	0	2
<i>Lichteimia corymbifera</i>	2	1	3	6
<i>Lichteimia hyalospora</i>	0	1	0	1
<i>Lichteimia ramosa</i>	1	3	4	8
<i>Lophotrichus bratleii</i>	16	6	8	30
<i>Melanospora damnosa</i>	1	0	0	1
<i>Melanospora zamiae</i>	0	1	0	1
<i>Monascus ruber</i>	0	1	0	1
<i>Mucor circinelloides</i>	15	5	6	26
<i>Mucor luteus</i>	0	3	0	3
<i>Mucor ramosissimus</i>	1	0	1	2
<i>Myceliophthora sepedonium</i>	0	1	1	2
<i>Mycoara chis inversa</i>	1	0	2	3
<i>Paecilomyces variotii</i>	1	2	0	3
<i>Panaeolus antillarum</i>	4	9	0	13
<i>Penicillium chrysogenum</i>	2	0	0	2
<i>Penicillium citrinum</i>	0	0	1	1
<i>Penicillium corylophilum</i>	2	2	1	5
<i>Penicillium janczewskii</i>	0	1	0	1
<i>Penicillium oxalicum</i>	3	0	0	3
<i>Penicillium raistrickii</i>	2	0	0	2
<i>Penicillium waksmanii</i>	1	0	0	1
<i>Phaeostilbella atra</i>	0	0	1	1
<i>Pilobolus crystallinus</i>	15	4	6	25
<i>Pilobolus hyalosporus</i>	1	4	1	6
<i>Pilobolus kleinii</i>	38	20	31	89
<i>Pilobolus lentiger</i>	1	1	0	2
<i>Pilobolus oedipus</i>	14	17	8	39
<i>Podospora appendiculata</i>	0	7	0	7
<i>Podospora australis</i>	2	0	0	2
<i>Podospora communis</i>	13	19	11	43
<i>Podospora curvicolla</i>	0	1	0	1
<i>Podospora decipiens</i>	0	1	1	2
<i>Podospora fimiseda</i>	1	5	0	6

Tabela 18. Continuação

<i>Podospora inflatula</i>	0	6	0	6
<i>Podospora longicaudata</i>	3	2	0	5
<i>Podospora ostlingospora</i>	0	1	2	3
<i>Podospora pauciseta</i>	22	13	27	62
<i>Podospora pleiospora</i>	1	3	0	4
<i>Podospora prethopodalis</i>	3	9	14	26
<i>Pseudallescheria boydii</i>	6	2	3	11
<i>Rhizopus arrhizus</i>	0	2	0	2
<i>Saccobolus beckii</i>	2	7	3	12
<i>Saccobolus citrinus</i>	42	28	37	107
<i>Saccobolus depauperatus</i>	3	0	3	6
<i>Saccobolus glaber</i>	6	8	4	18
<i>Saccobolus infestans</i>	0	1	0	1
<i>Saccobolus minimus</i>	2	2	1	5
<i>Saccobolus saccoboloides</i>	0	2	0	2
<i>Saccobolus truncatus</i>	1	5	2	8
<i>Schizothecium conicum</i>	0	1	1	2
<i>Selinia africana</i>	0	1	0	1
<i>Selinia pulchra</i>	12	3	0	15
<i>Sordaria fimicola</i>	10	12	8	30
<i>Sordaria lappae</i>	0	2	0	2
<i>Sphaeronamella fimicola</i>	2	0	0	2
<i>Sporormiella australis</i>	1	3	0	4
<i>Sporormiella isomera</i>	0	0	2	2
<i>Sporormiella minima</i>	17	17	11	45
<i>Sporormiella pentamera</i>	0	1	0	1
<i>Sporormiella sp.nov.</i>	0	1	0	1
<i>Sporormiella herculea</i>	0	1	1	2
<i>Syncephalastrum racemosum</i>	3	3	2	8
<i>Syncephalis obliqua</i>	3	6	0	9
<i>Thamnostylum piriforme</i>	4	1	0	5
<i>Thelebolus microsporus</i>	4	0	1	5
<i>Thielavia terrestris</i>	6	4	0	10
<i>Trichoderma aureoviride</i>	0	2	1	3
<i>Trichoderma harzianum</i>	1	2	4	7
<i>Trichoderma ovalisporum</i>	1	0	0	1
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>	1	0	0	1
<i>Trichurus cylindricus</i>	1	0	0	1
<i>Tripterosporella pakistani</i>	0	1	0	1
<i>Zopfella erostrata</i>	1	0	2	3
<i>Zopfella longicaudata</i>	0	1	0	1
<i>Zopfella sp.nov.</i>	1	0	0	1
<i>Zygopleurage zygospora</i>	7	3	8	18
TOTAL	469	401	434	1304

Espécies capazes de crescer em solos contaminados com excrementos, tais como *Bolbitius demangei*, não foram obtidas em incubação. Dentre as espécies de *Aspergillus* que formaram conidióforos sobre excrementos em incubação, *A. terreus* foi a mais frequente em Recife (12 de 23 ocorrências), sendo *A. flavus* pouco comum, em detrimento das outras áreas. *Chaetomium globosum*, *Coprinellus marculentus* e *Mucor luteus* também mostraram-se mais presentes nesta cidade. *Leuconospora pulcherrima*, *Melanospora zamiae*, *Monascus ruber*, *Penicillium janczewskii*, *Podospora curvicolla*, *P. inflatula*, *Saccobolus infestans*, *Selinia africana*, *Sordaria lappae*, *Sporormiella pentamera*, *S. sp.nov.*, *Tripterosporella pakistanii* e *Zopfiella longicaudata* são espécies raras em Pernambuco, registradas exclusivamente em Recife. Neste local, a micobiota coprófila apresentou diferenças significativas entre diferentes amostragens com relação ao número de ocorrências ($\chi^2 = 10,05$, $p = 0,3459$) e riqueza específica média ($\chi^2 = 7,5$, $p = 0,5852$).

A micobiota coprófila registrada em Caruaru apresentou maior número de ocorrências (469). Assim como em Recife, *Saccobolus citrinus* foi a espécie dominante (8,95%). Das 15 ocorrências do ascomiceto formador de estromas *Selinia pulchra*, 13 foram registradas nesta localidade. *Cephalophora tropica*, *Cephalotrichum purpureofuscus*, *Coniochaeta philocoproides*, *Melanospora damnosa*, *Penicillium oxalicum*, *P. raistrickii*, *P. waksmanii*, *Trichoderma ovalisporum*, *T. pseudokoningii*, *Trichurus cylindricus*, *Zopfiella sp.nov.*, *Gilbertella persicaria* e *Podospora australis* foram registradas somente em Caruaru. Mantendo o critério para avaliar se os resultados obtidos com relação à abundância de fungos em diferentes coletas nesta cidade foi puramente estocástico ou teve algum determinismo, Caruaru apresentou valores de dispersões menores em relação às proporções esperadas iguais, mas ainda sim significativos ($\chi^2 = 6,84$, $p = 0,6528$). A riqueza média não mostrou variação significativa, apontando para uma comunidade qualitativamente mais homogênea em relação à sua composição específica ($\chi^2 = 2,56$, $p = 0,9792$).

Durante o período de coletas, Serra Talhada, assim como outras cidades do Sertão Pernambucano, sofreu um severo período de estiagem. Somados, os registros de fungos coprófilos no local representam 83 espécies em 434 ocorrências. Membros de Ascobolaceae foram bem representados em excrementos de herbívoros em Serra Talhada. *Ascobolus immersus* e *Saccobolus citrinus* (ambos com 37 ocorrências, 8,52%) foram as espécies mais abundantes, seguidas por *Ascobolus americanus* (32; 7,37%). *Kernia nitida* (21; 4,83%) e *Podospora prethopodalis* (14; 3,22%) também foram bem representadas nesta área. *Ascobolus elegans*, *Aspergillus fumigatus*, *Chaetomium brasiliense*, *C. cochliodes*, *C. convolutum*, *Cladosporium cladosporioides*, *Coniochaeta leucoplaca*, *Coniochaetidium sp.nov.*, *Faurelina fimigena*, *F. hispanica*, *Lecythophora lignicola*, *Penicillium citrinum*, *Phaeostilbella atra* e *Sporormiella isomera* foram registradas exclusivamente

em Serra Talhada no presente trabalho. Houve diferença significativa entre as coletas realizadas nesta cidade ($\chi^2 = 58,39$, $p < 0,0001$). O resultado do teste de hipótese para avaliar o quanto da distribuição da riqueza média entre diferentes coletas se afastava de proporções esperadas iguais obteve alta significância ($\chi^2 = 12,95$, $p = 0,1646$).

Como observado na Figura 20, a distribuição mostrou-se homogênea em todas as áreas. Ainda que estejam sendo comparadas diferenças macroambientais, entre áreas, na estrutura e dinâmica das comunidades fúngicas aqui estudadas, os substratos constituem unidades bem delimitadas, funcionando como "ilhas" descontínuas num gradiente de condições e recursos, ou seja, com limites

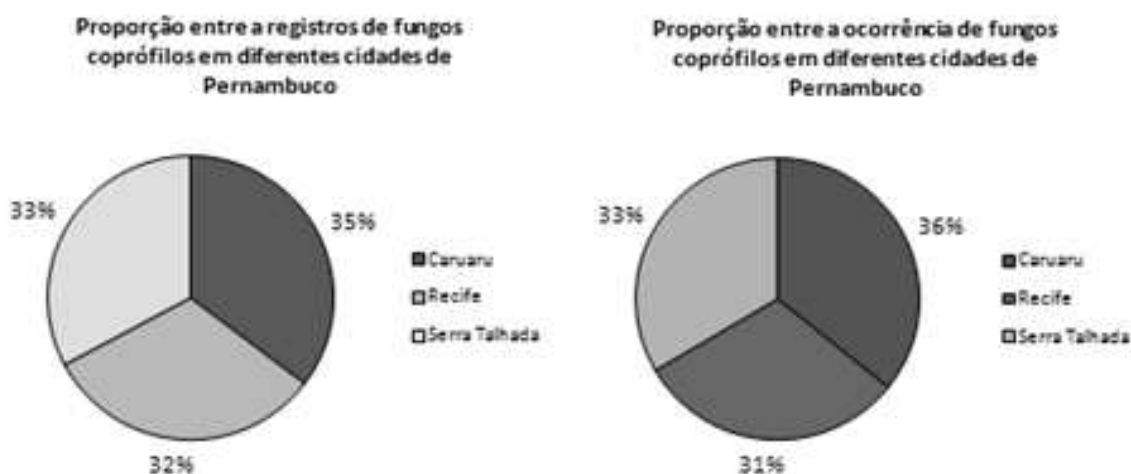


Figura 20. Proporção entre o número de registros e de ocorrências de fungos coprófilos nos diferentes locais de coleta em Pernambuco

abruptos (MacArthur & Wilson, 1967). Se nestas áreas fossem realizadas coletas de solo, por exemplo, para conhecer os componentes dessas comunidades, esperar-se-ia que (1) entre os pontos de amostragem, além das variáveis macroclimáticas, os intervalos de condições e recursos fossem similares, ou seja, entre um *plot* de amostragem e outro, existiriam pontes de características similares. Neste exemplo, o próprio solo une um ponto ao outro, e (2) o desenvolvimento das comunidades de solo já estaria avançado o suficiente para que a variação observada fosse explicada por variáveis inerentes à área, como as macroclimáticas, por exemplo. Como excrementos são extremamente efêmeros na natureza, o desenvolvimento das comunidade começa e recomeça a cada defecação, sendo pouco provável observar diferenças significativas quando comparadas variações que resultariam de uma amostragem de longa escala. A ecologia de "ilhas efêmeras" difere marcadamente da observada em substratos perenes e com avançado grau de desenvolvimento, de tal

modo que, mesmo visitando e realizando amostragens em diferentes cidades ou estados, seria esperado número de espécies, ocorrências e registros similares entre elas.

Foi realizada análise qualitativa da similaridade entre as áreas estudadas, com base na presença ou ausência das espécies identificadas (Figura 21). Como poderia ser previamente hipotetizado, as micobiotas das cidades do semi-árido pernambucano foram mais similares entre si do que a localidade na Zona da Mata. A grande riqueza específica obtida em excrementos caprinos, bovinos e equinos em Recife pode ter contribuído para este resultado.

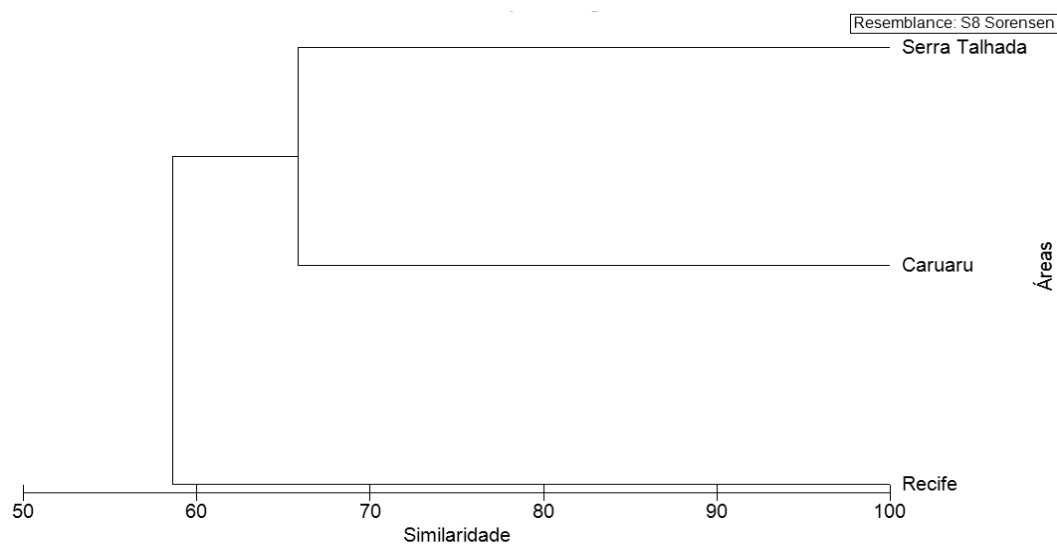


Figura 21. Similaridade entre a composição específica das comunidades de fungos coprófilos em diferentes áreas de Pernambuco

4.1.3.3. INFLUÊNCIA DA SAZONALIDADE NA DINÂMICA DAS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Os valores de riqueza e do número de ocorrências em cada amostragem bimensal nas nove comunidades estudadas no estado (Tabela 19) evidenciam que o bimestre setembro/outubro de 2011 foi o que apresentou a coleta com o maior número de espécies registrado, em excrementos de bovinos em Serra Talhada, no Sertão Pernambucano. Excrementos equinos mostraram altos valores de riqueza específica em coletas isoladas, atingindo 21 espécies em março/abril e 22 espécies em maio/junho em Recife em 2012. O maior valor de riqueza registrado em uma única coleta para excrementos caprinos foi 16, em Caruaru e em Serra Talhada. Quando consideram-se alterações

sazonais na estrutura de uma comunidade, ou seja, parte fundamental de sua dinâmica, alterações nas condições e na disponibilidade de recursos a nível de macro ou microbioma são levadas em consideração. Ao longo do período de estudos, a quantidade de fatores que pode gerar tais variações imprevisíveis na estrutura das comunidades é incomensurável, e muitas vezes seus efeitos, observáveis através de variação resposta em uma série de dados específica tal como a riqueza de espécies e/ou abundância de indivíduos, podem ser parcialmente explicados analisando-se fontes de variação isoladas.

Tabela 19. Riqueza específica bimestral de fungos coprófilos em diferentes localidades em Pernambuco (Cb= excrementos de cabra; Cv= excrementos de cavalo; Vc= excrementos de vaca)

Bimestre	Caruaru			Recife			Serra Talhada		
	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc
09-10/2011	13	15	15	13	14	18	14	8	25
11-12/2011	16	6	14	9	10	7	12	10	5
01-02/2012	12	9	4	7	13	4	16	4	7
03-04/2012	11	13	11	8	21	12	12	11	7
05-06/2012	10	13	9	6	22	9	8	7	15
07-08/2012	11	14	11	11	14	12	14	8	12
09-10/2012	12	8	5	8	11	9	11	6	15
11-12/2012	8	9	4	8	20	8	7	6	4
01-02/2013	7	3	4	13	16	8	6	9	9
03-04/2013	4	8	7	14	16	11	11	11	8

A ocorrência bimensal das espécies identificadas, em seus respectivos substratos e localidades (Tabela 20) apresenta que, assim como quando analisado o número de espécies, a coleta com maior número de ocorrências foi a de excrementos bovinos em Serra Talhada, no bimestre setembro/outubro de 2011. Este também foi o período com o maior número de ocorrências registradas no total (170).

Tabela 20. Ocorrências bimestrais de fungos coprófilos em diferentes localidades em Pernambuco

Bimestre	Caruaru			Recife			Serra Talhada			Ocorrências totais
	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	Cb	Cv	Vc	
09-10/2011	15	19	20	15	11	27	17	11	35	170
11-12/2011	21	7	18	15	9	11	16	13	9	119
01-02/2012	16	13	7	10	11	4	20	7	12	100
03-04/2012	15	16	14	17	14	18	23	13	11	141
05-06/2012	20	23	17	11	11	11	18	10	23	144
07-08/2012	15	16	17	15	9	20	22	12	18	144
09-10/2012	17	10	10	11	7	14	18	10	20	117
11-12/2012	16	12	5	15	11	15	8	11	10	103
01-02/2013	10	3	9	19	11	10	7	14	10	93
03-04/2013	8	11	14	19	12	14	16	13	11	118

O tipo de substrato exerce influência no comportamento das flutuações sazonais observadas na riqueza e abundância de espécies de fungos coprófilos em Pernambuco? Os dados de riqueza e ocorrências obtidos nos substratos estudados ao longo do período de amostragem foram plotados, a fim de permitir melhor visualização para elucidação de padrões, tanto para a flutuação de valores absolutos (Figuras 22 e 23) como cumulativos (Figura 24).

Tanto para a diversidade quanto para a abundância absoluta, dois períodos de declínio ao longo dos 20 meses de amostragem podem ser observados, correspondentes aproximadamente a novembro e fevereiro. A leitura dos valores médios (linha em vermelho em todos os gráficos) mostra esta flutuação, descartando variações inerentes a cada tipo de substrato. No último ano de amostragem, é possível perceber que excrementos bovinos e caprinos apresentaram diminuição na riqueza específica quando consideradas as três áreas de estudo simultaneamente, o que não aconteceu com excrementos equinos, tornando a média aritmética mensurada relativamente estável. Já com relação às ocorrências, houve comportamento discrepante entre a microbiota coprófila de caprino e equinos em Pernambuco nos meses de março a agosto de 2012, quando houve redução

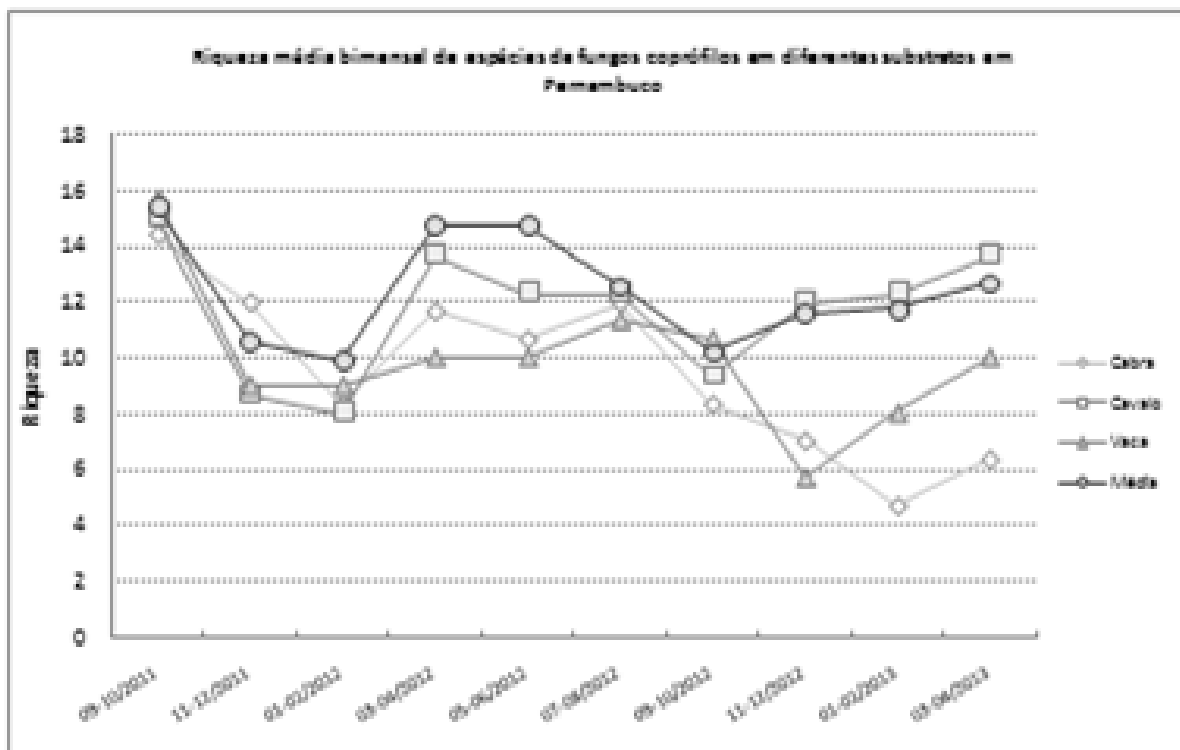


Figura 22. Riqueza específica média das espécies por substrato nos bimestres de coleta

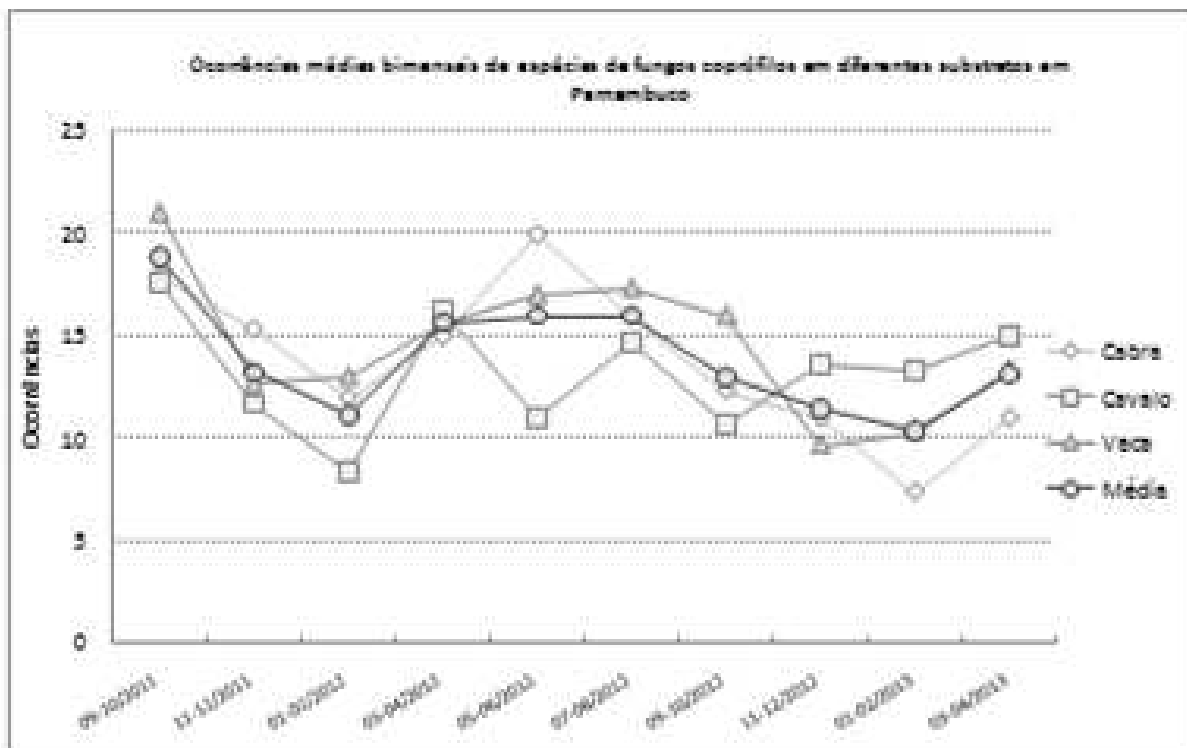


Figura 23. Médias de ocorrências das espécies por substrato nos bimestres de coleta

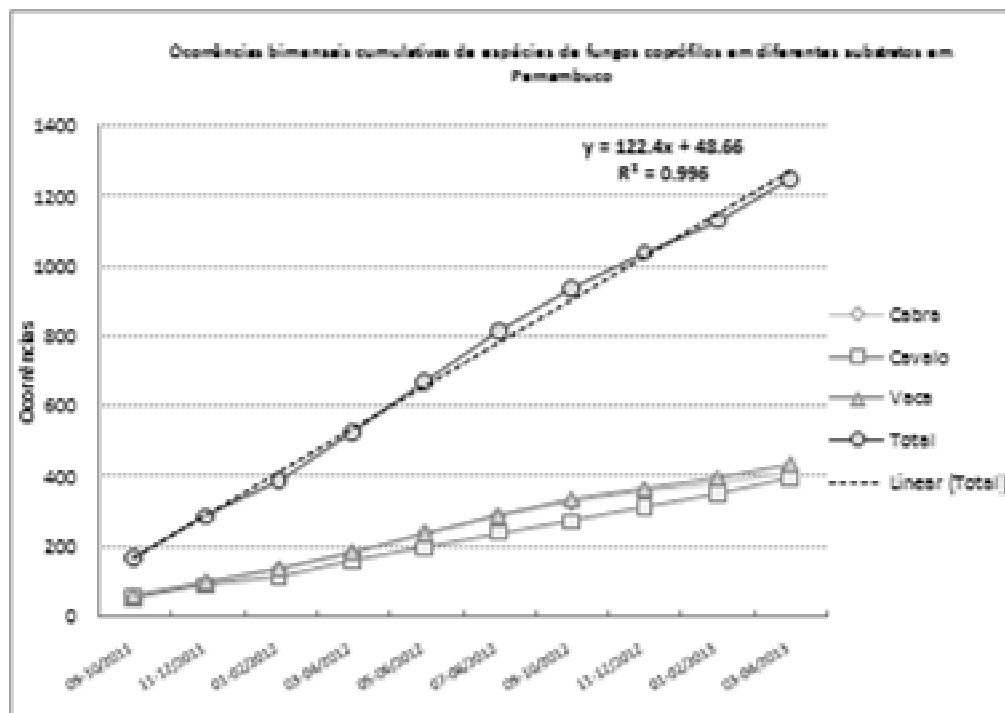


Figura 24. Ocorrências cumulativas das espécies, total por substrato, nos bimestres de coleta

na riqueza em excrementos de equinos e aumento em excrementos de caprinos. A hipótese para elucidação deste padrão é discutida posteriormente, pois trata-se de uma resposta condicional. A equação linear da inclinação da reta gerada por meio dos dados de ocorrências bimensais totais cumulativos mostra a homogeneidade na adição de ocorrências com as coletas ($R^2 = 0.996$), corroborando a hipótese da estabilidade e homogeneidade de substratos efêmeros ao longo do tempo (item 4.2.4) e que as comunidades de fungos coprófilos de Pernambuco seguem este padrão.

Nos locais de amostragem, os dados bimensais de riqueza e de ocorrências também apresentaram flutuação (Figuras 25 e 26).

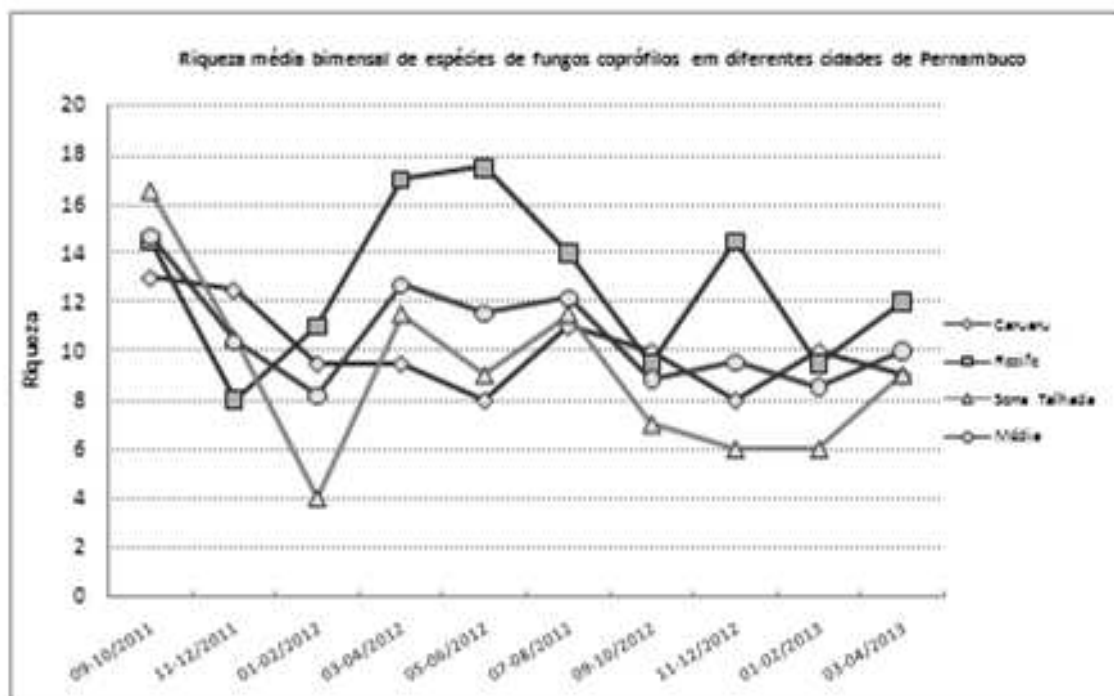


Figura 25. Riqueza específica média das espécies por área nos bimestres de coletas

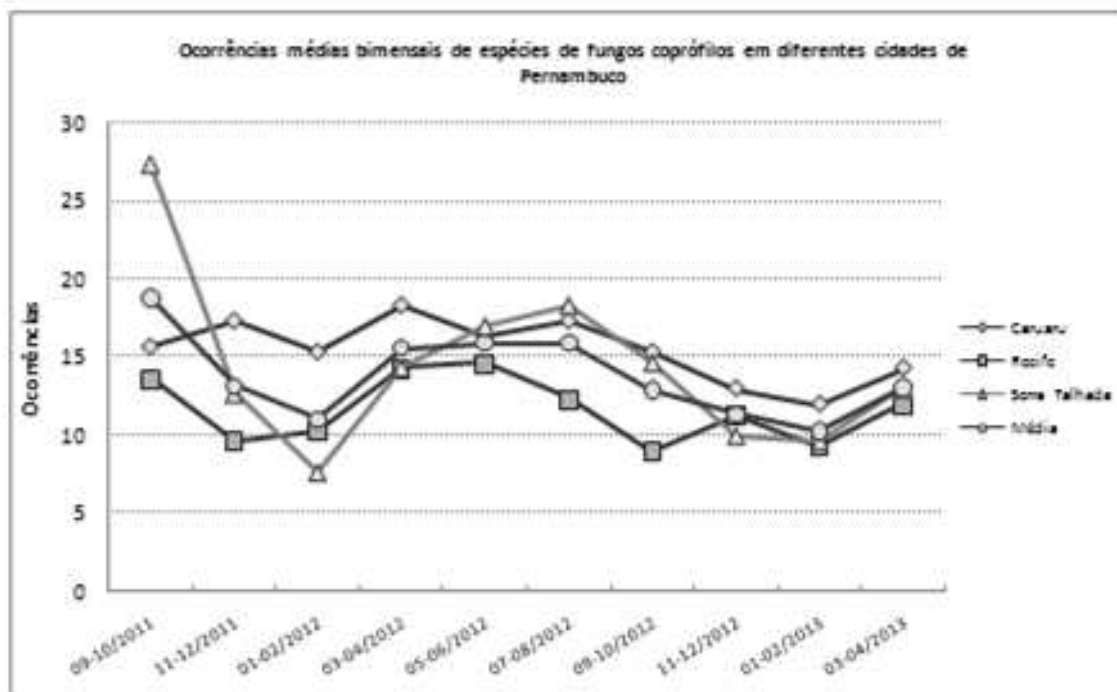


Figura 26. Médias de ocorrências das espécies por área nos bimestres de coletas

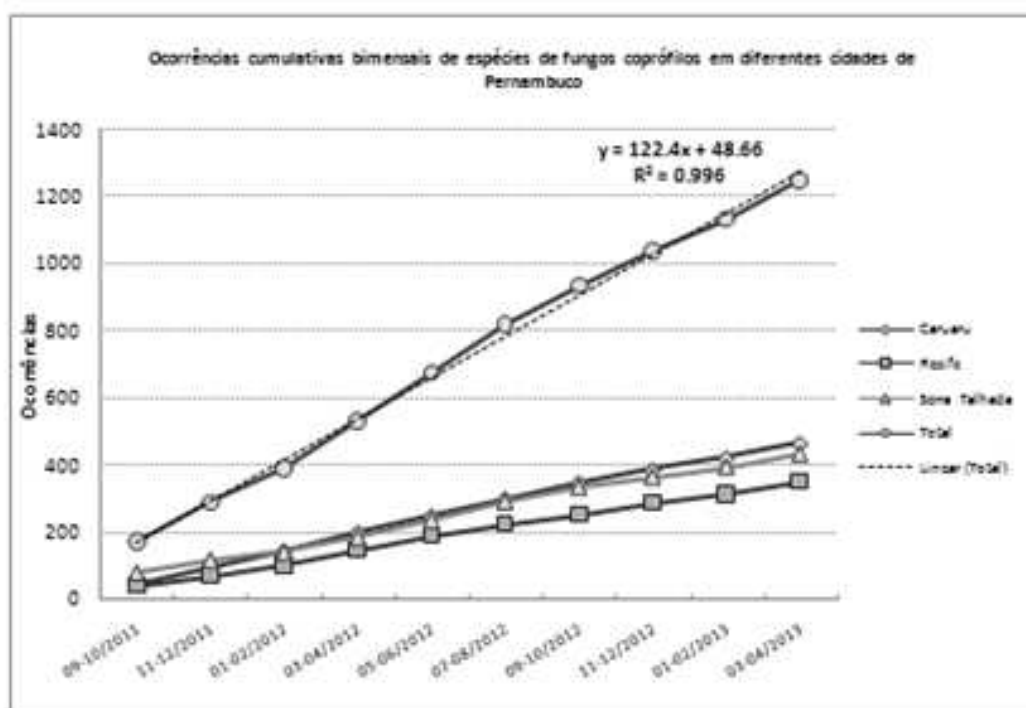


Figura 27. Ocorrências cumulativas das espécies, total e por área, nos bimestres de coleta

A flutuação dos valores de riqueza em diferentes áreas apresenta padrão similar ao observado para diferentes substratos, com aumento começando em fevereiro de 2012, culminando em abril e decréscimo após agosto, com novo aumento próximo ao fim do mesmo ano. Os valores médios de riqueza específica apresentaram relativa oscilação devido ao comportamento discrepante dos dados nas diferentes locais de coleta. Em Caruaru, os valores de riqueza foram mais estáveis, enquanto Recife apresentou grandes oscilações, sobretudo devido aos fungos coprófilos de equinos nesta cidade, diversos e discrepantes com relação às demais comunidades. Com relação às ocorrências médias nas três cidades, as oscilações sazonais mostraram-se regulares. As adições às ocorrências apresentaram incremento homogêneo (Figura 27). Coletas em Recife propiciaram menor número de ocorrências, com menor inclinação em incremento. Poucos estudos concentrados em fungos coprófilos obtiveram amostragem o suficiente para elucidar padrões sazonais específicos. Bell (1974) observou que alguns táxons apresentavam ocorrência marcadamente sazonal, tal como *Ascozonus woolhopensis*, em excrementos de gambá, na Nova Zelândia. O mesmo não foi observado no material estudado em Pernambuco. Analisando materiais coletados em diferentes países, onde o clima é temperado, Richardson (2001b) observou maior riqueza usualmente no

inverno em detrimento do verão, embora a maioria das espécies pareça não mostrar preferências sazonais.

Diversas condições ambientais são importantes para os fungos, tais como: luminosidade, pH, salinidade, temperatura, dentre outros, mas um dos fatores abióticos de maior importância para os fungos coprófilos é a disponibilidade de água, proveniente das chuvas locais (Krug *et al.*, 2004). Foram utilizados dados do registro pluviométrico das áreas de estudo como fator gerador de variabilidade para estudar as variações em riqueza e ocorrência nas comunidades estudadas.

As correlações realizadas sugerem o grau de associação entre as variáveis abióticas e valores absolutos e relativos de diversos parâmetros estruturais das comunidades estudadas, em Caruaru (Tabela 21), em Recife (Tabela 22) e em Serra Talhada (Tabela 23).

Tabela 21. Variáveis associadas à precipitação e parâmetros das comunidades de setembro de 2011 a abril de 2013 em Caruaru

	09-10/ 2011	11-12/ 2011	01-02/ 2012	03-04/ 2012	05-06/ 2012	07-08/ 2012	09-10/ 2012	11-12/ 2012	01-02/ 2013	03-04/ 2013
Pluviosidade média	0.60	1.12	1.76	0.21	1.11	1.62	0.12	0.06	0.43	1.17
Dias de chuva	13.00	11.00	10.00	3.00	12.00	23.00	7.00	2.00	7.00	4.00
Pluviosidade máxima	3.40	10.80	21.00	2.70	8.80	16.80	1.60	0.90	5.30	20.80
Amplitude de chuvas	3.30	10.40	20.90	1.00	8.70	16.70	1.40	0.00	5.20	20.60
Pluviosidade mínima	0.10	0.40	0.10	1.70	0.10	0.10	0.20	0.90	0.10	0.20
Precipitação acumulada	38.40	66.92	109.26	14.81	63.91	87.72	13.82	5.66	30.13	81.87
Riqueza média	13	12.5	9.5	9.5	8	11	10	8	10	9
Ocorrências médias	15.67	17.33	15.33	18.33	16.33	17.33	15.33	13.00	12.00	14.33
Riqueza	14	16	16	12	10	14	12	8	13	14
Ocorrências	47	52	46	55	49	52	46	39	36	43
Riqueza (Cabra)	13	16	12	11	10	11	12	8	7	4
Riqueza (Cavalo)	13	9	7	8	6	11	8	8	13	14
Riqueza (Vaca)	14	12	16	12	8	14	11	7	6	11
Ocorrências (Cabra)	15	21	16	15	20	15	17	16	10	8
Ocorrências (Cavalo)	15	15	10	17	11	15	11	15	19	19
Ocorrências (Vaca)	17	16	20	23	18	22	18	8	7	16

Tabela 22. Variáveis associadas à precipitação e parâmetros das comunidades de setembro de 2011 a abril de 2013 em Recife

	09-10/ 2011	11-12/ 2011	01-02/ 2012	03-04/ 2012	05-06/ 2012	07-08/ 2012	09-10/ 2012	11-12/ 2012	01-02/ 2013	03-04/ 2013
Pluviosidade média	1.19	2.53	4.37	4.48	6.14	8.40	0.67	1.50	3.09	3.18
Dias de chuva	19	17	19	14	20	24	8	5	13	13
Pluviosidade máxima	8.4	15.8	61.8	85.8	40.1	88.6	7.7	3.4	38.2	34.4
Amplitude de chuvas	8.2	15.6	61.5	85.6	39.9	88.4	7.4	2.7	38	34.2
Pluviosidade mínima	0.2	0.2	0.3	0.2	0.2	0.2	0.3	0.7	0.2	0.2
Precipitação acumulada	35.7	76	197.4	139	190.3	260.5	20.1	9.9	95.7	98.6
	14.5	8	11	17	17.5	14	9.5	14.5	9.5	12
Riqueza média										
Ocorrências médias	13.67	9.67	10.33	14.33	14.67	12.33	9.00	11.33	9.33	12.00
Riqueza	15	10	13	21	22	14	11	20	16	16
Ocorrências	41	29	31	43	44	37	27	34	28	36
Riqueza (Cabra)	15	6	9	13	13	14	8	9	3	8
Riqueza (Cavalo)	14	10	13	21	22	14	11	20	16	16
Riqueza (Vaca)	8	10	4	11	7	8	6	6	9	11
Ocorrências (Cabra)	19	7	13	16	23	16	10	12	3	11
Ocorrências (Cavalo)	11	9	11	14	11	9	7	11	11	12
Ocorrências (Vaca)	11	13	7	13	10	12	10	11	14	13

Tabela 23. Variáveis associadas à precipitação e parâmetros das comunidades de setembro de 2011 a abril de 2013 em Serra Talhada

	09-10/ 2011	11-12/ 2011	01-02/ 2012	03-04/ 2012	05-06/ 2012	07-08/ 2012	09-10/ 2012	11-12/ 2012	01-02/ 2013	03-04/ 2013
Pluviosidade média	0.00	1.23	0.00	0.14	0.45	0.28	0.00	0.05	2.92	0.76
Dias de chuva	0.00	2.00	0.00	1.00	2.00	1.00	0.00	1.00	8.00	3.00
Pluviosidade máxima	0.00	32.00	0.00	4.00	10.00	6.00	0.00	1.00	34.00	15.00
Amplitude de chuvas	0.00	26.00	0.00	0.00	6.00	3.00	0.00	0.00	33.00	14.00
Pluviosidade mínima	0.00	6.00	0.00	4.00	4.00	3.00	0.00	1.00	1.00	1.00
Precipitação acumulada	0.00	38.00	0.00	4.20	14.00	8.80	0.00	1.60	87.60	23.70
Riqueza média	16.50	10.50	4.00	11.50	9.00	11.50	7.00	6.00	6.00	9.00
Ocorrências médias	27.33	12.67	7.67	14.33	17.00	18.33	14.67	10.00	9.67	13.00
Riqueza	25.00	14.00	7.00	12.00	15.00	12.00	15.00	8.00	8.00	11.00
Ocorrências	82.00	38.00	23.00	43.00	51.00	55.00	44.00	30.00	29.00	39.00
Riqueza (Cabra)	15.00	14.00	4.00	11.00	9.00	11.00	5.00	4.00	4.00	7.00
Riqueza (Cavalo)	18.00	7.00	4.00	12.00	9.00	12.00	9.00	8.00	8.00	11.00
Riqueza (Vaca)	25.00	5.00	7.00	7.00	15.00	12.00	15.00	4.00	9.00	8.00
Ocorrências (Cabra)	20.00	18.00	7.00	14.00	17.00	17.00	10.00	5.00	9.00	14.00
Ocorrências (Cavalo)	27.00	11.00	4.00	18.00	11.00	20.00	14.00	15.00	10.00	14.00
Ocorrências (Vaca)	35.00	9.00	12.00	11.00	23.00	18.00	20.00	10.00	10.00	11.00

Em geral houve fraca correlação positiva ou negativa entre as variáveis (n= 10, GL= 8). (Tabela 24). Correlações com grande quantidade de pontos usualmente tendem a apresentar correlações mais fortes por efeito puramente amostral (Krebs, 1993), o que não ocorreu no presente estudo. Entre os maiores valores de correlação observados, destacam-se a relação entre a média do número de espécies obtido e a pluviosidade média e máxima em Caruaru. Em Serra Talhada, a riqueza total em excrementos de caprinos teve forte correlação positiva com a pluviosidade mínima, o que reflete resultados da forte estiagem nesta área durante os anos de coletas.

Tabela 24. Correlações entre variáveis e parâmetros das comunidades em diferentes bimestres em Recife, utilizando o coeficiente de correlação de Pearson (Riq= riqueza, Oco =o corcências, Cb=cabra, Cv= cavalo, Vc= vaca)

	Riq média	Oco médias	Riq total	Oco totais	Riq (Cb)	Riq (Cv)	Riq (Vc)	Oco (Cb)	Oco (Cv)	Oco (Vc)
Pluviosidade média										
r (Caruaru)	0.1394	0.2988	0.6336	0.2991	0.1275	0.0146	0.5656	0.0695	-0.2487	0.4344
r (Recife)	0.4164	0.4245	0.2578	0.425	0.4013	0.2823	0.0639	0.4105	0.1546	-0.0104
r (Serra Talhada)	-0.2216	-0.3338	-0.3013	-0.3338	-0.1693	-0.2361	-0.2424	-0.0643	-0.3247	-0.3911
Dias de chuva										
r (Caruaru)	0.4935	0.4173	0.4019	0.4172	0.4222	0.0864	0.4641	0.2798	-0.2721	0.4244
r (Recife)	0.2038	0.3975	-0.1201	0.3972	0.4918	-0.1368	0.05	0.4672	0.0183	-0.1287
r (Serra Talhada)	-0.2667	-0.349	-0.3707	-0.349	-0.288	-0.1898	-0.2472	-0.1441	-0.2973	-0.3935
Pluviosidade máxima										
r (Caruaru)	-0.0223	0.1234	0.623	0.1239	-0.1667	0.1721	0.4954	-0.2367	-0.0407	0.34
r (Recife)	0.3557	0.3576	0.22	0.3585	0.34	0.2439	0.1849	0.2445	0.3831	0.0453
r (Serra Talhada)	-0.0998	-0.3048	-0.2175	-0.3048	0.0734	-0.2741	-0.341	0.1494	-0.3406	-0.4514
Amplitude										
r (Caruaru)	-0.0062	0.0992	0.6283	0.0997	-0.1627	0.1865	0.4872	-0.2339	-0.0569	0.3206
r (Recife)	0.3546	0.3578	0.2184	0.3587	0.3399	0.2421	0.1869	0.2445	0.3826	0.0466
r (Serra Talhada)	-0.1531	-0.3246	-0.2338	-0.3246	-0.0169	-0.2754	-0.3074	0.0714	-0.3532	-0.4342
Pluviosidade mínima										
r (Caruaru)	-0.2378	0.3156	-0.3721	0.3156	0.0151	-0.302	-0.1039	0.0661	0.2699	0.1422
r (Recife)	0.0816	-0.1932	0.2315	-0.1927	-0.1215	0.2416	-0.4913	-0.0976	-0.0448	-0.2678
r (Serra Talhada)	0.2694	-0.0081	0.0101	-0.0031	0.5493	-0.098	-0.3259	0.5077	-0.0588	-0.2737
Pluviosidade acumulada										
r (Caruaru)	0.1134	0.2344	0.6677	0.2348	0.0623	0.0612	0.5659	-0.0109	-0.2199	0.4046
r (Recife)	0.3037	0.3344	0.1284	0.3348	0.3507	0.152	-0.0458	0.3748	0.1485	-0.177
r (Serra Talhada)	-0.2186	-0.3336	-0.3002	-0.3336	-0.1633	-0.2372	-0.246	-0.0571	-0.326	-0.3939

A riqueza em excrementos bovinos em Caruaru teve correlação positiva moderada com períodos chuvosos, provavelmente por favorecer as espécies comumente observadas em detritos das oportunistas, resistentes a estresses hídricos. Os valores de pluviosidade em Serra Talhada foram extremamente baixos, com três meses sem chuva, e a maioria das correlações obteve valor negativo fraco, ou seja, o número de espécies e de indivíduos cresce mesmo com baixos valores de precipitação, em virtude de algumas espécies conseguirem reverter situações limitantes. Uma exceção foi a forte relação entre a riqueza em excrementos caprinos e os valores mínimos de pluviosidade nessa cidade. Como mencionado, espécies de fungos coprófilos de caprinos apresentam diversas estratégias ecoevolutivas, e muitas são terrícolas e herbícolas comuns, capazes de crescer e reproduzir na superfície exposta dos excrementos quando há quebra na dominância de espécies coprófilas típicas, mais competitivas (Grime, 1979). Como exemplo do efeito que as variáveis pluviométricas exercem sobre a estrutura e a dinâmica das micobiotas coprófilas estudadas, a Figura 28 apresenta a relação bimensal entre a riqueza específica e a pluviosidade média em Caruaru.

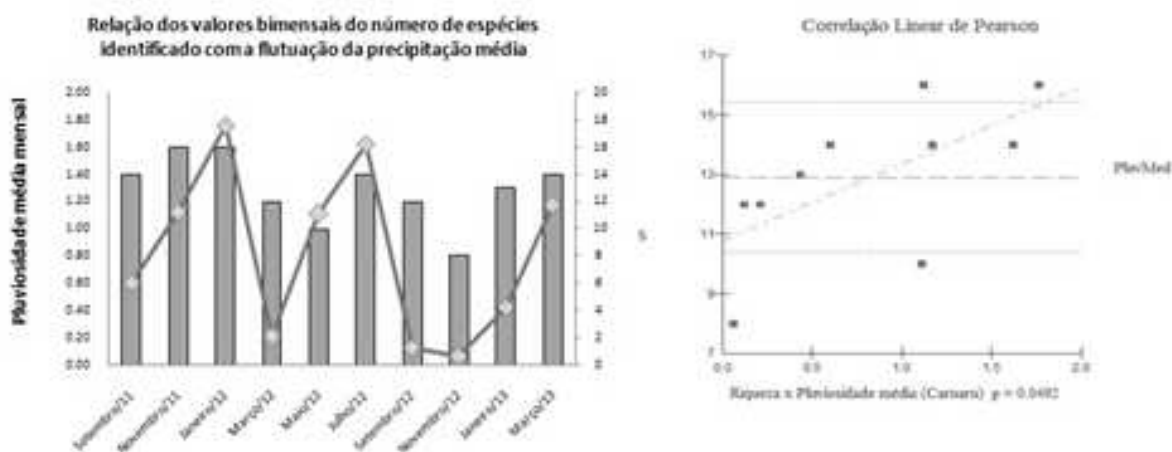


Figura 28. Relação entre uma variável abiótica (pluviosidade média) e um parâmetro da comunidade (riqueza total) em excrementos de herbívoros coletados em diferentes bimestres em Caruaru. O gráfico da esquerda apresenta a flutuação simultânea dos valores, e o da direita, a correlação, com linhas representando média, desvio padrão e tendência.

4.1.4. AS COMUNIDADES DE FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Embora diversos fatores exerçam influência sobre determinados processos ecológicos e observações substanciais sustentem dados com maior robustez, a generalização leva à perda de acuidade dos dados quando analisada em conjunto. No apêndice 2 são apresentados, em forma de pranchas com gráficos, dados de cada uma das nove comunidades de fungos coprófilos estudadas em Pernambuco durante o período de março de 2011 a abril de 2013.

Os dados de riqueza específica, número de ocorrências e de registros, assim como o resultado do Índice de Diversidade de Shannon e do Índice de equitabilidade de Shanon foram calculados para cada uma das comunidades estudadas (Tabela 25). Duas das comunidades em excrementos bovinos apresentaram os maiores valores de ocorrências (vaca/Caruaru com 165 e vaca/Serra Talhada com 159), enquanto em Recife a comunidade de fungos em excrementos bovinos apresentou a menor riqueza e o menor valor de ocorrências (35; 114). Considerando o tipo de excremento, as três comunidades de Recife apresentaram os menores valores de ocorrências e três comunidades em excrementos bovinos apresentaram os valores mais baixos de diversidade (exceto por Cavalo/Serra Talhada, com 3,24). Uma característica marcante de comunidades de fungos coprófilos de bovinos em Pernambuco é sua baixa diversidade, porém altos valores de ocorrências, possivelmente propiciado pelo volume de substrato, maior que os demais estudados, porém com pouca superfície de exposição.

Tabela 25. Riqueza, número de ocorrências, diversidade e equitabilidade de espécies de fungos coprófilos em diferentes tipos de excrementos e localidades em Pernambuco (S= riqueza; N= ocorrências; J= equitabilidade; H'= diversidade; H'min=valor mínimo para o índice de diversidade; H'max= valor máximo para o índice de diversidade)

Excremento/Comunidade	S	N	J'	H'	H'min	H'max
Cabra/Caruaru	51	151	0.90	3.55	0.41	3.93
Cavalo/Caruaru	49	147	0.88	3.44	0.41	3.89
Vaca/Caruaru	42	165	0.87	3.27	0.29	3.74
Cabra/Recife	54	130	0.92	3.68	0.54	3.99
Cavalo/Recife	56	157	0.92	3.71	0.44	4.03
Vaca/Recife	35	114	0.91	3.25	0.37	3.56
Cabra/Serra Talhada	43	131	0.92	3.47	0.40	3.76
Cavalo/Serra Talhada	41	144	0.87	3.24	0.34	3.71
Vaca/Serra Talhada	50	159	0.86	3.37	0.38	3.91

4.1.5. PADRÕES SUCESSIONAIS (OU DE DESENVOLVIMENTO DE COMUNIDADES) DOS FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

No material analisado, mucoromicetos iniciaram praticamente todas as comunidades nas amostras estudadas, mas nenhuma espécie micoparasita foi observada. No padrão mais comum, sobretudo em países de climas temperados, estruturas reprodutivas de mucoromicetos são comumente pioneiras, tais como esporangióforos de *Mucor* e *Pilobolus* (Webster, 1970). Segundo alguns autores, o fim da fase de colonização dos mucoromicetos é marcado pelo aparecimento de formas parasíticas, tais como *Chaetocladium*, *Piptocephalis* e *Syncephalis* (Webster, 1970, 1988; Dix & Webster, 1995). Melo *et al.* (2011) registraram a ocorrência de *Syncephalis clavata* parasitando *Thamnostylum piriforme* sobre excrementos de paca, em Recife. Em bora ascomicetos sejam os próximos na ordem típica, usualmente com formas apotecióides aparecendo primeiro, seguidos por formas peritecióides, e então por basidiomicetos (Dix & Webster, 1995), em Pernambuco foi observado que formas anamórficas e basidiomicetos coprináceos ocorrem entremeados aos ascomicetos em diferentes estágios, usualmente persistindo até a fase de declínio da comunidade. Ascomicetos apotecióides, sobretudo ascoboláceos, são comuns no começo da incubação (por volta da segunda ou terceira semana), e usualmente ocorrem antes do aparecimento dos peritecióides. Todavia, nem toda espécie apotecióide é típica das primeiras semanas. Representantes de *Coprotus* e *Thelebolus* são mais tardios, sendo registrados entre o 10º e 26º dia de incubação. Pseudotécios de *Sporormiella*, típicos na micobiota coprófila pernambucana, foram registrados cedo, usualmente concomitantemente com os primeiros cogumelos. As formas mais tardias observadas foram peritécios de lasiosferiáceos como *Cercophora* e *Zygopleurage* e algumas formas cleistotecióides.

Ao longo do estudo da micobiota coprófila pernambucana, os dados relativos às datas de aparecimento, maturação, declínio e desaparecimento/morte das diferentes espécies foram registrados, evidenciando padrões sucessionais. Pugh & Boddy (1988) sugerem o termo "desenvolvimento de comunidade" em detrimento de "sucessão ecológica", pois não se trata necessariamente de uma alternância (ou sucessão) propriamente dita de formas de vida. Em trabalhos de levantamento de micobiotas coprófilas, muitas amostras não apresentam número suficiente de espécies para que um padrão de sucessão possa ser estabelecido isoladamente. Ao invés disso, analisam-se diversas amostras com características comuns para que tais padrões tornem-se observáveis. Com base na análise do acompanhamento temporal em 270 amostras de

excrementos incubadas em laboratório, foram observados os seguintes padrões sucessionais dos fungos coprófilos de Pernambuco:

(1) Um padrão facilmente observável, sobretudo em excrementos de caprinos, apresenta piloboláceos começando o desenvolvimento na primeira semana de incubação, persistindo por longos períodos com abundância reduzida. Mucoromicetos efêmeros, dispersos nas síbalas, usualmente observáveis somente na primeira semana. Hifomicetos crescem juntamente com os mucoromicetos, ou formando colônias de área variável (como *Aspergillus terreus*), ocasionalmente cobrindo grande parte da superfície com sinêmios (como *Graphium penicillioides*). O desenvolvimento de apotécios de ascoboláceos, sobretudo *A. immersus* é simultâneo ao declínio dos mucoromicetos não piloboláceos. Os estágios seguintes contam com o começo do desenvolvimento de basidiomicetos, sobretudo *Coprinus pattouilardii*, e numerosos pseudotécios diminutos de espécies de *Sporormiella*. Ascoboláceos, tais como *Saccobolus citrinus* e *A. immersus*, terminam o desenvolvimento e mostram-se simultâneos aos primórdios de basidiomicetos nas comunidades. Com aparecimento variável em periodicidade estão espécies de *Chaetomium*, que usualmente crescem sobre o papel de incubação, onde a capacidade competitiva é menos importante que a tolerância ao estresse, ou seja, distância do material do excremento que serve de alimento aos fungos coprófilos não limita o crescimento e capacidade reprodutiva dessas espécies. Em meados da terceira semana, espécies de microascáceos, tais como *Kernia nitida* e/ou *Lophotrichus bartletii* são comumente registradas, por vezes cobrindo diversas síbalas. Concomitantemente, peritécios de *Podospora* começam sua maturação, embora variação intragenérica possa ser observada; *P. pauciseta* tende a se desenvolver mais cedo, enquanto a maturação em *P. communis* é mais tardia. Outras espécies de fungos coprináceos desenvolvem-se ao longo de toda incubação. Mais tardios são os grandes peritécios de *Cercophora mirabilis* e *Zygopleurage zygospora*, assim como algumas formas cleistotecióides e anamorfos exógenos.

(2) Outro padrão, observado sobretudo em excrementos bovinos, mostrou uma sucessão com menos espécies. Foi iniciada ou por piloboláceos ou por um conjunto de piloboláceos e ascoboláceos em maturação, muitas vezes ainda que em fase telo-himénial. Formas anamórficas de conidióforos isolados foram raras neste padrão, que por vezes apresentou formas sinematosas, apenas nas primeiras semanas. A comunidade seguiu seu desenvolvimento com espécies de ascoboláceos, seguidas, mais cedo, por lasiosferiáceos típicos (eg. *Podospora*) e/ou sordariáceos (eg. *Sordaria*). Houve relativa variação quanto à formação de basidiomas neste padrão sucessional. Algumas

amostras não apresentaram formação de basidiomas em laboratório. Quando formados, essas estruturas usualmente apresentavam seus primórdios entre o fim da segunda e meados da terceira semana de incubação, com considerável variação para que um padrão seja aqui estabelecido. Do meio para o final do desenvolvimento destas comunidades, foram registradas espécies com ascomata cleistotecióides.

(3) Ainda que pouco embasada para ser considerada padrão, a ordem sucessional do desenvolvimento de comunidades em excrementos equinos mostrou-se menos organizada e mais imprevisível com relação às supracitadas. Quando presentes, os mucoromicetos foram pioneiros, ou solitários ou entremeados a conidióforos, sinêmios e apotécios imaturos. O desenvolvimento progrediu com a formação de primórdios de basidiomas, pseudotécios imersos, cleistotécios pequenos e, eventualmente, peritécios de sordariáceos. A pouca digestibilidade que equinos apresentam em relação aos demais animais cujas micobiotas coprófilas foram estudadas propicia maior diversidade de nichos, que resulta em maior número de espécies nas amostras. Neste caso, dependendo da riqueza, os padrões sucessionais tornaram-se pouco claros. Espécies de crescimento lento, tais como *Selinia pulchra*, que forma estromas, foram registrados ao longo de várias semanas.

(4) Alguns fatores podem gerar padrões sucessionais aberrantes nas comunidades de fungos coprófilos em desenvolvimento. Em poucas amostras, ou coletadas com pouco ou nenhum contato com o solo e tempo de exposição ao ar e à visita de insetos, houve um número extremamente reduzido de espécies e, dentre estas, uma apresentou picos de abundância, ou seja, a exclusão das forças competitivas inerentes à diversidade de espécies foi fortemente reduzida, permitindo um *fitness* adaptativo exacerbado. Duas espécies comuns que apresentaram este padrão de crescimento foram *Sordaria fimicola* e *Trichoderma harzianum*; *S. fimicola*, dados os fatores mencionados, pode formar centenas de peritécios em somente uma amostra. Peritécios aberrantes, não ostiolados ou com dois ostíolos, são comumente observados, refletindo o desenvolvimento rápido e exacerbado com alto ajuste reprodutivo (Moreau, 1953).

4.1.6. PADRÕES DE OCORRÊNCIA DOS FUNGOS COPRÓFILOS DE PERNAMBUCO

Observando os dados plotados contra diferentes variáveis e considerando a dinâmica ao longo do período de estudo, foram observados padrões ecológicos de ocorrência específicos, que podem estar associados a características marcantes das espécies identificadas (Tabela 26).

1. *Espécies que ocorreram em todas as comunidades.* Essas espécies foram registradas em todos os substratos estudados nas três áreas visitadas, ou seja, nas nove comunidades acompanhadas, com ocorrências bem distribuídas ao longo do período de coletas e incubações. São espécies coprófilas suficientemente adaptadas a seu substrato para que a flutuação natural de seu nível populacional ou eventuais alterações nas condições e recursos as tornem ausentes nas amostragens. Espécies dos três grupos estudados apresentaram este padrão. Dois foram observados: o primeiro apresenta espécies que têm como principais características a convergência evolutiva observada em sua morfofisiologia, no que tange às estratégias adaptativas para melhor explorar excrementos de herbívoros em detrimento de outras menos especializadas e mais ruderais. Dentre estas, podem ser citadas *Ascobolus immersus*, *Cercophora mirabilis*, *Pilobolus kleinii*, *Podospora pauciseta* e *Saccobolus citrinus*. Todas estas espécies apresentam estratégias de liberação ativa de propágulos, com mecanismos fototrópicos e lançamento balístico, propiciado ou pelo tamanho do esporo (*A. immersus*), pela tendência de liberar ou todos os esporos em uma única massa, aderidos uns aos outros pelo epísporo (*S. citrinus*) ou pelo aparato gelatinoso (*C. mirabilis* e *P. pauciseta*), ou ainda liberando o esporângio inteiro (*P. kleinii*). Os basidiomicetos agaricóides *Coprinellus marculentus* e *Coprinus patouillardii*, coprófilos típicos, também podem ser alocados neste subgrupo. Espécies desses gêneros são apontadas como excelentes competidoras por recursos contidos nos excrementos. A forma sinematosa *Graphium penicillioides*, embora ausente em apenas uma das comunidades, também foi abundantemente amostrada e constitui membro típico da micobiota coprófila de Pernambuco. *Saccobolus beckii*, embora pouco registrado, apresentou grande dispersão geográfica e amplitude de substratos. O segundo subgrupo deste padrão inclui espécies que, embora amostradas em excrementos coletados ao longo de todo o estado, não apresentam as estratégias evolutivas associadas à endocoprofilia; ou seja, embora provavelmente pertençam à micobiota do solo ou material vegetal, são extremamente competentes em utilizar os recursos dos excrementos depositados, mesmo com a colonização dos coprófilos já iniciada e o início do desenvolvimento das comunidades. Observou-se este padrão em *Aspergillus terreus*, hifomiceto terrícola comum, e em *Mucor circinelloides*, mucoromiceto ruderal com referências para excrementos de herbívoros no Estado.

2. *Espécies que ocorrem preferencialmente em um substrato.* Poucas espécies de fungos coprófilos apresentam preferência de substrato, ou seja, crescem em um tipo determinado de excrementos, seja pela estrutura e composição química ou pelo tipo de animal, sobretudo quando as amostragem ocorrem ao longo de um tempo considerável para detectar diferenças sazonais na estrutura das comunidades estudadas. Em Pernambuco, foi possível estabelecer dois subgrupos para este padrão. O primeiro contém espécies com forte preferência, com número de ocorrências associadas a um substrato significativo o suficiente para delinear hipóteses consistentes a respeito desta interação. O representante mais marcante deste subgrupo é *Lophotrichus bratletii*, microascáceo com cleistotécios ostiolados com longos pelos, registrado abundantemente em excrementos de cabra nas três localidades de coletas. Dentre as hipóteses que podem ser levantadas para explicar tal interação, estão a composição química dos excrementos, estrutura das sítalas, frequência de visita de insetos, dentre outras. *Thamnostylum piriforme* também foi registrado em excrementos de cabra. Como mencionado, alguns mucoromicetos se encontram fortemente associados à área de superfície exposta do substrato, o que se torna particularmente evidente em excrementos de caprinos. Espécies de *Chaetomium*, conhecidas pela capacidade celulolítica, apresentaram preferência clara por excrementos de caprinos em Pernambuco. *Chaetomium citrinum*, *C. cochliodes*, *C. convolutum*, *C. globosum* e *C. spirale* não foram registrados em excrementos de equinos e bovinos. *Chaetomium bostrychodes* e *C. brasiliense* foram registrados em excrementos de vaca em duas cidades. Nenhuma espécie de *Chaetomium* foi registrada em excrementos de cavalo. Espécies que apresentaram certa preferência de substrato, porém não tão evidente ou ecologicamente observável como nos exemplos supracitados, são aqui alocadas em um segundo subgrupo. Embora ausentes em uma das áreas e pouco amostrados nos trabalhos, os hifomicetos anemófilos comuns *Aspergillus niger* e *A. niveus* foram registrados somente em excrementos de cavalo e de vaca, respectivamente. Com pequena representação, porém digno de nota, foi o registro de *Coprinus foetidellus* somente em excrementos de cabra, em dois dos três locais de coletas.

3. *Espécies que ocorreram preferencialmente em uma área.* Além do substrato, a área onde os excrementos são depositados, a estrutura vegetacional, condições e recursos disponíveis, dentre outros fatores, podem influenciar fortemente a estrutura das comunidades de fungos coprófilos. Como mencionado, as áreas selecionadas para este trabalho abrangeram um gradiente de tipos vegetacionais, desde áreas antropizadas de Floresta Atlântica até a Caatinga, no semi-árido. As condições, tanto macroambientais quanto microambientais, que diferem as áreas de coleta são tão amplas que diversos fatores podem explicar diferentemente preferências específicas observadas nas

comunidades. Além desses fatores, a distribuição geográfica de determinadas espécies pode apresentar restrições que independem das condições, fazendo com que uma espécie não seja amostrada porque de fato não tem propágulos naquela área para germinar. Das 35 ocorrências de *Ascobolus americanus*, 32 foram em excrementos de herbívoros em Serra Talhada, com distribuição homogênea entre substratos (10 em excrementos de cabra, 11 em excrementos de cavalo e 10 em excrementos de vaca). Este é o principal exemplo de que, para algumas espécies, estar presente em uma área é mais importante do que o tipo particular de excremento que ali se encontra. *A. elegans* e *Chaetomium brasiliense*, embora com valor de ocorrências inferior (5), foram registrados somente em Serra Talhada. Na mesma cidade, foram registradas 77% das ocorrências de *Kernia nitida*. *Gilbertella persicaria*, isolado pela primeira vez no Brasil por Santiago & Cavalcanti (2007), em Recife, foi registrada neste trabalho, exclusivamente na mesma cidade.

4. *Espécies raras ou ausentes em um dos três substratos.* Outro padrão observado inclui espécies que foram competentes em formar estruturas reprodutivas em dois substratos estudados, o que se repetiu nas três áreas estudadas. *Coprinopsis stercorea*, agaricomomiceto coprófilo comum, foi registrado sobre excrementos de cabra e vaca, somando, ao longo das áreas, 18 ocorrências nestes tipos de excrementos, com apenas uma ocorrência isolada em excrementos de cavalo. *Aspergillus flavus*, frequentemente isolado, foi registrado em excrementos de cabra e de cavalo, somando nove ocorrências ao longo das áreas, com nenhum registro em excrementos de vaca. É provável que isto ocorra devido ao fato da estrutura da pilha de excrementos dos bovinos ter pouco contato com o solo e/ou pelo fato do animal digerir de forma muito mais eficiente o material vegetal ingerido, considerando que esta espécie é um hifomiceto ambiental comum na região (da Silva & Minter, 1995). Tanto em Recife quanto em Caruaru, basidiomas de *Panaeolus antillanum* (não ocorrentes em Serra Talhada) foram registrados apenas sobre excrementos de equinos e caprinos, somando 13 ocorrências. Somente uma das 24 ocorrências de *Pilobolus crystallinus* foi registrada em excrementos de cavalo, que usualmente apresentou representantes de *P. oedipus*. Essa última espécie teve somente duas das 37 ocorrências em excrementos de vaca.

Tabela 26. Padrões de ocorrência de espécies de fungos coprófilos de Pernambuco

1. Espécies que ocorreram em todas as comunidades	Endocoprófilos	<i>Ascobolus immersus</i> <i>Cercophora mirabilis</i> <i>Coprindlus marculentus</i> <i>Coprinus patouillardii</i> <i>Graphium penicillioides</i> <i>Pilobolus kleinii</i> <i>Podospora pauciseta</i> <i>Saccobolus citrinus</i> <i>Saccobolus beckii</i> <i>Sporormiella minima</i>
	Ocupantes bem sucedidos	<i>Aspergillus terreus</i> <i>Mucor circinelloides</i>
2. Espécies que ocorreram preferencialmente em um substrato	Preferência forte	<i>Lophotrichus bratletii</i> <i>Thamnostylum piriforme</i> <i>Chaetomium citrinum</i> <i>Chaetomium cochliodes</i> , <i>Chaetomium convolutum</i> <i>Chaetomium globosum</i> <i>Chaetomium spirale</i>
	Preferência fraca	<i>Aspergillus niger</i> <i>Aspergillus niveus</i> <i>Coprinus foetidellus</i>
3. Espécies que ocorreram preferencialmente em uma área		<i>Ascobolus americanus</i> <i>Ascobolus degans</i> <i>Chaetomium brasiliense</i> <i>Kemia nitida</i> <i>Gilbertella persicaria</i>
4. Espécies raras ou ausentes em um dos três substratos		<i>Coprinopsis stercorea</i> <i>Aspergillus flavus</i> <i>Panaeolus antillarum</i> <i>Pilobolus crystallinus</i> <i>Pilobolus oedipus</i>

4.2. ADIÇÕES AO CONHECIMENTO DOS FUNGOS COPRÓFILOS DO BRASIL

4.2. ADIÇÕES AO CONHECIMENTO DOS FUNGOS COPRÓFILOS DO BRASIL

ASCOMYCOTA CAVAL.-SM. (1998)

CHAVE ARTIFICIAL PARA ORDENS DE ASCOMICETOS COPRÓFILOS EM PERNAMBUCO*

1. Ascomas com himênio exposto em todo ou parte do desenvolvimento. Ascospores unitunicados. Ascospores unicelulados **2**
1. Ascomas com himênio incluso ou exposto somente por um ostíolo. Ascospores unitunicados, bitunicados ou prototunicados. Ascospores unicelulados a pluricelulados **3**
2. Apotécios com ascospores predominantemente operculados *Pezizales* (pág. 238)
2. Apotécios com ascospores predominantemente inoperculados *Thelebolales* (pág. 317)
3. Ascomas não ostiolados, apresentando liberação passiva dos ascospores **4**
3. Ascomas predominantemente ostiolados, apresentando liberação ativa ou passiva **5**
4. Cleistotécios com parede pseudoparenquimatosa, séssis. Formas conidiais filídicas .. *Eurotiales* (pág. 184)
4. Cleistotécios com parede pseudoparenquimatosa ou formada por uma trama de hifas, séssis ou estipitados. Formas conidiais tálca-ártricas *Onygenales* (pág. 236)
5. Ascospores bitunicados, formados em lóculos subesféricos ostiolados ou não *Pleosporales* (pág. 308)
5. Ascospores unitunicados, formados em ascomas com perídio plentenuimatoso **6**
6. Ascomas livres ou inclusos em estromas, geralmente carnosos e de coloração clara ou vívida (branca, alaranjada, vermelha, amarela, dentre outras) *Hypocreales* (pág. 206)
6. Ascomas livres, usualmente carbonáceos e de coloração escura a preta **7**
7. Ascomas rostrados, com pescoço curto ou ástomos. Desprovidos de paráfises. Ascospores prototunicados. Ascospores usualmente unicelulados de coloração hialina a pálida. Formas conidiais anelídicas ou clamidospóricas *Microascales* (pág. 223)
7. Ascomas não rostrados. Parafisados. Ascospores unitunicados ou prototunicados. Ascospores uni- ou bicelulados (raramente tricelulados), de coloração frequentemente escura. Formas conidiais frequentemente filídicas ... **8**
8. Ascospores evanescentes, exsudando a massa de ascospores através do pescoço quando ostiolado. Ascospores unicelulados *Melanosporales* (pág. 220)
8. Ascospores persistentes, não formando massa de esporos. Ascospores unicelulados ou septados **9**
9. Ascospores unicelulados, com fenda germinativa *Coniochaetales* (pág. 179)
9. Ascospores unicelulados ou formados por células pigmentadas e pedicelos, apresentando aparelho gelatinoso variado, com poros germinativos apicais, basais ou assimétricos *Sordariales* (pág. 261)

*Ordens sem formas sexuais registradas não foram incluídas na chave.

CAPNODIALES WORON. 1925

DAVIDIELLACEAE C.L. SCHOCH, SPATAFORA, CROUS & SHOEMAKER (2007)

Cladosporium Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 7: 37 (1816) [1815]

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Cladosporium* LINK IDENTIFICADAS

1. Conidióforos nodosos, com minchaços intercalares e terminais. Conídios 3,5-5 µm de largura *C. oxysporum*
1. Conidióforos não nodosos, sem minchaços conspícuos. Conídios 2-4,5 µm de largura *C. cladosporioides*

Cladosporium cladosporioides (Fresen.) G.A. de Vries, Contributions to the Knowledge of the Genus *Cladosporium* Link ex Fries: 57 (1952) (Pranchas 1, 2; pág. 388, 389)

Cladosporium cladosporioides f. *cladosporioides* (Fresen.) G.A. de Vries, Contrib. Knowledge of the Genus *Cladosporium* Link ex Fries: 57 (1952)

Cladosporium cladosporioides f. *pisicola* (Snyder) G.A. de Vries, Contrib. Knowledge of the Genus *Cladosporium* Link ex Fries: 61 (1953)

Cladosporium pisicola W.C. Snyder [as '*pisicolum*'], Phytopathology 24:899 (1934)

Colônias em MEA efusas, velutinosas, com verso verde oliváceo a preto oliváceo, reverso marrom escuro a preto. Colônias sobre os substratos pequenas, efusas, cotonosas, cinza escuras. Conidióforos macronematosos e micronematosos, simples ou ramificados, de parede espessa, diâmetro uniforme, marrom pálido a castanho, lisos, 3-6 µm de diâmetro. Conidióforos mais curtos são comuns em colônias com mais de quatro semanas de crescimento. Ramoconídios septados ou não, 10-27,5 × 2-5 µm, lisos. Conídios elipsoidais a limoniformes, formados em cadeias curtas, marrom oliváceos a marrom claros, 3,5-7,5 × 2-5 µm, lisos a finamente verrucosos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 16.III.2012 (URM86631a, 86631b, 86631c).

HABITAT: Registrado em solos, material vegetal, produtos têxteis, dentre outros substratos, incluindo excrementos de elefantes.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Cladosporium cladosporioides* é uma das espécies do gênero mais registrada em diferentes substratos orgânicos. É ocasionalmente registrada sobre excrementos de herbívoros, embora não apresente grande expressão nesse substratos. É caracterizada por conídios mais alongados, com septos, quando presentes, não marcadamente escurecidos como em *C. spongiosum*.

REFERÊNCIA: Ellis (1971), Ho (1999), Schubert (2006), Bensch *et al* (2012).

***Cladosporium oxysporum* Berk. & M.A. Curtis**, in Berkeley, J. Linn. Soc., Bot. 10 (46): 362 (1868) [1869] (Prancha 1, 2; pág. 388, 389)

Colônias em MEA efusas, cotonosas a levemente velutinosas, com verso cinza escuro a preto esverdeado, e reverso usualmente concolor ao verso. Conidióforos macronematosos, simples, de parede espessa, com inchaços intercalares e, usualmente, terminais ao longo do percurso, marrom pálidos, lisos, 4-5 µm de diâmetro, atingindo até 7.5 µm de largura nos inchaços. Conídios usualmente cilíndricos, sublimoniformes ou subglobosos, com extremidades apicais usualmente mais arredondadas, desenvolvendo-se em inchaços terminais dos conidióforos, 5-22,5 × 3-5 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 14.III.2012 (URM86632a, 86632b).

HABITAT: Registrado em solo e em material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Cladosporium oxysporum* é espécie terrícola/herbácea comum, sobretudo nos trópicos, embora raramente descrita como componente da microbiota coprófila de herbívoros. A principal característica diagnóstica é a presença de inchaços conspícuos ao longo de regiões dos conidióforos, que dão aparência semelhante a um caule vegetal, com nós e entrenós, o que denomina esta morfologia como "nodosa". Difere de *C. herbarum* por apresentar conídios distintamente lisos, e de *C. colocasiae* por não apresentar septos com constrictões nos conídios.

REFERÊNCIA: Ellis (1971), Ho (1999), Schubert (2006), Bensch *et al* (2012).

CONIOCHAETALES HUHDORF, A.N. MILL. & F.A. FERN. 2003

CONIOCHAETACEAE MALLOCH & CAIN (1971)

Coniochaeta (Sacc.) Cooke, *Grevillea* 16 (77), 1887

Cucurbitariella Petr., *Annals Mycologici*, 14 (6): 440, 1917

Cucurbitula Fuckel, *Jahrbücher des Nassauischen Vereins für Naturkunde*, 23-24: 171, 1870

Pleosporopsis Oerst.: 1865.231, 1866

Rosellinà, subgênero *Coniomela* Sacc., *Sylloge Fungorum*, 1: 264, 1882

Sphaerodermella Seaver, *Mycologia*, 1 (5): 182, 1909

Sphaerodermella Höhn., *Sitzungsberichte der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften Math.-Abt. I*, 116: 106, 1907

Sphaeropyxis Bonord., *Abhandlungen der Naturforschenden Gesellschaft zu Halle*, 8: 83, 157, 1864

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Coniochaeta* (SACC.) COOKE IDENTIFICADAS

1. Ascospores com oito ascospores, organizados de modo unisseriado *C. leucoplaca*
1. Ascospores com 32 ascospores, organizados de modo trisseriado à tetrasseriado *C. philocproides*

Coniochaeta leucoplaca (Sacc.) Cain, *University of Toronto Studies, Biol. Series* 38: 61 (1934)

Hypocopra leucoplaca Sacc., *Syll. fung. (Abellini)* 1: 244 (1882)

Hypocopra microspora (W. Phillips & Pbw.) Sacc., *Syll. fung. (Abellini)* 1: 241 (1882)

Sondaria microspora Pbw., *Grevillea* 6(no. 37): 28 (1877)

Sphaeria leucoplaca Berk. & Ravenel, *N. Amer. Fung.*: no. 931 (1859)

(Prancha 3, 4; pág. 390, 391)

Peritécios gregários ou isolados, superficiais a parcialmente imersos no substrato, subglobosos a obpiriformes, marrom escuros, 290-300 × 205-250 µm, adornados por coroa de pelos ou ocasionalmente, glabros. Pescoço papiliforme, por vezes pouco distinto do ventre, adornado com pelos. Perídio pseudoparenquimatoso, sub-opaco, ventre amarronzado, tornando-se preto mais escuro em direção ao pescoço, composto por células epidérmoides externamente e por células mais anguladas nas camadas interiores. Pelos periteciais rígidos, tortuosos, de parede espessa, marrom claro a pretos, não septados, 20-35 × 3-4 µm, estreitando-se em direção ao ápice pontudo. Paráfises cilíndricas, proeminentes aos ascos, 2-2,5 µm de diâmetro. Ascos com 8 esporos, cilíndricos, dotados de curto estipe, com ápice algo estreitado, 70-95 × 8,5-10(-10,5) µm. Ascospores organizados de modo obliquamente unisseriado nos ascos, podendo apresentar-se levemente inclinados ou, por vezes, perpendiculares ao eixo principal do asco, castanhos a marrom claros

quando jovens, marrom escuros quando maduros, $8,5-10 \times (4,5-5-6,5 \mu\text{m})$, lisos, elipsóides a obovóides, apresentando característica fenda germinativa lateral, percorrendo todo o comprimento do esporo em vista lateral. Envoltório gelatinoso não observado no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 10.XII.2012 (URM86633).

HABITAT: Registrado em madeira e sobre excrementos de diversos herbívoros, como cabrito montês, cavalo, coelho, gado, lebre, veado, dentre outros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Canadá e Estados Unidos da América), América do Sul (Brasil, Uruguai), Europa (Itália, Noruega, Reino Unido) e Oceania (Austrália e Nova Zelândia). Possivelmente cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Coniochaeta leucoplaca* representa componente característico da micobiota coprófila, possuindo como características marcantes dentre do gênero as dimensões dos ascosporos ($8,5-10 \times (4,5-5-6,5 \mu\text{m})$) e a morfologia dos pelos periteciais esparsamente distribuídos no pescoço. Diferenças entre *C. leucoplaca* e *C. velutina* são discutidas por Doveri (2004) e Chang & Wang (2011). A morfologia dos ascosporos e o arranjo unisseriado dos esporos no interior dos ascos confere a esta espécie similaridade com *Sordaria fimicola*, ascomiceto coprófilo comum, o que pode conduzir taxonomistas iniciantes à identificação equivocada. Os esporos de *C. leucoplaca* são mais achatados e possuem característica fenda germinativa percorrendo todo o seu comprimento, além de não apresentar o envoltório gelatinoso espesso típico dos representantes de *Sordaria*.

REFERÊNCIA: Mahoney & LaFrave (1981), Doveri (2004), Bell (2005), Chang & Wang (2011), Rosa *et al.* (2013).

***Coniochaeta philocroides* (Griffiths) Cain**, University of Toronto Studies, Biological Series 38: 65 (1934)

Sordaria philocroides Griffiths, Mem. Torrey bot. Club 11: 54 (1901)

(Prancha 6, 7; pág. 393, 394)

Peritécios gregários ou isolados, parcialmente imersos no substrato, subglobosos, castanhos a marrom escuros, $325-410 \times 310-390 \mu\text{m}$, glabros na região do ventre. Pescoço curto, papiliforme, por vezes pouco distinto do ventre. Perídio membranáceo, opaco, marrom escuro na região do ventre, tornando-se preto em direção ao pescoço. Pelos periteciais rígidos, usualmente retos, de parede espessa, marrom claros a pretos, não septados, estreitando-se em direção ao ápice. Paráfises filiformes, septadas, usualmente superando o comprimento dos ascos. Ascos com 32 esporos, cilíndricos à cilíndrico-clavados, dotados de curto estipe lobado, com ápice arredondado, $112-120 \times 14-20 \mu\text{m}$. Ascosporos organizados de modo irregularmente trisseriado à tetrasseriado nos ascos, podendo apresentar inclinação em diversos ângulos em relação ao eixo perpendicular do asco, castanhos a marrom claros quando jovens, tomando-se marrom escuros quando maduros, $7,5-12 \times 5-7,5 \mu\text{m}$, com grande variação morfológica no material examinado, elipsóides à oblongos em vista frontal, cônicos em vista lateral, apresentando característica fenda germinativa lateral, percorrendo todo o comprimento do esporo. Envoltório gelatinoso não observado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 28.II.2013 (URM86634).

HABITAT: Registrado em excrementos de coelho.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Estados Unidos da América), Oceania (Nova Zelândia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: Dentre as espécies de ascos multiesporados de *Coniochaeta*, *C. philocroides* difere de *C. hanseni* por possuir ascos menores ($112-120 \times 14-20 \mu\text{m}$) e com menos esporos (32). Difere de *Sordaria polyspora* por não apresentar aparelho gelatinoso nos ascosporos.

REFERÊNCIA: Griffiths (1901), Cain (1934), Romero *et al.* (1999), Asgari & Zare (2006), Asgari *et al.* (2007).

***Lecythophora* Nannf., Melin & Nannfeldt, Svensk Skogsvårdsförening Tidskr. 3-4: 435 (1934)**

Phialophora Medlar, 1915

***Lecythophora lignicola* Nannf., in Melin & Nannfeldt, Svensk Skogsvårdsförening Tidskr. 3-4: 432 (1934)** (Prancha 3, 5; pág. 390, 392)

Hifas somáticas castanho claras quando jovens, tornando-se marrons quando maduras, levemente rugosas, por vezes gutuladas, regularmente septadas, 2,5-5 μm de espessura, com parede espessa (0,2-0,3 μm). Clamidosporos ausentes. Células conidiógenas fiálídicas e, com menor frequência no material examinado, adelofialídicas. Pescoço das adelofialídes curto, 1,5-3 \times 1-5 μm . Fiálides individuais abundantes, distribuídas ao longo das hifas reprodutivas, 10-12,5 \times 7,5-8,5 μm , ventricosas, com longos colaretes cilíndricos à levemente infundibiliformes, 1,5-3 μm de comprimento, 1-2(-2,5) μm de largura. Conidióforos frequentes, de coloração castanho clara, simples ou ramificados, portando fiálides ventricosas, com longos colarinhos, 10-40 μm , usualmente com uma ou mais fiálides em seu ápice. Conídios unicelulados, hialinos, ovóides a elipsoidais, formados em cadeias a partir das fiálides e adelofialídes, 3-4 \times 2-2,5 μm .

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 26.IX.2012 (URM86635), 10.X.2012 (URM86636).

HABITAT: Registrada em madeira, rizosfera e solo e em humanos. Teleomorfos associados ao gênero são comuns em excrementos de muitos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Canadá e Estados Unidos da América), Ásia, Europa (Holanda) e Oceania. Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Lecythophora lignicola* assemelha-se ao anamorfo de *Coniochaeta velutina*, tendo como características diagnósticas principais a ausência de clamidosporos, conídios ovóides a elipsoidais, menores (3-4 \times 2-2,5 μm), com dominância de fiálides ventricosas isoladas com longos colaretes. Embora o anamorfo não tenha sido registrado, é relacionado a *Coniochaeta*.

REFERÊNCIA: Melin & Nannfeldt (1934), Weber *et al.* (2002), García *et al.* (2006), Perdomo *et al.* (2011), Seifert *et al.* (2011).

DOTHIDEALES LINDAU (1897)

DOTHIDEACEAE CHEVALL. (1826)

Aureobasidium Viala & G. Boyer, *Rev. gén. Bot.* 3: 371 (1891)

Aureobasidium pullulans (de Bary) G. Arnaud, *Annals d'École National d'Agric. de Montpellier*, Série 2 16(1-4): 39 (1918) [1917] (Prancha 8, 9; pág. 395, 396)

Anthostomella pullulans (deBary)F.T. Benn., *Annals of Applied Biology* 15: 381 (1928)

Hormonema pullulans (de Bary) Lagerb. & Mdin, *Nytt Magazin för Naturvidenskapene* 71:256 (1932)

Colônias em MEA em temperatura ambiente inicialmente brancas a cremes, tornando-se rosadas com o crescimento, eventualmente escurecida a preta nas bordas, com textura gregária, marginal ou não, com forma pouco definida. Colônias em BDA eventualmente tornando-se completamente pretas, brilhantes, carbonáceas, com textura leveduriforme a seca. Hifas somáticas hialinas, delgadas, regularmente septadas. Espículas formadas ao longo do micélio somático, formando conídios, simples ou raramente basidióides, em intervalos irregulares. Conídios primários ovóides a subglobosos, hialinos, $4,5-5 \times 1,5-2 \mu\text{m}$, lisos. Conídios secundários leveduróides (*yeast-like*), formados por brotamento em alguns conídios, sobretudo em porções mais antigas das colônias.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 22.III.2013 (URM86637a, 86637b, 86637c).

HABITAT: Registrado em solo, águas continentais e órgãos vegetais, como sapróbio ou endofítico.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Aureobasidium pullulans* é uma espécie ubíqua comum, frequentemente denominada levedura negra, que pode ser encontrada em diferentes ambientes, tais como solo, água e material vegetal. Assemelha-se a *Exophiala mansonii*, da qual difere por apresentar colônias oliváceas a pretas com crescimento lento e conídios levemente menores ($4.5-5 \times 1,5-2 \mu\text{m}$).

REFERÊNCIA: Cooke (1962).

EUROTIALES G.W. MARTIN ex BENNY & KIMBR. 1980

MONASCACEAE J. SCHRÖT (1894)

***Monascus Tiegh.*, Bull. Soc. bot. Fr. 31: 226 (1884)**

Allescheria Sacc. & P. Syd., Syll. fung. (Abellini) 144: 464 (1899)

Backusia Thirum., M.D. Whitehead & P.N. Mathur, Mycologia 56(6): 813 (1965) [1964]

Eurotiella Lindau, in Engler & Prantl, Nat. Pflanzenfam., Teil. I (Leipzig) 1**:383 (1900)

Eurotiosis Constantin ex Laborde, AnnlsInst. Pasteur, Paris 11:2 (1897)

Physomyces Hanz. Bot. Zbl. 41: 410 (1890)

***Monascus ruber* Tiegh.**, Bull. Soc. bot. Fr. 31: 226 (1884) (Prancha 9, 10; pág. 396, 397)

Backusiaterricola Thirum., M.D. Whitehead & P.N. Mathur, Mycologia 56(6):813 (1965) [1964]

Colônias em CYA25 com crescimento rápido, 25-35 mm em sete dias, baixas, planas, velutinosas a flocosas, com bordas fimbriadas. Verso inicialmente branco, progressivamente marrom claro com a maturação dos cleistotécios, ocasionalmente avermelhada. Reverso marrom a marrom escuro, liso. Micélio abundante, formado por hifas hialinas, delgadas, ramificadas, lisas, 4-5,5 µm de diâmetro. Cleistotécios não ostiolados, globosos, usualmente achatados, com aparência engomada, estipitados, sobre hifas suporte, 25-45(-57,5) µm de diâmetro, marrom claros a âmbar, brilhantes. Perídio formado por hifas fusionadas em células globóides a anguladas, grandes, de parede espessa, 2,5-5 µm no maior eixo, colapsando ou não em montagens. Ascos fortemente evanescentes, liberando passivamente a massa de ascosporos no interior dos cleistotécios. Ascosporos elipsóides, hialinos, lisos, 5-7,5 × 3,5-4,5 µm. Conídios simples ou em cadeias curtas, globosos a piriformes, exceto pela base truncada, de parede espessa, hialinos, lisos, 9,5-15,5 de diâmetro ou 10-17,5 × 8,5-15 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 15.III.2013 (URM86638a, 86638b, 86638c, 86638d).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal, conteúdo do rúmen de herbívoros, rejeitos industriais, dentre outros. É raro e ocasional o registro em excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Monascus ruber* é uma espécie cleistotecióide comum, conhecida sobretudo pela aplicação na preparação de alimentos, particularmente na China e no Japão. Difere de *M. pilosus* pela coloração mais amarronzada das colônias e pela formação de conídios em cadeia na fase anamórfica, *Basipetospora rubra* Cole & Kendrick. Difere de *M. purpureus* pelo comprimento dos ascosporos, mais curtos (5-7,5 µm no material examinado).

REFERÊNCIA: von Arx (1970), Hawksworth & Pitt (1983), Stchigel *et al.* (2004).

TRICHOCHOMACEAE E. FISCH. (1897)

Aspergillus P. Micheli ex Link, Mag. Gesell.naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 16 (1809)

Amosprium Corda, Icon. fung. (Prague) 3: 11 (1839)

Alliospora Pim J. Bot., Lond. 21:235 (1883)

Aspergillopsis Speg., Anal. Mus. nac. B. Aires, Ser. 3 13: 434 (1910)

Aspergillus P. Micheli, Nova plantarum genera (Florentiae): 212, t. 92 (1729)

Basidiellu Cooke, Grevillea 6 (no. 39): 118 (1878)

Briarea Corda in Sturm, Deutschl. Fl., 3. Abt. (Pilze Deutschl.) 3(11): 11 (1831)

Cladaspergillus Ritgen, Schr. Math. Ges. 2: 89 (1831)

Cladosarum E. Yuill & J.L. Yuill, Trans. Br. mycol. Soc. 22(1-2): 199 (1938)

Euaspergillus F. Ludw., Lehrb. Niederen Kryptog. (Stuttgart): 258 (1892)

Gutturomyces Rivolta (1884)

Oomyces Wreden, (1874)

Raperia Subram. & Rajendran, Kavaka 3: 133 (1976) [1975]

Redaellia Cif., Arch. Protistenk. 71: 428 (1930)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Aspergillus* Link IDENTIFICADAS

1. Conidióforos com vesículas predominantemente unisseriadas 2
1. Conidióforos com vesículas predominantemente bisseriadas 4

2. Colônias em CYA25 com coloração preta aos sete dias *A. japonicus*
2. Colônias em CYA25 com outra coloração 3

3. Colônias em CYA25 em tons de verde escuro a marrom com sete dias de crescimento *A. parasiticus*
3. Colônias em CYA25 em tons de azul esverdeado a azuis com sete dias de crescimento *A. fumigatus*

4. Colônias em CYA25 com diâmetro inferior a 60 mm de diâmetro com sete dias de crescimento 5
4. Colônias em CYA25 com diâmetro superior a 60 mm de diâmetro com sete dias de crescimento 6

5. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 e/ou MEA25 com coloração ocráceo pálido a castanho vináceo. Cabeças conidiais frequentemente formando colunas compactas, com conídios em longas cadeias, variando em coloração do mais antigo ao mais recente *A. terreus*
5. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 e/ou MEA25 com coloração branca a creme. Cabeças conidiais radiadas a frouxamente colunares, não formando colunas compactas, com conídios soltos ou formando cadeias curtas, não variando em coloração *A. niveus*
6. Região esporífera das colônias em CYA25 verde pistache a verde acinzentado com sete dias de crescimento. Conídios predominantemente lisos *A. flavus*
6. Região esporífera das colônias em CYA25 preto fosco a preto oliváceo com sete dias de crescimento. Conídios predominantemente ornamentados *A. niger*

***Aspergillus flavus* Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 16 (1809)**

Monilia flava (Link) Pers., *Mycologia Europaea* 1: 30 (1822)

Sterigmatocystis lutea Tiegh., *Bulletin de la Société Botanique de France* 24: 108 (1877)

Aspergillus flavus var *prolifera* Anguli, Rajam, Thirum., Rangiah & Ramamurthi, *Indian Journal of Microbiology*: 94 (1955)

(Prancha 11, 13; pág. 398, 400)

Colônias em CYA25 com crescimento de 67-72 mm de diâmetro em sete dias, lanosa no centro, sobretudo na região com produção de conidióforos, lanosa a flocosa em direção ao bordo branco, 5-10 mm, regular, serrilhado, esparso; verso verde pistache a verde acinzentado, finamente radialmente sulcada próximo a margem, não apresentando produção de exsudatos; reverso lúteo a ocráceo, com sulcos irregulares evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 60-65 mm de diâmetro em sete dias, granulares a flocosas, com borda branca; verso verde oliváceo a verde escuro, sem produção de exsudatos; reverso incolor a amarelo claro, sem produção de pigmento solúvel observável. Cabeças conidiais radiadas, compactas. Conidióforos finamente rugosos, ocasionalmente lisos, hialinos, por vezes tomando-se levemente pigmentados próximo à vesícula, 150-720 × 10-15 µm. Vesículas predominantemente bisseriadas, consideravelmente variáveis em morfologia no material examinado, globosas, subglobosas a subelipsóides, espatuladas ou piriformes, 27,5-37,5 µm de diâmetro. Métulas cobrindo três quartos da vesícula, levemente compactas, 7,5-10 × 4,5-6 µm. Fiáides 5-7,5(-10) × 2,5-5 µm. Conídios globosos a elipsóides, usualmente lisos, raramente finamente rugosos, hialinos a amarelados, 2,5-6 µm de diâmetro.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 30.VII.2012 (URM86639a, 86639b, 86639c).

HABITAT: Registrado em ampla variedade de substratos, incluindo solo, material vegetal, insetos e outros animais (inclusive no homem) e em excrementos de bovinos, equinos e ovinos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Aspergillus flavus* é uma das espécies de fungos com maior distribuição geográfica e de substrato registrada. É conhecido produtor de micotoxinas, tais como a aflatoxina B₁, sendo amplamente estudado sob este e outros aspectos. Foi isolada em excrementos de herbívoros cativos em Pernambuco por Chaves Batista. Apresenta colônias de coloração verde clara e de rápido crescimento em CYA e em MEA, formando cabeças conidiais radiadas com vesículas predominantemente bisseriadas. Dentre as espécies comuns do gênero que produzem esporulação de coloração esverdeada, difere de *A. parasiticus* por apresentar conídios lisos a fracamente rugosos e vesículas com métulas, na maioria. Difere de *A. oryzae* pelas colônias mais claras e conídios menores (2,5-6 µm de diâmetro).

REFERÊNCIA: Batista *et al.* (1961 b), Raper & Fennell (1965), Klich (2002).

***Aspergillus fumigatus* Fresen., Beitr. Mykol. 3: 81 (1863) (Prancha 12, 13; pág. 399, 400)**

Aspergillus fumigatus Fresen., Beitr. Mykol. 3:81 (1863) mut. *fumigatus*

Aspergillus fumigatus mut. *punicas* B.S. Mehrotra & M. Basu [as 'punicea'], Nova Hedwigia 32(1): 4 (1980)

Aspergillus fumigatus var. *acolumaris* J.N. Rai, S.C. Agarwal & J.P. Tewari, J. Indian bot. Soc. 50(1): 65 (1971)

Aspergillus fumigatus var. *abus* J.N. Rai, J.P. Tewari & S.C. Agarwal, Beih. Nova Hedwigia 47: 492 (1974)

Aspergillus fumigatus var. *cellulosae* Sartory, R. Sartory & J. Mey., Papier 38(1): 43-44, 47-48, 51-52 (1935)

Aspergillus fumigatus var. *coeruleus* Makhevsk., Trudy Pushkinskoi nauchno-issledovatel'skoi laboratorii razvedeniya sel'skokhozjaistvennykh zhivotnykh 13: 22 (1939)

Aspergillus fumigatus var. *fulvinber* J.N. Rai, J.P. Tewari & S.C. Agarwal, Beih. Nova Hedwigia 47: 492 (1974)

Aspergillus fumigatus Fresen., Beitr. Mykol. 3:81 (1863) var. *fumigatus*

Aspergillus fumigatus var. *griseibrunneus* J.N. Rai & A. Singh bis, in Rai, Tewari & Agarwal, Nova Hedwigia 47(3-4): 493 (1988)

Aspergillus fumigatus var. *helveticus* J.L. Yuill

Aspergillus fumigatus var. *luzinense* Silv., Zentbl. Bakt. ParasitKde, Abt. II 103: 143 (1941)

Aspergillus fumigatus var. *minus* Sartory, Bull. Acad. Méd. Paris, Sér. 3 82: 304 (1919)

Aspergillus fumigatus var. *sclerotium* J.N. Rai, S.C. Agarwal & J.P. Tewari, J. Indian bot. Soc. 50(1): 66 (1971)

Aspergillus fumigatus var. *tumescens* Kral ex Blumentritt, (1901)

Neosartorya fumigata O'Gorman, H.T. Fuller & P.S. Dyer, Nature, Lond. 457(no. 7228): 473 (2009)

Colônias em CYA25 com crescimento de 50-70 mm de diâmetro em sete dias, lanosa no centro, sobretudo na região com produção de conidióforos, lanosa a flocosa em direção ao bordo branco, 5-10 mm, regular, serrilhado, esparso; verso azul turquesa a verde azulado, radialmente sulcado próximo a margem, não apresentando produção de exsudatos; reverso incolor a amarelo pálido, com sulcos irregulares evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 50-65 mm de diâmetro em sete dias, granulares a flocosas, com borda branca; verso azul turquesa a verde azulado, sem produção de exsudatos; reverso incolor a amarelo claro, sem produção de pigmento solúvel observável. Cabeças conidiais colunares, raramente radiadas. Conidióforos lisos, hialinos, expandindo seu diâmetro gradualmente em direção à vesícula espatulada, 175-350 μm . Vesículas predominantemente unisseriadas, espatuladas, 17,5-27,5 μm de diâmetro. Fíalides cobrindo de metade a três quartos da vesícula, 5-6,5 \times 2,5-5 μm . Conídios globosos a elipsóides, usualmente lisos, raramente finamente ornamentados, hialinos, 2-3 μm de diâmetro.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 14.II.2013 (URM86640a, 86640b, 86640c).

HABITAT: Registrado em solo, sementes, lodo, madeira, rejeitos industriais, algodão, excrementos de herbívoros e carnívoros, dentre outros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Aspergillus fumigatus* é espécie comum, cosmopolita e ubíqua, apresentando crescimento satisfatório em diversos meios de cultivo em laboratório e registros em grande número de substratos. É conhecida pela amplitude de intervalos de condições que pode ocupar nos ecossistemas, como espécie com alta tolerância a estresses. Estudo realizado na Faculdade de Medicina da Universidade do Porto (FMUP) demonstrou que *A. fumigatus* é o fungo patogênico mais frequentemente encontrado em ambiente hospitalar (Magalhães, 2007). Como características diagnósticas combinadas, destacam-se a coloração azulada das colônias, tanto em MEA25 como em CYA25, vesículas espatuladas unisseriadas e conídios usualmente lisos. Seu registro em

excrementos de herbívoros é raro. Foi registrado em excrementos bovinos por Batista *et al.* (1961 b). Apenas uma ocorrência da espécie foi registrada no presente trabalho.

REFERÊNCIA: Batista *et al.* (1961 b), Harper & Fennell (1965), Klich (2002).

***Aspergillus japonicus* Saito**, Bot. Mag., Tokyo 20: 61 (1906) (Prancha 14, 16; pág. 401, 403)

Aspergillus japonicus var. *atrofusus* Iizuka, J. agric. Chem. Soc. Japan 27: 807 (1953)

Aspergillus japonicus var. *capillatus* Nakaz., Y. Takada & Suematsu, J. agric. Chem. Soc. Japan 8: 12 (1932)

Aspergillus japonicus Saito, Bot. Mag., Tokyo 20: 61 (1906) var. *japonicus*

Aspergillus japonicus var. *viridiflavus* Iizuka, J. agric. Chem. Soc. Japan 27: 807 (1953)

Saito a japonica Rajendran & Muthappa, Proc. natn. Acad. Sci. India, Sect. B, Biol. Sci. 89(3): 186 (1980)

Colônias em CYA25 com crescimento de 65-70 mm de diâmetro em sete dias, aveludadas a levemente flocosas, com borda branca, 10-15 mm, irregular; verso preto no centro, usualmente branco em sua maioria, radialmente sulcada, não apresentando produção de exsudatos; reverso amarelo pálido a creme, enrugado, com sulcos evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 55-57 mm de diâmetro em sete dias, flocosas, planas, com borda branca finamente radiada, 7-11 mm, irregular; verso preto, sem produção de exsudato; reverso incolor a levemente amarelado, sem produção de pigmentos solúveis. Cabeças conidiais radiadas. Conidióforos lisos, hialinos a levemente pigmentados, 150-500 × 12,5-15 µm. Vesículas unisseriadas, globosas, 15-40 µm de diâmetro. Filídes cobrindo a metade apical da vesícula, 5-9 × 2,5-5 µm. Conídios globosos a subglobosos, equinulados, apresentando espinhos esparsos, castanhos a marrom escuros, 3-5 µm de diâmetro.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 13.II.2012 (URM86641a, 86641b, 86641c).

HABITAT: Registrado sobretudo em solo e em material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Como principais características diagnósticas, *Aspergillus japonicus* apresenta esporulação de cor preta, conferindo à colônia textura aveludada a levemente flocosa, e aspergilos

com vesículas exclusivamente unisseriadas. Os conídios equinulados e a coloração preta assemelham esta espécie a *A. niger* e *A. carbonarius*, espécies comum em muitos substratos. Todavia, o primeiro apresenta vesículas bisseriadas e o segundo, além desta característica, tem conídios mais pigmentados e maiores. Foi registrada em excrementos de bovinos no Recife.

REFERÊNCIA: Batista *et al.* (1961 b), Raper & Fennell (1965), Klich (2002).

***Aspergillus niger* Tiegh., Annls Sci. Nat., Bot., sér. 5 8: 240 (1867) (Prancha 15, 16; pág. 402, 403)**

- Aspergillopsis intermedia* Speg., Anal. Mus. nac. B. Aires, Ser. 3 B: 435 (1911)
Aspergillopsis nigra (Tiegh.) Speg., Mycetes Argentinenses 5: 435 (1910)
Aspergillus awamori var. *hominis* Bat. & Maia, Anais Soc. Biol. Pernambuco 15(1): 186 (1957)
Aspergillus cinnamomeus E. Schieman, Publ. Z. indukt. Abstamm. u. Vererb. Lehre (1912)
Aspergillus fusus E. Schieman, Publ. Z. indukt. Abstamm. u. Vererb. Lehre (1912)
Aspergillus nanus Mont., Syll. gen. sp. crypt. (Paris): 300 (1856)
Aspergillus niger f. *hennbergii* Bbchwitz ex Al-Musallam, Revision of the black *Aspergillus* species (Utrecht): 68 (1980)
Aspergillus niger Tiegh., Annls Sci. Nat., Bot., sér. 5 8: 240 (1867) f. *niger*
Aspergillus niger mut. *cinnamomeus* (E. Schieman) Thom & Raper, Manual of the *Aspergilli*: 223 (1945)
Aspergillus niger mut. *schiemanni* (Thom) Thom & Raper, Manual of the *Aspergilli*: 224 (1945)
Aspergillus niger var. *altipes* E. Schieman, Mutationen bei *Aspergillus niger* v. Tieghem, Inaugural-Diss (1912)
Aspergillus niger var. *arecae* Lal & Ram Chandra, J. scient. Res. Banaras Hindu Univ. 3: 123 (1953) [1952-53]
Aspergillus niger var. *intermedius* (Speg.) Al-Musallam, Revision of the black *Aspergillus* species (Utrecht): 66 (1980)
Aspergillus niger var. *nanus* (Mont) Al-Musallam, Revision of the black *Aspergillus* species (Utrecht): 62 (1980)
Aspergillus niger Tiegh., Annls Sci. Nat., Bot., sér. 5 8: 240 (1867) var. *niger*
Aspergillus niger var. *phoenicis* (Corda) Al-Musallam, Revision of the black *Aspergillus* species (Utrecht): 56 (1980)
Aspergillus niger var. *tuxi* D.P. Zhou, K. Zhao & Ping, in Zhao, Ping, Li, Hao, Zhao, Gao & Zhou, Journal of Applied Microbiology 107(4): 1206 (2009)
Aspergillus niger var. *usami* (Sakag., Iizuka & M. Yamaz. ex Iizuka & K. Sugiy.) Al-Musallam, Revision of the black *Aspergillus* species (Utrecht): 64 (1980)
Aspergillus phoenicis (Corda) Thom & Currie, Journal of Agricultural Research 7: 9 (1916)
Aspergillus schiemaniae Thom [as 'Schiemanni'], in Thom & Currie, Journal of Agricultural Research 7: 11 (1916)
Aspergillus usami Sakag., Iizuka & M. Yamaz. ex Iizuka & K. Sugiy., J. Jap. Bot. 40: 232 (1950)
Rhopalocystis nigra (Tiegh.) Grove, J. Econ. Biol. 6: 41 (1911)
Sterigmatocystis nigra (Tiegh.) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 4: 75 (1886)
Sterigmatocystis phoenicis (Corda) Pat. & Delacr., Bull. Soc. mycol. Fr. 7: 119 (1891)
Ustilagophoenicis Corda, Icon. fung. (Pague) 4: 9 (1840)

Colônias em CYA25 com crescimento de 62-70 mm de diâmetro em sete dias, granulares a flocosas, com borda branca, marcadamente sulcada, 5-10 mm, regular; verso preto fosco a preto oliváceo, radialmente sulcada, com tufo miceliais esparsos entre os conidióforos, sem produção de exsudatos observáveis; reverso incolor a amarelo pálido, enrugados, com sulcos numerosos, evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 35-45 mm de diâmetro em sete dias, granulares a flocosas, com borda branca a creme, 3-5 mm, irregular; verso preto fosco a preto violáceo, sem produção de exsudatos; reverso incolor, liso, sem produção de pigmentos solúveis observáveis. Cabeças conidiais radiadas, compactas. Conidióforos lisos,

hialinos a pigmentados, sobretudo próximo ao ápice, 550-1500 × 12,5-20 µm. Vesículas predominantemente bisseriadas, globosas, 27,5-55(-65) µm de diâmetro. Métulas cobrindo toda a superfície exposta das vesículas, 15-17,5 × 4,5-5 µm. Fiálides 7,5-10 × 2,5-3(-5) µm. Conídios globosos, rugosos, apresentando cristas em maior ou menor intensidade, raramente lisos, castanhos a marrons, 2,5-5 µm de diâmetro.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 02.VIII.2012 (URM86642a, 86642b, 86642c).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal estocado ou *in situ*, rizosfera, excrementos e em diversos outros materiais orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Aspergillus niger* é um dos fungos mais citados em diversos substratos orgânicos, sendo considerado ubíquo e cosmopolita. É comumente encontrado em sementes e demais produtos vegetais em estoque e é conhecido pela capacidade de crescer em diversos meios de cultura usados em isolamentos. Dentre as espécies que produzem esporulação negra em CYA25 e MEA25, difere de *A. japonicus* por apresentar vesículas marcadamente bisseriadas, e de *A. carbonarius* por apresentar conídios menores (2,5-5 µm). Foi registrado anteriormente em Pernambuco em excrementos de bovinos no Recife.

REFERÊNCIA: Batista *et al.* (1961b), Raper & Fennell (1965), Klich (2002).

***Aspergillus niveus* Blochwitz, Annales Mycologici 27 (3-4): 205 (1929)**

Aspergillus burneus Bouge

Aspergillus neoindias Samson, S.W. Peterson, Frisvad & Varga, Stud. Mycol. 69: 53 (2011)

Aspergillus niveus Blochwitz, Annls mycol 27(3/4): 205 (1929)

Aspergillus niveus var. *bifidus* Maia & Alecrim [como 'bifida'], Anais V Congr. Soc. bot. Brasil 15: 189 (1955)

Aspergillus niveus var. *indias* Lal & A.K. Sarbhoy [as 'indica'], Indian Phytopath. 25(2): 311 (1972) [1973]

Aspergillus niveus Blochwitz, Annls mycol 27(3/4): 205 (1929) var. *niveus*

(Prancha 17, 20; pág. 404, 407)

Conidióforos formando colônias esparsas sobre os substratos, com cabeças conidiais globosas, brancas. Colônias em CYA25 com crescimento de 25-30 mm de diâmetro em sete dias, aveludadas, compactas, com borda indiferenciada, regular; verso branco a creme, finamente sulcada próximo aos bordos, apresentando acentuada produção de exsudato amarelo a âmbar; reverso marrom amarelado a marrom escuro, com sulcos pouco evidentes, com pigmentos solúveis amarelos observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 20–22 mm de diâmetro em sete dias, aveludadas, compactas, elevadas, com borda branca finamente radiada, 1-2 mm, irregular; verso branco a amarelo claro, sem produção de exsudato observável; reverso marrom escuro a sépia, sem produção de pigmentos solúveis observável. Cabeças conidiais radiadas a frouxamente colunares. Conidióforos lisos, hialinos, $90-210 \times 5-7,5 \mu\text{m}$. Vesículas predominantemente bisseriadas, espatuladas a piriformes, $7,5-12,5 \mu\text{m}$ de diâmetro. Métulas compactas ou esparsas, usualmente cobrindo a metade apical da vesícula, $5-6,5 \times 2,5-4 \mu\text{m}$. Fiálides $5-7,5 \times 2-2,5 \mu\text{m}$. Conídios globosos a subglobosos, lisos, hialinos, formando cadeias curtas ocasionais, $2,5-3 \mu\text{m}$ de diâmetro.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 14.III.2012 (URM86643a, 86643b, 86643c).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e em excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Embora presente coloração amarronzada e amarelada em meio de cultura BDA, *A. niveus* é uma das poucas espécies com esporulação persistentemente branca quando incubados em meios de cultura CYA e MEA, juntamente com *A. candidus*. Difere desta espécie por apresentar cabeças conidiais com vesículas cobertas por métulas somente na porção superior, além de apresentar vesículas menores ($7,5-12,5 \mu\text{m}$ de diâmetro) e de apenas um tipo.

REFERÊNCIA: Batista *et al.* (1961 b), Rarper & Fennell (1965), Klich (2002).

***Aspergillus parasiticus* Speare, Path. & Phys. Bull 12: 38 (1912) (Prancha 18, 20; pág. 405, 407)**

Aspergillus flavus subsp. *parasiticus* (Speare) Kurtzman, M.J. Smiley, Robnett & Wicklow, *Mycologia* 78(6): 958 (1986)

Aspergillus parasiticus Speare, Report Exp. Stat. Hawaiian Sugar Planters' Assoc., Path. & Phys. Bull 12: 38 (1912) f. *parasiticus*

Aspergillus parasiticus var. *globosus* Murak., in Murakami, Owaki & Takase, J. gen. appl. Microbiol., Tokyo 12: 195 (1966)

Aspergillus parasiticus Speare, Report Exp. Stat. Hawaiian Sugar Planters' Assoc., Path. & Phys. Bull 12: 38 (1912) var. *parasiticus*

Aspergillus parasiticus var. *rugosus* Y. Ohara, Research Bulletin of the Faculty of Agriculture, Gifu University 2: 78 (1953)

Aspergillus toxicarius Murak., J. gen. appl. Microbiol., Tokyo 17:307 (1971)

Paromyces parasiticus B.W. Horn, I. Carbone & Ram-Prado, *Mycologia* 101(2): 276 (2009)

Conidióforos gregários, formando pequenas colônias no substrato, raros, 1-2 mm de altura, com cabeças conidiais radiadas, de coloração ferrugínea. Colônias em CYA25 com crescimento de 60-68 mm de diâmetro em sete dias, flocosas a pulverulentas no centro, sobretudo na região com produção de conidióforos, lanosa a aveludada em direção ao bordo branco, este 8-12 mm, irregular; verso verde oliva escuro a marrom oliváceo, não apresentando produção de exsudatos; reverso amarelo pálido a incolor, sem pigmentos solúveis observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 60-65 mm de diâmetro em sete dias, flocosas, planas; verso verde oliva a verde escuro, sem produção de exsudato; reverso incolor a amarelo pálido, sem produção de pigmentos solúveis. Cabeças conidiais radiadas. Conidióforos de parede rugosa, hialinos, 170-450 × 15-35 µm. Vesículas predominantemente unisseriadas, raramente bisseriadas, globosas a subglobosas, 7,5-15 µm de diâmetro. Fíalides cobrindo a metade apical da vesícula, 7,5-12,5 × 2,5-5 µm. Conídios globosos, marcadamente equinulados, apresentando espinhos esparsos, castanhos a marrom escuros, 3,5-5 µm de diâmetro, formando cadeias curtas e frágeis.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 20.XII.2011 (URM86644a, 86644b, 86644c).

HABITAT: Registrado em solo, insetos e em material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Aspergillus parasiticus*, a despeito de sua denominação específica, é frequentemente isolado como sapróbio em grande variedade de substratos orgânicos, mas o relato em excrementos de herbívoros é raro. É provável que esta espécie esteja mais associada aos insetos que visitam as pilhas de excrementos do que ao hábito endocoprófilo. Difere claramente de *A. flavus* na micromorfologia, por apresentar conídios equinulados. Embora as colônias desta espécie usualmente

possuam tonalidades de verde mais escuras do que *A. flavus*, este caracter apresenta grande variabilidade, tornando-se inviável como característica diagnóstica. Klich (2002) menciona que muito da distribuição geográfica e de substrato desta espécie pode ser equivocada devido à identificação errônea como *A. flavus*, que também apresenta coloração esverdeada dos conídios em massa e é extremamente comum.

REFERÊNCIA: Raper & Fennell (1965), Klich (2002).

***Aspergillus terreus* Thom**, in Thom & Church, Am. J. Bot. 5: 85-6 (1918)

Aspergillus aureotereus Samson, S.W. Peterson, Frisvad & Varga, Stud. Mycol. 69: 45 (2011)

Aspergillus boadijnii Blochwitz [as boedjini], Annlsmycol. 32(1/2): 83 (1934)

Aspergillus floccosus (Y.K. Shih) Samson, S.W. Peterson, Frisvad & Varga, Stud. Mycol. 69: 45 (2011)

Aspergillus neafricanus Samson, S.W. Peterson, Frisvad & Varga, Stud. Mycol. 69: 53 (2011)

Aspergillus terreus var. *africanus* Fennell & Raper, Mycologia 47(1): 86 (1955)

Aspergillus terreus var. *auratus* Thom & Raper, Manual of the Aspergilli: 198 (1945)

Aspergillus terreus var. *boadijnii* (Blochwitz) Thom & Raper, Manual of the Aspergilli: 197 (1945)

Aspergillus terreus var. *floccosus* Y.K. Shih, Lingnan Sci. Journ. 15(3): 365 and 607 (1936)

Aspergillus terreus var. *globosus* J.N. Rai, S.C. Agarwal & J.P. Tewari, J. Indian bot. Soc. 50(1): 68 (1971)

Aspergillus terreus var. *subfloccosus* Y.K. Shih, Lingnan Sci. Journ. 15(3): 365 and 607 (1936)

Aspergillus terreus Thom, in Thom & Church, Am. J. Bot. 5: 85-6 (1918) var. *terreus*

(Prancha 19, 20; pág 406, 407)

Conidióforos raramente dispersos, usualmente gregários, formando pequenas colônias no substrato, 0,2-0,5 mm, com cabeça conidial globosa a colunar, rosácea. Colônias em CYA25 com crescimento de 53 mm de diâmetro em sete dias, aveludadas a lanosas, com borda branca, 5-6 mm, regular; verso ocráceo pálido a castanho vináceo, radialmente sulcada, com tufos miceliais no centro, apresentando produção pouco acentuada de exsudato amarelado a dourado; reverso marrom amarelado a dourado, com sulcos evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 27-30 mm de diâmetro em sete dias, granulares a flocosas, com borda branca, 0,5-1 mm, irregular a levemente serrilhada; verso ocráceo pálido a castanho vináceo, sem produção de exsudato; reverso marrom avermelhado a fulvo, liso, com acentuada produção de pigmento solúvel amarelado a dourado. Cabeças conidiais colunares, compactas. Conidióforos lisos, hialinos, 130-220 × 5-7,5 µm. Vesículas predominantemente bisseriadas, usualmente piriformes, raramente subsféricas, 15-17,5 µm de diâmetro. Métulas cobrindo a metade apical da vesícula, compactas, 5-7,5 × 2-2,5 µm. Fiáides 5-7,5 × 1,5-2 µm. Conídios globosos a subglobosos, lisos, hialinos a amarelados, 1,5-2,5 µm de diâmetro.

MATERIAL EXAMNADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 12.X.2011 (URM86645a, 86645b, 86645c).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e em diversos substratos orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Aspergillus terreus*, isolado em excrementos de equinos e bovinos no Recife por Batista *et al.* (1961 b), é aqui registrado nos mesmos substratos e na mesma cidade. Apresenta como caracteres diagnósticos colônias de coloração em tons ocráceos, formada por numerosas cabeças conidiais colunares compactas, apresentando longas cadeiais conidiais, diferindo assim de *A. ochraceus*, o qual embora apresente colônias com coloração parecida, apresenta cabeças conidiais radiadas e cadeias de esporos mais curtas.

REFERÊNCIA: Rarper & Fennell (1965), Klich (2002).

***Paecilomyces Bainier*, Bull. Soc. mycol. Fr. 23(1): 26 (1907)**

- Byssochlamys* Westling, Svensk bot. Tidskr. 3: 134 (1909)
Conollium Sopp, Skr. VidenskSelk. Christiania, Kl. I. Math.-Natur. 11: 98 (1912)
Graphidium Lindau, Rabenh. Krypt.-Fl., Bd. 2 (Leipzig) 1.9: 748 (1909)
Spicariopsis R. Heim Revue de Pathologie Végétale et d'Entom. Agric. de France 26(1): 25 (1939)

***Paecilomyces variotii* Bainier, Bull. Soc. mycol. Fr. 23: 27 (1907) (Prancha 21, 22; pág. 408, 409)**

- Monilia formosa* Sakag., May. Inoue & Tada, Zentrbl. Bakt. Parasitkde, Abt. II 100: 302 (1939)
Paecilomyces divariatus (Thom) Samson, Houbraken & Frisvad, Persoonia 22: 21 [preprint] (2009)
Paecilomyces formosa Sakag., May. Inoue & Tada ex Houbraken & Samson [as 'formosus'], in Samson, Houbraken, Varga, Frisvad, Persoonia 22: 21 (2009)
Paecilomyces variotii var. *antibioticus* S. Abe, Takeuchi & Yoneh., Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 23(1): 27 (1939)
Paecilomyces variotii Bainier, Bull. Soc. mycol. Fr. 23(1): 27 (1907) var. *variotii*
Paecilomyces variotii var. *zaminelli* Dekh. -Khodz. Shamsiev, Shakirova, Makarova & Mingb., Pediatriya(9): 13 (1982)
Penicillium divariatum Thom, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: 72 (1910)
Penicillium variotii (Bainier) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 22: 1273 (1913)
Penicillium viniferum Sakag., Zentrbl. Bakt. Parasitkde, Abt. II 100: 303 (1939)
Spicariadivarkatu (Thom) J.C. Gilman & E.V. Abbott, Journal of Iowa State College, Sci. 1(3): 301 (1927)
Spicariadivarkatu (Thom) J.C. Gilman & E.V. Abbott, Journal of Iowa State College, Sci. 1(3): 301 (1927) var. *divaricata*
Spicariadivarkatu var. *heterospora* Ara & Hedayat, Pakist. J. scient. ind. Res. 7: 36 (1964)

Colônias em MEA25 com crescimento superior a 9 cm de diâmetro em sete dias de incubação, farináceas, rasas, com borda pouco diferenciável; verso ocre oliváceo a cinza oliváceo, tornando-se

mais escuro com o envelhecimento, não sulcado, ocasionalmente com tufo miceliais no centro, não apresentando produção de exsudatos; reverso ocre a marrom amarelado, sem pigmentos solúveis observáveis. Conidióforos lisos, hialinos, iniciando simples a partir de hifas somáticas e ramificando-se progressivamente, formando tufo verticilados ou irregularmente verticilados, terminando em 3 a 8 fiáides. Estipes lisos a finamente rugosos, $25-100 \times 2,5-5(-7,5) \mu\text{m}$. Fiáides solitárias ou em tufo, lageniformes, $12,5-17,5 \times 2,5-5 \mu\text{m}$, com pescoço longo, até $2 \mu\text{m}$ de comprimento. Conídios variáveis em morfologia, hialinos a amarelo esverdeados, lisos, usualmente de dois tipos: menores, subglobosos, elipsóides, fusóides a sublimoniformes, $2,5-5 \times 1,5-2,5 \mu\text{m}$, frequentemente formando cadeias; maiores, subglobosos, subelipsóides a cuneiformes, $10-11 \times 6,5-7,5 \mu\text{m}$, formando cadeias longas.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 30.VII.2012 (URM86646a, 86646b, 86646c).

HABITAT: Registrado em solo, madeira, composta e em diversos outros substratos orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre as espécies do gênero, *P. variotii* destaca-se por produzir conídios de morfologia extremamente variável, o que pode conduzir o pesquisador à falsa conclusão de se tratar de duas espécies em um só isolamento. Apresenta conidióforos formando tufo algo verticilados, com cadeias de conídios longas em meio de cultura MEA. Esta espécie, de comum ocorrência, é conhecida e estudada na medicina, produção de metabólitos de interesse industrial e micotoxicologia.

REFERÊNCIA: Samsom (1974).

***Penicillium* Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 16 (1809)**

Aspergilloides Dierckx, (1901)

Capentides Langeron, C. r. heb. Séanc. Mém. Soc. Biol. 87: 344 (1922)

Chromodeista Yaguchi & Udagawa, Trans. Mycol. Soc. Japan 34(1): 101 (1993)

Citromyces Wöhner, Ber. dt. bot. Ges. 11: 338 (1893)

Coremium Link Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 19 (1809)

Eladia G. Sm., Trans. Br. mycol. Soc. 44(1): 47 (1961)

Eupenicillium F. Ludw., Lehrb. Niederen Kryptog. (Stuttgart): 256, 257, 263 (1892)

Floccaria Grev., Scott. crypt. fl. (Edinburgh) 5: p. 301 (1827)

Hemicapentels A.K. Sarbhoy & Elphick, Trans. Br. mycol. Soc. 51(1): 155 (1968)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Penicillium* Link IDENTIFICADAS

1. Conidióforos predominantemente triverticilados *P. chrysogenum*
1. Conidióforos predominantemente biverticilados 2

2. Taxa do comprimento entre filídes e métulas em um mesmo conidióforo próxima ou igual a 1. Pigmentação solúvel avermelhada presente *P. purpurogenum*
2. Taxa do comprimento entre filídes e métulas em um mesmo conidióforo muito menor do que 1. Pigmentação solúvel avermelhada ausente 3

3. Estípes terminando predominantemente em um verticilo de métulas 4
3. Estípes apresentando métulas em diferentes níveis, inclusive formando verticilos 7

4. Colônias de crescimento rápido, atingindo diâmetro superior a 30 mm em CYA25 em sete dias 5
4. Colônias de crescimento lento, atingindo diâmetro inferior a 30 mm em CYA25 em sete dias 6

5. Conídios elipsóides, 3,5-7,5 × 2,5-3,5 µm *P. oxalicum*
5. Conídios globosos a subglobosos, (1,5-)2-3 µm de diâmetro *P. raistrickii*

6. Colônias em CYA25 com 15-28 mm de diâmetro em sete dias, apresentando esporulação verde escuro a verde turquesa, produzindo pigmento solúvel amarelo brilhante *P. citrinum*
6. Colônias em CYA25 com 23-30 mm de diâmetro em sete dias, apresentando esporulação cinza esverdeada a verde maçante, não produzindo pigmento solúvel detectável *P. corylophilum*

7. Colônias em CYA25 com esporulação esparsa, predominantemente brancas em sete dias de incubação. Métulas usualmente formando tétrades *P. janczewskii*
7. Colônias em CYA25 com esporulação dominante, verde escura a verde acinzentada em sete dias de incubação. Métulas em trêas a cinco por conidióforo *P. waksmanii*

***Penicillium chrysogenum* Thom**, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: (1910) (Prancha 23, 25; pág. 410, 412)

Colônias em CYA25 com crescimento de 34-36 mm de diâmetro em sete dias, cotonosa, baixa, compacta, radialmente sulcada, com borda branca, regular, 1-2 µm de espessura; verso verde azulado a verde acinzentado, com produção de exsudato amarelo brilhante, na forma de gotículas esparsas pela região esporífera; reverso incolor, com sulcos evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Colônias em MEA25 com crescimento de 17-19 mm de diâmetro, velutinosas, baixas, compactas, não sulcadas, com borda branca, irregular, 0,5-1 mm de espessura; reverso incolor a amarelo lúteo, liso. Conidióforos predominantemente triverticilados, com um ou dois ramos divergentes ou não, ocasionalmente biverticilados, abundantes, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais. Estipes cilíndricos, lisos, 150-220 µm de comprimento. Ramos 15-17,5 µm de comprimento. Métulas 7,5-12,5 µm de comprimento. Fíalides ampuliformes, 7,5-8 µm de comprimento. Conídios subglobosos a elipsoidais, 2,5-3,5 µm, lisos, formando cadeias curtas, facilmente rompíveis.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 20.XII.2011 (URM86647a, 86647b, 86647c).

HABITAT: Registrada em solo, material vegetal, alimentos em estoque e em diversos outros substratos orgânicos, incluindo excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Penicillium chrysogenum* é espécie comum em diversos substratos orgânicos. Todavia, é pouco representada em excrementos de herbívoros, onde forma diversos conidióforos curtos na superfície do substrato, de coloração branca a verde pálido em massa. Em cultivos em meio CYA a 25°C forma colônias de crescimento moderado, com esporulação verde azulada e conidióforos predominantemente triverticilados. Conidióforos biverticilados são comuns, com métulas de tamanhos desiguais. Pigmento solúvel no meio de cultivo e exsudatos amarelados também são característicos, ambos observados no material examinado. Devido a proporção relativamente alta de penicílios biverticilados, esta espécie pode ser confundida com outras do subgênero *Furcatum sensu*

Pitt (2000). Esporos de *P. chrysogenum* são importantes agentes de alergias em humanos (Shen *et al.*, 2003).

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

***Penicillium citrinum* Thom**, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: 61 (1910) (Prancha 23, 25; pág. 410, 412)

Penicillium baaridicum Baghd., Nov. sist Niz. Rast., 1968 5: 107 (1968)

Penicillium botryosum Bat. & H. Maia, Anais Soc. Biol. Pernambuco 15(1): 157 (1957)

Penicillium citrinum Thom, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: 61 (1910) var. *citrinum*

Penicillium citrinum var. *pseudopaxilli* A.T. Martínez & C. Ramírez, (1978)

Penicillium sartoryi Thom [as 'sartorii'], The Penicillia: 233 (1930)

Penicillium steckii KM. Zakssky, Bull Acad. Polon. Sci., Math. et Nat., Sér. B: 469 (1927)

Colônias em CYA25 com crescimento de 15-28 mm de diâmetro em sete dias, cotonosas, compactas, radialmente sulcadas, com borda branca, regular, 1-1,5 µm de espessura; verso verde pálido a verde acinzentado, fosco, com produção de exsudato incolor a amarelo brilhante, na forma de gotas esparsas pela região esporífera; reverso amarelo, com pigmento solúvel amarelo brilhante usualmente presente. Conidióforos predominantemente biverticilados, usualmente com um estipe terminando em um único verticilo de métulas divergentes, abundantes, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais. Estipes cilíndricos, lisos, 95-250 µm de comprimento. Métulas 10-15 µm de comprimento. Fálides ampuliformes, 7,5-10 µm de comprimento. Conídios globosos a subglobosos, 2,5-3 µm, lisos, formando cadeias.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 30.IV.2013 (URM86648a, 86648b, 86648c).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e diversos outros substratos orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Como caracteres combinados, *Penicillium citrinum* apresenta colônias de crescimento lento, verde acinzentadas, com tonalidades usualmente pálidas, produzindo pigmento solúvel

amarelado abundante em meios de cultura, e conidióforos formando verticilos bem definidos de métulas divergentes, usualmente vesiculadas. Embora as colônias se assemelhem às de *P. corylophilum* na ausência da produção de pigmentos solúveis, essa espécie apresenta métulas de tamanhos desiguais, formando fiálides em diferentes níveis. Trata-se de espécie comum em diversos substratos e áreas geográficas.

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

***Penicillium corylophilum* Dierckx**, Ann. Soc. Sci. Bruxelles 25: 6 (1901)

Penicillium barcinonense C. Ramírez & A.T. Martínez

(Prancha 24, 25; pág 411, 412)

Colônias em CYA25 com crescimento de 23-30 mm de diâmetro em sete dias, velutinosas, densas, radialmente sulcadas, com borda branca, regular, 0,5-1,5 µm de espessura; verso verde acinzentado a verde fosco, sem produção de exsudato, reverso amarelo pálido a marrom claro, com pigmento solúvel amarelado ocasionalmente presente. Conidióforos predominantemente biverticilados, raramente monoverticilados ou triverticilados, usualmente com um estipe apresentando métulas subterminais, raramente formando verticilos de métulas abundantes, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais. Estipes cilíndricos, lisos, 95-190 µm de comprimento. Métulas variáveis em comprimento, 15-27,5 µm de comprimento. Fiálides ampuliformes, 7,5-12,5 µm de comprimento. Conídios globosos a subglobosos, 2,5-3 µm, lisos, formando cadeias.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 22.IV.2013 (URM86649a, 86649b, 86650).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal, alimentos em decomposição, dentre outros substratos orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre os gêneros com penicílios predominantemente biverticilados, *Penicillium corylophilum*, embora semelhante a outras espécies próximas, destaca-se por apresentar

conidióforos com métulas divergentes e de tamanhos desiguais, formando feixes de fiálides em mais de um nível ao longo da estrutura reprodutiva. *Penicillium citrinum* apresenta crescimento mais lento em MEA25, e usualmente forma frutificações com verticilos de métulas terminais. *Penicillium paxilli* forma agrupamentos terminais de métulas de tamanho semelhante, mais curtas. Esta foi a espécie de *Penicillium* mais abundante em excrementos de herbívoros em Pernambuco.

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

***Penicillium janczewskii* K.M. Zalessky**, Bull. Acad. Polon. Sci., Math. et Nat., Sér. B: 488 (1927)

Penicillium granatense C. Ramírez, A.T. Martínez & Berer, Mycopathologia 7(1): 31 (1980)

Penicillium nigricans Bainier ex Thom, The Penicillia 351 (1930)

(Prancha 24, 25; pág 411, 412)

Colônias em CYA25 com crescimento de 24-32 mm de diâmetro em sete dias, cotonosas, altas, densas, radialmente sulcadas, com borda branca pouco diferenciável; verso branco, levemente verde pálido no centro, sem produção de exsudatos observáveis; reverso amarelo a ocráceo, com sulcos evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Conidióforos predominantemente biverticilados, ocasionalmente triverticilados, esparsos, por vezes demasiadamente longos e semelhantes a hifas somáticas, o que torna difícil distinguir penicílios pequenos de métulas, usualmente portando métulas com tétrades de fiálides divergentes, ou ocasionalmente ramos com métulas curtas, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais. Estipes cilíndricos, lisos, 115-220 µm de comprimento. Métulas 10-20 µm de comprimento. Fiálides ampuliformes, 5-9 µm de comprimento. Conídios globosos, 2,5-3,5 µm, com ornamentação formada por pequenos espinhos, formando cadeias curtas, facilmente rompíveis.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 16.III.2011 (URM86651a, 86651b, 86651c).

HABITAT: Registrado em solo e amostras de alimentos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Penicillium janczewskii*, em bora registrado com menos frequência do que as demais espécies de penicílios biverticilados mencionadas, já foi referido em todos os continentes. Apresenta colônias em CYA25 predominantemente brancas, levemente esverdeadas em alguns cultivos. Entre as características diagnósticas, apresenta conídios globosos, com pouca a nenhuma variação visível na forma, levemente espinhoso, e os conidióforos formando métulas levemente inchadas apicalmente, em geral dando origem a tétrades de fiáldes divergentes.

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

Penicillium oxalicum Currie & Thom, Journal of Biological Chemistry 22(2): 289 (1915)
(Prancha 26, 28; pág 413, 415)

Colônias em CYA25 com crescimento de 37-65 mm de diâmetro em sete dias, flocosa a algo cotonosa, baixa, compacta, com borda branca, regular, 0,5-1,5 µm de espessura; verso verde escuro a verde acinzentado, sem produção de exsudatos observável; reverso amarelo pálido a marrom claro, levemente sulcado, sem pigmentos solúveis observáveis. Conidióforos predominantemente biverticilados, usualmente não divergentes e terminando em verticilos de métulas, ocasionalmente triverticilados, abundantes, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais. Estipes cilíndricos, lisos, 175-350 µm de comprimento. Métulas 17,5-27,5 µm de comprimento. Fiáldes ampuliformes a acerosas, 7,5-15 µm de comprimento. Conídios elipsóides, grandes, 3,5-7,5 µm, lisos, formando cadeias curtas, facilmente rompíveis.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 27.VIII.2012 (URM86652a, 86652b, 86652c).

HABITAT: Registrado em solo e em material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Estruturas reprodutivas relativamente grandes, atingindo cerca de 350 µm de altura, terminando em verticilos compactos de métulas produzindo conídios grandes (3,5-7,5 µm) e marcadamente elipsóides são as características mais importantes de *P. oxalicum*.

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

***Penicillium purpurogenum* Stoll**, La Cellule 33: 235-237 (1923) (Prancha 26, 28; pág. 413, 415)

Colônias em CYA25 com crescimento de 39-42 mm de diâmetro em sete dias, planas, cotonosas a velutinosas, densas, compactas, radialmente sulcadas do centro às periferias, com borda branca delgada, pouco conspícua, regular, 0,5-1 mm de espessura, usualmente coradas pelo pigmento solúvel; verso verde fosco a verde acinzentado, pálido, com eventual produção de exsudatos vermelho alaranjados; reverso vermelho escuro a púrpura, lisos, com acentuada produção de pigmentos solúveis vermelhos a cúpreos, presentes em todos os meios de cultura utilizados. Conidióforos predominantemente biverticilados, com taxa de comprimento entre métulas e fiáides no mesmo conidióforo próxima a 1, alongados, convergentes, formando ângulos agudos entre si, usualmente inferiores a 20°, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais. Estipes cilíndricos, lisos, até 250 µm de comprimento. Métulas 10-12,5 µm de comprimento. Fiáides ampuliformes, compridas, 10-13 µm de comprimento. Conídios elipsóides a subglobosos, 2,5-3,5 µm, rugosos, formando cadeias.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 04.IV.2013 (URM 86836a, 86836b, 86836c).

HABITAT: Registrado em diversos substratos orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Penicillium purpurogenum*, embora comum, apresenta características que permitem a rápida identificação em detrimento de outras espécies do gênero, tais como a presença marcante de pigmentos avermelhados solúveis em meio de cultura (sobretudo em CYA), e a formação de conidióforos portando métulas e fiáides compactas, convergentes, formando ângulos pequenos, de tamanho e morfologia similares.

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

***Penicillium raistrickii* G. Sm.**, Trans. Br. mycol. Soc. 18(1): 90 (1933)

Penicillium castellae Quintan., Avances en Alimentación y Mejora Animal 23: 336 (1982)

(Prancha 27, 28; pág 414, 415)

Colônias em CYA25 com crescimento de 32-40 mm de diâmetro em sete dias, cotonosas a flocosas, densas, compactas, radialmente sulcadas nas periferias, com borda branca espessada, regular, 1-2,5 mm de espessura, confinando a região de conidiogênese ao centro da colônia; verso verde fosco a verde acinzentado, sem produção de exsudato observável; reverso ocráceo a marrom claro, com sulcos pouco evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Conidióforos predominantemente biverticilados, usualmente terminando em um verticilo de métulas único, fortemente compacto, divergentes entre si, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais, ocasionalmente triverticilados. Estipes cilíndricos, rugosos, até 350 µm de comprimento. Métulas 3-5 por ramo/estipe, 7,5-15 µm de comprimento. Fiálides ampuliformes, 7,5-8 µm de comprimento. Conídios globosos a subglobosos, (1,5-)2-3 µm, lisos, formando cadeias.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 14.II.2013 (URM86653a, 86653b, 86653c).

HABITAT: Registrado em solo, alimentos, conteúdo digestivo de bovino e material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre as espécies de *Penicillium* formando verticilos de métulas divergentes no ápice dos estipes, *P. raistrickii* difere por apresentar colônias em CYA25 de relativo rápido crescimento (32-40 mm de diâmetro em sete dias), enrugadas, flocosas, de coloração pálida acinzentada, e conidióforos com métulas infladas, portando até 5 fiálides, usualmente com longas cadeias de conídios. Embora seu registro em excrementos seja raro, é referida como componente do conteúdo digestivo de bovinos.

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

***Penicillium waksmanii* K.M. Zalessky**, Bull. Acad. Polon. Sci., Math. et Nat., Sér. B: 468 (1927) (Prancha 27, 28; pág 414, 415)

Colônias em CYA25 com crescimento de 25-28 mm de diâmetro em sete dias, velutinosas, densas, radialmente sulcadas, com borda branca, com cerca de 1-1,5 mm de espessura; verso cinza a verde acinzentado, levemente mais pálido no centro, com produção de exsudatos castanho claros; reverso ocráceo a marrom claro, com sulcos evidentes, sem pigmentos solúveis observáveis. Conidióforos predominantemente biverticilados, ocasionalmente monoverticilados, de morfologia variável, esparsos, por vezes demasiadamente longos e semelhantes a hifas somáticas, o que torna difícil distinguir penicílios pequenos de métulas, usualmente portando verticilos de métulas com tétrades de fiálides divergentes, ou ocasionalmente ramos com métulas curtas, produzidos em hifas superficiais e subsuperficiais. Estipes cilíndricos, lisos, 50-220 µm de comprimento. Métulas 7,5-17,5 µm de comprimento. Fiálides ampuliformes, 5-10 µm de comprimento. Conídios globosos, raramente subglobosos, 2,5-3,5 µm, lisos, formando cadeias curtas, facilmente rompíveis.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 14. II.2013 (URM86654a, 86654b, 86654c).

HABITAT: Registrada em solo e outros substratos orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Frutificações longas, formadas por conidióforos irregularmente monoverticilados e biverticilados, de morfologia variável, por vezes demasiadamente longos e semelhantes a hifas somáticas, o que torna difícil distinguir penicílios pequenos de métulas; usualmente portando verticilos de métulas com tétrades de fiálides divergentes, ou ocasionalmente ramos com métulas curtas, são características típicas desta espécie.

REFERÊNCIA: Pitt (2000).

HYPOCREALES LINDAU (1897)

BIONECTRIACEAE SAMUELS & ROSSMAN (1999)

Mycoarachis Malloch & Cain, *Can. J. Bot.* 48(10): 1820 (1970)

Mycoarachis inversa Malloch & Cain, *Can. J. Bot.* 48(10): 1822 (1970)
(Prancha 29, 30; pág 416, 417)

Cleistotécios não ostiolados, isolados, superficiais a semi imersos, globosos a subglobosos, verde escuros a pretos, de textura metálica a carbonácea, 110-215 µm de diâmetro. Perídio composto externamente por uma espessa camada de células hialinas, infladas, globosas, angulares ou colunares, apresentando de uma a quatro camadas de células, totalizando 5-20 µm de espessura, variável ao longo do ascoma, e internamente por células marrom a marrom escuras, achatadas, angulares, 5-17,5 µm de comprimento. Ascos globosos a subglobosos, 5-10 µm de diâmetro, evanescentes. Ascosporos araquiformes (em forma de amendoim), com uma marcada constrição no centro, onde forma-se um septo dividindo o ascosporo em duas células globosas semelhantes, 3-5 × 2-2,5 µm, hialinos, lisos, sem poros germinativos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco.** *col.* R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 12.XII.2012 (URM86655a, 86655b); Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 30.V.2012 (URM86656), 15.X.2012 (URM86657a, 86657b).

HABITAT: Registrada em excrementos de elefante, vaca e de origem indeterminada.

DISTRIBUIÇÃO: África (Tanzânia, Uganda), América do Norte (Estados Unidos da América). Este é o primeiro registro para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Mycoarachis inversa*, que até 1988 permanecia como único representante do gênero, pode ser facilmente reconhecido pelos pequenos cleistotécios apresentando espessa camada de células hialinas na parte externa do perídio, como se o perídio estivesse "inverso", tal como

sugerido pela etimologia do epíteto específico, e pelos ascosporos araquiformes. Difere de *M. tetraspora* por apresentar ascos com oito ascosporos cada.

REFERÊNCIA: Malloch & Cain (1970), Rossmann *et al.* (1999).

***Selinia* P. Karst., Meddn Soc. Fauna Flora fenn. 1: 57 (1876)**

Hypocrepis G. Winter, Helwigia 14: 26 (1875)

Seliniana Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 2: 869 (1891)

Winteria Sacc., Michelia 1 (no. 3): 281 (1878)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Selinia* P. Karst. IDENTIFICADAS

1. Ascosporos elipsóides a levemente fusóides, (27,5)30-35 × 15-20 µm *S. africana*
1. Ascosporos elipsóides a subglobosos, 50-62,5 × (15-)20-22,5 µm *S. pulchra*

***Selinia africana* R.S. Khan & J.C. Krug, Mycologia 81(4): 653 (1989)**

(Prancha 31, 32; pág 418, 419)

Estromas isolados no substrato, superficiais, amorfos, compactos, de coloração alaranjada à marrom quando jovens, tomando-se laranja a vermelho claro, com regiões algo enegrecidas com o envelhecimento, de textura betuminosa, composto mais internamente por prosênquima formado de células angulares (*textura angularis*), 500-695 × 1830-2250 × 1675-2005 µm, usualmente apresentado de quatro a sete ostíolos, em volta dos quais a coloração é mais clara e alaranjada, e a textura mais granulada, portando peritécios. Peritécios imersos no estroma, com ápice proeminente, obpiriformes à subglobosos, alaranjados à marrom claros, com pescoço cônico e proeminente. Perídio hialino a levemente alaranjado, formado por células angulares de parede espessa, 2,5-5 µm, contínuo com a parede do estroma circundante. Paráfises não observadas no material examinado. Ascos com oito esporos, clavados, 125,5-135 × 30-40 µm. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, elipsóides à subglobosos, de parede dupla, hialinos, lisos, (27,5)30-35 × 15-20 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 26.I.2012 (URM86658).

HABITAT: Registrada sobre excrementos de burro, cavalo, vaca e *wallaby*.

DISTRIBUIÇÃO: África (Tanzânia), América do Sul (Brasil, Venezuela), Oceania (Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: *Selinia africana* foi descrita por Khan & Krug (1999) a partir de material coletado na Tanzânia, sudeste da África. Assemelha-se a *S. pulchra*, diferindo pela dimensão dos ascosporos (30-35 × 15-20 µm) e por apresentar ostíolos em errupências mais proeminentes ao nível do estroma. Foi registrada anteriormente no Brasil a partir de amostras de excrementos coletadas em Bonito e Pantanal do Rio Negro, Mato Grosso do Sul, por Richardson (2001a).

REFERÊNCIA: Khan & Krug (1989b); Rossman *et al.* (1999).

***Selinia pulchra* (G. Winter) Sacc., in Saccardo, Syll. fung. (Abellini) 2: 457 (1883)**

Hypocrea pulchra (G. Winter) Cooke & Plowr.

Hypocraëpsis pulchra G. Winter, Hedwigia 14:26 (1875)

Seliniana pulchra (G. Winter) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 2: 869 (1891)

Winteria pulchra (G. Winter) Sacc., Michelia 1(no. 3) 281 (1878)

(Prancha 33, 34; pág 420, 421)

Estromas isolados no substrato, superficiais, amorfos, compactos, de coloração alaranjada à damasco quando jovens, tornando-se mais escuros e com regiões enegrecidas com o envelhecimento, de textura betuminosa, composto mais internamente por prosênquima formado de células alongadas (*textura epidermoidea*), 700-1500 × 2500-4010 × 1990-2700 µm, usualmente apresentado de três a seis ostíolos, em volta dos quais a coloração é mais clara e a textura mais granulada, portando peritécios. Peritécios imersos no estroma, com ápice proeminente, subelipsóides, ovóides ou subglobosos. Perídio hialino a levemente alaranjado, formado por células colunares de parede espessa, 12,5-16 × 4-5 µm, contínuo com a parede do estroma circundante. Paráfises não observadas no material examinado. Ascos com oito esporos, clavados, 165-215 × 30-45 µm. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, elipsóides, hialinos, lisos, 50-62,5 × (15-)20-22,5 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco.** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 15.VI.2012 (URM86659a. 86659b), em excrementos de vaca, 09.III.2012 (URM86660).

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre os gêneros que formam estromas sobre a superfície de excrementos, *Selinia* pode ser caracterizado por apresentar estromas alaranjados prostrados de crescimento limitado, pluriostiolados, que se formam usualmente após o primeiro mês de incubação e persistem mesmo após a liberação dos ascos. A delimitação específica neste gênero se dá, sobretudo, pela mensuração das estruturas. *S. pulchra* assemelha-se a *S. intermedia*, distinguindo-se desta por apresentar ascosporos mais compridos (50-62,5 × (15-)20-22,5 μm). Rossman *et al.* (1999) sugerem que *S. intermedia* pode se tratar de um sinônimo da espécie aqui apresentada, mas não há evidência ou trabalho posterior considerando tal assertiva. Difere de *S. africana* por possuir esporos maiores e mais elipsóides.

REFERÊNCIA: Rossman *et al.* (1999).

HYPOCREACEAE DE NOT. (1844)

***Trichoderma* Pers., Neues Mag. Bot. 1: 92 (1794)**

Alarisma Link Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2) 18 (1809)

Pachybasium Sacc., Revue mycol., Toulouse 7: 160 (1885)

Pyreniopsis Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3(2): 508 (1898)

Pyrenium Tode, Fung. mecklenb. sel. (Lüneburg) 1: 35 (1790)

Sporodema Mont., Syll. gen. sp. crypt. (Paris): 291 (1856)

Tolyponyria Pæuss, Linnæa 25: 726 (1852)

Verticillium Dasz., Bull. Soc. bot. Genève, 2 sér. 4: 302 (1912)

C H A V E P A R A E S P É C I E S D E *Trichoderma* Pers. IDENTIFICADAS

1. Colônias em MEA com pigmentação solúvel dourada a âmbar. Conídios clavados *T. aureoviride*
1. Colônias em MEA com pigmentação solúvel de coloração diferente ou ausente. Conídios globosos a elipsóides 2
2. Conídios elipsóides. Conidióforos apresentando eixo principal espesso, formando fiáldes isoladas e ramificações curtas ao longo do comprimento *T. pseudoconingii*
2. Conídios subglobosos a ovais. Conidióforos apresentando eixo principal delgado, com ramificações maiores na base, diminuindo em comprimento em direção ao ápice 3
3. Colônias verde amareladas a verde pistache. Conidióforos apresentando ramificações pouco espaçadas. Fiáldes usualmente dispostas em tufos. Conídios globosos, 2,5-3,5 × 2,5-3 µm *T. harzianum*
3. Colônias verde escuras a verde musgo. Conidióforos apresentando ramificações espaçadas. Fiáldes usualmente solitárias. Conídios ovóides, 3,5-4 × 3-3,5 µm *T. ovalisporum*

***Trichoderma aureoviride* Rifai, Mycol. Pap. 116: 34 (1969)** (Prancha 35, 37; pág. 422, 424)

Chromocrea aureoviridis (Ploew. & Cooke) Petch, Tans. Br. mycol. Soc 21 (3-4): 298 (1938) [1937]

Hypocrea aureoviridis Ploew. & Cooke, in Phillips & Plowright, Grevillea 8 (no. 47): 104 (1880)

Hypocrea aureoviridis f. *aureoviridis* Ploew. & Cooke, in Phillips & Plowright, Grevillea 8 (no. 47): 104 (1880)

Hypocrea aureoviridis f. *macrospora* Yoshim. Doi, Bull. nat. Sci. Mus., Tokyo 15 (4): 728 (1972)

Colônias em MEA em temperatura ambiente com crescimento superior a 9 cm de diâmetro em cinco dias, não formando pústulas, verde escuras a verde maçantes, produzindo forte pigmento solúvel dourado a âmbar, facilmente detectável durante a segunda semana de incubação. Conidióforos mononematosos, 45-95,5 µm de comprimento, lisos, apresentando ramificações verticiladas curtas, sem projeções estéreis. Fiáldes retas, ampuliformes, 2-3,5 µm de diâmetro na porção mais alargada do ventre, reduzindo suavemente seu diâmetro em direção à base, 7,5-12,5 µm de comprimento, com colarotes bem definidos, irregularmente dispostas formando verticilos frouxos, sobretudo no ápice do conidióforo. Conídios usualmente clavados, variando de globosos a elipsóides em menor proporção, verde escuros, lisos, 3-5 × 2-3 µm, ocasionalmente agrupados. Clamidosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 14.III.2012 (URM86661a, 86661b, 86661c).

HABITAT: Registrado em solo e madeira úmida.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Trichoderma aureoviride* apresenta produção acentuada de pigmentos solúveis de coloração âmbar a do urada em MEA em temperatura ambiente. Esta característica, juntamente com a forma clavada dos conídios, distingue a espécie. Em alguns isolados, a produção de pigmento pode ser reduzida ou inexistente.

REFERÊNCIA: Samuels *et al.* (2014).

***Trichoderma harzianum* Rifai, Mycol. Pap. 116:38 (1969)** (Prancha 35, 37; pág. 422, 424)

Sporidium narcissi Tochinai & Shimada, Trans. Sapporonat. Hist. Soc. 11:124 (1930)

Trichoderma lignorum var. *narcissi* (Tochinai & Shimada) Pdopl., Fungus flora of coarse fodder:182 (1953)

Trichoderma narcissi (Tochinai & Shimada) Tochinai & Shimada, Trans Sapporo nat. Hist.Soc. 12: 24 (1931)

Colônias em MEA em temperatura ambiente com crescimento superior a 9 cm de diâmetro em cinco dias, não formando pústulas, verde amareladas a verde pistache, sem produção de pigmentos solúveis ou com leve produção de pigmentos amarelados em algumas cepas. Conidióforos até 125 µm de comprimento, lisos, apresentando ramificações formando ângulos quase retos, sem projeções estéreis, maiores próximos à base, mais curtos em direção ao ápice. Fíalides retas, ampuliformes, 2-3,5 µm de diâmetro na porção mais alargada do ventre, reduzindo suavemente seu diâmetro em direção à base, 6-7 µm de comprimento, com colarotes bem definidos, usualmente dispostas em tufo algo regulares, cada um com 2 a 4 células conidiógenas, sobretudo nos ápices das ramificações dos conidióforo, formando ângulos retos ou quase retos em relação a estas, exceto pelas fíalides terminais, que usualmente apresentam-se solitárias. Conídios subglobosos a ovóides, verdes, lisos, 2,5-3,5 × 2-3 µm. Clamidosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 27.VIII.2012 (URM86662a, 86662b, 86662c).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e em diversos outros substratos orgânicos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Como uma das espécies mais comumente registradas de *Trichoderma*, *T. harzianum* apresenta morfologia característica, com colônias formando esporulação clara, ocasionalmente com produção de pigmentos amarelo claros, e conidióforos com um eixo central bem definido, com ramificações progressivamente menores em direção ao ápice, com tufo de fiálides ampuliformes nas ramificações e fiálides solitárias nos ápices, produzindo conídios subglobosos a ovóides. Trata-se de espécie sapróbia e micoparásita facultativa, altamente competitiva em diversos substratos.

REFERÊNCIA: Samuels *et al.* (2014).

Trichoderma ovalisporum Samuels & Schroers, in Holmes, Schroers, Thomas, Evans & Samuels, Mycol. Progr. 3(3): 204 (2004) (Prancha 36, 37; pág. 423, 424)

Colônias em MEA em temperatura ambiente com crescimento superior a 9 cm de diâmetro em cinco dias, não formando pústulas, verde escuras a verde musgo, sem produção de pigmentos solúveis detectável, sem odor detectável. Conidióforos 50-115 µm de comprimento, lisos, apresentando eixo central bem definido, com ramificações ocasionais, curtas, formando ângulos quase retos, sem projeções estéreis, maiores próximos à base, mais curtos em direção ao ápice, espaçadas umas das outras. Fiálides retas, ampuliformes, 2-3,5 µm de diâmetro na porção mais alargada do ventre, reduzindo suavemente seu diâmetro em direção à base, 5-8,5 µm de comprimento, com colaretes bem definidos, usualmente isoladas, eventualmente dispostas em tufo algo regulares, divergentes, cada um com 2 a 3 células conidiógenas, sobretudo nos ápices das ramificações dos conidióforo, formando ângulos retos ou quase retos em relação a estas, exceto pelas fiálides terminais, que usualmente apresentam-se solitárias. Conídios ovóides, verdes, lisos, 3,5-4(-5) × 2,5-3,5 µm. Clamidosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 03.IX.2012 (URM86663a, 86663b, 86663c).

HABITAT: Registrado em material vegetal, sobretudo em madeira úmida.

DISTRIBUIÇÃO: América do Sul (Brasil, Equador).

DISCUSSÃO: Quando considerado o padrão morfológico dos conidióforos, *T. ovalisporum* mostra-se similar a *T. harzianum*. Todavia, difere por apresentar colônias com esporulação mais escura (verde escuras a verde musgo em MEA em sete dias em temperatura ambiente), conidióforos com eixo central mais espesso e menos ramificações, formando mais fiáldes isoladas do que tufos, raramente apresentando fiáldes secundárias, com ramificações mais espaçadas e conídios com maior tendência a apresentarem-se ovóides. Embora mais rara que a espécie supracitada, *T. ovalisporum* é registrada no Brasil e apresenta diferenças morfológicas substanciais.

REFERÊNCIA: Samuels *et al.* (2014).

***Trichoderma pseudokoningii* Rifai**, Mycol. Pap. 116: 45 (1969) (Prancha 36, 37; pág. 423, 424)

Hypocra pseudokoningii Samuels & Petrini, in Samuels, Petrini, Kuhls, Lieckfeldt & Kubiak, Stud. Mycol. 41: 36 (1998)

Colônias em MEA em temperatura ambiente com crescimento superior a 9 cm de diâmetro em cinco dias, não formando pústulas, cotonosas a velutinosas, verde acinzentadas a brancas, eventualmente produzindo pigmento solúvel amarelado, pouco detectável. Sem odor diferenciável. Conidióforos formados a partir de hifas somáticas aéreas, lisos, com eixo central mais espesso, o qual dá origem a fiáldes isoladas ou a curtas ramificações, ambos formando ângulos retos ou quase retos em relação a estas, o que confere o aspecto lanoso das colônias. Fiáldes retas, ampuliformes, formadas ao longo do eixo principal do conidióforo ou em ramificação curtas a partir deste, 2,5-3,5 µm de diâmetro na porção mais alargada do ventre, reduzindo suavemente seu diâmetro em direção à base, 7,5-12,5 µm de comprimento, com colaretes bem definidos. Conídios oblongos a longo

elipsóides, hialinos a verde claros, lisos, 3.5-5 × 2-3 µm. Clamidosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 04.IV.2013 (URM86664a, 86664b, 86664c).

HABITAT: Registrado em solo e madeira.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre as espécies de *Trichoderma* que apresentam conidióforos com um longo eixo central, do qual formam-se fiáides isoladas e pequenas ramificações ao longo do comprimento, *T. pseudokonigii* assemelha-se a *T. longibrachiatum*, diferindo por apresentar fiáides intercalares, conídios mais curtos, tendendo a serem mais oblongos do que elipsóides.

REFERÊNCIA: Samuels *et al.* (2014).

NECTRIACEAE TUL. & C. TUL. (1865)

Fusarium Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 10 (1809)

- Bidenticula* Dighton, Trans. Br. mycol. Soc. 59(3): 425 (1972)
Botryocera Petr., Sydowia 3(1-6): 140 (1949)
Discofusarium Petch, Trans. Br. mycol. Soc. 7(5): 143 (1921)
Fusidomus Grove, J. Bot., Lond. 67: 201 (1929)
Fusisporium Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde Berlin 3(1-2): 19 (1809)
Lachnidium Gard, C. r. hebd. Séanc. Acad. Sci., Paris 112:1520 (1891)
Pionnotes Fr., Summa veg. Scand., Section Post. (Stockholm): 481 (1849)
Pseudofusarium Matsush., Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea (Osaka): 46 (1971)
Pseudomicrocera Petch, Trans. Br. mycol. Soc. 7(1-2): 100 (1921)
Pycnofusarium Punith., in Hawksworth & Punithalingam, Trans. Br. mycol. Soc. 61(1): 63 (1973)
Rachisia Lindner, Deut. Essigind. 17: 467 (1913)
Selenosporium Coelia, Icon. fung. (Prague) 1: 7 (1837)
Sptorella Allesch., Hedwigia 36: 241 (1897)
Sporidichella P. Kast., Meddn Soc. Fauna Flora fem. 14: 96 (1887)
Stagonstroma Died., Krypt.-Fl. Brandenburg (Leipzig) 9: 361 (1914)
Trichofusarium Bubák, Bull. Herb. Boissier, 2 sér. 6: 488 (1906)
Ustilaginoidella Essed, Ann. Bot., Lond. 25: 351 (1911)

C HAVEPARA ESPÉCIES DE *Fusarium* Link IDENTIFICADAS

1. Fiálides compridas, proeminentes, agudas. Macroconídios raramente recurvados, com extremidades agudas *F. solani*
1. Fiálides pouco proeminentes, mais curtas e mais largas. Macroconídios usualmente recurvados, com extremidades atenuadas *F. oxysporum*

***Fusarium oxysporum* Schltdl., Fl. berol. (Berlin) 2: 139 (1824) (Prancha 38, 41; pág. 425, 428)**

Fusarium bulbigenum Cooke & Massee, Grevillea 16 (78): 4 (1887) [MB#19976]

Fusarium orthoceras Appel & Wollenw., Arbáten aus der Kaiserlichen Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft 8: 152 (1910) [MB#221977]

Fusarium citrinum Wollenw., Bull. Maine Agric. Exp. Sta.: 256 (1913) [MB#194950]

Fusarium angustum Sherb., Memoirs of the Cornell University Agricultural Experimental Station 6: 203 (1915) [MB#15866]

Fusarium oxysporum var. longius Sherb., Memoirs of the Cornell University Agricultural Experimental Station 6: 223 (1915) [MB#138127]

Fusarium lutukatum Sherb., Memoirs of the Cornell University Agricultural Experimental Station 6: 209 (1915) [MB#239320]

Fusarium lutukatum var. zonatum Sherb., Memoirs of the Cornell University Agricultural Experimental Station 6: 214 (1915) [MB#139136]

Fusarium bostrycoides Wollenw. & Reinking, Phytopathology 15 (3): 166 (1925) [MB#258714]

Diplosporium aginae Nann., Atti Reale Accad. Fisicrit. Siena: 491 (1926) [MB#281287]

Colônias em BDA em temperatura ambiente com crescimento rápido, superior a 9 cm de diâmetro em sete dias, flocosa a velutinosas; verso inicialmente branco, tomando-se liláceo e finalmente purpúreo com o envelhecimento, sem produção de exsudatos observável; reverso incolor, com produção acentuada de pigmentos solúveis rosados à púrpuras, corando completamente o meio de cultura em placas de Petri e tubos de ensaio em cultivo. Esporóquios dispersos a gregários pelas colônias. Conidióforos curtos, simples ou ramificados, agrupados nos esporóquios, formando fiálides curtas, isoladas ou em tufo, usualmente mais compridas nas extremidades das hifas. Macroconídios fusiformes, levemente curvados, com extremidades atenuadas, 4-6 células, com células basais pediceladas, 20-42,5 × 2,5-3,5 µm. Microconídios longo elipsóides a cilíndricos, abundantes, lisos, não catenulados, asseptados ou com um único septo, levemente a não recurvados, 5-10 × 2,5-3,5 µm. Clamidoporos presentes, terminais ou intercalares, hialinos, de parede espessa, lisos, cianófilos, 5-10 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 02.II.2012 (URM86665a, 86665b, 86665c).

HABITAT: Registrado em diversos substratos orgânicos, tais como o solo e material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Fusarium oxysporum*, nectriáceo anamorfo comum na microbiota do solo e em material vegetal, foi relativamente de comum ocorrência nos substratos estudados em Pernambuco. Como características importantes combinadas, forma colônias inicialmente brancas, posteriormente assumindo coloração em tons liláceos a vináceos, produzindo pigmento solúvel púrpura, corando por vezes todo o meio de cultura, formando esporodóquios com macroconídios recurvados e com extremidades atenuadas. Embora trabalhos mais recentes apontem que este táxon compreende um complexo específico, para fins de levantamentos pioneiros de diversidade, esta delimitação específica ainda se aplica.

REFERÊNCIA: Gerlach & Nirenberg (1982), O'Donnell (1993), Seifert (1996), Smith (2007).

***Fusarium solani* (Mart.) Sacc.,** *Michelia* 2 (no. 7): 296 (1881) (Prancha 39, 41; pág. 426, 428)

Fusisporium solani Mart., Die Kartoffel-Epidemie der letzten Jahre oder die Stockfäule und Räude der Kartoffeln: 20 (1842)

Fusarium solani (Mat.) Appel & Wollenw., Arbeiten aus der Kaiserlichen Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft 8: 64-78 (1910)

Fusarium marii Appel & Wollenw., Arbeiten aus der Kaiserlichen Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft 8: 83 (1910)

Nectria ancri Rutgers, Ann. Jard. Bot. Botenorg., II 59 (1913)

Fusarium striatum Sherb., Memoirs of the Cornell University Agricultural Experimental Station 6: 255 (1915) [MB#240201]

Fusarium solani var. *minus* Wollenw., Fusaria Autographice Delineata 1: 403 (1916)

Fusarium solani f. 2 W.C. Snyder, Zentralblatt für Bakteriologie und Parasitenkunde Abteilung 2 91: 174 (1934)

Cephalosporium keratoplasticum T. Moik., Mycopath. Mycol. appl: 66 (1939)

Fusarium solani f. *keratitis* Y.N. Ming & T.F. Yu, Acta Microbiologica Sinica 12: 184 (1966)

Cylindrocarpon vaginae C. Booth, Y.M. Clayton & Usherw., Proceedings of the Indian Academy of Sciences (Plant Sciences) 94 (2-3): 46 (1985)

Colônias em BDA em temperatura ambiente com crescimento rápido, superior a 9 cm de diâmetro em sete dias, velutinosas a cotonosas; verso branco a creme pálido, sem produção de exsudatos observáveis; reverso incolor, com produção pouco acentuada de pigmentos solúveis rosados. Esporodóquios dispersos a gregários pelas colônias. Conidióforos simples ou ramificados, agrupados nos esporodóquios ou formados ao longo das hifas aéreas. Filídes foveliformes, longas. Macroconídios cilíndricos a fusiformes, levemente curvados, com extremidades agudas, a maioria com quatro células, 25-42,5 × 3,5-5 µm. Microconídios longos cilíndricos a alantóides, abundantes, lisos, não catenulados, com um a três septos, 7,5-12,5 × 2,5-4 µm. Clamidosporos presentes, terminais ou intercalares, hialinos, de parede espessa, lisos, cianófilos, 6-9,5 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 22.X.2012 (URM86666a, 86666b).

HABITAT: Registrado em diversos substratos orgânicos, tais como o solo e material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Outra espécie comum da microbiota do solo, *Fusarium solani* possui registros em todos os continentes, ocupando diversos habitats. Assemelha-se, em diversos aspectos a *F. oxysporum*, tanto no hábito, sapróbio ou fitopatígeno, como na produção de macroconídios, microconídios e clamidosporos, tornando estas espécies de difícil distinção. Entretanto, *F. solani* apresenta fiáides maiores, mais delgadas, agudas e proeminentes, em detrimento das fiáides mais curtas e roliças de *F. oxysporum*, além dos macroconídios mais cilíndricos, raramente recurvados, com extremidades mais agudas do que atenuadas e seus microconídios são grandes, muitas vezes 1-3 septados e são formados em falsas cabeças em fiáides muito longas ou conidióforos ramificados.

REFERÊNCIA: Gerlach & Nirenberg (1982), Seifert (1996), Smith (2007).

HYPOCREALES INCERTAE SEDIS

***Acremonium* Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 15 (1809)**

Cephalosporium Corda, Icon. fung. (Prague) 3:11 (1839)

Hyalopus Corda, Icon. fung. (Prague) 2:16 (1838)

Mastigodadium Matr., C. r. heb. Séanc. Acad. Sci., Paris 152: 325 (1911)

Monoconidia Roze, Bull. Soc. mycol. Fr. 13: 83 (1897)

Pseudofusidium Deighton, Mycol. Pap. 118: 26 (1969)

***Acremonium bacillisporum* (Onions & G.L. Barron) W. Gams, *Cephalosporium*-artige Schimmelpilze 72 (1971) (Prancha 40, 41; pág. 427, 428)**

Colônias em MEA com crescimento lento em temperatura ambiente, cerca de 15-20 mm de diâmetro em sete dias, compacta, flocosa a velutinosas, eventualmente espalhando-se pela placa com o envelhecimento, fimbriada próximo ao centro; verso branco a creme, apresentando coloração

rosada com o envelhecimento, sem produção de exsudatos observável; reverso incolor a amarelo pálido, sem produção de pigmentos solúveis observável. Hifas somáticas hialinas, delgadas, formando cordões sinematosos. Fiálides abundantes, foveliformes a subuladas, delgadas, retas a levemente recurvadas, crescendo a partir das hifas somáticas, frágeis, que por sua vez formam cordas frouxas, variaáveis em comprimento, sendo a maioria 20-30 µm, tornando-se menos cianófila em direção ao ápice. Conídios fusiformes, hialinos, lisos, 2,5-3 × 0,5-1 µm, agrupados no ápice das fiálides, formando cabeças mucóides. Clamidosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 26.IX.2012 (URM86668a, 86668b, 86668c).

HABITAT: Registrado em amostras de solo e em material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Acremonium bacillisporum*, membro do "clado *bacillisporum*" segundo recente revisão utilizando caracteres filogenéticos, apresenta como características diagnósticas, em conjunto, colônias de crescimento lento, de coloração creme pálida a finalmente rosada, e fiálides foveliformes longas e delgadas, formando cabeças conidiais mucóides no ápice. É facilmente confundível por *Venicillium leptobactrum*, que pode apresentar colônias relativamente flocosas e compactas de coloração inicial similar, mas não se tornam rosadas com o envelhecimento.

REFERÊNCIA: Gams (1971), Gräfenhan *et al.* (2011); Summerbell *et al.* (2011).

***Phaeostilbella* Höhn., Ber. dt. bot. Ges. 37: 153 (1919)**

***Phaeostilbella atra* (Desm.) Höhn., Mitt. bot. Inst. tech. Hochsch. Wien 2(3): 72 (1925)**

Cephalorichum atrum (Desm.) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3(2): 453 (1898)

Graphium atrum Desm., Annls Sci. Nat., Bot., sér. 2 10: 343 (1838)

Myrothecium atrum (Desm.) M.C. Tulloch, Mycol Pap. 130: 31 (1972)

Saccardaea atra (Desm.) E.W. Mason & M.B. Ellis, Mycol Pap. 56: 40 (1953)

Sporocybe atra (Desm) Sacc., Syll. 4: 608 (1840)

(Prancha 42, 43; pág 429, 430)

Sinêmios usualmente gregários, simples, solitários, cilíndrico-capitados, delgados à robustos, determinados, paralelos, castanhos à marrom escuros a pretos, 150-350 µm de altura, 25-40 µm de diâmetro na base. Filamentos do estipe lisos, individualizados, de parede espessa, 1-2 µm de espessura. Hifas marginais lisas, acompanhando o estipe até a altura da massa conidial. Massa conidial, frouxa, castanho clara. Conidióforos ramificados, firmemente compactados, 7,5-20 µm de comprimento. Fiáides delgadas, cilíndricas, hialinas, 12,5-25 × 1-2 µm. Conídios baciliformes à fusiformes, hialinos à oliváceo pálidos, 10-12 × 2,5-3,5 µm, lisos, com ápice ligeiramente apiculado e base truncada, ou truncado em ambas extremidades.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 26.XII.2011 (URM86667).

HABITAT: Registrado em material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Reino Unido).

DISCUSSÃO: *Phaeostilbella* é parte de um complexo específico que inclui espécies usualmente herbícolas, formando conidiomas cupulados esporodóquiais ou sinematosos com conídios mucilaginosos, usualmente ameroespóricos e alongados. *Phaeostilbella atra* caracteriza-se pelas mensurações dos conídios (10-12 × 2,5-3,5 µm), conidioma sinematoso fialídico produzindo conídios ameroespóricos hialinos à oliváceo pálidos. Trata-se de registro raro em excrementos, sendo considerado um fungo ocorrente sobretudo em solo e material vegetal.

REFERÊNCIA: Tulloch (1972).

MELANOSPORALES N. ZHANG & M. BLACKW.

CERATOSTOMATACEAE G. WINTER 1885

Melano spora Corda, *Icon. fung. (Prague)* 1: 24 (1837)

- Ampullaria* A.L. Sm., *J. Bot., Lond.* 41: 258 (1903)
Auerswaldia Røenh., *Hedwigia* 1: 116 (1857)
Ceratostoma Fr., *Observ. mycol. (Havniae)* 2: 37 (1818)
Erostrothea G.H. Martin & Charles, *Phytopathology* 18(10): 843 (1928)
Gibsonia Massee, *Ann. Bot., Lond.* 23: 336 (1909)
Guttularia W. Oberm., *Mykol. Zentbl.* 3: 9 (1913)
Lithomyces Viola & Marsais, *Ann. Inst. Natl. Agron., ser.* 223: 188 (1930)
Megathecium Link., *Abh. K. Akad. Wiss. Berlin:* 176(1826) [1824]
Melano sporopsis Naumov, *Zašč. Rast. Vredit., (Défense Pl.)* 6: 6 (1927)
Microthecium Corda, *Icon. fung. (Prague)* 5: 30, 74 (1842)
Nigrosphaeria N.L. Gardner, *University of Calif. Publ. Bot.* 2: 179 (1905)
Phenacopodium Debey, *Veh. natuñ. Ver. preuss. Rheinl. Westphalens* 6: 37 (1849)
Rhynchomelas Clem., *Gen. fung. (Minneapolis)*: 44, 173 (1909)
Sphaeroderma Fuckel, *Jb. Nassau. Ver. Naturk.* 29-30: 22 (1875) [1877]
Sphaeromopsis Speg., *Revta Fac. Agron. Vet. Univ. nac. La Plata, Ser.* 2 6(1): 150 (1910)

C H A V E P A R A E S P É C I E S D E *Melano spora* C o r d a I D E N T I F I C A D A S

1. Peritécios com pescoço longo, de comprimento superior à metade do comprimento do ventre (> 100 µm de comprimento) *M. zamiae*
1. Peritécios com pescoço curto, de comprimento inferior à metade do comprimento do ventre (< 100 µm de comprimento) *M. damnosa*

Melano spora damnosa (Sacc.) Lindau, in Engler & Prantl, *Nat. Pflanzenfam., Teil. I (Leipzig)* 1 (1): 353 (1897)

- Gonatobotrys simplex* Corda, *Prachtflora:* 9 (1839)
Sphaeroderma damnosum Sacc., in Berkse, *Riv. Patol. veg., Pavia* 3: tabs VII-VIII, nos 1-6 (1896) [1895]
(Prancha 44, 45; pág 431, 432)

Peritécios isolados a gregários, superficiais, com ventres globosos a subglobosos, dourados a marrons, portando massa mucilaginosa composta pelos ascosporos maduros no ápice do pescoço, 220-250 × 160-185 µm, fracamente tomentoso, com esparsos pelos laterais hialinos tortuosos.

Pescoço curto, reto, de composição celular semelhante ao ventre, 75-100 × 50-60 µm, dotado de coroa de setas simples, hialinas a levemente amareladas, retas a levemente tortuosas, de parede espessa, estendendo-se a 60-130 µm de comprimento, 2,5-5 µm de diâmetro. Perídio membranáceo, com múltiplas camadas, 12,5-17,5 µm de espessura, composto em sua maioria por células poligonais de morfologia variada (*textura angularis*), 12-27,5 µm de diâmetro, tornando-se mais colunares em direção às camadas mais exteriores, amarelo claro à marrom amarelado, translúcido. Paráfises ausentes. Ascos com oito esporos, evanescentes, clavados, com ápice arredondado e um curto estipe, observável somente em peritécios jovens, 35,5-40 × 22,5-28 µm. Ascosporos unicelulados, hialinos quando jovens, tornando-se marrom claros e finalmente marrons quando maduros, limoniformes a levemente rombóides, 15-22,5 × 10-12,5 µm, lisos, com poros germinativos em ambas extremidades.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 30.IX.2011 (URM86669).

HABITAT: Registrado em caules mortos e em outros tecidos vegetais.

DISTRIBUIÇÃO: África (Tunísia), América do Norte (Estados Unidos da América), América do Sul (Argentina), Ásia (Bangladeche), Europa (bem distribuída) e Oceania (Austrália, Nova Zelândia). Aparentemente cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Melanospora damnosa* assemelha-se a *M. brevirostis*, por ambas possuírem peritécios com pescoços curtos e ascosporos limoniformes, mas difere desta sobretudo pelo menor comprimento dos ascosporos (15-22,5 em *M. damnosa*, 21-34 µm em *M. brevirostis*), por sua forma, limoniformes a rombóide-elipsoidais, e pelo peritécio mais tomentoso.

REFERÊNCIA: Cannon & Hawksworth (1982), Vakili (1989), García *et al.* (2004).

***Melanospora zamiae* Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 24 (1837)**

Melanospora cirrhata Berk., in Cooke, Grevillea 16(no. 80): 102 (1888)

(Prancha 46, 47; pág. 433, 434)

Peritécios usualmente isolados, semi imersos a superficiais, com ventres globosos a subglobosos, dourados a marrons, portando massa mucilaginosa composta pelos ascosporos maduros no ápice do pescoço, 650-750 × 290-350 µm, usualmente glabros. Pescoço longo, reto a levemente recurvado, de composição celular semelhante ao ventre, 150-370 × 70-85 µm, dotado de coroa de setas simples, hialinas a levemente amareladas, retas a levemente tortuosas, de parede espessa, estendendo-se a 175-225 µm de comprimento, 2,5-5(-7,5) µm de diâmetro. Perídio membranáceo, com múltiplas camadas, composto em sua maioria por células poligonais de morfologia variada (*textura angularis*), 12,5-17,5 µm de diâmetro, tornando-se mais colunares em direção às camadas mais exteriores, amarelo claro à marrom amarelado, translúcido. Paráfises ausentes. Ascos com oito esporos, evanescentes, clavados, com ápice arredondado e um curto estipe, observável somente em peritécios jovens, 35,5-50 × 20-25 µm. Ascosporos unicelulados, irregularmente bisseriados nos ascos, hialinos quando jovens, tonando-se marrom claros e finalmente marrons quando maduros, limoniformes, 15-20(-22,5) × 12,5-15 µm, lisos, com poros germinativos em ambas extremidades.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 9.VII.2011 (URM86670).

HABITAT: Registrado sobre restos vegetais, papel e excrementos de cervo. Parasita de alguns fungos.

DISTRIBUIÇÃO: África (Egito, Líbia, Serra Leoa, Zâmbia), América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América e Martinica), América do Sul (Argentina), Ásia (Índia, Israel), Europa (Alemanha, Reino Unido) e Oceania (Austrália e Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: Possui como características diagnósticas principais o longo pescoço (150-370 µm de comprimento), peritécios glabros ou fracamente tomentosos, e ascosporos limoniformes, com variação morfológica tendendo a fracamente elipsoidais, e não rombóides.

REFERÊNCIA: Cannon & Hawksworth (1982).

MICROASCALES LUTTR. EX BENNY & KIMBR. 1980

CHADEFAUDIELLACEAE FAUREL & SCHOTTER ex BENNY & KIMBR (1980)

Faurelina Locq.-Lin., *Revue Mycol.*, Paris 39(2): 127 (1975)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Faurelina* Locq.-Lin. IDENTIFICADAS

1. Ascosporos 7,5-10 × 4,5-5,5 µm, usualmente elipsóides à rombóides, por vezes angulados e de morfologia irregular, com extremidades abruptas *F. fimigena*
1. Ascosporos 5-6 × 2,5-3 µm, usualmente elipsóides à oblongos, por vezes faseoliformes, com extremidades arredondadas *F. hispanica*

Faurelina fimigena Locq.-Lin. [como "*finigenes*"], *Revue Mycol.*, Paris 39(2): 127 (1975)
(Prancha 48, 49; pág 435, 436)

Cleistotécios isolados, imersos a superficiais, globosos, vermelho escuros, 190-240 µm, de textura algo rugosa, glabros. Perídio formado por células infladas, globosas à levemente anguladas (*textura globosa*) de parede delgada, de coloração ferrugínea à cúprea, 5-15 µm de diâmetro. Elementos hamateciais não observados no material examinado. Ascos com oito esporos, clavados à subglobosos, 10-15,5 × 8-12,5 µm, podendo apresentar um curto estipe, evanescentes. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, de morfologia variável, elipsoidais, rombóides ou angulados, com extremidades abruptas, de coloração hialina à levemente cúprea, unicelulados, apresentando ornamentação formada por estrias usualmente longitudinais, de parede espessa, 7,5-10 × 4,5-5,5 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 28. VIII.2012 (URM86671).

HABITAT: Registrado em excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Ásia (Japão), Europa (França). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: Essa é a espécie tipo do gênero, inicialmente proposta por Locquin-Linard a partir de material obtido em Paris. Embora os registros referentes sejam escassos, o que dificulta a delimitação específica, difere dos outros componentes do gênero pela morfologia e dimensões dos ascósporos (elipsoidais, romboídes ou angulados, com extremidades abruptas, apresentando ornamentação formada por estrias usualmente longitudinais, de parede espessa, $7,5-10 \times 4,5-5,5 \mu\text{m}$). Os ascósporos descritos para Pernambuco são mais compridos do que os referidos na descrição original, e de mensuração similar ao material analisado por von Arx *et al.* (1988), obtido a partir de subculturas do material Tipo. Assemelha-se à *Leuconeurospora elongata* Udagawa & Furuya, o que gerou confusão na delimitação dessas espécies no final do Século XX, sendo posteriormente transferida para *Faurelina* como *F. elongata* (Udagawa & Furuya) Furuya. Difere de *F. fimigena* sobretudo no comprimento dos ascósporos.

REFERÊNCIA: Locquin-Linard (1975), von Arx *et al.* (1988).

Faurelina hispanica Valldos. & Guarro, Mycotaxon 30: 5 (1987) (Prancha 48, 50; pág. 435, 437)

Cleistotécios isolados, imersos a superficiais, globosos, vermelho escuros, $195-210 \mu\text{m}$, glabros. Perídio formado por células infladas, globosas (*textura globosa*) à levemente anguladas (*textura angulata*) de parede delgada, de coloração ferrugínea à cúprea, $5-10 \mu\text{m}$ de diâmetro. Elementos hamateciais não observados no material examinado. Ascos com oito esporos, clavados à cilíndrico-clavados, $11-12,5 \times 5-9,5 \mu\text{m}$, podendo apresentar um curto estipe, evanescentes. Ascósporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, elipsoidais à oblongos, com extremidades arredondadas, de coloração hialina, unicelulados, apresentando ornamentação formada por estrias usualmente longitudinais, $5-6 \times 2,5-3 \mu\text{m}$ ($2-2,5 \mu\text{m}$ em vista lateral).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 14.II.2013 (URM86672).

HABITAT: Registrada em excrementos de cabra.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Espanha). Este é o primeiro registro da para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Faurelina hispanica* foi descrita por Valdo sera & Guaro (1987) como um novo representante do gênero, apresentando ascospores menores que *F. fimigena* ($5-6 \times 2,5-3 \mu\text{m}$) e com extremidades arredondadas características, diferindo das extremidades terminando abruptamente na espécie supracitada.

REFERÊNCIA: Locquin-Linard (1975), Valdo sera & Guaro (1987), von Arx *et al.* (1988).

MICROASCACEAE LUTTR. EX MALLOCH (1970)

Cephalotrichum Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 20 (1809)

Berkeleyna Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3(2): 447 (1898)

Capnostysanus Speg., Physik, B. Aires 4: 295 (1918)

Doratomyces Gorda, in Stum, Deutschl. Fl., 3 Abt. (Pilze Deutschl.) 2: 6 (1829)

Stedehorichum Ritgen, (1831)

Stysanopsis Ferraris, Annls mycol 7(3): 281 (1909)

Stysanus Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 21 (1837)

Synpodiellium Costantin, Bull. Soc. mycol. Fr. 4(1): 6 (1888)

Cephalotrichum pupureofuscum (Schwein.) S. Hughes, Can. J. Bot. 36: 744 (1958)

Aspergillus pupureofuscus Schwein., Trans. Am. phil. Soc., Ser. 24(2): 282 (1832)

Aspergillus pupureofuscus Fr., Syst. mycol. (Lundae) 3(2): 388 (1832)

Cephalotrichum brassicicola (Berk. & Broome) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3(2): 453 (1898)

Cephalotrichum brevipes (Wallr.) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3(2): 453 (1898)

Cephalotrichum leucocephalum Wallr., Fl. crypt. Germ. (Norimbergae) 2: 330 (1833)

Coremium leucocephalum Wallr., Fl. crypt. Germ. (Norimbergae) 2: no. 2072 (1833)

Doratomyces pupureofuscus (Schwein.) F.J. Morton & G. Sm., Mycol. Pap. 86: 74 (1963)

Graphium griseum (Berk.) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 4: 616 (1886)

Graphium leucocephalum (Wallr.) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 4: 615 (1886)

Pachnocybe grisea Berk., in Smith, Engl. Fl., Fungi (Edn 2) (London) 5(2): 334 (1836)

Periconia brassicicola Berk. & Broome [como *brassicaecola*], Am. Mag. nat. Hist., Ser. 4 15: 33 (1875)

Periconia discolor Corda, Icon. fung. (Prague) 3: 13 (1839)

Periconia fusca Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 19 (1837)

Stysanus fuscus (Corda) E.W. Mason & M.B. Ellis, Mycol. Pap. 56: 31 (1953)

Stysanus mandlii Mont., Annls Sci. Nat., Bot., sér. 3 4: 365 (1845)

Stysanus pupureofuscus (Schwein.) S. Hughes, Can. J. Bot. 31: 615 (1953)

Stysanus stemmitis f. *mandlii* (Mont.) Guég., Bull. Soc. mycol. Fr. 19(3): 219 (1903)

(Prancha 51, 52; pág 438, 439)

Sinêmios usualmente gregários, simples, solitários ou bicespitosos, cilíndrico-capitados, delgados, determinados, paralelos, marrom escuros a pretos, 600-900 µm de altura, 15-20 µm de diâmetro na base, gradualmente tornando-se um pouco mais delgado em direção ao ápice. Filamentos do estipe lisos, individualizados, de parede espessa, 1-2 µm de espessura. Massa conidial globosa à subglobosa, frouxa, preto à púrpura fosco em microscópio estereoscópico, marrom escura microscopia óptica, tomando-se gradualmente mais escuras na camada metular. Conidióforos simples ou ramificados, agrupados de modo monocasial até o ápice do sinêmio, 5-16,5 µm de comprimento. Métulas 2-7,5 × 3-4 µm, cilíndricas, marrom escuras. Anéides delgadas, subcilíndricas à subuladas, 45-60 × 1-2 µm. Conídios oblongos à largo-elipsóides, hialinos à castanho pálidos isoladamente, marrom escuros a pretos em massa, 4,5-6 × 3,5-4 µm, lisos, com ápice arredondado, raramente apiculado, e base algo truncada, formando pequenas cadeias de dois a quatro esporos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 09.XII.2011 (URM86673).

HABITAT: Registrado sobre material herbáceo, madeira, solo e em excrementos de herbívoros, como cervo, coelho e porco.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte, Europa.

DISCUSSÃO: *Cephalotrichum purpureofuscus*, quem em alguns tratamentos é denominado por seu sinônimo obsoleto *Doratomyces purpureofuscus* (Schwein.) F.J. Morton & G. Sm., faz parte de um complexo genérico/específico que por anos gerou confusão taxonômica entre especialistas. É caracterizada por sinêmios pigmentados com conídio gênese percurrente, produzindo conídios secos, formando massa conidial frouxa, algo globosa, confinada ao ápice do conidioma, diferentemente da massa elipsoidal à subcilíndrica observada em *Doratomyces stemonitis*, assim como conídios lisos com ápices arredondados, formando pequenas cadeias.

REFERÊNCIA: Morton & Smith (1963), Ellis (1971), Seifert *et al.* (1983), Seifert *et al.* (2011).

***Graphium* Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 18 (1837)**

Ceratopodium Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 19 (1837)

Phialographium H.P. Upadhyay & W.B. Kendr., Mycologia 66(1): 183 (1974)

C H A V E P A R A E S P É C I E S D E *Graphium* C o r d a I D E N T I F I C A D A S

1. Sinêmios verde oliváceos a marrom oliváceos, 175-200 µm de altura, sem variação na pigmentação ao longo do estipe. Conídios $4-6 \times 1-2,5$ µm *G. penicillioides*
1. Sinêmios marrom escuros na base, diminuindo em pigmentação em direção ao ápice, tomando castanho claro próximos à massa conidial e finalmente hialinos em alguns conidióforos, 350-900 µm de altura. Conídios $6-7,5 \times 2-3,5$ µm *G. putredinis*

***Graphium penicillioides* Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 18 (1837) (Prancha 53, 54; pág. 440, 441)**

Graphium penicillioides Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 18 (1837) var. *penicillioides*

Graphium penicillioides var. *ungeri* Sacc., Syll. fung. (Abellini) 4: 610 (1886)

Sinêmios isolados à gregários, usualmente simples, raramente com uma ramificação, cilíndrico-capitados, delgados, determinados, paralelos, verde oliváceos à marrom oliváceos, 175-200 µm de altura, 15-25 µm de diâmetro na base, tomando-se um pouco mais delgado em direção ao ápice, com usualmente 10-15 µm de diâmetro. Filamentos do estipe lisos, individualizados, de parede espessa, 1-2 µm de espessura. Conidióforos simples ou ramificados, agrupados de modo monocasal até o ápice do sinêmio. Anéides delgadas, subcilíndricas à subuladas, $45-60 \times 1-2$ µm. Massa conidial globosa à obcônica, frouxa, branca em microscópio estereoscópico, concolor ao estipe em microscopia óptica. Conídios elipsóides à cuneiformes, castanho claro à marrom oliváceo pálido, $4-6 \times 1-2,5$ µm, lisos, com ápice arredondado e base algo truncada, por vezes apresentando duas gúttulas pouco conspícuas.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 01.III.2013 (URM86674), 15.IV.2013 (URM86675a, 86675b).

HABITAT: Registrado sobre material vegetal, solo e em excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Graphium penicillioides* é aqui registrado formando sinêmios delgados curtos abundantemente sobre excrementos de vaca e cabra. Difere de *G. putredinis* por apresentar sinêmios com coloração mais clara (verde oliváceos à marrom oliváceos), mais curtos (175-200 μm), sem variação na pigmentação ao longo do estipe, e por apresentar conídios menores (4-6 \times 1-2,5 μm).

REFERÊNCIA: Ellis (1971), Seifert *et al.* (1983), Jacobs *et al.* (2003), Lackner & de Hoog (2011), Seifert *et al.* (2011).

***Graphium putredinis* (Corda) S. Hughes, Can. J. Bot. 36 (1958) (Prancha 55, 56; pág. 442, 443)**

Stysanus putredinis Corda, 1839

Sinêmios isolados à gregários, usualmente simples, raramente com uma ramificação, cilíndrico-capitados, delgados, determinados, paralelos, marrom escuros na base, diminuindo em pigmentação em direção ao ápice, tomando castanho claros próximos à massa conidial, e finalmente hialinos em alguns conidióforos, 350-900 μm de altura, 50 μm de diâmetro na base, tomando-se consideravelmente mais delgados em direção ao ápice, com usualmente 10-15 μm de diâmetro. Filamentos do estipe lisos, individualizados, de parede espessa, 1-2 μm de espessura. Conidióforos simples ou ramificados, agrupados de modo monocasal até o ápice do sinêmio. Anéides delgadas, subcilíndricas à subuladas, 15-25 \times 1-2 μm . Massa conidial globosa à obcônica, frouxa, cinza fosco em microscópio estereoscópico, marrom pálida em microscopia óptica, 45-60 μm de diâmetro. Conídios elipsóides à cuneiformes, castanho claros à marrom oliváceos pálidos, 6-7,5 \times 2-3,5 μm , lisos, com ápice arredondado e base algo truncada, por vezes apresentando duas gúttulas pouco conspícuas.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 05.V.2012 (URM86676), 28.II.2013 (URM86677). Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 30.V.2012 (URM86678).

HABITAT: Registrada em solo, material vegetal e em excrementos de cavalo.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México), América do Norte (Canadá), Europa (Reino Unido). Distribuição de acordo com registros das formas teleomorfas da espécie.

DISCUSSÃO: Sinêmios de representantes desta espécie foram encontrados com relativa abundância nas amostragens. Difere de outras espécies similares ocorrentes em excrementos de herbívoros, tais como *G. penicillioides* e *G. comatrichoides* pela mensuração dos sinêmios e conídios, possuindo sinêmios de comprimento intermediário entre as espécies supracitadas (190-350 µm de altura). Difere de *G. calicioides* sobretudo pelos conídios mais longos (6-7,5 µm).

REFERÊNCIA: Ellis (1971), Fletcher (1975), Seifert *et al.* (1983), Lackner & de Hoog (2011), Seifert *et al.* (2011).

***Kernia* Nieuwl., Am. Midl. Nat. 4: 379 (1916)**

Magnusia Sacc., Michelia 1(no. 2): 123 (1878)

***Kernia nitida* (Sacc.) Nieuwl., Am. Midl. Nat. 4: 379 (1916)** (Prancha 57, 58; pág. 444, 445)

Magnusia brachytricha (Ames) Benjamin, 1956

Kernia geniculotricha Seth., 1986

Magnusia nitida Sacc., 1878

Cleistotécios gregários, raramente isolados, superficiais no substrato, subglobosos, elipsóides, ovóides ou poligonais, pretos, 95-290 µm em diâmetro. Perídio membranáceo, opaco, preto, 15-20 µm de espessura, composto por várias camadas, sendo a mais externa composta escura, por células globosas de parede espessa, e a mais interna de coloração castanha, mais clara e delgada, composta por células angulares, desprendendo-se facilmente do restante do perídio em montagem, evanescente. Apêndices estendendo-se de 95 a 600 µm de distância do cleistotécio, organizados em tufo, em quantidade de 4 a 10, presentes em dois ou três partes do ascoma, usualmente inclinados formando ângulo de aproximadamente 45° em relação ao substrato, não ramificados, de parede espessa, marrom escuros, septados, 3-6,5 µm de espessura, com ápices marcadamente circinados, formando ganchos em diferentes sentidos na extremidade apical. Pelos laterais observáveis em cleistotécios jovens, 1,5-2 µm de espessura, ausentes em ascomas maduros. Ascocóspores com oito

esporos, 6-12,5 µm de diâmetro, globoso a ovóide, séssil, evanescente. Ascósporos unicelulados, 3,5-6 × 2,4-4,6 µm, elipsóides, marrom claro a ocráceos, com coloração cúprea em massa, dotados de uma única Bolha de de Bary, com poros germinativos em ambas extremidades.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 27.XII.2011 (URM86679), 05.V.2012 (URM86680); Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, 27.II.12 (URM86681a, 86681b).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal em decomposição e em excrementos de diversos animais.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Espécie comumente encontrada em excrementos de herbívoros nas áreas estudadas. Pode ser caracterizada sobretudo pela forma dos cleistotécios (subgloboso, elipsóide, ovóide ou poligonal), perídio rígido e pelos pelos cleistoteciais, usualmente longos e com ápices circinados, originando-se em dois ou três tufo localizados em pólos (usualmente opostos) do ascoma. O material examinado proveniente de excrementos de cabras apresentou grande quantidade de ascomas, cobrindo sítalos inteiras, entremeadas com tufo cottonosos brancos, formando uma superfície pilosa na superfície dos excrementos. Quando abundante, os pelos laterais de um cleistotécio podem enrolar-se com os dos outros, terminando por carregar mais ascomas consigo quando ocorre a adesão com um agente dispersor.

REFERÊNCIA: Malloch & Cain (1971c).

***Lophotrichus* R.K. Benj., Mycologia 41: 347 (1949)**

***Lophotrichus bartlettii* (Masse & E.S. Salmon) Malloch & Cain, Can. J. Bot. 49(6): 866 (1971)**

Magnusi bartlettii Masse & E.S. Salmon, Am. Bot. Lond. 15 (1901)

Kernia bartlettii (Masse & E.S. Salmon) R.K. Benj., Aliso 3: 344 (1956)

Lophotrichus brevirostratus L.M. Ames, Monograph of the Chaetomiaceae (U.S. Army Research and Development): 52 (1963)

(Prancha 59, 60; pág. 446, 447)

Cleistotécios isolados, imersos a superficiais, globosos, pretos, 290-315 µm em diâmetro, com pescoço curto, pouco conspicuo, quando observável atinge cerca de 30-40 µm de comprimento, fixos ao substrato por rizóides miceliais. Perídio membranáceo, frágil, pseudoparenquimatoso, formado por células angulares. Pelos terminais marrom escuros a pretos, septados, 1,25-1,35 mm de comprimento por 3,5-4,5 µm de diâmetro, diminuindo gradualmente em direção ao ápice. Pelos laterais hialinos, septados, 135-147,5 µm de comprimento, 2-3 µm próximo à base, diminuindo gradualmente em direção ao ápice. Ascos com 8 esporos, clavados a subglobosos, 20-35 × 9,5-15 µm, dotados de um curto estipe, evanescentes. Ascosporos unicelulados, liberados cedo na maturação do ascoma, em um cirro, sublimoniformes, 6,5-8 × 5-6 µm, hialinos, dourados a marrom pálidos isolados, de coloração cúprea em massa, lisos, não apiculados, dotados de poros germinativos em ambas extremidades.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 03.I.2012 (URM86682a, 86682b), 08.V.2013 (URM86683); Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 05.V.2012 (URM86684a, 86684b).

HABITAT: Registrado em material vegetal e em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: África (Egito, Iraque, Nigéria), América do Norte (Estados Unidos da América), Ásia (Índia, Japão), América do Sul (Brasil, Venezuela), Europa (Espanha) e Oceania (Austrália). Possivelmente cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Lophotrichus brevirostratus*, em bora pouco registrado em literatura, representa membro comum da microbiota coprófila de Pernambuco. Foi descrita por Ames (1961) a partir de cultura enviada pelo Dr. T. E. Brooks, isolada de excrementos de rato coletados no Kansas, Estados Unidos da América. Malloch & Cain (1971c), reavaliando o gênero *Kemia* Nieuwl., consideraram *K. bartlettii* como pertencente ao gênero *Lophotrichus*, e a transferiram para este gênero como *Lophotrichus bartlettii*, que pode ser reconhecida dentre outras do gênero pelos cleistotécios de pescoço curto ou inconspicuo e pelos pelos terminais uniformes e não ramificados.

REFERÊNCIA: Benjamin (1949), Ames (1961), Malloch & Cain (1971c), Seth (1971).

***Pseudallescheria* Negr. & I. Fisch., Revista Inst. Bacteriol. 'Dr. Carlos G. Malbrán' 12(201): 5-9 (1944)**

Pariellidium Malloch, Mycologia 62(4): 738 (1970)

***Pseudallescheria boydii* (Shear) McGinnis, A.A. Padhye & Ajello, Mycotaxon 14(1): 97 (1982)**

Adadium castellanii Pinoy, in Castellani, British Medical Journal 2910: 486 (1916)

Acremonium suis Bakai, in Gladenko, Atti Accad. Sci. Ist. Bologna Cl. Sci. Fis. Rendiconti: 198 (1967)

Alaurisma apiospermum (Sacc.) Maire, Bull. Soc. Path. Exot. 14: 290 (1921)

Alaurisma castellanii (Pinoy) Vuill., Encyclop. Mycol. 2: 114 (1931)

Allescheria boydii Shear, Mycologia 14(5): 242 (1922)

Indiella americana Delamare & Gatti, C. r. hehl. Séanc. Acad. Sci., Paris 188: 1264 (1929)

Madurella americana (Delamare & Gatti) Vuill., Encyclop. Mycol. 2: 155 (1931)

Monosporium apiospermum Sacc., Annls mycol. 9(3): 254 (1911)

Monosporium apiospermum Sacc., Annls mycol. 9(3): 254 (1911) var. *apiospermum*

Pariellidium boydii (Shear) Malloch, Mycologia 62(4): 738 (1970)

Polycytella hominis C.K. Campbell, J. Med. Vet. Mycol. 25(5): 302 (1987)

Raffaella castellanii (Pinoy) de Hoog [como *Raffaella*], Stud. Mycol. 7:44 (1974)

Saedosporium apiospermum Sacc. ex Castell. & Chalm., Manual of tropical medicine (London): 1122 (1919)

Sporidium bairmannii var. *castellanii* (Pinoy) Redaelli & Cif., Trattato di Micopatologia Umana (Firenze) 5: 481 (1942)

(Prancha 61, 62; pág 448, 449)

Cleistotécios pequenos, isolados, usualmente numerosos, imersos a superficiais, globosos, pretos, opacos, 150-250 µm de diâmetro, glabros à levemente pilosos, adornados por pelos cleistoteciais hifóides, simples, raramente ramificados, hialinos, septados, foveliformes ou cilíndricos, diminuindo em espessura em direção ao ápice, lisos à finamente rugosos, usualmente não observáveis em microscópio estereoscópico, 2-2,5 µm de espessura. Perídio 33-35 µm de espessura, formado por células angulares, marrom claras à douradas, de parede delgada, 5-15 µm no maior lado, achatadas. Ascos com oito esporos, sacados, 15-16 µm de comprimento, pares esporíferos 7-8,5 µm, observáveis somente em cortes de cleistotécios muito jovens, usualmente extrusos em massa, evanescentes. Ascosporos elipsóides a levemente fusóides, amarelo pálido à dourados, de coloração cúprea em massa, 5-6,5 × 3-4 µm, formados por uma única célula, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 03.I.2013 (URM86685a, 86685b, 86685c), 03.1.2013 (URM86688a, 86688b, 86688c). Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 20.III.2012 (URM86686), 26.III.2012 (URM86687).

HABITAT: Registrado ocasionalmente em amostras clínicas e comumente em solo e excrementos de diversos animais, sobretudo herbívoros domésticos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Pseudallescheria boydii* apresenta pequenos cleistotécios globosos, escuros, imersos a superficiais nos substratos, usualmente numerosos, com morfologia semelhante à *P. fusioidea*, da qual difere por possuir ascósporos mais largos (3-4 µm) e *P. africana*, da qual difere sobretudo pelos ascomas maiores (150-250 µm de diâmetro). É conhecidamente agente causador de micoses em seres humanos apresentando imunocomprometimento.

REFERÊNCIA: von Arx *et al.* (1988).

***Trichurus* Clem., in Pound & Clements, Bot. Surv. Nebraska 4: 7 (1896)**

***Trichurus cylindricus* Clem. & Shear, in Pound & Clements, Bot. Surv. Nebraska 4: 7 (1896)**
(Prancha 63, 64; pág 450, 451)

Sinêmios usualmente gregários, simples, delgados, indeterminados, paralelos, compostos, pretos à verde oliváceo escuros em microscopia estereoscópica, marrom claros à marrom escuros em microscopia óptica, 650-800 µm de altura, 15-30 µm de diâmetro na base, tornando-se mais delgado em direção ao ápice, com usualmente 10-15 µm de diâmetro. Filamentos do estipe lisos, ondulados, individualizados, de parede delgada, 1-1,2 µm de espessura. Hifas marginais escassas, lisas, delgadas, 0,8-1,2 µm. Conidióforos simples, usualmente cobrindo o sinêmio desde a metade de seu comprimento até o ápice. Anéides delgadas, cilíndricas, 7,5-10 × 2-3,5 µm. Setas numerosas, hifóides, filiformes, castanho claras, septadas, enroladas à onduladas, estendendo-se até 200 µm do eixo do estipe, 2-3,5 µm de diâmetro próximo à base, diminuindo em espessura em direção ao ápice. Massa conidial elipsóide à subglobosa, frouxa, marrom clara, 250-300 × 150-200 µm. Conídios subglobosos a faseoliformes, castanho claros, 4,5-5 × 3,5-4 µm, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 23.II.2012 (URM86689).

HABITAT: Registrado sobre material vegetal, solo, tecidos.

DISTRIBUIÇÃO: África (África do Sul, Egito, Etiópia, Iraque, Nigéria), América do Norte (Estados Unidos da América, Canadá), América Central (Jamaica), América do Sul (Peru), Ásia (Índia, Japão, Paquistão), Europa (Alemanha, Bélgica, Itália, Reino Unido), Ilhas do Pacífico (Tonga).

DISCUSSÃO: *Trichurus cylindricus* representa forma conidial de espécies coprófilas comuns de Microascales. Possui registros dispersos na literatura em diferentes continentes, o que aponta para uma distribuição cosmopolita, embora pouco representado na micobiota coprófila de Pernambuco. Possui como características marcantes os sinêmios com setas estéreis onduladas ou espiraladas e as mensurações dos conídios ($4,5-5 \times 3,5-4 \mu\text{m}$ no material examinado).

REFERÊNCIA: Ellis (1971), Seifert *et al.* (1983).

MICROASCALES INCERTAE SEDIS

***Sphaero naemella* P. Karst., Hedwigia 23: 17 (1884)**

***Sphaero naemella fimicola* Marchal, Champ. copr. Belg. 6: 12 (1891)**

Ceratocystis fimicola (Marchal) H.P. Upadhyay, Monograph of *Ceratocystis* and *Ceratocystiopsis* (Athens): 95 (1981)

Viennotidia fimicola (Marchal) P.F. Cannon & D. Hawksw. [como '*Viennotidea*'], J. Linn. Soc., Bot. 84(2): 157 (1982)

(Prancha 65, 66; pág. 452, 453)

Cleistotécios normalmente gregários, imersos a superficiais, globosos a subglobosos, pretos, ventre 120-170 μm , glabros, com pescoço longo, foveliforme, estendendo-se cerca de 270 a 690 μm de comprimento e 8 a 15 μm de diâmetro. Perídio membranáceo, frágil, pseudoparenquimatoso, composto de células angulares. Paráfises ausentes. Ascos fortemente evanescentes, não observados no material examinado. Ascosporos hialinos, $2,5-3 \times 1-2 \mu\text{m}$, lisos, elipsóides, envoltos por muco, expelidos pelo ostíolo em uma gota mucilaginosa perolada no ápice do pescoço quando maduros.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 23.IX.2011 (URM86690).

HABITAT: Registrado em excrementos de coelho, lebre, lobo, cervo e paca.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Inglaterra, Suíça), América do Norte (Canadá) e América do Sul (Brasil).

DISCUSSÃO: Cleistotécios ostiolados de *Sphaeronaemella fimicola* são facilmente observáveis em amostras de excremento em incubação pelo longo e conspícuo pescoço foveliforme e pela gota mucilaginosa perolada no ápice. Nenhuma espécie coprófila já registrada mostra semelhança quando consideradas tais características.

REFERÊNCIA: Shear (1940), Cain & Weresub (1957), Upadhyay (1981). Weber & Webster (1997, 1998).

ONYGENALES CIF. ex BENNY & KIMBR, 1980

ONYGENALES DE POSIÇÃO INCERTA

Myceliophthora Costantin, C.r. hebd. Séanc. Acad. Sci., Paris 114: 849 (1892)

Corynasus Arx, Proc. K. Ned. Akad. Wet., Ser. C, Biol. Med. Sci 76(3): 295 (1973)

***Myceliophthora sepadonium* (C.W. Emmons) van den Brink & Samson**, in van den Brink, Samson, Hagen, Boekhout & de Vries, Fungal Diversity 52(1): 206 (2012)

Chaetomidium sepadonium (C.W. Emmons) Laha, in Subramanian (Ed.), Taxonomy of Fungi (Proc. int Symp Madras, 1973), Pt 1: 248 (1978)

Corynasus sepadonium (C.W. Emmons) Arx, Proc. K. Ned. Akad. Wet., Ser. C, Biol. Med. Sci 76(3): 292 (1973)

Thielavia lutescens Kamyschko, Nov. sist. Niz. Rast., 1965: 116 (1965)

Thielavia sepadonium C.W. Emmons, Bull. Torrey bot. Club 59: 417 (1932)

Thielavia sepadonium var. *minor* B.S. Mehrotra & Bhattacharjee, Antonie van Leeuwenhoek 32: 391 (1966)

Thielavia sepadonium C.W. Emmons, Bull. Torrey bot. Club 59: 417 (1932) var. *sepadonium*

(Prancha 67, 68; pág 454, 455)

Cleistócios isolados a gregários, imersos, pequenos, globosos, semitransparentes, 80-110 µm de diâmetro. Perídio delgado, frágil, formado por uma camada interna de células achatadas, 5-7,5 µm de comprimento, e por uma camada externa de células alongadas, adornadas por padrão reticulado formado por pequenas cristas na superfície de cada uma das células, similar a um perídio cefalotecóide, de parede espessa, até 18 µm de comprimento. Ascospores com oito esporos, globosos, fortemente evanescentes. Ascospores unicelulados, elipsoidais à fusóides, castanho claros à marrons, 12,5-18 × 8,5-9,5 µm. Conídios abundantes no material examinado, globosos, hialinos, com ornamentação equinulada, 9,5-11 µm de diâmetro.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 03.I.2012 (URM86691).

HABITAT: Registrado em solo e em excrementos.

DISTRIBUIÇÃO: África (Senegal), Europa (Ilhas Canárias). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Myceliophthora sepedonium* é o nome da forma anamórfica de *Corynascus sepedonium*, mantido como o nome único da espécie. Apresenta cleistotécios com perídio típico, formado externamente por uma camada de células ornamentadas com cristas e conídios esféricos finamente equinulados à lisos. *Myceliophthora* difere de outros gêneros similares por apresentar ascósporos com dois poros germinativos, ascomas não-ostiolados formados por um perídio pletenquimatoso e (não hifóide como outro onigenáceos) e pela presença característica de conídios junto aos cleistotécios. O material proveniente de Pernambuco, analisado diretamente do substrato, mostrou mensuração dos ascósporos e conídios com dimensões menores que o material descrito a partir de cultivo em meios artificiais. A escassez de material torna difícil a análise da variabilidade morfológica desta espécie no país.

REFERÊNCIA: von Arx (1975), von Arx *et al.* (1988).

PEZIZALES J. SCHRÖT. 1894

ASCOBOLACEAE BOUD. EX SACC. 1884

Ascobolus Pers., in Gmelin, *Systema Naturae*, Edn 13 2(2): 1461 (1792)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Ascobolus* Pers. IDENTIFICADAS

1. Ascomas eugimnômiais, grandes, visíveis a olho nú, até 1500 µm de diâmetro. Disco fortemente furfuráceo *A. scatigenus*
1. Ascomas cleistohímiais, menores, medindo até 600 µm de diâmetro. Disco pontado à fracamente furfuráceo 2
2. Receptáculos com margem dentada. Ascosporos com até 15 µm de comprimento *A. crenulatus*
2. Receptáculos sem margem diferenciada. Ascosporos mais compridos 3
3. Comprimento dos ascosporos superior a 50 µm, envoltos por camada gelatinosa.....*Aimmersus*
3. Comprimento dos ascosporos inferior a 40 µm. Camada gelatinosa presente ou ausente4
4. Discos com muitos ascos maduros expostos simultaneamente, de textura furfurácea. Ascosporos 32,5-37,5 × 15,5-17 µm..... *A.americanus*
4. Discos com poucos ascos maduros expostos simultaneamente (usualmente menos que 20 por ascoma). Ascosporos 27,5-32 × 12,5-15 µm *A.elegans*

Ascobolus americanus (Cooke & Ellis) Seaver, *North American Cup-fungi, (Operculates)* (New York), 85 (1928) (Prancha 69, 70; pág. 456, 457)

Ascobolus leveillei var. *americanus* Cooke & Ellis, 1876
Ascobolus amoënius Oudem., 1882

Apotécios gregários a isolados, sésseis, semi-imersos a superficiais, 250-600 × 150-500 µm, glabros. Receptáculo globoso e fechado a princípio, amarelo escuro, tornando-se subgloboso, amarelo, com margem indiferenciada. Disco com punctação vermelha à púrpura devido aos ápices dos ascos proeminentes contendo ascosporos maduros, usualmente em grande quantidade. Himênio

bem desenvolvido, 245-310 μm de espessura. Hipotécio delgado, composto por pequenas células oblongas. Excípulo composto por células subglobosas e angulares (*textura angularis* e *textura globulosa*), com camadas bem diferenciadas. Paráfises filiformes, simples ou ramificadas, por vezes septadas, hialinas, 2-3 μm de espessura, com conteúdo amarelo-esverdeado em alguns apotécios, facilmente observados em montagens em água. Ascospores com oito esporos, clavados a cilíndrico-clavados, com um curto estipe e ápice arredondado, 215-295 \times 30-44,5 μm . Ascospores unisseriados, tomando-se bisseriados com a maturação, elipsóides, hialinos quando imaturos, tornando-se violeta a vermelho amarronzado na maturidade, lisos a levemente granulados, 32,5-37,5 \times 15,5-17 μm .

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 30.V.2012 (URM84600, 84601), em excrementos de cabra, 10.VI.2011 (URM84603), em excrementos de cavalo, 23.IV.2012 (URM84602), 8.IX.2011 (URM84599).

HABITAT: Registrado em excrementos de cabra, camelo, cavalo, coelho, elefante, girafa, gu azul, rato-almiscarado e vaca.

DISTRIBUIÇÃO: África (África do Sul), Europa (Holanda), América do Norte (Estados Unidos da América, Canadá) e América do Sul (Argentina, Peru, Venezuela). Este é o primeiro registro desta espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: Espécie de comum ocorrência em excrementos em Pernambuco, usualmente frutificando nas primeiras semanas de incubação. Assemelha-se a *Ascobolus elegans*, podendo ser diferenciada, sobretudo, pelo tamanho dos ascospores (32,5-37,5 \times 15,5-17 μm) e por apresentar maior quantidade de ascos maduros proeminentes ao disco simultaneamente.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1967).

***Ascobolus crenulatus* P. Karst.**, Fungi Fenniae Exsiccati, Fasc. 8: no. 763 (1868)

Ascobolus viridulus W. Phillips & Plowr., *Grevillea* 8(no. 47): 103 (1880)

(Prancha 72, 73; pág. 459, 460)

Apotécios isolados, sésseis, superficiais, primeiramente globosos, com disco indiferenciado, amarelos, tornando-se hemisféricos à lenticulares, amarelo esverdeados, tornando-se levemente mais escuro com o envelhecimento, 0,5-0,6 mm de diâmetro, glabros, apresentando margem marcadamente crenulada. Disco com punctação violácea a púrpura devido aos ascosporos no interior dos ascos maduros expostos, punctado à furfuráceo. Himênio bem diferenciado, 120-200 µm de espessura. Hipotécio pouco diferenciado, formado por pequenas células globulares e hifas, por vezes indistinto do himênio. Excípulo formado por células globosas e subglobosas (*textura globosa*), com camadas pouco diferenciáveis. Paráfises cilíndricas, simples ou ramificadas, septadas, hialinas, 2,5-3µm de largura. Ascos com 8 esporos, cilíndrico-clavados, estreitando-se em direção à base formando um curto estipe, com ápices arredondados, 135-145,5 × 12,5-15 µm. Ascosporos organizados de modo unisseriado nos ascos quando imaturos, posteriormente podendo assumir conformação irregularmente bisseriada, elipsóides, hialinos quando jovens, tomando-se finalmente violetas a vermelho pálidos, com ornamentação formada por sulcos quase paralelos, longitudinais ao eixo principal do esporo, bem observáveis, raramente anastomosantes, 10-15 × 6,5-7,5 µm, por vezes apresentando substância mucilaginosa unilateral.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 23.IX.2011 (URM85922, 85923), em excrementos de vaca, .

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Assim como sugerido pela etimologia do epíteto específico desta espécie (lat. *crenulatus* = dentado, serrilhado), a principal característica morfológica desta espécie é a margem crenulada dos receptáculos. Soma-se a esta característica pequenos esporos elipsóides (10-15 × 6,5-7,5 µm) com padrão de ornamentação formado por sulcos quase paralelos, longitudinais ao eixo

principal do esporo, bem observáveis, raramente anastomosantes. Foi registrada somente uma vez no estado de Pernambuco, em excrementos de cabra.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1967).

***Ascobolus elegans* J. Klein, Verh. zool.-bot. Ges. Wien 20: 566 (1870)**

Ascophanus elegans (J. Klein) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 10: 32 (1892)

Dasyobolus elegans (J. Klein) Světek, Sb. nár. Mus. Praze 32B(2-4): 117 (1979) [1976]

(Prancha 69, 71; pág 456, 458)

Apotécios gregários a isolados, sésseis, normalmente superficiais, primeiramente globosos, com disco diferenciado, amarelo esverdeados, tomando-se subglobosos, amarelos, apresentando disco com punctação avermelhada a violácea devido as ascosporos no interior dos ascos maduros expostos, usualmente em pequena quantidade (5-20), 0,3-0,4 mm de diâmetro, glabros, sem margem diferenciada. Himênio bem diferenciado, 200-250 µm. Hipotécio pouco diferenciado, formado por pequenas células globulares e hifas. Excípulo formado por células angulares, subglobosas ou mais alongadas próximas às extremidades (*textura angularis*, *textura epidermoidea* ou *textura globolosa*), com camadas pouco diferenciáveis. Paráfises filiformes, simples ou ramificadas, septadas, hialinas, 2,5-3 µm de largura, apresentando substância verde-amarelada em alguns apotécios, observável em montagens em água. Ascos com 8 esporos, clavado-cilíndricos, estreitando-se em direção à base formando um curto estipe, ápice arredondado, 210-257,5 x 31-35,5 µm. Ascosporos com disposição bisseriada no interior dos ascos, elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se finalmente violetas a vermelhos, lisos ou levemente granulados, 27,5-32 x 12,5-15 µm, apresentando substância mucilaginosa unilateral ou cobrindo todo o esporo.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco**, col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 15. VI.2011 (URM84604, 84605).

HABITAT: Registrado em excrementos de cavalo, coelho vaca, ganso, girafa, lebre e zebra.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Estados Unidos da América) e Europa (Alemanha, Dinamarca, Polônia, Reino Unido e Suécia). Este é o primeiro registro para a América do Sul.

DISCUSSÃO: *Ascobolus elegans* distingue-se de outros representantes da Seção *Dasyobolus* pela dimensão dos ascosporos, menores que os de *A. americanus* ($32,5-37,5 \times 15,5-17 \mu\text{m}$) e maiores que os de *A. mancus* ($19-23 \times 10-12$), e pela ornamentação do epísporo, liso a finamente granulado. Usualmente apresenta menos ascos maduros proeminentes ao disco em relação a *A. americanus*.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1967).

Ascobolus immersus Pers., Neues Mag. Bot. 1: 115 (1794) (Prancha 74, 75; pág. 461, 462)

Dasyobolus immersus (Pers.) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 11: 421 (1895)

Apotécios normalmente isolados, sésseis, superficiais, subglobosos à piriformes, a princípio fechados, amarelos, com disco indiferenciado, tornando-se amarelo amarronzados a âmbar com a maturação. Disco apresentando cerca de três a quatro ascos maduros expostos, com punctação avermelhada observável no interior de cada asco, 0,5-1,2 mm de diâmetro, glabros, sem margem diferenciada. Himênio composto por poucos ascos expostos. Hipotécio formado por células pequenas, isodiamétricas, pouco conspícuo no material analisado. Excípulo formado por células angulares, subglobosas ou oblongas, *textura angularis* ou *textura globolosa*), com camadas pouco diferenciáveis após a maturação do ascoma. Paráfises cilíndricas, simples ou ramificadas, septadas, hialinas, 2-3 μm de largura, apresentando substância verde-amarelada em alguns apotécios, observável em montagens em água. Ascos com oito esporos, clavados, apresentando um curto estipe e ápice arredondado, $394-445 \times 107-130 \mu\text{m}$, estendendo-se fortemente antes da liberação, atingindo cerca de 690-700 μm . Ascosporos bisseriados ou com disposição irregular no asco, com morfologia variável, oblongos a elipsóides, podendo apresentar-se subglobosos, hialinos quando jovens, tornando-se púrpura ou violetas quando maduros, normalmente lisos, raramente com poucas linhas de fissão, $57,5-62,5 \times 30-35 \mu\text{m}$, apresentando fina camada de substância mucilaginosa cobrindo todo o esporo.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco**, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 17.VI.2011 (URM84606), Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 15.VI.2011 (URM84609), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 12.IX.2011 (URM84607), 12.III.2012 (URM84608).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários animais.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Ascobolus immersus* é considerada a espécie mais comum do gênero, e um dos fungos mais comumente observados sobre excrementos de herbívoros em incubação em câmaras úmidas, sendo registrado praticamente em todos os países onde fungos foram examinados em amostras de excrementos. A mesma assertiva é verdadeira para os registros do gênero em Pernambuco. Pode ser facilmente reconhecido pelos esporos muito grandes (57,5-62,5 × 30-35 µm no material examinado), envoltos por um conspícuo envelope gelatinoso. No Brasil, esta espécie foi registrada, entre outros autores, por Batista *et al.* (1961) e Richardson (2001a).

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976), Bell (1983), Richardson (2007).

***Ascobolus scatigenus* (Berk. & M.A. Curtis) Brumm.,** Persoonia, Suppl. 1: 159 (1967)

Humaria scatigena (Berk. & M.A. Curtis) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 8: 147 (1889)

Peziza scatigena Berk. & M.A. Curtis, in Berkeley, J. Linn. Soc., Bot. 10(nº. 46): 366 (1868) [1869]

(Prancha 76, 77; pág. 463, 464)

Apotécios isolados ou gregários, sésseis, superficiais, inicialmente subglobulares, brancos à lúteo pálidos, expondo o disco no começo de sua maturação, com himênio diferenciado, portando ascos ainda em maturação, posteriormente tornando-se lageniformes, cupulados e finalmente escutelados, amarelo pálidos, com textura pruinoso a granular, 1,5-2,7 mm de diâmetro, apresentando margem involuta ou pouco diferenciável. Disco plano a suavemente ondulado, fortemente furfuráceo, com punctação marrom avermelhada escura a preta devido aos ascosporos no interior dos ascos maduros expostos. Himênio bem diferenciado, 190-215 µm de espessura. Hipotécio formado por pequenas células globulares hialinas, 5-10 µm de diâmetro. Excípulo formado por células globosas e subglobosas (*textura globosa*), hialino, 50-75 µm de espessura. Paráfises abundantes, cilíndricas, simples ou raramente ramificadas, septadas, hialinas, 2,5-3,5 µm de diâmetro, levemente mais espessadas próximo ao ápice, até 6,5 µm de diâmetro, raramente superando os ascos. Ascos com 8 esporos, cilíndrico-clavados, com um curto estipe e ápices arredondados a levemente abruptos, com

opérculos proeminentes, $175-225 \times 17,5-30 \mu\text{m}$. Ascosporos organizados de modo unisseriado nos ascos, elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se finalmente violetas a vermelho amarronzados quando maduros, lisos, ou apresentando uma (raramente mais) fissura oblíqua, pouco conspicua, $22-24,5 \times 10-15 \mu\text{m}$.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 16.II.2012 (URM85924), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 19.XI.2012 (URM85925).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Ascobolus scatigenus* forma apotécios relativamente grandes, visíveis a olho nú, na superfície de excrementos em incubação e *in situ*. Os ascomas eugimnohimeniais, portando ascos com ascosporos regularmente elipsóides ($24,5 \times 10-15 \mu\text{m}$), apresentando usualmente uma única rachadura oblíqua, distinguem esta espécie. *A. castaneus*, embora apresente ontogenia do apotécio e forma dos ascosporos similares, apresenta ascosporos menores e completamente lisos.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976).

Saccobolus Boud., *Annls Sci. Nat., Bot., sér. 5 10: 228 (1869)*

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Saccobolus* Boud. IDENTIFICADAS

1. Agrupamento de esporos frouxo, visível, assumindo padrão regular somente em ascos imaturos. Ascosporos livres na maturidade *S. saccoboloides*
1. Agrupamento de esporos compacto, mesmo após liberação. Ascosporos firmemente unidos em todas as fases da maturação 2

2. Agrupamento de esporos com quatro colunas de dois esporos longitudinalmente dispostos e com dois planos longitudinais de simetria 3
2. Agrupamento de esporos com padrão de arranjo diferente 6
3. Apotécios com receptáculo amarelo a amarelo-limão na maturidade. Ascosporos com extremidades abruptamente truncadas, $20-23 \times 8-10 \mu\text{m}$ *S.citrinus*
3. Apotécios com receptáculo amarelo-dourado a âmbar na maturidade. Ascosporos com extremidades arredondadas 4
4. Ascosporos $25-27,5 \times 7,5-12,5 \mu\text{m}$ *S.glaber*
4. Ascosporos menores, com comprimento inferior a $20 \mu\text{m}$ 5
5. Ascosporos $13-20 \times 8-9,5 \mu\text{m}$. Agrupamento de esporos encurtando na maturidade *S.truncatus*
5. Ascosporos $11,5-12,5 \times 5-7,5 \mu\text{m}$. Agrupamento de esporos não encurtados na maturidade *S.minimus*
6. Agrupamento de esporos com os eixos dos esporos formando ângulos retos com relação ao seu eixo, com quatro pares frouxamente unidos em um agrupamento cilíndrico *S.infestans*
6. Agrupamento de esporos com padrão de arranjo diferente 7
7. Ascosporos com episporo fortemente rugoso, fortemente verrucoso ou reticulado. Ascosporos $17,5-22,5 \times 8,5-10 \mu\text{m}$ *S.beckii*
7. Ascosporos com episporo liso ou levemente granuloso, por vezes com uma rede incompleta de fissuras. Ascosporos com comprimento inferior a $20 \mu\text{m}$ 8
8. Agrupamento de esporos $29-32 \times 9,5-12 \mu\text{m}$. Ascosporos $11,5-12,5 \times 6-6,5 \mu\text{m}$ *S.depauperatus*
8. Agrupamento de esporos $38-48 \times 16-20 \mu\text{m}$. Ascosporos $14,5-19 \times 7-10 \mu\text{m}$ *S.versicolor*

***Saccobolus beckii* Heimerl**, Österr. Ascob.: 18 (1889)

(Prancha 78, 79; pág. 465, 466)

Apotécios gregários a isolados, sésseis, superficiais, 400-650 μm de diâmetro, glabros. Receptáculo inicialmente globoso, tornando-se pulvinado, amarelo claro a âmbar, com margem diferenciada. Disco convexo, apresentando punctação preta devido aos ápices dos ascos proeminentes contendo ascosporos maduros, usualmente apresentando poucos ascos expostos. Himênio 87,5-122 μm de espessura. Hipotécio diferenciado. Excípulo delgado, composto por hifas entrelaçadas. Paráfises

cilíndricas, simples, septadas, hialinas, 2-3 μm de espessura. Ascos com oito esporos, clavados, tornando-se mais finos em direção à base para formar um curto estipe, com ápice truncado, 150-165 \times 41-45,5 μm . Agrupamento de esporos arrumados em um padrão com duas colunas de três e uma coluna de dois esporos, 50-55 \times 18-22 μm , na porção apical dos ascos, envoltos por delgada camada gelatinosa. Ascosporos elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se marrons escuros a pretos na maturidade, com episporo extremamente espesso, composto por verrugas crespas, 17,5-22,5 \times 8,5-10 μm .

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco**, col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 3.I.2012 (URM84612), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 7.VIII.2012 (URM84610, 84611).

HABITAT: Registrado em excrementos de elefante, vaca, veado e zebra. Adição para excrementos de cavalo e cabra é apresentada.

DISTRIBUIÇÃO: África (África do Sul) e Europa (Áustria, Alemanha, Bermuda, França, Reino Unido). Este é o primeiro registro para a América do Sul.

DISCUSSÃO: *Saccobolus beckii*, embora rara, pode ser facilmente distinta das demais espécies do gênero pela ornamentação do episporo, espessa e fortemente verrucosa, e pelo padrão de arranjo dos esporos nos agrupamentos. Devido ao pequeno tamanho dos apotécios, é comum observar agrupamentos de esporos, que possuem grande resistência, como contaminantes em outras amostras, o que pode ter contribuído com o escasso registro desta espécie em algumas partes do mundo.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976), Richardson (2007).

Saccobolus citrinus Boud. & Torrend, Bull. Soc. mycol. Fr. 27(2): 131 (1911)
(Plancha 82, 83; pág 469, 470)

Apotécios gregários a isolados, sésseis, superficiais, 300-400 µm diâm., glabros. Receptáculos escutelados, discóides, pulvinados ou lenticulares, amarelo claros a amarelos quando jovens, tornando-se amarelo escuros a ocráceos com a idade, com margem indiferenciada. Disco convexo, com punctação preta devido aos ápices dos ascos proeminentes contendo ascosporos maduros. Himênio pobremente desenvolvido. Hipotécio indiferenciado. Excípulo delgado, palissádico, com camadas indiferenciadas. Paráfises cilíndricas, simples, septadas, hialinas, 2-3 µm de espessura, com ápice algo inchado, com conteúdo amarelo-esverdeado em alguns apotécios, facilmente observados em montagens em água. Ascos com oito esporos, tornando-se mais finos em direção à base para formar um curto estipe com ápices truncados, 110-150 × 30-33 µm. Agrupamento de esporos arrumados em um padrão com quatro colunas, cada uma contendo dois esporos, 47,5-55 × 15-20 µm, na porção apical dos ascos, envoltos por delgada camada gelatinosa. Ascosporos bisseriados, elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se vermelhos-amarronzados à púrpura na maturidade, com episporo finamente verrucoso, 20-23 × (7,5-)8-10(-11) µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 10.X.2011 (URM84613), 26.XII.2011 (URM84617), 1.III.2013 (URM84616), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 3.IV.2012 (URM84618), em excrementos de cabra, 15.VI.2012 (URM84614, 84615).

HABITAT: Registrado em excrementos de cabra, cavalo, ovelha, vaca e de vários outros herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Canadá), América do Sul (Brasil). Europa (Checoslováquia, França, Grã-Bretanha, Itália, Portugal). Richardson (2007) aponta a ocorrência da espécie da Austrália à Islândia.

DISCUSSÃO: *Saccobolus citrinus* é uma das espécies mais comuns do gênero com o padrão de arranjo de esporos 2 × 4 nos agrupamentos, facilmente encontrada em excrementos de herbívoros em incubação. Pode ser distinguida de *S. glaber* pelas dimensões levemente menores dos ascosporos (110-150 × 30-33 µm no material examinado) e pelas extremidades mais truncadas, assim como pela coloração amarela-limão, mais clara, dos apotécios. Ocorre abundantemente nas primeiras semanas de incubação.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976), Richardson (2001 b), Richardson (2007).

***Saccobolus depauperatus* (Berk. & Broome) Rehm**, Vidensk. Meddel. Dansk Naturhist. Foren. Kjøbenhavn: 293 (1876) (Prancha 87, 88; pág. 474, 475)

Ascobolus depauperatus Berk. & Broome, Ann. Mag. nat. Hist., Ser. 3 15: 448 (1865)

Saccobolus neglectus Boud.: 41 (1869)

Apotécios gregários a isolados, sésseis, superficiais, até 300 µm diâm., glabros. Receptáculos pulvinados, hialinos a violeta, pálidos, com margem indiferenciada. Disco convexo, fracamente violeta, com punctação púrpura escura devido aos ápices dos ascos proeminentes contendo ascosporos maduros. Himênio 62,5 × 80 µm de espesura. Hipotécio pobremente observável no material examinado. Excípulo composto por uma camada delgada com células globulares a subglobulares (*textura globosa*). Paráfises pobremente observáveis no material examinado, 1-2 µm. Ascos com oito esporos, clavados, tornando-se mais finos em direção à base para formar um curto estipe, com ápices truncados, 70-95,5 × 17,5-20 µm. Agrupamento de esporos arrumados em um padrão com duas colunas de três e uma coluna de um esporo cada, 32,5-36,5 × 10-15µm, por vezes assimétricos. Ascosporos fusóides a elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se marrom a púrpura na maturidade, lisos ou com ornamentação de verrugas isoladas, 11-15 × 5-7,5µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R.Melo. Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 12.IX.2011 (URM84620), em excrementos de cabra, 16.V.2012 (URM84619).

HABITAT: Registrado em excrementos de alce, cavalo, coelho, elefante, lebre, ovelha, porco-espinho, vaca e veado.

DISTRIBUIÇÃO: África (Marrocos), América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América), América do Sul (Argentina, Brasil, Equador, Venezuela), Ásia (Paquistão), Europa (Alemanha, Áustria, Dinamarca, Espanha, Finlândia, França, Holanda, Islândia, Itália, Polônia, Reino Unido, Suécia) e Oceania (Austrália, Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: Trata-se de espécie comum e cosmopolita, variável em morfologia, com pequenos apotécios que se destacam pela coloração hialina a violácea. Podem ser distintos de *S. minimus* pelo

arranjo dos agrupamentos de esporos e de *S. versicolor* pelos apotécios, ascos e ascosporos menores.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976), Richardson (2007).

***Saccobolus glaber* (Pers.) Lambotte**, Mém. Soc. roy. Sci. Liège, Série 2 14: 284

Ascobolus glaber Pers., Neus Mag. Bot 1: 115 (1794)

Ascobolus kervernii P. Crouan & H. Crouan, Amls Sci. Nat., Bot., sér. 410: 193 (1858)

Saccobolus granulispermus Soppit & Crossl., Naturalist: 30 (1899)

Saccobolus kervernii (P. Crouan & H. Crouan) Boud. [como 'kerverni'], Hist. Class. Discov. Eur. (Paris) 74 (1907)

(Prancha 84, 85; pág 471, 472)

Apotécios usualmente isolados, por vezes gregários, sésseis, superficiais, 350-800 µm diâm., glabros. Receptáculos globosos a subglobosos inicialmente, tomando-se pulvinados, em tons de âmbar, com margem indiferenciada. Disco convexo, dourado antes do amadurecimento dos ascos, posteriormente apresentado punctação púrpura a pretadevido aos ápices dos ascos proeminentes contendo ascosporos maduros. Himênio 162,5-200 µm. Hipotécio diferenciado. Excípulo delgado, composto por pequenas células subglobosas. Paráfises cilíndricas, simples ou ramificadas próximo aos ápices, septadas, hialinas, 3-3,5µm de espessura, por vezes levemente inchadas próximo aos ápices, com conteúdo amarelo esverdeado em alguns apotécios, facilmente observados em montagens em água. Ascos com oito esporos, cilíndrico-clavados, 175,5-260 × 20-32µm. Agrupamento de esporos arrumados em um padrão com quatro colunas, cada uma contendo dois esporos, 52,5-57,5 × 20-21,5µm, na porção apical dos ascos, envoltos por conspícuos envelopes gelatinosos, facilmente observados após a liberação dos agrupamentos. Ascosporos elipsóides à levemente fusóides, por vezes assimétricos, hialinos quando jovens, tornando-se marrons a vermelho escuro na maturidade, com extremidades arredondadas e ornamentação de verrugas isoladas, pouco conspícuas, 25-27,5 × 7,5-12,5µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R.Melo. Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 13.VI.2012 (URM84623), Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 26.XII.2011 (URM84621), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 3.IV.2012 (URM84622), 7.VIII.2012 (URM84624), 3.II.2013 (URM84625).

HABITAT: Registrado em excrementos de camelo, cavalo, elefante, lebre, gnu, gnu azul, ovelha, urso, vaca e zebú.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Saccobolus glaber* assemelha-se e é comumente confundido com *S. citrinus*, sendo ambas espécies comuns e com padrão de arranjo dos esporos em agrupamentos similar. Diferencia-se pela cor dos apotécios, mais escuros, usualmente em tons de âmbar, dourado ou amarelo escuro, pelos esporos ligeiramente mais compridos e, sobretudo, pelas extremidades mais arredondadas dos esporos.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976), Richardson (2007).

***Saccobolus infestans* (Bat. & Pontual) Brumm., Persoonia, Suppl. 1, 204 (1967)**

Ascobolus infestans Bat. & Pontual (1948)

(Prancha 78, 80; pág. 465, 467)

Apotécios usualmente isolados, por vezes gregários, séssis, superficiais, 90-120 µm diâm., glabros. Receptáculos globosos a subglobosos inicialmente, tornando-se pulvinados, pálidos, com margem indiferenciada. Disco convexo, branco antes do amadurecimento dos ascos, posteriormente dotado de punctação violácea devido aos ápices dos ascos proeminentes contendo ascosporos maduros. Himênio com cerca de 75 µm de espessura. Hipotécio indiferenciado. Excípulo delgado, composto com pequenas células angulares. Paráfises cilíndricas, simples ou ramificadas próximo aos ápices, septadas, hialinas, 1-2.5 µm de espessura. Ascos com oito esporos, clavados, 75-110 × 14-20.5 µm. Agrupamento de esporos arrumados em um padrão onde os eixos dos esporos formam ângulos retos em relação ao eixo do agrupamento, com quatro pares frouxamente unidos em um agrupamento cilíndrico, 20-25.5 × 10-15 µm. Ascosporos elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se castanhos à marrons na maturidade, com extremidades arredondadas, levemente rugosos, 10-11 × 5-6 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R.Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 6.III.2013 (URM84632, 84633).

HABITAT: Registrado em excrementos de cavalo e burro.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (Panamá, Taiti) e América do Sul (Brasil, Venezuela).

DISCUSSÃO: *Saccobolus infestans* é caracterizado pelo padrão de arranjo dos esporos, único desta espécie. Assemelha-se, todavia, a *S. geminatus*, por apresentar esporos dispostos transversalmente no agrupamento, mas difere por apresentar esporos menores ($10-11 \times 5-6 \mu\text{m}$) e não firmemente unidos em pares.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976).

Saccobolus minimus Velen., Monogr. Discom. Bohem. (Prague) 1: 370 (1934)
(Prancha 78, 81; pág 465, 468)

Apotécios usualmente isolados, sésseis, superficiais, 100-175 μm diâm., glabros. Receptáculo pulvinado, amarelo claro translúcido à ocráceo, com margem diferenciada. Disco convexo, âmbar antes do amadurecimento dos ascosporos, posteriormente com poucas punctações avermelhadas devido aos ápices dos ascos proeminentes contendo ascosporos maduros. Himênio 45-65 μm . Hipotécio indiferenciado. Excípulo delgado, composto por células globosas na porção inferior, e por uma palissada de células na porção superior, próxima ao himênio. Paráfises cilíndricas à filiformes, simples, septadas, hialinas, 1,5-2,5 μm de espessura, com conteúdo amarelado, facilmente observado em montagens em água. Ascos com oito esporos, tornando-se mais finos em direção à base para formar um curto estipe, com ápices truncados, $50-55,5 \times 30-33 \mu\text{m}$. Agrupamento de esporos compactos, arrumados em um padrão com quatro colunas, cada um contendo dois esporos, $27,5-30 \times 10-15 \mu\text{m}$, na porção apical dos ascos, envoltos por envelopes gelatinosos. Ascosporos elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se violeta-rosados à marrons na maturidade, lisos ou finamente punctados, $11,5-12,5(-14) \times 5-7,5 \mu\text{m}$.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco**, col. R.F.R.Melo. Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 7.X.2012 (URM84626).

HABITAT: Registrado em excrementos de burro, cabra, camelo, cervo, girafa, ovelha, rato almiscarado, vaca e zebra.

DISTRIBUIÇÃO: África (África do Sul e Quênia), América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América e Havaí), América do Sul (Equador, Porto Rico), Ásia (Tailândia), Europa (Áustria, Alemanha, Espanha, França, Itália, Polônia e República Checa) e Oceania (Nova Zelândia). Este é o primeiro registro para o Brasil.

DISCUSSÃO: De acordo com van Brummelen (1967), embora *S. minimus* seja cosmopolita, é raramente registrada devido ao pequeno tamanho dos receptáculos. De fato, trata-se de uma das espécies do gênero com os menores apotécios. Pode ser caracterizada pelos apotécios ocráceos, padrão de arranjo dos esporos nos agrupamentos e pelos ascosporos pequenos (11,5-12,5 × 5-7,5 μm no material examinado).

REFERÊNCIA: van Brummelen (1967).

***Saccobolus saccoboloides* (Seaver) Brumm., Persoonia, Suppl. 1: 168 (1967)**

Ascobolus saccoboloides Seaver, Mycologia 38(6): 640 (1947)
(Prancha 86, 89; pág. 473, 476)

Apotécios normalmente gregários, com tendência a formar crostas sobre a superfície do substrato, superficiais, sésseis, lenticulares, de coloração amarela quando jovens, tornando-se amarronzados e finalmente pretos com o amadurecimento, com disco convexo, punctado devido a coloração cúprea dos esporos maduros, 275-850 μm de diâmetro, glabros, sem margem diferenciada. Himênio com cerca de 125-135 μm. Hipotécio formado por células pequenas, pouco conspicuo no material analisado. Excípulo formado por células globulares, com camadas pouco diferenciáveis após a maturação do ascoma. Paráfises filiformes, simples, septadas, hialinas, 2-2,5 μm de largura, contendo substância verde-amarelada em seu interior. Ascos com 8 esporos, clavados, com um curto estipe e ápice truncado, estreitando-se em direção à base, 125-130 x 15-22,5 μm,

operculados. Agrupamento de esporos efêmero, na forma de 4 colunas, cada uma contendo 2 esporos, observável no começo da maturação dos ascosporos. Ascosporos dispostos irregularmente na porção apical dos ascos após separação, elipsóides a fusóides, por vezes assimétricos, permanecendo comprimidos no ápice do asco logo antes da liberação, podendo manter fracamente a organização do agrupamento de esporos, lisos, a princípio hialinos, tornando-se marrom avermelhados quando maduros, $12,5-19 \times 6-8,5 \mu\text{m}$.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), em excrementos de cabra, 23.IX.2011 (URM86692a, 86692b), em excrementos de vaca, 09.I.2012 (URM86693a, 86693b).

HABITAT: Registrado em excrementos de porco, cervo-nobre, paca, *waterbuck*, lhama e camelo.

DISTRIBUIÇÃO: Brasil, Indonésia e Nova Guiné.

DISCUSSÃO: *Saccobolus saccoboloides* representa membro atípico do gênero, apresentando esporos separados no interior do asco antes mesmo da liberação, sendo alocado por DODGE & SEAVER (1946) em *Ascobolus* sob a denominação *A. saccoboloides* Seaver. Entretanto, outros caracteres, como a tendência destes esporos assumirem padrão regular, ainda que frouxo, de arranjo em agrupamentos em estágios iniciais da maturação (quatro colunas, cada uma formada por dois esporos), desenvolvimento do apotécio e morfologia dos ascos, com ápices mais truncados, corroboram a posição atual da espécie.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1976).

Saccobolus truncatus Velen., Monogr. Discom. Bohem. (Prague): 370 (1934)

(Prancha 84, 86; pág. 471, 473)

Apotécios isolados, sésseis, superficiais, 200-275 μm de diâmetro, glabros. Receptáculos inicialmente semiglobulares, tomando-se lenticulares, amarelo claro, com margem indiferenciada. Disco convexo, amarelo claro, com punctação marrom escura devido aos ápices dos ascos

proeminentes contendo ascósporos maduros. Himênio com cerca de 45 µm de espessura. Hipotécio pobremente observável no material analisado. Excílulo delgado, composto por células globosas na porção inferior, e por uma palissada de células na porção superior, próxima ao himênio. Paráfises cilíndricas à clavadas, simples ou raramente ramificadas, septadas, hialinas, 1,5-3,5 µm de largura, levemente alargadas nos ápices. Ascos com oito esporos, clavados, tornando-se mais finos em direção a base para formar um curto estipe, com ápices truncados, 75-82,5 × 17,5-20 µm. Agrupamento de esporos longos à compactos, contendo quatro colunas, cada uma com dois esporos, tornado-se mais curtos (ou truncados) com a maturação, até o ponto do padrão inicial de arranjo tornar-se indistinguível, inicialmente 37,5-40 × 15,5-20 µm, podendo chegar a 27,5-30 µm de comprimento, envoltos por envelopes gelatinosos conspícuos. Ascósporos elipsóides, hialinos quando jovens, tornando-se púrpura à marrom avermelhados na maturidade, lisos à finamente punctados, por vezes com fissuras isoladas, 13-20 × 8-9,5 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco, col. R.F.R.Melo. Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 6.X.2012 (URM84630,84631), 14.X.2012 (URM84627), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), em excrementos de vaca, 3.IV.2012 (URM84628, 84629).

HABITAT: Registrado em excrementos de cavalo, coelho, corvo, perdiz, ovelha, vaca.

DISTRIBUIÇÃO: África (Marrocos), América do Norte (Canadá e Estados Unidos da América), América do Sul (Brasil, Peru e Porto Rico), Ásia (Tailândia) e Europa (Alemanha, Áustria, Dinamarca, França, Holanda e República Checa). Este é o primeiro registro para o Nordeste do Brasil.

DISCUSSÃO: *Saccobolus truncatus* apresenta pequenos apotécios amarelo pálidos, usualmente isolados, que se assemelham a *S. minimus*, distinto desta pela forma e tamanho dos ascósporos e pela tendência do agrupamento de esporos tornar-se encurtado na maturidade.

REFERÊNCIA: van Brummelen (1967).

ASCODESMIDACEAE J. SCHRÖT. (1893)

Ascodesmis Tiegh., **Bull. Soc. bot. Fr. 23: 275 (1876)**

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Ascodesmis* Tiegh. IDENTIFICADAS

1. Ascosporos elipsóides, 12,5-13,5 × 7,5-9,5 μm, apresentando vários espinhos e verrugas isoladas, ocasionalmente anastomosando-se, e com uma crista conspícua, simples ou ramificada, por vezes cobrindo grande parte ou toda a extensão do comprimento do esporo *A. sphaerospora*
1. Ascosporos globosos a levemente subglobosos, 10-12,5(-13) × 9,5-11,5(-12) μm, apresentando várias cristas formando um padrão reticulado algo regular, com espinhos proeminentes nas anastomoses das cristas e espinhos e elevações menores entre o retículo *A. porcina*

Ascodesmis porcina Seaver *Mycologia* 8 (1): 3 (1916)

(Prancha 90, 91; pág. 477, 478)

Apotécios isolados ou gregários, superficiais, sésseis, 70-130 μm de diâmetro, glabros, simples, formados por um feixe de ascos e paráfises entremeadas. Receptáculos discóides a pulvinados, finalmente semiglobulares, hialinos quando jovens, permanecendo ou tomando-se líteo pálidos quando maduros. Disco convexo, hialino a amarelo pálido, apresentando punctação amarronzada discreta devido a coloração dos ascosporos maduros. Himênio composto por ascos e paráfises, formando todo o receptáculo. Hipotécio indiferenciável no material examinado. Excípulo ausente. Paráfises cilíndricas, simples, septadas, hialinas, 4-5 μm de diâmetro. Ascos com 8 esporos, clavados a obovóides, com base alargada, terminando em um estipe largo e ápice arredondado, 60-85,5 × 20-27,5 μm. Ascosporos dispostos de forma irregular ou fracamente bisseriados na porção apical dos ascos, elipsóides, a princípio hialinos, tornando-se dourados a marrons quando maduros, 12,5-13,5 × 7,5-9,5 μm, com um padrão de ornamentação do esporo apresentando vários espinhos e verrugas isoladas, ocasionalmente anastomosando-se, e com uma crista conspícua, simples ou ramificada, por vezes cobrindo grande parte ou toda a extensão do comprimento do esporo.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 15.XI.2012 (URM86695), em excrementos de vaca, 12.XII.2012 (URM86694); Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 03.I.2012 (URM86696).

HABITAT: Registrada em excrementos de burro, cabra, javali, porco e rato.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (Porto Rico), América do Norte (Estados Unidos da América), América do Sul (Brasil, Venezuela), Ásia (Indonésia) Oceania (Nova Guiné). Provavelmente cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Ascodesmis porcina* é espécie comum, facilmente negligenciada em amostragens devido ao pequeno tamanho e inconspicuidade dos apotécios, hialinos, exceto pela fraca punção ferrugínia do disco quando maduros. Foi registrada no Brasil previamente por Chaves Batista e colaboradores. Característica mais comum da espécie é o padrão de ornamentação dos esporos, apresentando vários espinhos e verrugas isoladas, ocasionalmente anastomosando-se, e com uma crista conspícua, simples ou ramificada, por vezes cobrindo grande parte ou toda a extensão do comprimento do esporo.

REFERÊNCIA: Seaver (1916), Obrist (1961), van Brummelen (1981).

Ascodesmis sp. haerospora W. Obrist, Can. J. Bot. 39: 948 (1961) (Prancha 90, 92; pág. 477, 479)

Apotécios isolados ou gregários, superficiais, sésseis, 190-245 µm de diâmetro, glabros, simples, formados por um feixe de ascos e paráfises entremeadas. Receptáculos inicialmente obcônicos, posteriormente lenticulares e, finalmente, semiglobulares, de coloração inicialmente pálida, variando de hialinos a amarelo pálidos quando mais jovem, tornando-se líteo pálidos a marrom claros quando maduros. Disco convexo, concolor ao receptáculo, apresentando punção amarronzada discreta devido à coloração dos ascosporos maduros no interior dos ascos proeminentes no himênio. Himênio composto por ascos maduros, imaturos e paráfises, formando todo o receptáculo. Hipotécio indiferenciado no material examinado. Excípulo ausente. Paráfises cilíndricas, simples, septadas, hialinas, 2,5-3 µm de diâmetro. Ascos com 8 esporos, cilíndrico-clavados a obovóides, com base alargada, terminando em um estipe lobado largo e ápice arredondado, 60-85,5 × 20-27,5 µm, usualmente mais largos quando imaturos. Ascosporos dispostos de forma irregular na porção apical dos ascos, usualmente assumindo conformação obcônica, globosos a levemente subglobosos, a princípio hialinos a líteo pálidos, finalmente

tornando-se dourados a marrons quando maduros, 10-12,5(-13) × 9,5-11,5(-12) µm (sem ornamentação), com um padrão de ornamentação do episporo apresentando várias cristas formando um padrão reticulado algo regular, elevando o diâmetro dos ascosporos até 14 µm, com espinhos proeminentes nas anastomoses das cristas e espinhos e elevações menores entre o retículo.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 4.IV.2013 (URM86697a, 86697b, 86697c, 86697d, 86697e).

HABITAT: Registrado em solo e em excrementos de cachorro, coelho, cervo, girafa, leão, jaguar, jaguaritica e tigre.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Ascodesmis sphaerospora* foi registrado no estado de Pernambuco a partir de coletas realizadas por Pontual e Obrist em meados do Século XX, sobretudo em excrementos de felinos. Embora registrada no presente trabalho em apenas uma amostra, acredita-se que seja de comum distribuição no Estado, embora pareça não apresentar preferência de substrato para excrementos de herbívoros como muitas espécies de ascomicetos coprófilos típicas. Mais dados associando a ecologia desta espécie ao hábito de vida dos felinos seria elucidativo neste âmbito. Diferencia-se sobretudo pelo padrão reticulado de ornamentação do episporo e pela forma predominantemente esférica dos ascosporos. Assemelha-se a *A. microscopica*, mas esta apresenta ascosporos usualmente mais elipsóides e com padrão de reticulação do episporo menos regular.

REFERÊNCIA: Seaver (1916), Obrist (1961), van Brummelen (1981).

PEZIZACEAE DUMORT. (1829)

***Iodophanus* Korf, in Kimbrough & Korf, Am. J. Bot. 54(1): 18 (1967)**

***Iodophanus carneus* (Pers.) Korf, in Kimbrough & Korf, Am. J. Bot. 54: 19 (1967)**

Ascobolus carneus Pers., Syn. meth. fung. (Göttingen) 2: 666 (1801)

Ascobolus saccharinus Berk & Curr.

Ascophanus carneus (Pers.) Boud., AnnlsSci. Nat., Bot., sér. 5 10: 60 (1869)

Ascophanus cameus var. *ciniculi* Boud., 60 (1869)

Ascophanus cameus var. *saccharinus* (Berk. & Curr.) W. Phillips, Man. Brit. Disconyc. (London) 310 (1887)

Ascophanus saccharinus (Berk. & Curr.) Boud., 61 (1869) [1868]

Ascophanus salmonicolor (Berk. & Broome) Boud., (1907)

Humaria salmonicolor (Berk. & Broome) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 8: 123 (1889)

Peziza carnea (Pers.) P. Karst., Not. Sällsk. Fama et Fl. Fenn. Föih. 10: 120 (1869)

Peziza salmonicolor Berk. & Broome, Am. Mag. nat. Hist., Ser. 3 18: 124 (1866)

(Prancha 93, 94; pág 480, 481)

Apotécios isolados ou gregários, superficiais, sésseis, glabros, 750-2100 µm de diâmetro. Receptáculos inicialmente globosos, posteriormente pulvinados a discóides, por vezes assumindo forma indistinta devido ao aglomerado de frutificações concrecentes no substrato, de coloração variável, variando de vermelho, cor de carne, rosa, alaranjado a coral, por vezes apresentando-se marrom amarelados, amarelo pálido ou de coloração branco leitosa. Disco convexo, concolor ao receptáculo, papilado devido aos ascos maduros proeminentes no himênio. Himênio composto por ascos maduros, imaturos e paráfises. Hipotécio formado por pequenas células subglobosas a angulares. Excípulo formado por células globosas, com até 27,5 µm de diâmetro, por vezes com paredes espessas. Paráfises proeminentes ao himênio, numerosas, cilíndricas, simples, septadas, hialinas, 4,5-6 µm de diâmetro, alargadas nos ápices, atingindo até 10 µm de diâmetro. Ascos com 8 esporos, cilíndrico-clavados, dotado de um curto estipe, reduzindo em tamanho gradualmente em direção à base, com ápices arredondados ou abruptos, 200-245 × 25-35 µm. Ascosporos usualmente dispostos de forma irregular nos ascos, ocasionalmente unisseriados ou bisseriados, unicelulados, elipsóides, hialinos, (17,5-)20-23(-25) × 9,5-12,5 µm, com ornamentação punctada, conferida por verrugas isoladas, igualmente distribuídas ao longo do esporo, destituído de gúttulas ou de envelope gelatinoso.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 06.X.2011 (URM86698), 18.VI.2012 (URM86699), 27.VIII.2012 (UMR86700a, 86700b), em excrementos de cabra, 1.IV.2013 (URM86701).

HABITAT: Registrado no excremento de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Iodophanus carneus* é uma das espécies de fungos apotecióides mais encontradas em excrementos de herbívoros. Possui como características marcantes a coloração variável e peculiar dos receptáculos, em tons de vermelho e laranja, e os ascósporos hialinos fortemente punctados. A espécie distingue-se dentre outras do gênero sobretudo baseado nas dimensões das estruturas. Difere de *I. vernucosponus* pelos ascósporos menores [(17,5-) 20-23(-25) no material examinado] e pela distribuição mais homogênea das verrugas do epísporo, não concentradas nas extremidades.

REFERÊNCIA: Doveri (2004).

PEZIZALES DE POSIÇÃO INCERTA

***Cephalophora* Thaxt., Bot. Gaz. 35: 157 (1903)**

Cephalomyces Bainier, Bull. Soc. mycol. Fr. 23: 109 (1907)

***Cephalophora tropica* Thaxt., Bot. Gaz. 35: 157 (1903)** (Prancha 95, 96; pág. 482, 483)

Colônias crescendo diretamente sobre o substrato, isoladas a fracamente gregárias, efusas a densas, de coloração alaranjada a dourada em microscopia estereoscópica, 40-45 µm de diâmetro, formadas usualmente por um conidióforo e agrupamentos de conídios. Hifas somáticas hialinas a castanhas, septadas, espessas, ramificadas, 5-6 µm de espessura. Conidióforos hialinos, lisos a levemente punctados, curtos, robustos, espessos, 50-65 × 12,5-17,5 µm, com ápice inflado, formando uma vesícula portando células conidiogênicas esféricas e cerca de 18 a 20 conídios simultaneamente, com dentículos aparentes após liberação. Conídios hialinos, castanhos, marrons ou dourados, apresentando de 4 a 6 septos, de parede espessa, apresentando-se cianófilos nas células centrais, piriformes a clavados, com ápices arredondados e base afunilada, lisos, podendo apresentar leve constricção na região dos septos dependendo da montagem, 45-50 × 17,5-20 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 14.II.2013 (URM86702a, 86702b, 86702c, 86702d).

HABITAT: Registrado em ovos e cloacas de répteis, como parasito de rotíferos e em excrementos de diversos animais.

DISTRIBUIÇÃO: África (Gana, Nigéria), América do Norte (Canadá), Ásia (Japão, Sri Lanka), Europa (Dinamarca, Inglaterra, Polônia).

DISCUSSÃO: *Cephalophora tropica* forma pequenos pontos alaranjados na superfície de excrementos em começo de incubação, sobretudo quando infestados por nematóides ou rotíferos. A coloração alaranjada deve-se aos esporos, variando de hialinos até dourados, em massa. Difere de *C. irregularis* e de *C. uniformis* por apresentar mais de um septo por conídio (5 a 6). *Cephalophora navicularis* forma esporos com 3 septos, naviculares, que possuem estruturas adesivas. Alguns esporos do material examinado foram encontrados sobre nematódeos fixados em lâmina, embora nenhuma estrutura que evidencie o parasitismo tenha sido observada.

REFERÊNCIA: Domsch *et al.* (1993), Lopez-Llorca & Jansson (2007), Seifert *et al.* (2011).

SORDARIALES CHAD. EX D. HAWKSW. & O.E. ERIKSS. 1986

CHAETOMIACEAE G. WINTER (1885)

Chaetomium Kunze, *Mykologische Hefte (Leipzig)* 1: 15 (1817)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Chaetomium* Kunze IDENTIFICADAS

1. Pelos terminais de dois tipos: longos, simples, tornando-se encaracolados acima do nível da cabeça esporífera, e outro tipo septado, formando ondulações sinuosas *C. cochliodes*
1. Pelos terminais de apenas um tipo, ondulados ou encaracolados 2
2. Pelos terminais ondulados, tortuosos desde sua extremidade proximal, formando uma trama variando de frouxa à compacta, não formando cachos *C. globosum*
2. Pelos terminais encaracolados, formando aros frouxos ou compactos 3
3. Diâmetro dos aros formados pelas voltas dos pelos terminais permanecendo constante em direção ao seu ápice. Pelos terminais formando cachos frouxos e espaçados. Cleistotécios esverdeados em microscopia estereoscópica. Ascosporos com morfologia variável *C. citrinum*
3. Diâmetro dos aros formados pelas voltas dos pelos terminais diminuindo gradualmente em direção ao seu ápice. Pelos terminais formando cachos compactos. Cleistotécios acinzentados a pretos em microscopia estereoscópica. Ascosporos com morfologia constante 4
4. Pelos terminais formando 7-12 voltas. Cleistotécios globosos *C. spirale*
4. Pelos formando menos do que oito voltas. Cleistotécios subglobosos à ampuliformes 5
5. Pelos terminais simples, formando cachos com 6-8 voltas *C. convolutum*
5. Pelos terminais simples ou ramificados, formando cachos com 3-6 voltas 6
6. Ascos cilíndrico-lineares. Cleistotécios ovóides à subglobosos *C. brasiliensis*
6. Ascos clavados. Cleistotécios ovóides, doliiformes, ampuliformes ou cilíndricos *C. bostrychodes*

***Chaetomium bostrychodes* Zopf** Abhandl. Botan. Ver. Prov. Brandenburg 19: 173 (1877)

Chaetomium aeterrimum Ellis & Everh., Palliser, N. Amer. Fl. (New York) 3(1): 62 (1910)

Chaetomium comosum Bainier, Cryptog. Mycol. 25(3): 211 (1909)

Chaetomium leproplacinum Wener & Cain, Can. J. Bot. 48(2): 325 (1970)

Chaetomium microcephalum L.M. Ames, Freath & Ames, Mycologia 37(1): 145 (1945)

(Prancha 97, 98; pág. 484, 485)

Cleistotécios gregários ou isolados, superficiais, variáveis em forma, ovóides, doliformes, ampuliformes ou cilíndricos, de coloração cinza, $198,5-335 \times 150-215 \mu\text{m}$, aderidos aos substrato por rizóides hialinos. Perídio membranáceo, frágil, pseudoparenquimatoso. Pelos terminais encaracolados, completando de 3 a 6 voltas, de diâmetro reduzido em direção ao ápice do pelo, marrons escuros a pretos, $3,5-5 \mu\text{m}$ de diâmetro, com coloração menos intensa em direção ao ápice, formando uma cabeça pouco compacta na porção apical do ascoma. Pelos laterais numerosos, lisos, raramente rugosos, flexuosos, marrom oliváceos a pretos, cerca de $3,5-4,5 \mu\text{m}$ de diâmetro na base, estendendo por cerca de $150-220 \mu\text{m}$ de comprimento. Ascos com 8 esporos, evanescentes, clavados, $40-45 \times 7-10,5 \mu\text{m}$. Ascosporos ovóides a limoniformes, marrons, lisos, $6,5-8 \times 5-6,5 \mu\text{m}$, por vezes com um anel menos pigmentado próximo a cada extremidade.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto de Pesquisas Agronômicas, Serra Talhada, em excrementos vaca: 08.X.12 (URM86705), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 07.VIII.2012 (URM86703), 09.VIII.2012 (URM86704).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários animais, em papel e em vários substratos vegetais.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Chaetomium bostrychodes* é uma das espécies com morfologia mais variável no gênero, sobretudo na forma dos ascomas. Características que auxiliam na sua delimitação específica são o pequeno tamanho dos ascosporos ($6,5-8 \times 5-6 \mu\text{m}$) e os pelos terminais encaracolados, por vezes ramificados, com poucas voltas e sinuosa diminuição no diâmetro em direção ao ápice. Melo *et al.* (2012) registraram esta espécie em excrementos de paca em confinamento no Recife.

REFERÊNCIA: Ames (1961), von Arx *et al.* (1986).

***Chaetomium brasiliense* Bat. & Pontual, Bol. Secr. Agric. (Pernambuco) 15: 70 (1948)**

Chaetomium aba-arnulum L.M. Ames, Monograph of the Chaetomiaceae (U.S. Army Research and Development Service) 10 (1963)

Chaetomium leucophorum L.M. Ames (como "*Leucophora*"), U.S. Army Res. Dev. Ser. 2: 28 (1963)

Chaetomium pepuldrum L.M. Ames, Monograph of the Chaetomiaceae (U.S. Army Research and Development Service) 2: 33 (1963)

Chaetomium velutinum L.M. Ames, Mycologia 41(6): 641 (1950) [1949]

(Prancha 99, 100; pág. 486, 487)

Cleistotécios isolados, ovóides à subglobosos, de coloração acinzentada quando observado em microscopia e estereoscópica, marrom escuros a pretos em microscopia óptica, 110-150 × 90-140 µm, aderidos aos substrato por rizóides delgados, pouco pigmentados, marrom claros a marrom escuros, de parede delgada, tortuosos, algo rugosos, 4-5 µm de diâmetro. Pelos terminais inicialmente flexuosos, desde a extremidade proximal até cerca da metade de comprimento, tomando-se frouxamente encaracolados em direção à extremidade distal, completando 3-6 voltas (usualmente três), formando aros atingindo até 40 µm de diâmetro, o qual reduz levemente em cada volta sucessiva em direção ao ápice, marrons à dourados, usualmente perdendo pigmentação próximo ao ápice, estendendo-se até cerca de 300 µm em relação ao ascoma, acima da cabeça esporífera, 2,5-4 µm de diâmetro, lisos à rugosos, frouxamente agrupados para formar uma cabeça esporífera pouco compacta na parte apical do ascoma, sem septos observáveis, ocasionalmente ramificados, apresentando uma ou duas ramificações com bases bulbosas, as quais tornam-se encaracoladas, formando de uma a três voltas em direção ao ápice, com morfologia semelhante ao eixo principal. Pelos laterais numerosos, filiformes, septados, rugosos, setosos, marrom claros à dourados, cerca de 2,5-4(-5) µm de diâmetro, levemente bulbosos na base, estendendo por até 120 µm de comprimento com relação ao ascoma, usualmente tomado-se menos pigmentados e colapsados próximo ao ápice. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, frágil, formado por células angulares achatadas (*textura angularis*), de parede levemente espessada, 5,5-15 µm de largura. Ascospores com oito esporos, cilíndrico-lineares, *pars sporifera* 37,5-42,5 µm, 7,5-8 µm de diâmetro, evanescentes, observáveis somente portando ascospores imaturos. Ascospores ovóides, por vezes subapiculados em uma das extremidades e arredondado na outra, castanhos a marron oliváceos quando maduros, 6-7,5 × 5-5,5 µm, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo, col. R.F.R. Melo, Instituto de Pesquisas Agronômicas (Serra Talhada), em excrementos de cabra, 14.II.2013 (URM86706a, 86706b), em excrementos de vaca, 13.X.12 (URM86707).

HABITAT: Registrado em excrementos de coelho e em material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: América do Sul (Brasil), Ásia (Japão), Europa (Itália).

DISCUSSÃO: *Chaetomium brasiliense* é de uma das poucas espécies de fungos coprófilos descritas pela primeira vez no Brasil. Batista & Pontual (1948) descreveram esta nova espécie a partir de amostras de excrementos de cobaios, apresentando como características diagnósticas ascos cilíndrico-lineares, cleistotécios pequenos (110-150 × 90-140 µm), ovóides à subglobosos, com pelos rugosos, ondulados ou encaracolados, simples ou ramificados. Uma nova espécie descrita por Ames (1963) em sua monografia, *Chaetomium leucophorum* L.M. Ames (como “*leucophora*“) apresenta morfologia similar, a exceção dos pelos ramificados. Todavia, o nome dessa espécie foi sinonimizado, e a descrição de *C. brasiliensis* inclui espécies com pelos ramificados, como o material aqui apresentado, descrito novamente para Pernambuco. Doveri (2013) analisou material com pelos não ramificados em excrementos de gamo na Itália.

REFERÊNCIA: Batista & Pontual (1948), Ames (1961), Doveri (2013).

Chaetomium citrinum Udagawa & T. Muroi, Trans. Mycol. Soc. Japan 22(1): 15 (1981)
(Prancha 101, 102; pág. 488, 489)

Cleistotécios gregários a isolados, superficiais, subglobosos à ovóides, de coloração amarelada a esverdeada em massa em microscopia estereoscópica, marrom escuros em microscopia óptica, 250-300 × 240-280 µm, aderidos aos substrato por rizóides levemente pigmentados, castanho claros à marrons, de parede delgada, dicotomicamente ramificados, contínuos, tortuosos, usualmente lisos, 2,5-2,8 µm de diâmetro. Pelos terminais de apenas um tipo, numerosos, septados, ondulados à frouxamente encaracolados, formando aros distantes e pouco organizados, completando 2-3 voltas, sendo o diâmetro quase constante em cada volta conseqüente em direção ao ápice, marrons claros à dourados, perdendo parte pigmentação bem próximo aos ápices, estendendo-se até cerca de 400 (-450) µm em relação ao ascoma, 2,4-3 µm de diâmetro na porção distal proeminente, marcadamente punctados em toda sua extensão, agrupados para formar uma cabeça esporífera fortemente compacta na parte apical do ascoma, elipsóide à colunar. Pelos laterais algo similares com os pelos terminais, exceto pela textura e forma, numerosos, longos, filiformes, sinuosos, lisos, esparsamente septados, de parede delgada, marrom claro à dourados, um pouco mais claros que os pelos

terminais, cerca de 1,9-2,4 µm de diâmetro, estendendo por até 350 µm de comprimento com relação ao ascoma, usualmente tornado-se menos pigmentados próximo aos ápices. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, frágil, formado por células achatadas, de parede levemente espessada, angulares à alongadas. Ascospores com oito esporos, clavados, 9-12,5 µm de diâmetro, com um curto estipe, evanescentes, observáveis somente portando ascospores imaturos. Ascospores de morfologia variável, elipsóides, longo-elipsóides, ovóides, fusóides à limoniformes, apiculados ou não, usualmente marrom escuros quando maduros, 7,4-10,6 × 4,8-6,5 µm, lisos ou usualmente apresentando rachaduras superficiais em sua parede.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto de Pesquisas Agrônomicas, Caruaru, em excrementos de cabra: 27.II.2012 (URM86708), 25.VI.2012 (URM86709a, 86709b), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 16.IV.2012 (URM86710).

HABITAT: Registrado em solo de arrozal.

DISTRIBUIÇÃO: Ásia (Japão). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Chaetomium citrinum* possui como características marcantes a coloração amarelo esverdeada dos cleistotécios, sobretudo quando observados agrupados, devido a densidade dos pelos terminais longos e ondulados, assim como ascospores que podem apresentar formas marcadamente irregulares, frequentemente apresentando protuberâncias na parede.

REFERÊNCIAS: Udagawa & Muroi (1981), Doveri (2013).

Chaetomium cochliodes **Palliser**, N. Amer. Fl. (New York) 3(1): 61 (1910)

(Prancha 103, 104; pág. 490, 491)

Cleistotécios isolados ou gregários, superficiais, subglobosos à doliformes, de coloração acinzentada quando observado em microscopia estereoscópica, marrom escuros a pretos em microscopia óptica, 310-340 × 280-295 µm, aderidos aos substrato por rizóides hialinos, de parede

lisa, 1,5-2,5 μm de diâmetro. Pelos terminais de dois tipos: (1) inicialmente retos desde a extremidade proximal até cerca da metade de comprimento, tornando-se frouxamente e espaçadamente encaracolados em direção ao ápice, completando 3-4 voltas (usualmente três), formando aros cujo diâmetro reduz gradualmente em cada volta em direção ao ápice, marrons à dourados, usualmente perdendo pigmentação próximo ao ápice, estendendo-se até cerca de 300 μm em relação ao ascoma, acima da cabeça esporífera, 5-7,5 μm de diâmetro, lisos à rugosos, frouxamente agrupados para formar uma cabeça esporífera pouco compacta na parte apical do ascoma, sem septos observáveis; (2) septados, delgados, ondulados, sinuosos, regularmente septados, projetando-se além da cabeça esporífera, usualmente entremeados com os pelos terminais encaracolados, marcadamente rugosos, marrom oliváceos à marrom pálidos, cerca de 3 μm de diâmetro. Pelos laterais numerosos, filiformes, septados, rugosos, setosos, marrom claros à dourados, cerca de 3,5-5,5 μm de diâmetro, levemente bulbosos na base, estendendo por até 200 μm de comprimento com relação ao ascoma, usualmente tomado-se menos pigmentados e colapsados próximo ao ápice. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, frágil, formado por células achatadas, de parede levemente espessada, globosas, angulares ou levemente alongadas, 7-15 μm de largura. Ascos com oito esporos, clavados, “pares esporíferos” 30-32 μm , 7,5-8 μm de diâmetro, aderidos à base do ascoma por um curto estipe, evanescentes, observáveis somente portando ascosporos imaturos. Ascosporos limoniformes, apiculados à umbonados em ambas extremidades, castanho claros à marrom oliváceos quando maduros, 8,5-10 \times 7-7,5 μm , lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 16.V.2012 (URM86711a, 86711b, 86711c).

HABITAT: Registrado em papel, material vegetal e em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Estados Unidos da América, Canadá), Ásia (Índia, Japão), Europa (Reino Unido, Bélgica).

DISCUSSÃO: Como características marcantes, *C. cochliodes* apresenta pelos cleistoteciais terminais de dois tipos, sendo parte destes longos, simples, tornando-se encaracolados acima do nível da cabeça esporífera, usualmente formando três voltas, e parte de outro tipo, septado, formando ondulações mais sinuosas, usualmente mais rugosos que os supracitados. Assemelha-se a *C.*

globosum, diferindo deste pelos pelos terminais mais espessos e pelos ascosporos um pouco maiores ($8,5-10 \times 7-7,5 \mu\text{m}$).

REFERÊNCIA: Udagawa (1960), Ames (1961).

***Chaetomium convolutum* Chivers**, Proc. Amer. Acad. Arts & Sci. 48: 85 (1912)

(Prancha 105, 106; pág. 492, 493)

Cleistotécios gregários, superficiais, ovóides, de coloração acinzentada quando observado em microscopia estereoscópica, marrom escuros em microscopia óptica, $250-320 \times 240-270 \mu\text{m}$, aderidos aos substrato por rizóides pigmentados, castanho claros à marrom escuros, de parede espessa, tortuosos, algo rugosos, $2,5-3,5 \mu\text{m}$ de diâmetro. Pelos terminais inicialmente retos desde a extremidade proximal até cerca de 60 a 80% do comprimento, tornando-se fortemente encaracolados em direção ao ápice, completando 6-8 voltas (usualmente sete), formando aros que alcançam $50 \mu\text{m}$ de diâmetro na maior volta, sendo o diâmetro dos aros reduzido gradualmente em cada volta conseguinte em direção ao ápice, marrons à dourados, usualmente não perdendo pigmentação próximo ao ápice, estendendo-se até cerca de $550 \mu\text{m}$ em relação ao ascoma, $5-6,5 \mu\text{m}$ de diâmetro, lisos à finamente punctados, em alguns ascomas apresentando verrugas esparsas, frouxamente agrupados para formar uma cabeça esporífera pouco compacta na parte apical do ascoma. Pelos laterais filiformes, septados, lisos à levemente punctados, numerosos à escassos, usualmente setosos, marrom claro à dourados, cerca de $3,5-5 \mu\text{m}$ de diâmetro, levemente bulbosos na base, atingindo cerca de $7,5 \mu\text{m}$ de diâmetro, estendendo por até $160 \mu\text{m}$ de comprimento com relação ao ascoma, usualmente tornado-se menos pigmentados e colapsados próximo ao ápice. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, frágil, formado por células achatadas, de parede levemente espessada, angulares à levemente alongadas (*textura angularis*), $7,5-20 \mu\text{m}$ de largura. Ascos com oito esporos, clavados, parecem esporíferos $32,5-45,5 \mu\text{m}$, $7,5-10 \mu\text{m}$ de diâmetro, aderidos à base do ascoma por um curto estipe, evanescentes, observáveis somente portando ascosporos imaturos. Ascosporos ovóides a limoniformes, levemente apiculados, castanho claros à marrons quando maduros, $7-8,5 \times 5-6,5 \mu\text{m}$, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 25.II.2012 (URM86712), 27.II.2012 (URM86713a, 86713b).

HABITAT: Registrada em amostras de solo, material vegetal e sobre excrementos de cabra e outros herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: África (Egito, Quênia), Ásia (Índia, Israel, Paquistão, Taiwan), América do Norte (Estados Unidos da América), América do Sul (Argentina, Brasil), Europa (Alemanha, Espanha, Reino Unido, Rússia, Suécia).

DISCUSSÃO: *Chaetomium convolutum* pode ser caracterizado pela presença de pelos terminais escassos, marrons a dourados, retos desde a extremidade proximal até pouco depois da metade de seu comprimento, e fortemente encaracolados depois, formando aros inicialmente grandes (cerca de 50 µm de diâmetro), diminuindo em diâmetro sucessivamente, como em um saca-rolhas. Juntamente, os pelos laterais são escassos e usualmente setosos. *Chaetomium pulchellum*, descrito por Ames em sua monografia, apresenta pelos periteciais terminais com aros que diminuem em diâmetro em direção ao ápice, mas difere por apresentar ascósporos consideravelmente menores e por apresentar pelos encaracolados laterais, assim como terminais. Difere de *C. spirale* por apresentar usualmente número menor de aros completos até o ápice (6-8 voltas), pela coloração mais clara do cleistotécio e pelos cleistoteciais, assim como o mensurações de ascomas e ascósporos. Foi registrada pela primeira vez no Brasil por Coutinho *et al.* (2007) a partir de amostras de solo e rizosfera de melão cultivado (*Cucumis melo*) em Pernambuco. O material proveniente de excrementos apresenta morfologia similar.

REFERÊNCIA: Ames (1961), von Arx *et al.* (1986), Coutinho *et al.* (2007).

***Chaetomium globosum* Kunze** Mykologische Hefte (Leipzig) 1: 16 (1817)

Chaetomium chartarum Ehenb., Sylv. mycol. berl. (Berlin): 15, 27 (1818)

Chaetomium chlorinum (Sacc.) Grove, J. Bot., Lond. 50: 47 (1912)

Chaetomium coarctatum Sergeeva, Notul. Syst. Sect. Cryptog. Inst. Bot. Acad. Sci. USSR. 4:146 (1961)

Chaetomium feberi var. *chbrina* Sacc., Michelia 1 (no. 1): 27 (1877)

Chaetomium globosum Kunze, Mykologische Hefte (Leipzig) 1: 15 (1817)

Chaetomium olivaceum Coker & Ellis, Grevillea 6 (no. 39): 96 (1878)

Chaetomium rectum Sergeeva, Notul. Syst. Sect. Cryptog. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 14: 143 (1961)

Chaetomium subglobosum Sergeeva, Notul. Syst. Sect. Cryptog. Inst. Bot. Acad. Sci. U.S.S.R. 13: 172 (1960)

(Prancha 107, 108; pág. 494, 495)

Cleistotécios gregários a isolados, superficiais, subglobosos, de coloração acinzentada a preta quando observado em microscopia estereoscópica, marrom escuros em microscopia óptica, 215-285 × 200-235 µm, aderidos aos substrato por rizóides pigmentados, delgados, castanho claros à marrom escuros, de parede espessa, tortuosos, usualmente lisos, 2,5-3 µm de diâmetro. Pelos terminais tortuosos desde sua extremidade proximal, entrelçados uns com os outros formando uma trama variando de frouxa a compacta em diferentes ascomas, sinuosos, marrom claros à dourados, perdendo um pouco da pigmentação bem próximo ao ápice, estendendo-se até cerca de 600 µm em relação ao ascoma, 3,5-4,5 µm de diâmetro na base, diminuindo gradualmente em direção ao ápice, cerca de 3,5 µm, finamente equinulados, frouxamente agrupados para formar uma cabeça esporífera pouco compacta na parte apical do ascoma. Pelos laterais entremeados aos pelos terminais, filiformes, septados, usualmente rugosos, numerosos, setosos à levemente flexuosos, marrom claro à marrom oliváceos, cerca de 3,5-4 µm de diâmetro, levemente bulbosos na base, atingindo cerca de 5 µm de diâmetro, estendendo por até 100 µm de comprimento com relação ao ascoma, frequentemente tomado-se menos pigmentados e colapsados próximo ao ápice. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, frágil, formado por células achatadas, de parede delgada, levemente alongadas, 2,5-12,5 µm de largura. Ascos com oito esporos, clavados, *pars sporífera* 25-35 µm, 12,5-15 µm de diâmetro, aderidos à base do ascoma por um curto estipe, evanescentes, observáveis somente portando ascosporos imaturos. Ascosporos ovóides à subglobosos, levemente apiculados, marrom oliváceos maduros, 9-12 × 7,5-8 µm, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 03.XII.2011 (URM86714a, 86714b), 24.IV.2013 (URM86715a, 86715b).

HABITAT: Registrada em solo, material vegetal, produtos têxteis e em excrementos de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Chaetomium globosum* é uma das espécies mais comuns do gênero, sendo registrada em diversos substratos, sobretudo ricos em celulose, inclusive em excrementos de herbívoros. Como caracteres característicos combinados, apresenta cleistotécios globosos a subglobosos inteiramente cobertos por pelos ondulados a arcuados e ascósporos ovóides, subglobosos, levemente apiculados. Foi registrado anteriormente em excrementos em Recife, Pernambuco, por Melo *et al.* (2012).

REFERÊNCIA: Ames (1961), von Arx *et al.* (1986), Melo *et al.* (2012).

Chaetomium spirale Zopf, Nova Acta Acad. Caes. Leop.-Carol. German. Nat. Cur. 42(5):275 (1881)
(Prancha 109, 110; pág. 496, 497)

Cleistotécios gregários a isolados, superficiais, globosos a ovóides, de coloração acinzentada quando observado em microscopia estereoscópica, marrom escuros em microscopia óptica, 150-175 × 150-165 µm, aderidos aos substrato por rizóides levemente pigmentados, castanho claros a marrons, de parede delgada, tortuosos, usualmente lisos, 2,5-3 µm de diâmetro. Pelos terminais inicialmente recurvados desde a extremidade proximal até cerca de metade de seu comprimento, tornando-se fortemente encaracolados em direção ao ápice, completando 7-12 voltas (usualmente nove), formando aros que alcançam 30 µm de diâmetro na maior volta, sendo o diâmetro dos aros reduzido gradualmente em cada volta conseguinte em direção ao ápice, marrons oliváceos a dourados, usualmente não perdendo muito da pigmentação próximo ao ápice, estendendo-se até cerca de 350 µm em relação ao ascoma, 2,5-5 µm de diâmetro, finamente punctados a verrucosos, frouxamente agrupados para formar uma cabeça esporífera pouco compacta na parte apical do ascoma. Pelos laterais escassos, filiformes, sinuosos, lisos a levemente punctados, usualmente setosos, marrom claro a dourados ou pálidos, cerca de 3,5-4 µm de diâmetro, levemente bulbosos na base, atingindo cerca de 6-7,5 µm de diâmetro, estendendo por até 150 µm de comprimento com

relação ao ascoma, usualmente tornado-se menos pigmentados e colapsados próximo ao ápice. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, frágil, formado por células achatadas, de parede levemente espessada, angulares, 4,5-12 μm de largura. Ascospores com oito esporos, clavados, *pars sporifera* 32,5-37 μm , 7,5-10 μm de diâmetro, aderidos à base do ascoma por um curto estipe, evanescentes, observáveis somente portando ascospores imaturos. Ascospores subglobosos à limoniformes, levemente apiculados, castanho claros à marron oliváceos quando maduros, 8,5-9 \times 5,5-7 μm , lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 07.X.2011 (URM86716).

HABITAT: Registrado em material vegetal e em excrementos de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: África (Egito, Iraque, Kuwait, Líbia, Quênia, Suazilândia, Sudão, Tanzânia, Zâmbia), América do Norte (Estados Unidos da América), Ásia (Japão, Índia, Malásia), Europa (Reino Unido, República Checa), Oceania (Austrália, Nova Zelândia, Papua Nova-Guiné).

DISCUSSÃO: Dentre as espécies de *Chaetomium* que apresentam pelos terminais encaracolados cujo aro formado por cada volta diminui gradual e sucessivamente em direção ao ápice (em forma de saca-rolhas), *C. spirale* difere de *C. convolutum* por apresentar ascomas menores, mais globosas e com mais voltas formadas (7-12 voltas), e de *C. cochliodes* por não apresentar outro tipo de pelo terminal entremeadado aos pelos encaracolados. Difere de *C. aterrinum*, que embora apresente pelos formando mais de dez voltas, apresenta diâmetro dos aros uniforme ao longo de seu percurso.

REFERÊNCIA: Ames (1961), von Arx *et al.* (1986).

***Thielavia* Zopf, Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb. 18: 101-105 (1876)**

***Thielavia terrestris* (Apinis) Malloch & Cain, Can. J. Bot. 50(1): 66 (1972)**

Allescheria terrestris Apinis, Nova Hedwigia 5: 68 (1963)

(Prancha 111, 112; pág. 498, 499)

Cleistotécios não ostiolados, gregários, raramente isolados, superficiais a parcialmente imersos no substrato, subglobosos a globosos, marrons escuros a pretos, 175-200 µm de diâmetro, glabros. Perídio formado por células grandes, pouco diferenciáveis, apresentando textura epidérmica. Ascos ovóides a irregularmente clavados, 15-22,5 × 2-4 µm, inconspícuos, evanescentes, observáveis somente com o rompimento de cleistotécios imaturos. Ascosporos ovóides, 3,5-4,5 × 3-4 µm, hialinos a castanhos, lisos, não apiculados, com somente um poro germinativo apical, não cianófilos, com coloração cúprea a amarronzada em massa. Forma anamórfica não observada.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 27.X.2012 (URM86717), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 27.VI.2012 (URM86718a, 86718b).

HABITAT: Registrada em solo, restos vegetais e sobre excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Espécies de *Thielavia* formam cleistotécios de coloração escura, glabros ou pilosos, com esporos usualmente pigmentados, sendo registrados comumente em solo e material vegetal. *Thielavia terrestris* pode ser facilmente reconhecida pelos cleistotécios deprovidos de apêndices e ascosporos incomuns, ovóides, hialinos a fracamente pigmentados e pequenos (3,5-4,5 × 3-4 µm).

REFERÊNCIA: Malloch & Cain (1973).

LASIOSPHAERIACEAE NANNF. (1932)

***Arnium* Nitschke ex G. Winter, Bot. Ztg. 31: 450 (1873)**

Nothopodospora Mirza, (1963)

Pleurosordaria Fémier, Revue Mycol., Paris 19: 16 (1954)

***Arniium hirtum* (E.C. Hansen) N. Lundq. & J.C. Krug, Symb. bot. upsal. 20 (1): 218 (1972)**

Plauragehirta (E.C. Hansen) C. Mbreau, Encydop. Mycol. 25: 259 (1954)

Podospira hirta (E.C. Hansen) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)

Sordaria hirta E.C. Hansen, 22 (1876)

(Prancha 113, 114; pág. 500, 501)

Peritécios gregários a isolados, semi-imersos a superficiais, obpiriformes, 690-930 × 480-540 µm, com ventre marrom avermelhado à marrom escuro, translúcido, coberto em toda sua extensão por pelos periteciais hifóides, flexuosos, septados, ocasionalmente, com cerca de 2-2,5 µm de espessura. Pescoço cilíndrico à cônico, opaco, 150-165 × 130-140 µm, abundantemente coberto por pelos periteciais, tornando-se mais rígidos e setosos nesta região, atingindo cerca de até 70 µm de comprimento, diminuindo em espessura em direção ao ápice. Perídio membranáceo, subopaco no ventre, tornando-se opaco em direção ao pescoço, composto, na camada mais externa, por células infladas de parede espessa, 7,5-10 µm de diâmetro, formando uma paliçada curta que se assemelha a um conjunto de pelos periteciais inflados. Paráfises ventricosas, hialinas. Ascos com oito esporos, cilíndrico-clavados à clavados, 350-400 × 25,5-35,5 µm, com um longo estipe e ápice arredondado. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, elipsoidais, apresentando gotículas oleosas, asseptados, lisos, posteriormente tomando-se pigmentados, marrom escuro a pretos, longo-elipsóides à fusóides, 35-47,5 × 18,5-22,5 µm, apresentando um poro germinativos excêntrico e uma caudas gelatinosa em ambas extremidades. Cauda apical hialina, usualmente cônica, inflada na região proximal, 7,5-9 µm de diâmetro, reduzindo seu diâmetro em direção ao ápice, alcançando até 42,5 µm de comprimento, usualmente persistente em montagens. Cauda basal de morfologia similar a cauda apical, embora um pouco menos espessada e mais comprida, 5-6 µm de espessura na base quando não infladas, atingindo até 50 µm de comprimento, persistente ou colapsando em montagens no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 24.X.2011 (URM86719), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 23.III.2012 (URM86720).

HABITAT: Registrada em excrementos de vários animais.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Arnium* difere dos demais ascomicetos que formam peritécios de coloração escura sobre excrementos de herbívoros por apresentar ascósporos unicelulados não-pedicelados com caudas gelatinosas em ambas as extremidades. *Arnium hirtum* apresenta grande variação morfológica, tendo como características marcantes o substrato (coprófilo) e a morfologia dos ascósporos: equilaterais, asseptados e bicaudados ($35-47,5 \times 18,5-22,5 \mu\text{m}$).

REFERÊNCIA: Cain & Mirza (1972), Lundqvist (1972).

Cercophora Fuckel, *Jb. Nassau. Ver. Naturk.* 23-24: 244 (1870)

C H A V E P A R A E S P É C I E S D E *Cercophora* Fuckel IDENTIFICADAS

1. Ascósporos sem glóbulos apicais. Ascósporos com células pigmentadas septadas .. *C. sordarionides*
1. Ascósporos com glóbulos apicais. Ascósporos com células pigmentadas asseptadas 2
2. Peritécios $650-790 \times 340-475 \mu\text{m}$, apresentando pelos inflados proeminentes ao longo do pescoço ($5-7,5 \mu\text{m}$). Ascósporos com caudas gelatinosas com comprimentos semelhantes *C. mirabilis*
2. Peritécios $480-515 \times 350-400 \mu\text{m}$, apresentando pelos inflados curtos ao longo do pescoço ($2-2,5 \mu\text{m}$). Ascósporos com caudas gelatinosas com comprimentos desiguais, sendo a superior ou apical mais curta e a inferior ou basal mais comprida *C. anisura*

Cercophora anisura N. Lundq., *Symb. bot. upsala.* 20(no. 1): 91 (1972)

(Prancha 115, 116; pág. 502, 503)

Peritécios isolados, semi-imersos, obpiriformes, subglobosos ou cônicos, $480-515 \times 350-400 \mu\text{m}$, com ventre marrom claro a dourado, translúcido, coberto em toda sua extensão por pelos periteciais flexuosos, septados, ocasionalmente ramificados, com cerca de $2 \mu\text{m}$ de espessura. Pescoço cilíndrico ou cônico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, $100-110 \times 80-100 \mu\text{m}$, adomado por tufo de pelos inflados aglutinados curtos, rentes ao pescoço, $2-2,5 \mu\text{m}$, de parede espessa, septados, concolor com o perídio na porção ventral do peritécio. Perídio membranáceo, subopaco no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células arredondadas a angulares de paredes delgadas, $4-9 \mu\text{m}$ de diâmetro. Paráfises entremeadas aos

ascos, ventricosas. Ascos com 8 esporos, cilíndrico-clavados, dotados de longo estipe, com ápices abruptos, apresentando anel apical espessado, $175-225 \times 17,5-25 \mu\text{m}$, glóbulo subapical liso ou levemente verrucoso, $4-5 \mu\text{m}$ de diâmetro. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado ou trisseriado nos ascos, a princípio hialinos, apresentando fileira de gotículas oleosas, cilíndricas a sigmóides, geniculados na base, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Aberrações tais como ascosporos maduros com pedicelos multissetados ou ainda ascosporos com pigmentação distribuída entre as duas células (não-formação do septo transversal) foram comumente observados no material examinado. Células pigmentadas finamente elipsóides, exceto pelo ápice algo apiculado e pela base truncada, asseptadas, marrons, apresentando poro germinativo excêntrico, $15-19 \times 7,5-8 \mu\text{m}$, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, por vezes geniculados próximos a base, usualmente colapsando, $30-35 \times 4-5 \mu\text{m}$. Cauda apical hialina, cilíndrica, pouco conspícua, reduzindo seu diâmetro em direção ao ápice, $10-20 \times 2-2,5 \mu\text{m}$, usualmente colapsando. Cauda basal de morfologia similar a cauda apical, embora mais espessada e mais comprida, $20-28,5 \times 3-3,5$.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 11.XII.2012 (URM86721a, 86721b, 86721c).

HABITAT: Registrada em excrementos de cavalo e de vaca.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Suécia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Cercophora anisura* foi descrita por Lundqvist (1972) em sua monografia a partir de material escasso obtido em excrementos de gado bovino na Suécia em 1968. O material coletado em Pernambuco, aqui apresentado, também foi escasso, e pouco sobre a variabilidade morfológica desta espécie pôde ser aqui adicionado. Assemelha-se a *C. mirabilis* morfológicamente, diferindo desta por apresentar peritécios menores ($480-515 \times 350-400 \mu\text{m}$), menos superficiais, pelos inflados mais curtos ($2-2,5 \mu\text{m}$) e ascosporos com caudas gelatinosas com comprimentos desiguais, sendo a superior ou apical mais curta e a inferior ou basal mais comprida.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

***Cercophora mirabilis* Fuckel** Jb. nassau. Ver. Naturk. 23-24: 245 (1870)

Lasiosphaeria mirabilis (Fuckel) J.C. Krug & R.S. Khan, in Khan & Krug, Proceedings of the Thirteenth Plenary Meeting of AETFAT, Zomba, Malawi, April 1991, Vol. 1 (Malawi): 761 (1994)

(Prancha 117, 118; pág. 504, 505)

Peritécios gregários a isolados, semi-imersos a superficiais, obpiriformes, 650-790 × 340-475 µm, com ventre marrom avermelhado, translúcido, coberto em toda sua extensão por pelos periteciais flexuosos, septados, ocasionalmente ramificados, com cerca de 2-2,5 µm de espessura. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, 175-280 × 140-150 µm, adomado por tufo de pelos inflados aglutinados curtos, unisseptados a tetrasseptados, 5-7,5 µm, de parede espessa, concolor com o perídio na porção ventral do peritécio. Perídio membranáceo, subopaco no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto, na camada mais externa, por células infladas de parede espessa, 5-10 µm de diâmetro, e por células angulares nas camadas mais internas. Paráfises entremeadas aos ascos, ventricosas. Ascos com 8 esporos, clavados, diminuindo em espessura em direção ao ápice e à base, dotados de longo estipe, com ápices abruptos, apresentando anel apical espessado, 240-260 × 15-22,5 µm, glóbulo subapical liso ou levemente verrucoso, 5-6 µm de diâmetro. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado ou trisseriado nos ascos, a princípio hialinos, apresentando fileira de gotículas oleosas, cilíndricas a signóides, por vezes geniculados na base, 50-62,5 × 3,5-5 µm, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Aberrações tais como ascosporos imaturos multisseptados, ascosporos maduros com pedicelos multisseptados ou ainda ascosporos com pigmentação distribuída entre as duas células (não-formação do septo transversal) são observados. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice algo apiculado e pela base truncada, asseptadas, marrons, apresentando poro germinativo excêntrico, 17,5-22,5 × 8,5-11 µm, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, por vezes geniculados próximos a base, persistentes ou colapsando, 35-45 × 4-5 µm. Cauda apical hialina, cilíndrica, reduzindo seu diâmetro em direção ao ápice, 40-45 × 2-4 µm, usualmente colapsando em montagens. Cauda basal de morfologia similar a cauda apical, embora um pouco mais espessada, 37,5-42 × 2,5-3.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 13.III.2012 (URM86722), 27.VIII.2012 (URM86723), 28.II.2013 (URM86724), em excrementos de cavalo, 09.I.2012 (URM86725).

Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 3.IX.2010 (URM86726). Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 29.VI.2012 (URM86727).

HABITAT: Em excrementos de vários animais.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Cercophora mirabilis* é, até o presente, a espécie do gênero melhor representada em excrementos no Brasil. Possui como características marcantes a presença de tufo de pelos inflados fasciculados no pescoço dos peritécios, juntamente com os pelos flexuosos ao longo do ventre, diferente do tomento mais homogêneo e pescoço mais glabro de outras espécies, tais como *C. coprophila*. Os peritécios, usualmente superficiais, aparecem após quatro a cinco semanas de incubação e podem apresentar ascos contendo ascosporos imaturos por muitos dias de incubação. Muitos peritécios persistem após o segundo mês de incubação, com ascos vazios.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

Cercophora sordarioides (Speg.) N. Lundq., Symb. bot. ups. 20(no. 1): 112 (1972)

Ditschia sordarioides Speg. 1880

(Prancha 119, 120; pág. 506, 507)

Peritécios gregários a isolados, semi-imersos a superficiais, obpiriformes ou obcônicos, 650-850 × 550-600 µm, com ventre marrom, translúcido, glabro. Pescoço cônico a levemente cilíndrico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, 200-350 × 190-200 µm, pouco distinto em peritécios obcônicos exceto pela mudança na textura e coloração. Perídio pseudoparanchimatoso, membranáceo, semitransparente no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares, 7-12,5 µm de largura. Paráfises entremeadas aos ascos, filiformes. Ascos com 8 esporos, clavados, diminuindo em espessura em direção ao ápice, dotados de longo estipe, com ápices abruptos, 155,5-185 × 17,5-25 µm, glóbulo subapical liso ou levemente verrucoso, 2,5-5 µm de diâmetro. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado ou trisseriado nos ascos, a princípio hialinos, apresentando fileira de gotículas oleosas, cilíndricas a sigmóides, por vezes levemente geniculados na base, asseptados, lisos, posteriormente tomando-se

inchado na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice algo apiculado e pela base truncada, usualmente com um septo transversal inferiormente excêntrico, marrons, apresentando poro germinativo apical ou subapical, $17,5-22,5 \times 7,5-11 \mu\text{m}$, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, por vezes levemente geniculados próximos a base, persistentes ou colapsando, $45,5-49 \times 29,5-31 \mu\text{m}$. Cauda apical hialina, cilíndrica, reduzindo seu diâmetro em direção ao ápice, $27,5-55 \times 2,5-3 \mu\text{m}$, usualmente colapsando em montagens. Cauda basal de morfologia similar a cauda apical.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco.** col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 23.XI.2012 (URM86728).

HABITAT: Em excrementos de origem desconhecida.

DISTRIBUIÇÃO: América do Sul (Argentina), Europa (Suécia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Cercophora sordarioides*, descrita por Lundqvist (1972), foi apontada como uma espécie rara, sendo, dentre os poucos registros, identificada por Spegazzini em outras publicações. Apresenta como características diagnósticas, que auxiliam na difícil delimitação específica deste gênero, o peritécio glabro, com perídio pseudoparenquimatoso semitransparente com células de paredes delgadas e a célula pigmentada septada nos ascósporos. Pode ser distinta de *C. coprophila* pela presença de glóbulos apicais nos ascos e, segundo Lundqvist (1972), pela preferência de substrato generalista, não restrita a excrementos de gado bovino.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

***Podospora* Ces., in Rabenhorst, Klotzschii Herb. Viv. Mycol: 259 (vol 258) (1856)**

Andreanszky Tóth, Sydowia 20: 173 (1968) [1966]

Malinvenia Rabenh., Hedwigia 1: 116 (1857)

Philocopra Speg., Anal. Soc. cient. argent. 9: tab. ad p. 192 (1880)

Pleurae Fr., Summa veg. Scand., Section Post (Stockholm): 418 (1849)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Podospora* Ces. IDENTIFICADAS

1. Ascos com quatro esporos 2
1. Ascos com mais de quatro esporos 3
2. Células pigmentadas 50-57,5 × 25-30,5 µm. Pedicelos, quando presentes, reduzidos, diminutos, obcônicos, atingindo cerca de 2,5 µm de comprimento *P. australis*
2. Células pigmentadas 35-37,5 × 17,5-19,5 µm. Pedicelos bem desenvolvidos, cilíndricos, 15-17,5 × 3-3,5 µm *P. pauciseta*
3. Peritécios apresentando tubérculos escuros na base do pescoço. Caudas apicais lameladas e caudas basais aderidas à extremidade proximal do pedicelo 4
3. Peritécios destituídos de tubérculos escuros na base do pescoço. Caudas sem os caracteres acima combinados 5
4. Ascos com oito esporos. Células pigmentadas 35-42 × 17,5-22,5 µm *P. decipiens*
4. Ascos com 16 esporos. Células pigmentadas 30-35 × 17,5-22,5 µm *P. pleiospora*
5. Ascosporos com mais de uma cauda por extremidade 6
5. Ascosporos com apenas uma cauda apical e uma cauda basal 8
6. Aparelho gelatinoso dos ascosporos formado por quatro caudas subapicais aderidas à célula pigmentada e quatro caudas inferiores aderidas ao pedicelo *P. communis*
6. Aparelho gelatinoso dos ascosporos formado por múltiplas caudas, tanto na célula pigmentada como no pedicelo 7
7. Caudas envolvendo a célula pigmentada *P. longicaudata*
7. Caudas não envolvendo a célula pigmentada *P. ostlingospora*
8. Peritécios com tufo de pelos setosos, aglutinados, não inflados, concentrados no pescoço, pigmentados em toda a sua extensão 9
8. Peritécios com pelos não setosos, não aglutinados, distribuídos por todo o ascoma, perdendo pigmentação em direção ao ápice, até tornarem-se hialinos 10
9. Ascos com (128?-)256(-512?) esporos. Pedicelos obclavados, não constrictos *P. curvicolla*
9. Ascos com oito esporos. Pedicelos cilíndricos, com uma constricção medial, marcadamente inflados na porção proximal e levemente na porção distal *P. prethopodalis*
10. Peritécios ovóides a subelipsóides, sem demarcação clara entre ventre e pescoço ... *P. appendiculata*

10. Peritécios obpiriformes, com demarcação clara entre ventre e pescoço 11
11. Pelos com ápices agudos. Células pigmentadas $52,5-55 \times (25-27,5-30 \mu\text{m})$ *P. fimisela*
11. Pelos com ápices inflados. Células pigmentadas $27,5-30 \times 12,5-15 \mu\text{m}$ *P. inflatula*

***Podospora appendiculata* (Auersw. ex Niessl) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)**

Platrageappendiculata (Auersw.) C. Moreau, Encyclop. Mycol. 5: 246 (1954)

Podospora winteri (P. Karst) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)

Sordaria appendiculata Auersw. ex Niessl: 38 (1870)

Sordaria fimisela var. *appendiculata* (Auersw. ex Niessl) G. Winter, (1885)

Sordaria winteri Oudem., Hedwigia 21: 123 (1882)

(Prancha 121, 122; pág. 508, 509)

Peritécios gregários a isolados, superficiais, ovóides à subelipsóides, sem ou com pouca demarcação entre ventre e pescoço, $690-775 \times 400-550 \mu\text{m}$, com ventre marrom claro à marrom escuro, subopaco, tornando-se mais escuro a finalmente preto no pescoço, coberto em toda sua extensão pelos hifóides rígidos, esparsos, septados, espessos, cilíndricos, obtusos, marrom oliváceos, tornando-se mais claros em direção à extremidade distal, finalmente hialinos nos ápices, $2,5-3,5 \mu\text{m}$ de espessura, levemente mais espessos nos ápices, até $5 \mu\text{m}$, estendendo-se por até $62,5-75 \mu\text{m}$ de comprimento em relação ao ascoma. Pescoço pouco distinto a indistinto do ventre, de textura carbonácea e coloração marrom escura a preta próximo, opaco, liso, glabro. Perídio pseudobombardóide, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tornando-se mais escuro em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares achatadas de parede delgada, $4,5-15 \mu\text{m}$ de comprimento. Paráfitas entremeadas aos ascos, ventricosas, persistentes ou colapsando. Ascos com 8 esporos, clavados, mais largos na região medial da porção esporífera, tornando-se mais delgados em direção ao ápice e à base, $200-230 \times 32,5-37,5 \mu\text{m}$, usualmente persistentes, com ápice truncado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, fusóides a clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base truncada, equilaterais, asseptadas, marrom escuras a pretas, apresentando poro germinativo apical, $27,5-30 \times 12,5-15 \mu\text{m}$, lisas. Pedicelos cilíndricos à obcônicos, hialinos, persistente ou usualmente colapsando, $12,5-17,5 \times 5-6,5 \mu\text{m}$. Cauda apical hialina, cilíndrica, reduzindo em diâmetro gradualmente em direção ao ápice, aderidas ao ápice ou à porção subapical da célula pigmentada, usualmente cobrindo o poro

germinativo, 45-47,5 × 5,5-7,5 µm, lisas, persistente ou colapsando em montagens. Cauda basal hialina, similar em morfologia à cauda apical, em bora mais delgada, aderida à base do pedicelo, 45-47,5 × 3,5-5 µm, usualmente colapsando em montagens.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 31.VII.2012 (URM86729a, 86729b, 86729c), 29.XI.2011 (URM86730a, 86730b), em excrementos de vaca, 28.I.2013 (URM86731).

HABITAT: Registrada em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América, Groelândia), América Central (Costa Rica), Europa (Alemanha, Bélgica, Dinamarca, Escócia, Finlândia, França, Inglaterra, Irlanda, Islândia, Itália, Noruega, República Checa, Suécia), Oceania (Austrália, Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: *Podospora appendiculata* foi frequente nas amostragens realizadas em Recife, mas ausente nas coletas realizadas no semi-árido. Possui como caracteres diagnósticos peritécios superficiais sem distinção evidente entre ventre e pescoço, portanto pêlos periteciais hifóides, rígidos e septados, com ápices hialinos. *Podospora fimiseda* apresenta peritécios com pêlos de morfologia similar, mas pode ser diferenciada facilmente da espécie em questão por possuir, de acordo com Lundqvist (1972), ascósporos com células pigmentadas muito maiores (48-60 × 27-31 µm). Difere de *P. inflatula* por essa sempre apresentar peritécios com distinção evidente entre ventre e o pescoço, assim como de *P. australis* que, além do caráter supracitado, possui estes pelos confinados ao pescoço e quatro ascósporos por asco, com células pigmentadas significativamente maiores.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

***Podospora australis* (Speg.) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)**

Hypocopra australis Speg., Anal. Soc. cient. argent. 10(3): 137 (1880)

Sondaria australis (Speg.) Sacc., Syll. fung. (Abelin) 1: 239 (1882)

Plaurage australis (Speg.) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3(2): 505 (1898)

(Prancha 123, 124; pág. 510, 511)

Peritécios imersos a semi-imersos, obpiriformes, $650-850 \times 390-440 \mu\text{m}$, com ventre marrom claro à marrom oliváceo, subopaco, tornando-se mais escuro a finalmente preto no pescoço, coberto por pêlos hifóides delgados, sinuosos, esparsos, flexuosos, septados, lisos, $2-2,5 \mu\text{m}$ de espessura. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração marrom escura a preta próximo, opaco, liso, $190-200 \times 180-190 \mu\text{m}$, adornado por pêlos hifóides rígidos, esparsos, cilíndricos, septados, lisos, simples ou ramificados, agudos a obtusos, marrom claros, tornando-se mais claros em direção à extremidade distal, finalmente hialinos nos ápices, $2,5-3,5 \mu\text{m}$ de espessura, estendendo-se por até $60 \mu\text{m}$ de comprimento em relação ao ascoma. Perídio membranáceo, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tornando-se mais escuro em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares achatadas de parede delgada, $5-12,5 \mu\text{m}$ de comprimento. Paráfises entremeadas aos ascos, filiformes, usualmente persistentes. Ascos com 4 esporos, cilíndrico-clavados, $260-300 \times 37,5-45 \mu\text{m}$, usualmente persistentes, com ápice arredondado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo unisseriado nos ascos, com inclinação variando de $0-20^\circ$ em relação ao eixo perpendicular do asco, a princípio hialinos, sacados à clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, com poro germinativo apical e base arredondada, equilaterais, asseptadas, lúteas, castanho claras, marrom escuras ou pretas, $50-57,5 \times 25-30,5 \mu\text{m}$, lisas. Pedicelos ausentes ou, quando presentes, reduzidos, diminutos, obcônicos, atingindo cerca de $2,5 \mu\text{m}$ de comprimento, hialinos ou fracamente pigmentados. Cauda apical hialina, cilíndrica, reduzindo em diâmetro gradualmente em direção ao ápice, dotadas de vários canais interno, demarcadas por segmentos em toda sua extensão, conferindo a esta ornamentação sanfonada, aderidas à porção subapical da célula pigmentada, não cobrindo o poro germinativo, $175-215 \times 7,5-10 \mu\text{m}$, persistente. Cauda basal hialina, simétrica, cobrindo o pedicelo quando presente, destituída de canais internos, sulcadas, $150-210,5 \times 10-12,5 \mu\text{m}$, persistente em mortagens.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 30.IX.2011 (URM86732a, 86732b).

HABITAT: Registrada no excremento de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Podospora australis* apresenta características que permitem sua rápida identificação e clara delimitação dentre os demais representantes coprófilos do gênero. Apresenta ascos com 4 esporos, com células pigmentadas grandes ($50-57,5 \times 25-30,5 \mu\text{m}$), com base arredondada, ao contrário da base truncada usualmente observada em *Podospora* e demais lasiosferiáceos, com pedicelo ausente ou extremamente reduzido, além das caudas fortemente sulcadas e persistentes. Com relação aos demais membros do gênero e espécies similares de outros gêneros com quatro esporos por asco, difere de *Schizothecium nanum* e *S. tetraspora* pelo grande tamanho das células pigmentadas dos ascosporos, além de não apresentar peritécios com pelos inflados aglutinados, de *P. inequalis* pela presença de aparelho gelatinoso nos ascosporos e de *P. pauciseta* sobretudo pela condição reduzida do pedicelo. Doveri (2004) apresenta chave de identificação para representantes com ascos tetrasporados de *Podospora* e *Schizothecium*.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972), Doveri (2004).

***Podospora communis* (Speg.) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)**

Hypocopa communis Speg., Anal. Soc. cient. argent. 10(1):14 (1880)

Podospora vesita (Zopf) G. Winter, in Rabenhorst, Rabenh. Krypt.-Fl. (Leipzig) 1(2): 176 (1885)

Sordaria communis (Speg.) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 1: 231 (1882)

Sordaria vesita (Zopf) Sacc. & D. Sacc., Syll. fung. (Abellini) 17:604 (1905)

(Prancha 125, 126; pág. 512, 513)

Peritécios gregários a isolados, semi-imersos, obpiriformes, $770-800 \times 370-450 \mu\text{m}$, com ventre marrom escuro a preto, subopaco, glabro ou coberto por pêlos hifóides, delgados, flexuosos, marrom oliváceos, $2-2,5 \mu\text{m}$ de espessura. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, $250-360 \times 140-150 \mu\text{m}$, lisos, glabros, usualmente estendendo-se fortemente em direção da luz, tornando-se algo tortuoso. Perídio membranáceo, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tomando-se preto em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares de parede espessa, $5-9,5 \mu\text{m}$ de comprimento. Paráfises entremeadas aos ascos, ventricosas, persistentes ou colapsando. Ascos com 8 esporos, clavados, $240-255 \times 45-55 \mu\text{m}$, usualmente persistentes, com ápice estreitado truncado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base

truncada, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo apical, $32,5-40 \times 16,5-20 \mu\text{m}$, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, persistentes ou colapsando, $25-28,5 \times 6,5-7,5 \mu\text{m}$. Aparelho gelatinoso apical formado por quatro caudas hialinas, cilíndricas, reduzindo em diâmetro gradualmente em direção ao ápice, aderidas ao ápice da célula pigmentada, $20-25 \times 4-5 \mu\text{m}$, lisas, persistente ou colapsando em montagens. Aparelho gelatinoso basal formado por quatro caudas hialinas de morfologia similar às caudas apicais, embora mais curtas, aderidas à base do pedicelo, $2-5 \times 1-3$, persistente ou colapsando em montagens.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 07.X.2011 (URM86733), 03.III.2012 (URM86734), 03.IX.2012 (URM86735), Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, 30.IV.2013 (URM86736), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 02.V.2012 (URM86737).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Podospora communis* foi comum em excrementos em Pernambuco, sobretudo de animais domésticos. A espécie pode ser reconhecida por apresentar peritécios glabros, usualmente com pescoço carbonáceo fortemente fototrópico, por vezes recurvado em diferentes sentidos, e ascósporos com aparelho gelatinoso formado por quatro caudas subapicais aderidas à célula pigmentada e quatro caudas inferiores aderidas ao pedicelo.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972), Doveri (2008).

***Podospora curvicola* (G. Winter) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)**

Sordaria curvicola G. Winter 1871

Philocopra curvicola (G. Winter) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 9: 494 (1891)

(Prancha 127, 128; pág. 514, 515)

Peritécios isolados a gregários, semi imersos a imersos, obpiriformes, com ventre marrom, tornando-se mais escuro e finalmente preto no pescoço, $400-560 \times 380-450 \mu\text{m}$, coberto por pelos longos, flexuosos, marrons, $2-3 \mu\text{m}$ de largura na base. Pescoço cilíndrico, $100-170 \times 80-150 \mu\text{m}$, apresentando tufo cilíndrico de longos pelos setosos aglutinados, formando um ângulo agudo em relação ao eixo longitudinal do peritécio, estendendo-se até cerca de $400 \mu\text{m}$ de comprimento em relação ao ascoma. Perídio membranáceo, subopaco no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares na camada externa. Ascos com cerca de $(128?-)256(-512?)$ esporos, sacados a clavados, dotados de estipe, $200-320 \times 70-115 \mu\text{m}$. Ascosporos organizados de modo multisseriado nos ascos, hialinos e bastoniformes quando imaturos, tornando-se transversalmente septados na maturidade, delimitando uma porção apical inchada, finalmente tomando-se pigmentada, e uma porção basal permanecendo hialina, permanecendo como um pedicelo após a septação. Células pigmentadas marrom oliváceas a marrom escuras, $15-17,5 \times 8,5-10(-11,5) \mu\text{m}$, lisas, equilaterais, elipsóides, exceto pela base truncada, apresentando um poro germinativo apical. Pedicelo obclavado, $5-7 \times 2-3 \mu\text{m}$, normalmente colapsado. Aparelho gelatinoso extremamente fugaz, formado por uma cauda gelatinosa cilíndrica ligada ao ápice da célula pigmentada e ao fim do pedicelo, de difícil observação no material analisado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 13.III.2012 (URM86738, 86739).

HABITAT: Registrada em excremento de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América), América do Sul (Brasil – ver ‘discussão’), Europa (Alemanha, Bélgica, Escócia, Holanda, Hungria, Itália, Polônia, Suécia).

DISCUSSÃO: Dentre as espécies de *Podospora* com ascos multiesporados, *P. curvicolla* difere das demais representadas alocadas em *Schizothecium* por apresentar pêlos periteciais não inflados, de *P. araneosa* por apresentar ascosporos com células pigmentadas maiores ($15-17,5 \times 8,5-10 \mu\text{m}$) e de *P. setosa* e *P. bifida* por apresentar pelos periteciais formando tufo aglutinados. Lundqvist (1972) menciona que Batista & Pontual descreveram *Philocopra coprophila* a partir de material o qual Lundqvist, embora não tenha examinado, acredita pertencer a *P. curvicolla*, e recomenda a posição de *nom em dubium* para *Philocopra coprophila*. Não obstante, *Podospora curvicolla* esta espécie foi registrada em Recife, Pernambuco, por Melo *et al.* (2012) em Pernambuco.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

***Podospora decipiens* (G. Winter ex Fuckel) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)**

Plauragedecipiens (G. Winter ex Fuckel) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3(2): 505 (1898)

Podospora decipiens var. *decipiens* (G. Winter ex Fuckel) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)

Sondaria decipiens G. Winter, Abh. naturforsch. Ges. Halle 13(1): 28 (1873)

(Prancha 129, 130; pág. 516, 517)

Peritécios gregários a isolados, semi-imersos a superficiais, obpiriformes, 500-950 × 300-490 µm, com ventre marrom oliváceo, subopaco, glabro ou coberto por pêlos hifóides, delgados, flexuosos, marrom oliváceos, 1,5-2,5 µm de espessura. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, 200-320 × 150-160 µm, lisos, adornados em toda sua extensão por tubérculos pretos, espessos, numerosos, obtusos, retos ou sinuosos, simples, de parede espessa, 10-20 × 4,5-5 µm, densamente agrupados no pescoço, conferindo textura fortemente carbonácea, tornando-se gradual e progressivamente esparsos na porção superior do ventre, ausentes nas demais regiões do ascoma. Perídio membranáceo, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tornando-se preto em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares de parede espessa, 7,5-12,5 µm de comprimento. Paráfises entremeadas aos ascos, ventricosas, usualmente persistentes. Ascos com oito esporos, clavados, 300-330 × 45-47,5 µm, com ápice estreitado truncado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, clavados, asseptados, lisos, posteriormente tomando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice levemente apiculado e pela base truncada, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo subapical, 35-42 × 17,5-22,5 µm, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, persistentes ou colapsando, 50-60 × 5-7,5 µm, apresentando leve inchaço distal em alguns ascosporos. Aparelho gelatinoso apical formado por caudas hialinas cilíndricas, lameladas, aderidas ao ápice da célula pigmentada, 20-25 × 10-12,5 µm, lisas, persistentes ou colapsando em montagens, não cobrindo o poro germinativo. Aparelho gelatinoso basal formado por 2-3 caudas hialinas de morfologia similar à cauda apical, embora mais curtas, aderidas à extremidade proximal do pedicelo, 10-12,5 µm de comprimento, usualmente colapsando em montagens.

MATERIAL EXAMNADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 05. V.2012 (URM86740a, 86740b).

HABITAT: Registrada em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita, em bora este seja o primeiro registro para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Podospora decipiens*, espécie comumente registrada em excrementos de herbívoros provenientes de diferentes partes do mundo, apresenta morfologia similar a *P. pleiospora* e *P. myriasporea*, sobretudo na presença de tubérculos pretos no pescoço dos peritécios e no aparelho gelatinoso dos ascosporos, assim como pela presença de caudas hialinas cilíndricas lameladas e caudas basais aderidas à extremidade proximal do pedicelo, diferindo da primeira pelo número de ascosporos por asco (oito) e da segunda pelas células pigmentadas dos ascosporos, significativamente maiores ($35-40 \times 17,5-22,5 \mu\text{m}$).

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

Podospora fimiseda (Ces. & De Not.) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)

Plauragefimiseda (Ces. & De Not.) Griffiths, Mem. Torrey bot. Club 11: 69 (1901)

Sondaria fimiseda Ces. & De Not., Comm. Soc. crittog. Ital. 1: 226 (1863)

(Prancha 131, 132; pág. 518, 519)

Peritécios gregários a isolados, superficiais, obpiriformes, $690-930 \times 510-580 \mu\text{m}$, com ventre marrom oliváceo, subopaco, tornando-se mais escuro a finalmente preto no pescoço, coberto em toda sua extensão pelos hifóides rígidos, esparsos, septados, espessos, cilíndricos, obtusos, marrom oliváceos, tornando-se mais claros em direção à extremidade distal, finalmente hialinos nos ápices, $3-3,5 \mu\text{m}$ de espessura, estendendo-se por até $85 \mu\text{m}$ de comprimento em relação ao ascoma. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração marrom escura a preta próximo, opaco, $150-205 \times 200-225,5 \mu\text{m}$, liso, glabro. Perídio pseudobombardóide, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tornando-se mais escuro em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares achatadas de parede delgada. Paráfises entremeadas aos ascos, ventricosas, persistentes ou colapsando. Ascos com 8 esporos, clavados, mais largos na região medial da porção esporífera, tornando-se mais delgados em direção ao ápice e à base, $385-405 \times 50-60 \mu\text{m}$, usualmente

persistentes, com ápice truncado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, fusóides a clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base truncada, equilaterais, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo apical, $52,5-55 \times (25-27,5-30 \mu\text{m})$, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, persistentes, $30-35 \times 5-7,5 \mu\text{m}$, levemente mais espessado na extremidade distal $7,5-8,5 \mu\text{m}$. Cauda apical hialina, cilíndrica, reduzindo em diâmetro gradualmente em direção ao ápice, apresentando canais internos. Cauda basal similar em morfologia à cauda apical, embora mais curta e delgada, aderida à base do pedicelo.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 16.X.2011 (URM86741).

HABITAT: Registrada em excrementos de vários herbívoros, sobretudo domésticos.

DISTRIBUIÇÃO: África (Libéria), América Central (Porto Rico), América do Sul (Brasil, Chile, Venezuela), América do Norte (Estados Unidos da América, Canadá), Ásia (China) Europa (Alemanha, Áustria, Bélgica, Dinamarca, Escócia, Espanha, Finlândia, França, Hungria, Itália, Noruega, Polónia, Romênia, Rússia), Oceania (Austrália, Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: Devido a presença de peritécios com perídio pseudobombardióide portando pelos hifóides, septados, pigmentados, perdendo pigmentação em direção à extremidade distal, *Podospora fimiseda* pode ser inicialmente confundida com *P. appendiculata*. Todavia, aquela difere marcadamente desta por apresentar peritécios com delimitação clara entre ventre e pescoço e ascosporos com células pigmentadas significativamente maiores ($52,5-55 \times (25-27,5-30 \mu\text{m})$). *P. australis* apresenta pelos periteciais similares, porém apresenta quatro ascosporos por asco, pedicelo reduzido ou ausente e aparato gelatinoso diferente.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

***Podospora inflatula* Cain**, Can. J. Bot. 40: 454 (1962)

(Prancha 133, 134; pág. 520, 521)

Peritécios gregários a isolados, superficiais, obpiriformes, 550-650 × 390-410 µm, com ventre marrom oliváceo, subopaco, tornando-se mais escuro a finalmente preto no pescoço, coberto em toda sua extensão pêlos hifóides rígidos, esparsos, septados, espessos, cilíndricos, tornado-se claramente inflados no ápice, inicialmente marrom oliváceos, tomando-se mais claros em direção à extremidade distal capitada, finalmente hialinos, 3,5-5 µm de espessura próximo à base, 8-8,5 µm de espessura no ápice, estendendo-se por até 70 µm de comprimento em relação ao ascoma. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração marrom escura a preta próximo, opaco, 90-120 × 100-110 µm, liso, glabro. Perídio pseudobombardíide, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tornando-se mais escuro em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares achatadas de parede delgada. Paráfises ventricosas, usualmente persistentes. Ascospores com 8 esporos, clavados, levemente mais largos na região medial da porção esporífera, tornando-se mais delgados em direção ao ápice e à base, 150-200 × (20-)25-32,5 µm, usualmente persistentes, com ápice estreitado arredondado e um longo estipe. Ascospores organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, fusóides a clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base truncada, equilaterais, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo apical, 27,5-30 × 12,5-15 µm, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, persistentes ou colapsando, 25-30 × 5-6 µm. Cauda apical hialina, cilíndrica, reduzindo em diâmetro gradualmente em direção ao ápice, apresentando canais intemos, aderida à porção subapical do ascosporo, 20-35 × 5-5,5 µm. Cauda basal similar em morfologia à cauda apical, em bora mais curta delgada, aderida à base do pedicelo, com cerca de 1-1,5 µm de diâmetro.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 12.III.2012 (URM86742), 13.III.2012 (URM86743a, 86743b).

HABITAT: Registrada em excrementos de cavalo.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México), América do Sul (Brasil), Oceania (Arquipélago da Sociedade).

DISCUSSÃO: *Podospora inflatula* apresenta pelos periteciais que, embora possuam a característica marcante de apresentarem ápices capitados, guardam similaridade com aqueles observados em *P. fimiseda* e *P. appendiculata*. Todavia, difere de *P. fimiseda* apresentar ascosporos com células pigmentadas com cerca de metade do comprimento ($27,5-30 \times 12,5-15 \mu\text{m} < 52,5-55 \times 27,5-30 \mu\text{m}$), e de *P. appendiculata* por possuir peritécios obpiriformes, com clara delimitação entre ventre e pescoço.

REFERÊNCIA: Mirza & Cain (1969).

***Podospora longicaudata* (Griffiths) Cain, Can. J. Bot. 40: 460 (1962)**

Pluragelongicaudata Griffiths 1901

Pluragelongicaudata Griffiths, Mem. Torreybot. Club 11: 81 (1901)

Sondaria longicaudata (Griffiths) Sacc. & D. Sacc., Syll. fung. (Abellini) 17: 601 (1905)

(Prancha 135, 136; pág. 522, 523)

Peritécios gregários a isolados, semi-imersos, obpiriformes, $610-650 \times 500-560 \mu\text{m}$, com ventre marrom oliváceo, subopaco, glabro ou coberto por pêlos hifóides, delgados, flexuosos, marrom oliváceos, $2-3 \mu\text{m}$ de espessura. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, $150-175 \times 130-145 \mu\text{m}$, lisos, glabros. Perídio membranáceo, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tornando-se preto em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares de parede delgada, $4,5-10 \mu\text{m}$ de comprimento. Paráfises entremeadas aos ascos, ventricosas, usualmente colapsando. Ascos com 8 esporos, clavados, $250-295 \times 30-42,5 \mu\text{m}$, com ápice estreitado truncado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base levemente truncada, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo apical, $40-47,5 \times 22,5-25 \mu\text{m}$, lisas. Pedicelos cilíndricos a subclavados, hialinos, persistentes ou colapsando, $35-40 \times 6,5-7,5 \mu\text{m}$. Aparelho gelatinoso apical formado por diversas caudas hialinas aderidas ao ápice da célula

pigmentada, assumindo forma cônica, estendendo-se até cerca de 250 μm de comprimento em relação à célula pigmentada, lisas, persistentes ou colapsando em montagens. Aparelho gelatinoso basal de morfologia similar às caudas apicais, embora formando grupo de caudas mais espesso, aderidas à base do pedicelo, 2-3 μm de espessura, persistente ou colapsando em montagens.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 07.X.2011 (URM86744).

HABITAT: Registrada em excrementos de herbívoros domésticos.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México, Porto Rico), América do Norte (Canadá), América do Sul (Brasil), Ásia (Paquistão).

DISCUSSÃO: *Podospora longicaudata* apresenta, como caracteres importantes em sua delimitação específica, peritécios com pescoço glabro e ascósporos dotados de uma coroa cônica formada por numerosas caudas aderidas apicalmente às células pigmentadas e basalmente ao pedicelo. Difere de *P. communis* porque as várias caudas basais e apicais não se encontram individualizadas e não formam uma coroa mucilaginosa sobre os ascósporos. Mirza & Cain (1969) ressaltam a grande variação morfológica nas mensurações dos ascósporos nesta espécie (40-47,5 \times 22,5-25 μm no material examinado).

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

Podospora ostlingospora Cain, Can. J. Bot. 40: 456 (1962)
(Prancha 137, 138; pág. 524, 525)

Peritécios isolados, imersos, obpiriformes, 870-900 \times 650-700 μm , com ventre marrom avermelhado, subopaco, glabro ou coberto por pêlos hifóides, delgados, flexuosos, marrom escuros, 2-2,5 μm de espessura. Pescoço cilíndrico à papiláceo, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, 230-250 \times 150-155 μm , lisos, glabros. Perídio membranáceo, subopaco, marrom avermelhado no ventre, tornando-se preto em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares de parede espessa. Paráfitas entremeadas aos ascos, ventricosas, usualmente

colapsando. Ascospores com 8 esporos, clavados, $285-340 \times 50-60 \mu\text{m}$, com ápice estreitado truncado e um longo estipe. Ascospores organizados de modo bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas fusóides à longo-elipsóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base levemente truncada, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo apical, $52-57,5 \times 25-27,5 \mu\text{m}$, lisas a levemente rugosas. Pedicelos cilíndricos a subclavados, hialinos ou raramente pigmentados, persistentes ou colapsando, $27,5-32,5 \times 6,5-7,5 \mu\text{m}$, usualmente com leve inchaço distal. Aparelho gelatinoso apical formado por dois tufo de caudas, usualmente unidos, aderidos ao ápice da célula pigmentada, assumindo forma vagamente cônica, lisas, persistentes ou colapsando em montagens. Aparelho gelatinoso basal de morfologia formado por uma única cauda, cilíndrica, hialina, lisa, aderida à base do pedicelo, usualmente colapsando em montagens.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 09.I.2012 (URM86745). Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 11.III.2013 (URM86746).

HABITAT: Registrada em excrementos de burro.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México).

DISCUSSÃO: *Podospora ostlingospora* difere das demais espécies do gênero pela morfologia da célula pigmentada do ascosporo, fusóide à longo-elipsóide, com cerca de $52-57,5 \times 25-27,5 \mu\text{m}$, e pela morfologia do aparelho gelatinoso apical, formado por dois tufo de caudas, diferentemente de *P. longicaudata* que, além de possuir ascosporos com células pigmentadas elipsóides e menores ($40-47,5 \times 22,5-25 \mu\text{m}$ no material examinado), possui tufo único de caudas apicais cobrindo toda a célula pigmentada do ascosporo. Após visita ao Brasil, Richardson (2001a) publicou uma breve nota acerca de material não identificado de *Podospora* semelhante às ilustrações de *P. ostlingospora* na monografia de Mirza & Cain (1969), com ascosporos apresentando células pigmentadas $48-54,5 \times 21-27 \mu\text{m}$ e pedicelos $22-30 \times 6-7 \mu\text{m}$.

REFERÊNCIA: Mirza & Cain (1969), Lundqvist (1972).

***Podospora pauciseta* (Ces.) Traverso, Fl. ital. crypt., Fungi 2, 2: 431 (1907)**

Sphaeria pauciseta Ces., Bot. Ztg. 10: 396 (1852)

Malinvenia anserina Rabenh., Hedwigia, Beibl. 1: 116 (1857)

Plaurageanserina (Rabenh.) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 3: 504 (1898)

Podospora anserina (Rabenh.) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)

Sordaria anserina (Rabenh.) G. Winter, Abh. naturforsch. Ges. Halle 13(1): 35 (1873)

(Prancha 139, 140; pág. 526, 527)

Peritécios usualmente isolados, semi-imersos a superficiais, obpiriformes, 630-700 × 350-420 µm, com ventre marrom avermelhado à marrom escuro, opaco, glabro ou raramente coberto por pêlos hífoides, delgados, flexuosos, marrom oliváceos à dourados, 2-2,5 µm de espessura. Pescoço cilíndrico, raramente cônico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, 150-185 × 110-140 µm, glabros ou adornados em apenas um dos lados por um tufo de pelos não inflados, aglutinados, rígidos, longos, setosos, eretos, septados, com ápices abruptos, marrom oliváceos, 2,5-3,5 µm de espessura, estendendo-se até 100 µm em relação ao peritécio. Perídio membranáceo, opaco, marrom avermelhado no ventre, tornando-se preto em direção ao pescoço, composto por células angulares de parede espessa, 5-12,5 µm de comprimento. Paráfises entremeadas aos ascos, usualmente superando estes em comprimento, ventricosas, persistentes ou colapsando. Ascos com 4 esporos, clavados, apresentando marcada constrição na região medial da porção esporífera cilíndrica, com ápice estreitado truncado e um curto estipe, 200-250 × 25-27,5 µm, usualmente persistentes, podendo apresentar em seu interior um ou mais esporos abortivos, significativamente menores que os demais. Ascosporos organizados de modo irregularmente unisseriado nos ascos, a princípio hialinos, clavados, asseptados, lisos, posteriormente tomando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice algo umbonado e pela base truncada, asseptadas, marrom escuras à pretas, apresentando poro germinativo apical, 35-37,5 × 17,5-19,5 µm, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, usualmente colapsando, 15-17,5 × 3-3,5 µm, apresentando caudas laterais aderidas a sua extremidade proximal, cerca de 1,5-2 µm de espessura, estendendo-se até 20 µm em relação ao pedicelo. Cauda apical hialina, cilíndrica, reduzindo em diâmetro gradualmente

em direção ao ápice, $70-75 \times 6,5-9 \mu\text{m}$, usualmente colapsando em montagens. Cauda basal de morfologia similar a cauda apical, aderida à base do pedicelo, $60-70 \times 2,5-5$, colapsando.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 30.XI.2011 (URM86747), Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 08.IX.2011 (URM86748), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 03.IV.2012 (URM86749).

HABITAT: Registrada em excrementos de vários animais.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Podospora pauciseta* mostrou-se componente comum da microbiota coprófila de Pernambuco, sendo uma das espécies mais registradas no presente trabalho, ao longo de todos os locais de coleta, o que indica sua presença ao longo de todo o Estado. Pode ser distinta de *P. australis*, que também apresenta regularmente quatro ascosporos por asco, por apresentar ascosporos com células pigmentadas menores ($35-37,5 \times 17,5-19,5 \mu\text{m}$). Devido ao fato do aparelho gelatinoso desta espécie colapsar frequentemente em montagens, pode ser confundida com *Arniium arizonense*, a qual possui quatro ascosporos por asco e peritécios de tamanho similar, apresentando tufo de pêlos eretos. Na ausência de pedicelo, *P. pauciseta* pode ser distinta novamente por apresentar células pigmentadas menores. Esta espécie constitui um dos fungos mais utilizados como organismo modelo para estudos em genética e biologia molecular de eucariotos, tais como os de incompatibilidade vegetativa, longevidade e senescência. Variação é observada no presente material com relação à presença do tufo de pelos periteciais próximos ao pescoço, assim como no comprimento dos peritécios.

REFERÊNCIA: Mirza & Cain (1969), Lundqvist (1972), Loubradou *et al.* (1996), Rossignol & Silar (1996), Schwartz & Osiewacz (1996), Jamet-Vierny *et al.* (1999), Saupe *et al.* (2000), Osiewacz & Stumpferl (2001), Pinan-Lucarre *et al.* (2007), Espagne *et al.* (2008).

***Podospora pleiospora* (G. Winter) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)**

Philocopra pleiospora (G. Winter) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 1: 249 (1882)

Podospora deapien var. *pleiospora* (G. Winter) Chant., Bull. Soc. mycol. Fr. 35: 114 (1919)

Sordaria pleiospora G. Winter, Abh. naturforsch. Ges. Halle 13(1) 13 (1873)

(Prancha 141, 142; pág. 528, 529)

Peritécios gregários a isolados, semi-imersos a imersos, obpiriformes, 750-930 × 430-550 µm, com ventre marrom oliváceo a marrom escuro, subopaco, glabro ou coberto por pêlos hifóides, delgados, flexuosos, marrom oliváceos, 1,5-2 µm de espessura. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, 195-250 × 140-185 µm, lisos, glabros, providos de tubérculos pretos, espessos, numerosos, obtusos, retos ou sinuosos, simples, de parede espessa, 17,5-20 × 3-4,5 µm, densamente agrupados no pescoço, conferindo textura fortemente carbonácea, tornando-se gradual e progressivamente esparsos na porção superior do ventre, ausentes nas demais regiões do ascoma. Perídio membranáceo, subopaco, marrom oliváceo no ventre, tornando-se preto em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares de parede espessa, 5-10 µm de comprimento. Paráfises entremeadas aos ascos, ventricosas, usualmente persistentes. Ascos com 16-32 esporos, sacados a clavados, 275-300 × 60-67,5 µm, facilmente observáveis portando ascosporos imaturos, usualmente colapsando com a maturação dos mesmos, com ápice estreitado truncado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo multisseriado nos ascos, a princípio hialinos, clavados, asseptados, lisos, posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base truncada, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo apical, 30-35 × 17,5-22,5 µm, lisas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, persistentes ou colapsando, 37,5-45 × 5-7,5 µm, apresentando inchaço distal em alguns ascosporos. Aparelho gelatinoso apical formado por caudas hialinas cilíndricas, lameladas, aderidas ao ápice da célula pigmentada, 20-25 × 4-5 µm, lisas, persistentes ou colapsando em montagens, não cobrindo o poro germinativo. Aparelho gelatinoso basal formado por duas (três) caudas hialinas de morfologia similar à cauda apical, embora mais curtas, aderidas à extremidade proximal do pedicelo, 7,5-10 µm de comprimento, usualmente colapsando em montagens.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 15.II.2012 (URM86750a, 86750b), 23.III.2012 (URM86751).

HABITAT: Registrada no excremento de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México), América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América), América do Sul (Argentina, Chile), Ásia (Taiwan), Europa (Alemanha, Dinamarca, Espanha, Grécia, Hungria, Itália, Noruega, Polônia, Reino Unido, República Checa, Romênia, Suécia, Suíça) Oceania (Austrália, Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: Três espécies de *Podospora* apresentam morfologia similar, sobretudo na presença de tubérculos pretos no pescoço dos peritécios e no aparelho gelatinoso dos ascosporos, formado apicalmente por caudas hialinas cilíndricas, lameladas, aderidas ao ápice da célula pigmentada, e basal formado por caudas hialinas mais curtas, aderidas à extremidade proximal do pedicelo. Todavia, *P. pleiospora* pode ser facilmente diferenciada de *P. decipiens*, uma vez que esta apresenta somente oito ascosporos por asco, e de *P. myriasporea*, que apresenta cerca de 64 ascosporos por asco. Na ausência de ascos intactos no material, as espécies ainda podem ser distintas por outros caracteres tais como dimensão da célula pigmentada dos ascosporos, de acordo com Lundqvist (1972): [*P. decipiens* (36-42 × 20-22 µm) > *P. pleiospora* (30-35 × 17,5-22,5 µm no material examinado) > *P. myriasporea* (25-34 × 14-19 µm)]. Apesar do mencionado na descrição fornecida pelo autor supracitado, alguns ascosporos de *P. pleiospora* registrada em Pernambuco apresentaram pedicelos com inchaço distal evidente.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

Podospora prethopodalis Cain, Can. J. Bot. 40: 458 (1962)

(Prancha 143, 144; pág. 530, 531)

Peritécios gregários a isolados, imersos a semi-imersos, subglobosos a obpiriformes, 320-520 × 225-365 µm, com ventre marrom claro, subopaco, abundantemente coberto por pêlos hifóides, delgados, septados, flexuosos, marrom oliváceos a dourados, 2-2,5 µm de espessura. Pescoço cilíndrico, de textura carbonácea e coloração preta próximo ao ápice, opaco, 100-120 × 90-115 µm, lisos, adornados por tufo de pelos setosos, não inflados, septados, retos, simples, marrom oliváceos, com cerca de 1,5-2 µm de espessura, estendendo-se até 300 µm de comprimento em relação ao ascoma. Perídio membranáceo, subopaco, marrom claro a marrom oliváceo no ventre,

tornando-se preto em direção ao pescoço, composto por pequenas células angulares achatadas de parede espessa, 5-12,5 μm de comprimento. Paráfises entremeadas aos ascos, ventricosas, persistentes ou colapsando. Ascos com 8 esporos, clavados, 190-215 \times 37,5-50 μm , com ápice truncado e um longo estipe. Ascosporos organizados de modo bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, clavados, asseptados, lisos, posteriormente tomando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas longogolipsóides a algo fusóides, exceto pelo ápice levemente umbonado e pela base truncada, asseptadas, marrom avermelhadas a marrom escuras, apresentando poro germinativo subapical, 32-42,5 \times 15-20 μm , lisas, usualmente simétricas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, usualmente colapsando em meios de montagem permanentes, marcadamente inflados na porção medial e levemente na porção distal, 22,5-30 \times 5-7,5 μm . Aparelho gelatinoso apical formado por uma cauda hialina, cilíndrica, reduzindo marcadamente em diâmetro em direção ao ápice, aderida ao ápice da célula pigmentada, 35-42,5(-57,5) \times 6-8,4 μm , lisas, persistente ou colapsando em montagens. Aparelho gelatinoso basal formado por cauda única, de morfologia similar à caudas apical, embora mais espessa, aderidas à base do pedicelo, 18,5-35 \times 2,5-7,5, usualmente colapsando no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 15.VI.2012 (URM86752), Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 03.V.2012 (URM86753), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 13.VI.2012 (URM86754).

HABITAT: Registrada em excrementos de cavalo.

DISTRIBUIÇÃO: África (Quênia), Ásia (Paquistão, Taiwan), América Central (México), Oceania (Austrália, Arquipélago da Sociedade). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: Como caracteres conjuntos, os tufo de pelos periteciais aglutinados e os pedicelos com inchaços mediais e distais possibilitam a identificação de *P. pretophodalis*.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972).

Schizothecium* Corda, *Icon. fung. (Prague) 2: 29 (1838)

***Schizothecium conicum* (Fuckel) N. Lundq., *Symb. bot. upsal. 20*(no. 1): 253 (1972)**

Cercophora conica Fuckel, *Jb. nasau. Ver. Naturk. 23-24: 245* (1870) [1869-70]
Platragocurvula (de Bary) Kuntze, *Revis. gen. pl. (Leipzig) 3*(2):505 (1898)
Platragocurvula (de Bary ex G. Winter) Kuntze, *Revis. gen. pl. (Leipzig) 3*(2):505 (1898) var. *curvula*
Podospora conica (Fuckel) A.E. Bell & Mahoney, *Mycologia* 87(3): 379 (1995)
Podospora curvula (de Bary) Niessl, *Hedwigia* 22: 156 (1883)
Podospora curvula var. *charkoviensis* Milovtz., *Trav. Inst. Bot. Charkov* 2: 19 (1937)
Podospora curvula (de Bary ex G. Winter) Niessl, *Hedwigia* 22: 156 (1883) var. *arvula*
Sondaria arvula de Bary, *Beitr. Morph. Phys. Pilz. (Frankfurt)*: 209 (1868)
Sondaria arvula f. *coronata* (G. Winter) Massee & Crossl.
Sondaria arvula de Bary, *Beitr. Morph. Phys. Pilz. (Frankfurt)*: 209 (1868) f. *arvula*
Sondaria arvula var. *coronata* G. Winter, *Bot. Ztg.* 31: 102 (1873)
Sondaria arvula de Bary, *Beitr. Morph. Phys. Pilz. (Frankfurt)*: 209 (1868) var. *arvula*
Sphaeria curvula (de Bary ex G. Winter) Cooke, (1883)
Sphaeria curvula (de Bary ex G. Winter) Cooke, (1883) var. *curvula* (Prancha xx, pág xxx)
(Prancha 145, 146; pág. 532, 533)

Peritécios isolados a gregários, semi imersos a superficiais, obpiriformes à obcônicos, 590-660 × 390-430 µm, marrom claro, tornando-se preto em direção ao pescoço. Pescoço cilíndrico, 50-110 × 62,5-120 µm, preto, opaco, adornado em sua base por numerosos tufo de pelos inflados aglutinados, variáveis em tamanho, 50-70 µm de comprimento, septados, cada um composto por três a quatro células infladas alongadas, sendo a célula terminal pontiguda e com parede mais espessada. Perídio composto por células infladas, globosas à anguladas, 7,5-20 µm, com pontas mais escuras, adornando todo o ventre até a base. Ascos com 8 esporos, clavados, dotados de estipe, 140 × 22,5 µm. Ascosporos organizados de modo unisseriado em ascos imaturos, finalmente irregularmente bisseriado nos ascos maduros, a princípio hialinos, asseptados, com distinta diferenciação de uma porção apical inflada e uma porção basal cilíndrica, apresentando caudas gelatinosas únicas em ambas as células. Quando maduros, a célula superior aumenta de tamanho e torna-se pigmentada, marrom escura, 22-27,5 × 7,5-10 µm, lisa, equilateral, elipsóide a algo fusóide, exceto pela base truncada e ápice levemente umbonado, apresentando um poro germinativo apical. Pedicelo cilíndrico, 4,5-10 × 2-4,5 µm, usualmente persistente. Aparato gelatinoso superior formado por uma única cauda apical, em forma de chicote. Aparato gelatinoso inferior formado por uma única cauda aderida ao fim do pedicelo, similar a superior.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: *col.* R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 12.IX.2011 (URM86755).

HABITAT: Registrada em excrementos de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita, porém pouco registrada nos trópicos.

DISCUSSÃO: *Schizothecium conicum* é espécie comum e cosmopolita, em bora pobremente registrada no Brasil. Constitui componente comum da micobiota coprófila de herbívoros, apresentando peritécios usualmente superficiais com o característico padrão de vestitura, composto por tufo de pelos inflados aglutinados, cada um composto por 3 a 4 células infladas alongadas, sendo a célula terminal pontiguda e com parede mais espessada, e pelo perídio composto por células infladas e triangulares no ventre. É descrita em muitos trabalhos sobre a denominação *Podospora conica* (Fuckel) A.E. Bell & Mahoney. Em Pernambuco, foi registrada por Melo *et al.* (2012) como componente da micobiota coprófila de camelos em cativeiro em um parque zoológico.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972), Bell (1983), Bell & Mahoney (1995).

***Tripterosporella* Subram. & Lodha, Curr. Sci. 37: 246 (1968)**

Cleistobombardia J.H. Mirza, Mycologia 60(3): 705 (1968)

***Tripterosporella pakistani* (J.H. Mirza) Malloch & Cain, Can. J. Bot. 50(1): 67 (1972)**

Bombardia pakistani (J.H. Mirza) Cailleux & Mirza, Bull. timest. Soc. mycol. Fr. 87(3): 551 (1972) [1971]

Cleistobombardia pakistani J.H. Mirza, Mycologia 68(3), 1968

Cercophora pakistani (Mirza) Arx, Proc. Konink. Nedl. Akad. Wetensch. ser. C, 76(3), 1973

(Prancha 147, 148; pág. 534, 535)

Cleistotécios isolados, semi-imersos a superficiais, globosos, 350-400 µm de diâmetro, marrom claro à marrom escuro, cobertos por esparsos pelos longos, septados, marrom pálido à dourado, com pigmentação diminuindo em direção ao ápice, com base bulbosa e ápice arredondado à abrupto, de parede espessa, simples ou ramificados, 2,5-3 µm, quase ausentes à ausentes em alguns ascas. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, formado por células anguladas à levemente subglobosas, 5-10 µm de diâmetro, de parede espessa na camada mais externa e mais delgada na camada mais interna. Paráfises entremeadas aos ascos, filiformes, não observáveis em cleistotécios maduros. Ascas com 8 esporos, cilíndrico-clavados, dotados de longo estipe, com ápices abruptos, 215-255 × 20-25 µm, apresentando glóbulo subapical liso ou levemente verrucoso, globoso à

subgloboso, 3-5 μm de diâmetro (5,5-6 \times 3-5 μm quando subgloboso). Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado ou trisseriado nos ascos, a princípio hialinos, apresentando fileira de gotículas oleosas, cilíndricos a sigmóides, usualmente geniculados na base, asseptados à plurisseptados, lisos, 55-60 \times 5-7,5 μm , posteriormente tornando-se inchados na porção superior e bicelulados após a formação de um septo transversal, delimitando regiões do esporo destinadas à célula pigmentada, superiormente, e ao pedicelo, inferiormente. Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice umbonado e pela base fortemente truncada (landiformes), marrons, apresentando poro germinativo subapical, 19,5-22,5 \times 10-12,5 μm , lisas, usualmente gutuladas. Pedicelos cilíndricos, hialinos, por vezes geniculados próximos a base, persistentes ou colapsando, 35-39 \times 5-7,5 μm . Cauda apical hialina, em forma de chicote, reduzindo seu diâmetro em direção ao ápice, 10-20(-25) \times 1-2,5 μm , usualmente colapsando em montagens. Cauda basal de morfologia similar a cauda apical.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 25.IV.2012 (URM86756a, 86756b).

HABITAT: Registrada em excrementos de cavalo.

DISTRIBUIÇÃO: Ásia (Paquistão), Europa (Itália). Este é o primeiro registro espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Tripterosporella* apresenta cleistotécios levemente pilosos sobre a superfície dos excrementos, mas difere morfologicamente da maioria dos gêneros apresentando ascomas epígeas a semi-epígeas gimnocárpicas por apresentar ascos unitunicados com anel apical distinto e não-evanescentes. Um exame inadequado do material proveniente de espécies de *Tripterosporella* pode levar o pesquisador à uma identificação equivocada de alguma espécie de *Cercophora*, devido a grande semelhança na morfologia dos ascos e ascosporos em diferentes fases de seu desenvolvimento. Todavia, este gênero apresenta ascomas peritecióides, claramente ostiolados, enquanto aquele apresenta ascomas átomos, de liberação passiva. *Tripterosporella pakistani*, foi assim denominada por ter sido descrita primariamente por Mirza a partir de material proveniente de excrementos de cavalo no Paquistão em 1968, sob a denominação *Cleistobombardia pakistani* J.H. Mirza. Juntamente com *T. coprophilla*, espécie Tipo do gênero, descrita por Subramanian & Lodha (1968) foram recombinações por Malloch & Cain (1971), que a nomearam *Tripterosporella pakistani* (J.H.Mirza) Malloch & Cain. Difere de *T. coprophilla* sobretudo por

apresentar as células pigmentadas dos ascósporos menores ($19,5-22,5 \times 10-12,5 \mu\text{m}$) e caudas gelatinosas apicais e basais nos ascósporos.

REFERÊNCIA: Mirza (1968), Subramanian & Lodha (1968), Doveri (2004).

***Zopfiella* G. Winter, Rabenh. Krypt.-Fl., Edn 2 (Leipzig) 1.2: 56 (1884)**

Ariefia Jacz., Mater. Mikol. Fitopat. Ross. 4(1): 15 (1922)

Tripterospora Cain, Can. J. Bot. 34: 700 (1956)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Zopfiella* G. Winter IDENTIFICADAS

1. Cleistotécios adornados por pelos cilíndricos, marrom escuros a pretos, de parede espessa, septados, perdendo pigmentação em direção à extremidade distal. Ascósporos com pedicelo atingindo cerca de $6-10 \times 2,5-5 \mu\text{m}$ *Z. erostrata*
1. Cleistotécios glabros ou cobertos por pelos cleistoteciais hifóides flexuosos. Ascósporos com pedicelos atingindo cerca $9,5-13,5$ *Z. longicaudata*

***Zopfiella erostrata* (Griffiths) Udagawa & Furuya, Trans. Mycol. Soc. Japan 15(3): 208 (1974)**

Plurageerostoma Griffiths, Mem. Torrey bot. Club 11: 71 (1901)

Sondaria erostrata (Griffiths) Sacc. & D. Sacc., Syll. fung. (Abellini) 17: 604 (1905)

Tripterospora erostrata (Griffiths) Cain, Can. J. Bot. 34: 702 (1956)

(Prancha 149, 150; pág. 536, 537)

Cleistotécios semi-imersos a superficiais, isolados, globosos, pretos, carbonáceos, $300-450 \mu\text{m}$ de diâmetro, adornados por pelos cilíndricos, marrom escuros a pretos, de parede espessa, septados, tornando-se menos pigmentados à finalmente hialinos próximos ao ápice arredondado, $4,8-6 \mu\text{m}$ de diâmetro. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, formado por células angulares, castanhas à marrom escuras, de parede espessa. Ascos com oito esporos, clavados, evanescentes, usualmente observáveis portando ascósporos imaturos. Ascósporos imaturos hialinos, clavados, organizados de modo bisseriado nos ascos. Ascósporos maduros formados por uma célula pigmentada superior e por um pedicelo basal. Células pigmentadas subglobosas, ovóides ou landiformes, com ápices umbonados e bases truncadas, castanhas à marrom escuras, $7,5-12,5 \times 6-8,5 \mu\text{m}$, gutuladas, usualmente simétricas, raramente apresentando-se inequilaterais, apresentando um poro germinativo

apical. Pedicelo cilíndrico, de parede delgada, persistente ou colapsando, com base arredondada, $6-10 \times 2,5-5 \mu\text{m}$.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru. Em excrementos de vaca, 06.X.2011 (URM86757). Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 13.IX.2011 (URM86758).

HABITAT: Registrada em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Zopfiella* Distingue-se dentre os demais lasiosferiáceos coprófilos por apresentar ascomas não ostiolados com ascosporos clavados na fase hialina e pedicelados quando maduros, podendo apresentar célula pigmentada septada (previamente alocadas em representantes de *Tripterospora* Cain) ou não. *Z. erostrata* trata-se de representante comum do gênero em excrementos de herbívoros. O material de Pernambuco apresentou número limitado de cleistotécios maduros sobre os substratos, os quais foram assim denominados por apresentar ascomas com longos pelos cleistoteciais escuros e ascosporos com células pigmentadas usualmente simétricas, diferindo de *Z. longicaudata* com base na morfologia do pedicelo, mais curto ($6-10 \times 2,5-5 \mu\text{m}$).

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972), Guaró *et al.* (1991).

***Zopfiella longicaudata* (Cain) Arx**, Proc. K. Ned. Akad. Wet., Ser. C, Biol. Med. Sci. 76(3): 291 (1972)

Tripterospora longicaudata Cain, Can. J. Bot. 34: 702 (1956)

Tripterospora ultima Cailleux, Cahiers de La Maboké 8(1):15 (1970)

(Prancha 151, 152; pág. 538, 539)

Cleistotécios imersos a superficiais, isolados, globosos, pretos, carbonáceos, $300-360 \mu\text{m}$ de diâmetro, glabros. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, formado por células angulares, vermelho escuras à marrons, de parede espessa, glabro ou coberto por pelos cleistoteciais hifóides flexuosos, de parede espessa. Ascos com oito esporos, clavados, $25-35 \times 10-15 \mu\text{m}$, evanescentes, usualmente observáveis portando ascosporos imaturos. Ascosporos imaturos hialinos, clavados,

organizados de modo bisseriado nos ascos. Ascosporos maduros formados por uma célula pigmentada superior e por um pedicelo basal. Células pigmentadas elipsóides à landiformes, com ápices umbonados e bases truncadas, castanhas à marrom escuras, 12-13,5 × 7,5-9 µm, gutuladas, usualmente simétricas, raramente apresentando-se inequilaterais, apresentando um poro germinativo apical. Pedicelo cilíndrico, de parede delgada, persistente ou colapsando, com base arredondada, 6-9,5-13,5 × 2-3 µm.

MATERIAL EXAMINADO: Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 09.XI.2012 (URM86759a, 86759b).

HABITAT: Registrada em solo e sobre excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Zopfiella longicaudata* assemelha-se a *Z. marina*, diferindo desta por apresentar ascosporos menores. Possui como características marcantes ascomas não-ostiolados, glabros, portando ascos clavados com ascosporos elipsóides à landiformes e pedicelos cilíndricos atingindo cerca de 13 µm de comprimento. O material de Pernambuco apresentou ascosporos com pedicelos mais curtos (9,5-13,5 µm) que os descritos por Guarro *et al.* (1991). Todavia, considerando os demais caracteres, tal diferença não justificou a proposição de uma nova espécie ou variedade.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972), Guarro *et al.* (1991).

***Zygopleura* ge Boedijn, Persoonia 2(3): 316 (1962)**

***Zygopleura* ge *zygospora* (Speg.) Boedijn, Persoonia 2(3): 316 (1962)**

Sordaria zygospora Speg., Michelia 1 (no. 2): 227 (1878)
(Prancha 153, 154; pág. 540, 541)

Peritécios gregários a isolados, semi imersos, obpiriformes a subglobosos, 550-800 × 350-510 µm, com ventre marrom, translúcido, apresentando delgados pelos periteciais hifóides cilíndricos, simples, septados, hialinos a dourados, cerca de 0,5 µm de espessura. Pescoço cilíndrico, preto,

opaco, 210-230 × 190-200 µm, com numerosas perífises. Perídio membranáceo, semitransparente no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares, 4-6,5 µm de largura. Paráfises entremeadas aos ascos, superando estes em comprimento no himênio, cilíndricas, septadas, hialinas, 1-2 µm. Ascos com 8 esporos, clavados, aparentemente multiesporado devido a morfologia dos ascosporos, apresentando oito células pigmentadas próximas ao ápice e as outras oito próximas ao estipe, formando pólos ligados entre si pelos pedicelos das células mediais ou pedicelos dos ascosporos, apresentando uma leve constricção na região medial, dotados de estipe, com ápices abruptos, 200-215,5 × 45-50 µm. Ascosporos organizados de modo irregularmente bisseriado nos ascos, a princípio hialinos, cilíndricos a vermiformes, longos, asseptados, posteriormente tornando-se algo pigmentados em toda sua extensão, e finalmente septados, formados por duas células pigmentadas caudadas nas extremidades, ligadas entre si por uma célula hialina medial (ou “pedicelo”). Células pigmentadas elipsóides, exceto pelo ápice algo apiculado e pela base truncada, marrons, apresentando poro germinativo apical, 32,5-41,5 × 12,5-20 µm, dotadas de 4-5 caudas gelatinosas aderidas na porção apical, lisas, hialinas, 15-22,5 × 2,5-4 µm. Células mediais hialinas, longas, contorcidas, ligando ambas células pigmentadas por suas bases, 5-10 µm de espessura, estendendo-se de 150-210 µm de comprimento, ornamentada por escamas ao longo de seu comprimento, colapsando com facilidade, apresentando pequenas caudas em ambas extremidades, hialinas, delgadas, onduladas, com espessura inferior a 1 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 06.X.2011 (URM86760), 20.IV.2012 (URM86761), 02.V.2012 (URM86762), 11.VI.2012 (URM86763), 07.III.2013 (URM86764). Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 11.I.2012 (URM86765a, 86765b), em excrementos de vaca, 11.VI.2012 (URM86766a, 86766b).

HABITAT: Registrado sobre excrementos de coelho, cabra, ovelha, dentre outros herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre as três espécies de *Zygopleurage*, *Z. zygospora* é a mais comumente registrada. O gênero dificilmente é confundido com os demais sordariáceos devido a característica marcante dos ascosporos, formados por duas células pigmentadas, ligadas por uma célula medial intercalar incolor, similar a um pedicelo. *Zygopleurage zygospora* apresenta quatro caudas gelatinosas nos

ápices das células escuras, assim como uma ornamentação na célula medial formada por manchas incolores. Foi registrada no Brasil por Richardson (2001a), que descreveu o material contendo peritécios superficiais com cerca de 400-500 µm de diâmetro e 750 µm de altura, com ascósporos apresentando células pigmentadas (22.5-) 32-38.5(-42) × (10-)14.5-19 µm, com caudas gelatinosas (15-20 µm) em torno do poro germinativo, e células mediais (95-)110-170 µm de comprimento. A morfologia do primeiro registro mostra-se similar com o material analisado em Pernambuco.

REFERÊNCIA: Boedjin (1962), Doveri (2004).

SORDARIACEAE G. WINTER (1885)

***Sordaria* Ces. & De Not., Comm. Soc. crittog. Ital. 1: 225 (1863)**

C H A V E P A R A E S P É C I E S D E *Sordaria* Ces. & De Not. IDENTIFICADAS

1. Ascósporos 15-22,5 × 10-12,5 µm, elipsóides a obovóides, com extremidades mais apiculadas *S. fimicola*
1. Ascósporos 18-22,5 × 15-17,5 µm, obovóides à subglobosos, com extremidades mais arredondadas ... *S. lappae*

***Sordaria fimicola* (Roberge ex Desm.) Ces. & De Not., Comm. Soc. crittog Ital. 1(4): 226 (1863)**

Sphaeria fimicola Roberge ex Desm., *Annls Sci. Nat., Bot., sér. 3* 11: 339 (1849)

Finetaria fimicola (Roberge ex Desm.) Griffiths & Seaver, *N. Amer. Fl. (New York)* 3 (1910)

Hypocopa fimicola (Roberge ex Desm.) Sacc., *Syll. fung. (Abellini)* 1: 240 (1882)

Sphaeria stromariivar. fimicola (Roberge ex Desm.) Curr

(Prancha 155, 156; pág. 542, 543)

Peritécios usualmente gregários, por vezes cobrindo toda a superfície do substrato, raramente isolados, superficiais a parcialmente imersos no substrato, obpiriformes, carbonáceos, pretos, 375-420 × 250-310 µm, glabros ou cobertos com pelos laterais hialinos, delgados, tortuosos, com pescoço cilíndrico a papiloso, 110-180 × 120-150 µm. Perídio membranáceo, sub-opaco, amarronzado no ventre, tornando-se marrom escuro a finalmente preto em direção ao pescoço, composto por células angulares, subisodiamétricas, de parede espessa, usualmente com menor

comprimento próximas a base do pescoço, 5-15 μm . Paráfises ausentes no material examinado. Ascospores com 8 esporos, cilíndricos, com estipe curto e ápice truncado, 150-205 \times 12,5-17,5 μm . Ascospores organizados de modo unisseriado nos ascospores, formando ângulo de inclinação levemente oblíquo ao eixo perpendicular do asco, lisos, elipsóides a obovóides, castanho claros a dourados quando jovens, tornando-se marrom escuros quando maduros, 15-22,5 \times 10-12,5 μm , apresentando um poro germinativo basal, dotados de envoltório gelatinoso cobrindo todo o esporo, exceto pelo poro germinativo basal, incolor.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruarú, em excrementos de cavalo, 29.XI.2011 (URM86767); Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 23.IV.2012 (URM86768); Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 04.IV.2012 (URM86769).

HABITAT: Registrada em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Sordaria fimicola* ocorre em excrementos de diversos herbívoros em diferentes partes do mundo, sendo reconhecida como uma das espécies mais comuns nestes substratos. Forma peritécios pretos de textura carbonácea, por vezes cobrindo toda a superfície do excremento. Embora a delimitação específica seja pouco clara, *S. fimicola* diferencia-se das demais espécies pela forma dos esporos, apresentando extremidades estreitadas, dimensões dos ascospores (15-22,5 \times 10-12,5 μm), pouco variável no material encontrado em Pernambuco, e pelo arranjo unisseriado com esporos levemente inclinados nos ascospores. Trata-se de uma das espécies registrada por Augusto Chaves Batista em seus trabalhos no Recife, compilados por da Silva & Minter (1995).

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972), Guarro & Arx (1987).

***Sordaria lappae* Potebnia**, Annls mycol. 5(1): 13 (1907) (Prancha 157, 158; pág. 544, 545)

Peritécios usualmente gregários, ocasionalmente isolados, superficiais a parcialmente imersos no substrato, obpiriformes à levemente obovóides, 475-550 × 300-315 µm, com ventre marrom à dourado, glabro, frágil. Pescoço cilíndrico à papiloso, 150-170 × 140-150 µm, preto, carbonáceo, com células poligonais compridas próximas ao ostíolo, 120-130 × 20-25,5 µm, marrom escuras, septadas, de parede espessa. Perídio membranáceo, sub-opaco e marrom no ventre, tomando-se marrom escuro a finalmente preto em direção ao pescoço, composto por células angulares, subisodiamétricas, de parede espessa, 7,5-17,5 µm, ocasionalmente infladas. Paráfises ausentes no material examinado. Ascospores com 8 esporos, cilíndricos, com estipe curto e ápice truncado, 160-190 × 16-17,5 µm. Ascospores organizados de modo unisseriado nos ascos, usualmente paralelo ao eixo perpendicular do asco, lisos, obovóides à subglobosos, castanho claros a dourados quando jovens, tornando-se marrom escuros quando maduros, 18-22,5 × 15-17,5 µm, gutulados, apresentando um poro germinativo basal, dotados de um envoltório gelatinoso delgado cobrindo todo o esporo, exceto pelo poro germinativo, incolor.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 04.IV.2012 (URM86770a, 86770b).

HABITAT: Registrada sobre excrementos de cachorro, cavalo, cervo, gato, lontra, rena, tetraz, vaca e humanos, assim como sobre material vegetal.

DISTRIBUIÇÃO: África (Quênia, Tanzânia, Uganda, Zaire), América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América), América do Sul (Argentina, Brasil, Colômbia), Europa (Finlândia, França, Inglaterra, Itália, República Checa, Rússia, Suécia). Provavelmente cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Sordaria lappae*, em bora registrada em muitos países, é de difícil delimitação. Difere de *S. fimicola* por apresentar perídio com células mais infladas e com coloração mais brilhante e por apresentar esporos mais largos (918-22,5 × 15-17,5 µm no material examinado), com extremidades mais arredondadas.

REFERÊNCIA: Lundqvist (1972), Khan & Krug (1989), Doveri (2004).

PLEOSPORALES LUTTRELL EX M.E. BARR

DELITSCHIACEAE M.E. BARR (2000)

Delitschia Auersw., *Hedwigia* 5: 49 (1866)

Delitschiella Sacc. & D. Sacc., in Saccardo & Saccardo, *Syll. fung. (Abellini)* 17: 688 (1905)

Pachyspora Kirschst., *Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb.* 48: 48 (1907) [1906]

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Delitschia* Auersw. IDENTIFICADAS

1. Pseudotécios 1675-1750 × 500-600 µm. Ascosporos 37,5-40 × 12,5-15 µm *D. chaetomioides*
1. Pseudotécios 1275-1450 × 350-460 µm. Ascosporos 32,5-37,5 × 13-15 µm *D. vulgaris*

Delitschia chaetomioides P. Karst., *Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk* 23: 60 (1873)

Phorcys chaetomioides (Kast.) V. Höhn., *Akad. Wiss. Wien. Sitzungsb., Math.-Naturwiss. Kl.* 129: 138, 1920.

(Prancha 159, 160; pág. 546, 547)

Pseudotécios imersos, isolados a raramente gregários, marrom escuros a pretos, globosos a obpiriformes, 1675-1750 × 500-600 µm, com ventre glabro ou levemente piloso. Pescoço longo, marrom escuro a preto, cilíndrico, com extremidade papiliforme e ostíolo circular, 975-1050 × 160-170 µm, fortemente tomentoso, adornado por pelos marrom claros, delgados, flexuosos, simples ou ramificados, com parede levemente espessada, septados, com ápices abruptos ou atenuados, com cerca de 2-3 µm de diâmetro, estendendo-se radialmente com relação ao pescoço por 200-400(-450) µm. Pelos laterais escassos, similares em morfologia, com menor comprimento e parede mais espessada, apresentando mais ramificações. Estroma formado por emaranhados de células indistintos. Ascos com oito esporos, cilíndricos, 280-310 × 19-25 µm, com ápices arredondados e curto estipe. Ascosporos unisseriados no interior dos ascos, fusóides a oblongo-elipsóides, bicelulados, com septo transversal ao eixo principal do esporo, fracamente constrictos, com extremidades suavemente estreitadas, fendas germinativas longitudinais percorrendo todo o comprimento das células, marrom claro quando jovens, tornado-se marrom escuro na maturidade, 37,5-40 × 12,5-15 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo: 08.II.2013 (URM86771).

HABITAT: Registrada em excrementos de cavalo e coelho.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Finlândia, Suécia).

DISCUSSÃO: Poucos pseudotécios foram encontrados no material examinado, o que dificultou a identificação e a comparação com a descrição original. As amostras apresentaram pseudotécios com pescoços mais longos (975-1050 μm) e ascos mais delgados (19-25 μm) do que a descrição apresentada por Luck-Allen & Cain (1975), assim como o diâmetro dos esporos, sensivelmente diferente (12,5-15 μm). Assemelha-se a *D. vulgaris* por apresentar pseudotécios tomentosos, mas difere claramente desta por apresentar ascosporos maiores (37,5-40 \times 12,5-15 μm).

REFERÊNCIA: Luck-Allen & Cain (1975), Mugambi & Huhndorf (2009).

Delitschia vulgaris Griffiths, Mem. Torrey bot. Club 11: 104 (1901)

Phorcys vulgaris (Griffiths) Höhn., Sber. Akad. Wiss. Wien, Math-naturw. Kl., Abt. I 129:158 (1920)

(Prancha 161, 162; pág. 548, 549)

Pseudotécios completamente imersos, exceto pelo pescoço, isolados, pretos, obpiriformes, 1275-1450 \times 350-460 μm , com ventre coberto em sua totalidade por delgados pelos hifóides, flexuosos, marrons à dourados, septados, estendendo-se até cerca de 150 μm de comprimento e apresentando 1,5-2 μm de diâmetro. Pescoço longo, cilíndrico, preto, com extremidade papiliforme e ostíolo circular, 690-725 \times 165-210 μm , tomentoso. Estroma formado por emaranhados de células indistintos. Ascos com oito esporos, cilíndricos, 275-300 \times 20-25,5 μm , com ápices arredondados, estipitados. Ascosporos unisseriados no interior dos ascos, fusóides à oblongo-elipsóides, bicelulados, com espesso septo transversal ao eixo principal do esporo, fracamente constrictos, com extremidades suavemente estreitadas, fendas germinativas longitudinais percorrendo todo o comprimento das células, marrom claro quando jovens, tornado-se marrom escuros na maturidade, 32,5-37,5 \times 13-15 μm .

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 13.III.2012 (URM86772a, 86772b, 86772c).

HABITAT: Registrada sobre excrementos de coelho e outros herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América), Oceania (Austrália).

DISCUSSÃO: Pseudotécios desta espécie, embora possuindo proporções consideráveis, encontram-se completamente imersos no substrato, exceto pelo longo pescoço tomentoso, o que pode dificultar sua localização e conseqüente registro nos substratos. Dentre as espécies de *Delitschia* com pseudotécio tomentoso e ascosporos de septo transversal, pouco ou não constrictos, que permanecem com suas células unidas, *Delitschia vulgaris* assemelha-se a *D. araneosa*, diferindo desta por apresentar ascosporos levemente mais largos (13-15 μm) e mais curtos (32,5-37,5 μm).

REFERÊNCIA: Cain (1934), Luck-Allen & Cain (1975)

SPORORMIACEAE MUNK (1957)

Sporormiella Ellis & Everh., N. Amer. Pyren. (Newfield): 136 (1892)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Sporormiella* Ellis & Everh. IDENTIFICADAS:

- 1. Ascosporos compostos por quatro células 2
- 1. Ascosporos compostos por mais de quatro células 5

- 2. Asco reduzindo em largura gradualmente desde a porção mais larga próxima ao ápice até a porção inferior, formando um longo estipe *S. isomera*
- 2. Asco reduzindo em largura abruptamente na porção inferior, formando um curto estipe 3

3. Ascósporos 27,5–30 × 4–5 µm, com fenda germinativa paralela ao seu eixo, formando uma dobra próxima ao meio da célula, com células facilmente separáveis no septo central *S. minima*
3. Ascósporos 37,5–40 × 6–7,5 µm, com fenda germinativa levemente à fortemente oblíqua ao seu eixo, com células facilmente separáveis em todos os septos *S. australis*
4. Ascósporos com cinco células, usualmente semelhantes em morfologia *S. pentamera*
4. Ascósporos com 10 a 16 células, usualmente com uma das células fortemente espessada e maior que as demais *S. herculea*

***Sporormiella australis* (Speg.) S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 434 (1972)**

Preussia australis (Speg.) Arx. Proc. K. Ned. Akad. Wet., Ser. C, Biol. Med. Sci. 76(3): 294 (1973)

Sporormia australis Speg., Fungi Patagonia: no 141 (1887)

Sporormia intermedia var. *lagopina* Bres., Malpighia 1: 52 (1897)

Sporormia lagopina (Bres.) Bisby & E.W. Mason, Trans. Br. mycol. Soc 24(2): 188 (1940)

(Prancha 163, 164; pág. 550, 551)

Pseudotécios isolados, imersos quando jovens, tornado-se parcialmente imersos a superficiais no excremento na maturidade, subglobosos a obpiriformes, marrom escuros a pretos, 185–210 × 145–175 µm. Pescoço pequeno, papiliforme, glabro, preto. Perídio pseudoparenquimatoso, membranáceo, semitransparente, composto de células angulares ou arredondadas. Ascos bitunicados, com oito esporos, cilíndricos a clavados, mais largos próximos ao ápice arredondado, diminuindo em largura abruptamente próximo à base para formar um curto estipe, 125–140 × 14,5–18 µm. Ascósporos obliquamente trisseriados, raramente bisseriados, com quatro células, cilíndricos, com extremidades arredondadas, de coloração marrom clara a marrom, 37,5–40 × 6–7,5 µm, lisos, com segmentos raramente separáveis, podendo ocorrer a separação em todos os septos, fenda germinativa oblíqua ao eixo principal do esporo, envolto por camada gelatinosa, observável em montagens em água.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 06.VI.2012 (URM86773); 04.IV.2013 (URM86774), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 12.IX.2011 (URM86775).

HABITAT: Registrado em excrementos de alce, burro, cabra, camelo, cavalo, cervo, coelho, elefante, gado, girafa, lebre, ovelha e porco-espinho.

DISTRIBUIÇÃO: África (África do Sul, Quênia), Europa (Áustria, Espanha, França, Groelândia, Itália, Noruega, Reino Unido, Suécia), América do Norte (Canadá e Estados Unidos), América do Sul (Argentina e Venezuela) e Oceania (Nova Zelândia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: Quantidade limitada de material referente a esta espécie foi encontrada sobre excrementos de cabra coletados em Recife. Esta espécie pode ser facilmente confundida com *S. minima* e *S. intermedia*, diferindo destas pelos ascosporos com dimensões intermediárias entre esta e aquela ($37,5\text{--}40 \times 6\text{--}7,5\ \mu\text{m}$) com células facilmente separáveis em todos os septos.

REFERÊNCIA: Ahmed & Cain (1972), Doveri (2004).

***Sporormiella herculea* (Ellis & Everh.) S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 442 (1972)**

Sporormia herculea Ellis & Everh. 1892

Ohleriella herculea (Ellis & Everh.) M.E Barr: 61, 1990

Preussiaherculea (Ellis & Everh.) Abdullah & Guano: 1999

Sporormia herculea Ellis & Everh., 1892

(Prancha 165, 166; pág. 552, 553)

Pseudotécios isolados, imersos nos excrementos, obpiriformes, marrom escuros a pretos, $210\text{--}275 \times 130\text{--}155\ \mu\text{m}$. Pescoço cilíndrico, glabro, preto. Ascos bitunicados, com oito esporos, cilíndrico clavados, com ápice algo estreitado, diminuindo em largura abruptamente próximo à base para formar um curto estipe, $235\text{--}270 \times 45\text{--}50\ \mu\text{m}$. Ascosporos obliquamente unisseriados ou bisseriados, com de 6 a 16 células, cilíndricos a fusiformes, mostrando grande variação morfológica, arredondados ou estreitados nas extremidades, com algumas células maiores, mais pigmentadas e de episporo mais espesso que as demais, o que ocorre usualmente com as células localizadas na porção superior dos ascos, marrom escuros quando maduros, $87,5\text{--}112 \times 15\text{--}20$ (-25) μm , lisos, com fendas germinativas transversais, envoltos por camada gelatinosa.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 08.V.2013 (URM86776); Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 9.I.2012 (URM86777).

HABITAT: Registrado em excrementos de burro, cachorro, cavalo, gado e gato.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México), América do Norte (Canadá e Estados Unidos), América do Sul (Brasil e Venezuela) e Oceania (Austrália).

DISCUSSÃO: *Sporormiella herculea* é característica dentre outros membros do gênero pelos esporos com de 6 a 16 células, sendo que alguns esporos apresentam células visivelmente maiores e mais pigmentadas que as demais.

REFERÊNCIA: Ahmed & Cain (1972), Bell(2005).

Sporormiella isomera S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 445 (1972)

Preussiaahmedii Valktos. & Guaro, Bdn Soc. Micol. Madrid 14:83 (1990) [1989]

(Prancha 167, 169; pág. 554, 556)

Pseudotécios isolados, imersos nos excrementos quando jovens, tomando-se parcialmente imersos quando maduros, subglobosos, marrom escuros a pretos, 190–245 µm de diâmetro. Pescoço pequeno, papiliforme, glabro, preto. Perídio membranáceo, semitransparente, composto de células angulares na camada mais externa. Ascos com oito esporos, cilíndrico-clavados, mais largos próximo ao ápice, diminuindo em largura gradualmente em direção base, formando um estipe, 130–150 × 12.5–15 µm. Ascosporos obliquamente bisseriados, com quatro células, cilíndricos, com extremidades arredondadas, marrom claro quando jovens, tornando-se marrom escuros na maturidade, 35–40 × 5–7 µm, lisos, com células facilmente separáveis em todos os septos, fendas germinativas paralelas a oblíquas, com uma dobra na porção central, envolto por uma camada gelatinosa.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 20.VI.2012 (URM86778a, 86778b).

HABITAT: Registrado em excrementos de alce, coelho, girafa, gnu azul, perdiz e porco espinho.

DISTRIBUIÇÃO: África (África do Sul, Etiópia e Quênia), Europa (Espanha) e América do Norte (Canadá). Este é o primeiro registro para os Neotrópicos.

DISCUSSÃO: No que tange aos aspectos morfológicos de ascos e ascosporos, *S. isomera* assemelha-se a *S. leporina*, mas difere pelas células terminais dos esporos arredondadas, com segmentos facilmente separáveis e fendas germinativas com uma dobra próximo ao meio de seu percurso. Difere de *S. minima* por apresentar ascosporos e pseudotécios maiores e pelo afunilamento gradual do asco em direção a base.

REFERÊNCIA: Ahmed & Cain (1972).

***Sporormiella minima* (Auersw.) S.I. Ahmed & Cain, Pakist. J. scient. ind. Res. 12(3): 241 (1970)**

Preussiaminina (Auersw.) Arx, Proc. K. Ned. Akad. Wet., Ser. C, Biol. Med. Sci. 76(3): 294 (1973)

Sporormiopsis minima (Auersw.) Breton & Faurel, Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 80: 257 (1964)

(Prancha 170, 171; pág. 557, 558)

Pseudotécios isolados a gregários, imersos a semi imersos nos excrementos, subglobosos a obpiriformes, marrom escuros, 115–165 × 90–125 µm, glabros. Pescoço papiliforme, glabro, preto, 45–50 × (35–) 40–50 µm. Perídio pseudoparenquimatoso, formado por células angulares na camada mais externa. Asco bitunicados, com oito esporos, cilíndricos, diminuindo em largura abruptamente próximo à base para formar um curto estipe, 90–97.5 × 12.5–15 µm. Ascosporos obliquamente organizados em duas ou três séries, com quatro células, arredondados nas extremidades, hialinos quando jovens, tornando-se marrom a marrom escuros na maturidade, 27.5–30 × 4–5 µm, lisos, facilmente separáveis no septo central, com fendas germinativas paralelas ao eixo do esporo, com uma dobra conspícua no meio de seu percurso, envoltos por camada gelatinosa hialina.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 23.III.2012 (URM86779), 07.VIII.2012 (URM86780a, 86780b); em excrementos de vaca, 18.VI.2012 (URM86781).

HABITAT: Registrada em excrementos de muitos herbívoros silvestres e domesticados, e de alguns carnívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Sporormiella minima* é a espécie mais comum do gênero em excrementos de herbívoro coletados no Brasil. Como caracteres diagnósticos, apresenta ascósporos pequenos ($27.5-30 \times 4-5 \mu\text{m}$ no material examinado) com forte tendência de separar-se no septo central, mesmo no interior do asco; ascos com estipe curto, formado por redução abrupta da largura do asco desde o ápice até a base, e as fendas germinativas paralelas ao eixo dos esporos, com uma característica dobra na porção central. *S. minimoides*, espécie de morfologia similar, apresenta esporos mais compridos e mais largos ($32.5-38.8 \times 6.3-7.3 \mu\text{m}$, Doveri, 2004), facilmente separáveis em outros septos além do central, com fendas germinativas oblíquas ou diagonais.

REFERÊNCIA: Ahmed & Cain (1972), Bell (1983), Doveri (2004).

Sporormiella pentamera Oudem., Ned. kruidk. Archf, 2 sér. 4(3): 276 (1885)

Sporormiella pentamera (Oudem.) S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 454 (1972)
(Prancha 167, 169; pág. 554, 556)

Pseudotécios isolados a gregários, imersos a parcialmente imersos nos excrementos, subglobosos, marrom escuros a pretos, $190-215.5 \times 30-50 \mu\text{m}$. Pescoço pequeno, papiliforme, glabro, preto. Ascos com 8 esporos, clavados, com ápice arredondado, mais largos próximo ao ápice, diminuindo em largura gradualmente em direção a base, formando um curto estipe, $190-210 \times 15-17 \mu\text{m}$. Ascósporos bisseriados, formados por cinco células, cilíndricos, com extremidades arredondadas a fracamente estreitadas, marrom claros quando jovens, tornando-se marrom escuros na maturidade, $65-72.5 \times 18-20.5 \mu\text{m}$, usualmente com a segunda célula em relação à extremidade superior do

esporo maior do que as demais, lisos, com segmentos raramente separáveis, fendas germinativas diagonais, envoltos por camada gelatinosa.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 03.XI.2011 (URM86782);

HABITAT: Registrado em excrementos de coelho.

DISTRIBUIÇÃO: América do Sul (Argentina) e Europa. Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Sporomiella pentamera* apresenta ascosporos com cinco células, bisseriados ou trisseriados no interior dos ascos, com células apresentando fendas germinativas diagonais, usualmente unidas mesmo após liberação.

REFERÊNCIA: Ahmed & Cain (1972).

THELEBOLALES P.F, CANNON 2001

THELEBOLACEAE ECKBLAD (1968)

Coprotus Korf & Kimbr., *Am. J. Bot.* 54: 21 (1967)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Coprotus* Korf & Kimbr. IDENTIFICADAS:

1. Apotécios com coloração amarelada a alaranjada. Paráfises levemente infladas, com conteúdos citoplasmáticos. Excípulo pouco ou não cianófilo2
1. Apotécios translúcidos a amarelo pálidos. Paráfises destituídas de conteúdo citoplasmático. Excípulo fortemente cianófilo 4

2. Ascosporos 16,5-18 × 10-11,5 µm *C. ochraceus*
2. Ascosporos menores3

3. Ascosporos 8,5-10 × 4-5,5 µm *Cluteus*
3. Ascosporos 13-15 × 6,5-9 µm *C. aurora*

4. Ascos 65-100 × 13-16 µm Ascosporos 8-10 × 6,5-7 µm *C. lacteus*
4. Ascos com dimensões diferentes. Ascosporos maiores 5

5. Ascosporos 14-18 × 7,5-11,5 µm *C. leucopocillum*
5. Ascosporos 12-13,5 × 5-8 µm *C. discullus*

Coprotus aurora (P. Crouan & H. Crouan) K.S. Thind & Waritch, *Res. Bull. Punjab Univ.*, n.s. 21(1-2): 145 (1971) [1970]

Alutria aurora (Cr. & Cr.) Gill, 1847

Ascophanus arcticus Velen., 1934

Ascophanus aurora (Cr. & Cr.) Boid., 1869

Peziza aurora P. Crouan & H. Crouan, 1867

(Prancha 172, 173; pág. 559, 560)

Apotécios isolados a gregários, superficiais, sésseis, inicialmente globosos, tornando-se discóides quando maduros, de coloração amarelada a alaranjada, 150-450 µm de diâmetro, com disco rugoso a

viloso devido as ascos maduros expostos, glabros, sem margem diferenciada. Hipotécio formado por células pequenas, subglobosas a alongadas, pouco conspicuo no material analisado. Excípulo composto por células globosas com até 12,5 µm de diâmetro, tornando-se mais alongadas na periferia, fracamente cianófilo. Paráfises numerosas, filiformes, septadas, hialinas, 1,8-2,5 µm de largura na base, alargada nos ápices, atingindo cerca de 3 a 5 µm de espessura, usualmente ramificadas e/ou com ápices algo uncinados, apresentando conteúdos citoplasmáticos amarelados nos ápices, observáveis em montagens em água. Ascos com 8 esporos, cilíndricos a clavados, com um curto estipe, 92,5-100 × 12,5-15 µm. Ascosporos usualmente unisseriados nos ascos, podendo apresentar porções com organização bisseriada, elipsóides, lisos, hialinos a amarelo pálidos, 13-15 × 6,5-9 µm, cada um dotado de uma conspicua bolha de Bary próximo a uma das extremidades (ausente quando montado em água).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 23.III.2012 (URM85926).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários animais.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte, Europa e Oceania. Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Coprotus aurora* apresenta apotécio de coloração brilhosa, característica pouco observada no gênero, o que pode levar a identificação equivocada. Apresenta apotécios de coloração alaranjada semelhantes aos de *C. ochraceus*, diferindo deste em diversas mensurações morfológicas. Difere de *C. luteus*, que também apresenta ascos com organização dos ascosporos usualmente unisseriadas por possuir ascosporos maiores (13-15 × 6,5-9 µm) e mais elipóides. O material examinado em Pernambuco apresenta características ligeiramente diferentes do material examinado na monografia de Kimbrough *et al.* (1972), apresentando mensurações de ascos e ascosporos ligeiramente maiores e predominância de paráfises simples. Em bora a taxonomia do grupo seja complexa no que tange às delimitações específicas, tais características não foram consideradas discrepantes o suficiente para invalidar a identificação do presente material sob esta denominação.

REFERÊNCIA: Kimbrough (1970), Kimbrough *et al.* (1972), Doveri (2004).

***Coprotus disculus* Kimbr., Luck-Allen & Cain**, Can. J. Bot. 50(5): 962 (1972)

(Prancha 174, 175; pág. 561, 562)

Apotécios usualmente isolados, superficiais, sésseis, lenticulares a discóides, translúcidos, tornando-se brancos a amarelo pálidos com a maturação, 0,7-1,1 mm de diâmetro, com disco viloso devido as ascos expostos, glabros, sem margem diferenciada. Excípulo composto por células globosas a levemente angulares, mais alongadas próximo às margens, fortemente cianófilo. Paráfises filiformes, septadas, hialinas, 3-3,5 μm de largura na base, levemente alargada nos ápices, sem conteúdos celulares conspícuos. Ascos com 8 esporos, cilíndricos, com ápices arredondados, 80-90 \times 12,5-14 μm . Ascosporos unisseriados ou bisseriados nos ascos, elipsóides a levemente fusóides, hialinos, 12,5-13,5 \times 6-7,5 μm , cada um dotado de uma conspícua bolha de Bary próxima a uma das extremidades (ausente quando montado em água).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 16.X.2011 (URM85928); Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 13.IV.2011 (URM85927).

HABITAT: Registrado em excrementos de cervo, cavalo, vaca e de pequenos roedores.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Estados Unidos da América, Canadá), Europa (Itália, Noruega), Oceania (Austrália, Nova Zelândia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Coprotus disculus* apresenta pequenos apotécios de coloração translúcida, o que torna difícil a sua localização no substrato. Diferencia-se das demais espécies do gênero sobretudo pelos apotécios pequenos, normalmente incolores, e possui ascosporos levemente mais fusóides, com dimensões pouco variáveis no material analisado (12,5-13,5 \times 6-7,5 μm). Assemelha-se a *Coprotus lacteus*, diferenciando-se deste sobretudo pelos ascos mais compridos.

REFERÊNCIA: Luck-Allen & Cain (1972), Korf & Zhuan g (1991).

***Coprotus lacteus* (Cooke & W. Phillips) Kimbr., Luck-Allen & Cain, Can. J. Bot. 50(5): 965 (1972)**

Ascobolus lacteus Cooke & W. Phillips, Grevillea 5 (no. 35): 119 (1877)

Ascophanus lacteus (Cooke & W. Phillips) W. Phillips, Man. Brit. Discomyc. (London): 306 (1887)

Ascophanus lacteus (Cooke & W. Phillips) W. Phillips, Man. Brit. Discomyc. (London): 306 (1887)

Hdotium lacteum (Cooke & W. Phillips) Massee, Brit. Fung.-Fl. 4: 269 (1895)

(Prancha 174, 176; pág. 561, 563)

Apotécios usualmente isolados, superficiais, sésseis, pulverulentos a discóides, translúcidos a brancos a amarelo, 250-375 µm de diâmetro, com disco viloso devido as ascos expostos, glabros, sem margem diferenciada. Hipotécio formado por células pequenas, alongadas, pouco conspícuo no material analisado. Excípulo composto por células globosas e angulares, tornando-se mais alongadas na periferia, cianófilo. Paráfises filiformes, septadas, hialinas, 1-1,5 µm de largura na base, simples ou raramente ramificadas, levemente alargada nos ápices. Ascos com 8 esporos, cilíndrico-clavados, com um base atenuada e ápice arredondado, 62,5-70,5 × 16-18,5 µm. Ascosporos unisseriados ou bisseriados nos ascos, elipsóides, lisos, hialinos a amarelo pálidos, 7,5-10 × 5-7,5 µm, cada um dotado de uma conspícua bolha de Bary próximo a uma das extremidades (ausente quando montado em água).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 07.X.2011 (URM85929); Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 24.V.2012 (URM85930).

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos animais.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México), América do Norte (Canadá, Estados Unidos da América), América do Sul (Brasil), Europa (Itália, Reino Unido, Porto Rico), Oceania (Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: A coloração branca dos apotécios de *Coprotus lacteus*, assim como mensurações micrométricas, permitem distinguir esta espécie dentre outros representantes do gênero. Assemelha-se com *C. granuliformes*, diferindo deste sobretudo por apresentar esporos menores (7,5-10 × 5-7,5 µm) e ascos mais clavados.

REFERÊNCIA: Luck-Allen & Cain (1972), Doveri (2004).

***Coprotus leucopocillum* Kim br., Luck-Allen & Cain, Can. J. Bot. 50(5): 967 (1972)**

(Prancha 174, 177; pág. 561, 564)

Apotécios isolados a gregários, superficiais, sésseis, cupulados a discóides, brancos a amarelo pálidos quando jovens, tornando-se amarelos quando maduros, 360-495 µm de diâmetro, com disco viloso devido as ascos expostos, glabros, sem margem diferenciada. Hipotécio formado por células pequenas, globosas, pouco conspícuo no material analisado. Excípulo composto por células globosas a levemente angulares, tornando-se mais alongadas na periferia, fortemente cianófilo. Paráfises delgadas, filiformes, septadas, hialinas, 1-1,5 µm de largura na base, levemente alargada nos ápices. Ascos com 8 esporos, cilíndricos, com um curto estipe lobado, 90-125 × 13-17,5 µm. Ascosporos unisseriados nos ascos, podendo apresentar porções com organização bisseriada, com inclinação variando desde paralela a perpendicular ao eixo do asco, elipsóides, lisos, hialinos a amarelo pálido, 15-17,5 × 8,5-10 µm, cada um dotado de uma conspícua bolha de Bary próximo a uma das extremidades (ausente quando montado em água).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 15.VI.2012 (URM85933), em excrementos de vaca, 27.VIII.2012 (URM85934); Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 12.IX.2011 (URM85932), em excrementos de cavalo, 12.XI.2011 (URM85931); em excrementos de vaca, 08.X.2012 (URM85935).

HABITAT: Registrado sobre excrementos de vários animais.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Bermudas, Estados Unidos da América, Canadá), América do Sul (Brasil), Europa (Alemanha, França, Itália, Noruega, Paquistão) e Oceania (Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: *Coprotus leucopocillum*, embora facilmente observável no material examinado, possui poucas características de importância taxonômica que auxiliem a identificação, assemelhando-se a outros representantes do gênero na dimensão e organização dos esporos nos ascos. Assemelha-se a *Cochraceus* nas dimensões das estruturas, mas diferencia-se desse pelos apotécios menos pigmentados e com ascos mais cilíndricos, podendo apresentar ascosporos dispostos de modo unisseriado. Foi descrita pela primeira vez na monografia de Luck-Allen & Cain (1972) a partir de

material coletado no arquipélago de Bermudas. Trata-se da espécie mais abundante do gênero em Pernambuco.

REFERÊNCIA: Luck-Allen & Cain (1972), Doveri (2004).

Coprotus luteus Kimbr., Can. J. Bot. 50(5): 966 (1972) (Prancha 178, 179; pág. 565, 566)

Apotécios isolados, superficiais, sésseis, discóides, amarelos a castanho-amarelados, 0,2-0,4 mm de diâmetro, com disco viloso devido as ascos expostos, glabros, sem margem diferenciada. Hipotécio formado por células pequenas, globosas, pouco conspícuo no material analisado. Excípulo composto por células globosas e angulares, pouco conspícuo no material examinado, tornando-se delgadas e colunares na porção marginal, fracamente a não cianófilo. Paráfises filiformes, septadas, hialinas, 1,5 µm de largura na base, levemente alargada nos ápices, usualmente simples. Ascos com 8 esporos, cilíndricos, com um curto estipe, 62-75 × 9-12,5 µm. Ascosporos unisseriados, elipsóides, hialinos, 8,5-10 × 4-5,5 µm, cada um dotado de uma bolha de Bary posicionada centralmente ou próximo à uma das extremidades do esporo (ausente quando montado em água).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 13.VI.2012 (URM85936).

HABITAT: Registrado em excrementos de alce, burro, cervo, cabra, cavalo e vaca.

DISTRIBUIÇÃO: América Central (México), América do Sul (Venezuela), América do Norte (Estados Unidos da América, Canadá), Europa (Finlândia, Itália, Noruega, Suécia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Coprotus luteus* forma apotécios pouco conspícuos no substrato, cuja morfologia de ascos e ascosporos mostra-se semelhante a *Coprotus aurora*, diferindo deste sobretudo pela coloração menos pálida dos apotécios e ascosporos menores (8,5-10 × 4-5,5 µm). Apesar da quantidade limitada de material, apotécios ligeiramente menores que os descritos no material norte-americano por Luck-Allen & Cain (1972) foram encontrados.

REFERÊNCIA: Luck-Allen & Cain (1972), Aas (1983), Korf & Zhuang (1991).

***Coprotus ochraceus* (P. Crouan & H. Crouan) Kar. Larsen**, Bot. Tidsskr. 66(1-2): 21 (1971)

Ascobolus ochraceus P. Crouan & H. Crouan, *Horule Finistère* (Paris): 57 (1867)

Ascophanus ochraceus (P. Crouan & H. Crouan) Boud., *Annls Sci. Nat., Bot.*, sér. 5 10: 247 (1869)

(Prancha 178, 180; pág. 565, 567)

Apotécios usualmente isolados, superficiais, sésseis, discóides, amarelo âmbar a laranjas, 0,8-1,4 mm de diâmetro, com disco viloso devido as ascos expostos, glabros, sem margem diferenciada. Hipotécio formado por células pequenas, globosas, pouco conspícuo no material analisado. Excípulo composto por células globosas, tomando-se delgadas e colunares na porção marginal, fracamente a não cianófilo. Paráfises filiformes, septadas, hialinas, 1,5 µm de largura na base, levemente alargada nos ápices, com conteúdos amarelados visíveis em água. Ascos com 8 esporos, cilíndricos, com um curto estipe, 140-150 × 13-17 µm. Ascosporos unisseriados nos ascos, usualmente levemente inclinados, elipsóides, hialinos ou levemente amarelados, 16,5-18 × 10-11,5 µm, cada um dotado de uma conspícua bolha de Bary posicionada centralmente ou próximo à uma das extremidades do esporo (ausente quando montado em água).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 07.X.2011 (URM85937); Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 27.VII.2012 (URM85938).

HABITAT: Registrado no excremento de diversos animais.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Bermudas, Estados Unidos da América, Canadá), América do Sul (Brasil), Europa (Alemanha, França, Noruega, Paquistão, Porto Rico, Reino Unido, Suécia) e Oceania (Austrália).

DISCUSSÃO: *Coprotus ochraceus* pode ser reconhecido dentre os componentes do gênero pelos apotécios grandes, pigmentados, fracamente cianófilos, apresentando conteúdos amarelados no interior das paráfises com extremidades alongadas, e pelo tamanho dos ascosporos (16,5-18 × 10-11,5 µm no material analisado).

REFERÊNCIA: Luck-Allen & Cain (1972).

***Thelebolus* Tode, Fung. mecklenb. sel. (Lüneburg) 1: 41 (1790)**

Lasiothebolus Kimbr. & Luck-Allen, Mycologia 66(4): 588 (1974)

Pezizella P. Karst., Not. Sällsk. Fauna et Fl. Fem. Fö. h. 13:231 (1872)

Pezizula P. Karst., Bidr. Käm. Finl. Nat. Folk 19: 81 (1871)

Ryparobius Boud., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 510: 237 (1869)

***Thelebolus microsporus* (Berk. & Broome) Kimbr.**, in Kobayasi et al., Annual Report Institute Fermentation, 1965-66 3: 50 (1967) (Prancha 181, 182; pág. 568, 569)

Ascobolus microsporus Berk. & Broome, Ann. Mag. nat. Hist., Ser. 3 15: 448 (1865)

Ascophanus microsporus (Berk. & Broome) W. Phillips, Vidensk. Meddel. Dansk Nat. Hist. Foren. Kjøbenhavn: 287 (1877) [1876]

Apotécios isolados a gregários, superficiais, sésseis, reduzindo em diâmetro em direção à base, cleistohimeciais, inicialmente globosos a obpiriformes, expondo o disco na fase teleohiménial, tornando-se cupulados a lenticulares, brancos a amarelos, tornando-se castanho amarelados com o tempo, 95 - 250 µm de diâmetro, glabros. Disco levemente viloso, brilhante, de textura e coloração semelhante ao receptáculo. Himênio com cerca de 45-100 µm de espessura. Excípulo com 10-15 µm de espessura, composto por um entrelaçado de hifas espessas (*textura epidermoidea*). Paráfises cilíndricas, septadas, hialinas, 2-3 µm de espessura na base, ramificadas próximo e conspicuamente alargadas em direção aos ápices, atingindo cerca de 6 µm de espessura. Ascos com 8 esporos, cilíndrico-clavados, com um curto estipe, ápices arredondados, estendendo-se a 80 - 95 x 10 - 25 µm. Ascosporos unisseriados ou bisseriados nos ascos, elipsóides, hialinos, 7,5-10 x 3-5 µm, cada um dotado de uma conspícua bolha de Bary próximo a uma das extremidades (ausente quando montado em água).

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 16.X.2011 (URM86783); em excrementos de cavalo, 13.VI.2012 (URM86784); Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 21.IX.2011 (URM86785).

HABITAT: Registrado em excrementos de alce, cachorro, cavalo, cervo, coelho, humanos, porco-espinho, ovelha, dentre outros. Registros em traquéia, cloaca, intestinos e penas de aves da Antártica também são citados.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte, Antártica e Europa. Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Thelebolus microsporus* é espécie comum em excrementos de herbívoros, diferenciando-se de outros membros do gênero sobretudo pelo número de esporos por asco (8) e pela morfologia apoteciíde típica, expondo os ascos antes da completa maturação. Algumas medidas, tais como o comprimento dos ascosporos e largura dos ascos variaram um pouco com relação às mensurações obtidas em material cultivado por de Hoog *et al.* (2005) proveniente da Antártica.

REFERÊNCIA: Hoog *et al.* (2005), Doveri (2007).

ASCOMICETOS DE POSIÇÃO INCERTA

***Leuconeurospora* Malloch & Cain, Can. J. Bot. 48(10): 1820 (1970)**

***Leuconeurospora pulcherrima* (G. Winter) Malloch & Cain, Can. J. Bot. 48(10): 1820 (1970)**

Eurotium pulcherrimum G. Winter, in Hansen, Danske Gjødningssv.: 104 (1876)

(Prancha 183, 184; pág. 570, 571)

Cleistotécios isolados, imersos a superficiais, globosos, pretos quando observados em microscópio estereoscópico, vermelho escuros em microscopia óptica, 160-210 µm de diâmetro, glabros. Perídio cefalotecóide, formado por grandes placas angulares à semicirculares, 7,5-22,5 µm no maior eixo, separadas por linhas de deiscência bem delimitadas, formadas por células isodiamétricas em cada placa, de parede espessa. Ascos com oito esporos, globosos à subglobosos ou levemente clavados, sésseis, 9-11,5 µm de diâmetro, levemente esverdeados, evanescentes. Ascosporos usualmente elipsóides, com morfologia variável, podendo apresentar-se rombóides ou doliformes, hialinos, apresentando ornamentação formada por conspícuas cristas que por vezes anastomosam-se, formam um retículo na superfície de cada esporo, destituídos de poros germinativos conspícuos, 6-10 × 3-5 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife. Em excrementos de cabra, 04.IV.2012 (URM86786).

HABITAT: Registrada sobre excrementos de cachorro, coelho, esquilo, porco-espinho, raposa e rato.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Canadá), Europa (Dinamarca, Grécia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Leuconeurospora pulcherrima* pode ser distinta dos demais gêneros cleistoteciais coprófilos de esporos hialinos pelos ascomas vermelho escuros apresentando perídio cefalotecóide e pelo padrão de ornamentação reticulado dos ascosporos. Numerosos clamidosporos obovóides à piriformes foram observados.

REFERÊNCIA: Malloch & Cain (1970), Udagawa & Furuya (1973), von Arx *et al.* (1988).

BASIDIOMYCOTA R.T. MOORE (1980)

AGARICALES UND ERW. (1899)

AGARICACEAE CHEVALL. (1826)

Coprinus Pers., Tent. disp. meth. fung. (Lipsiae): 62 (1797)

Agaricus comatus O.F. Müll. 1780

Annularius Roussel, Fl. Calvados, Edn 2: 61 (1806)

Coprinusella (Peck) Zerov, Vuznachnik Ukraïni 5 Basidiomycetes:405 (1979)

Ephemero-cybe Fayod, Annls Sci. Nat., Bot., sér. 7 9: 380 (1889)

Lentispora Fayod, Annls Sci. Nat., Bot., sér. 7 9: 379 (1889)

Onchopus P. Karst, Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk 32: xxviii, 526 (1879)

Pselliophora P. Karst, Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk 32: 528 (1879)

Pseudo-coprinus Kühner, Botaniste 20: 155 (1928)

C HAVE PARA AS ESPÉCIES DE *Coprinus* Pers. IDENTIFICADAS:

1. Resquícios do véu formado por elementos globosos lisos, entremeados a pequenos cristais. Basidiosporos cordiformes *C. patouillardii*
1. Resquícios do véu formado por elementos globosos ornamentados por projeções cristalinas mamifóres. Basidiosporos ovóides a oblongos *C. foetidellus*

Coprinus patouillardii QuéL., Tab. analyt. Fung. (Paris)(1): 107 (1884)

Coprinus patouillardii f. *biporus* Romagn., (1984)

Coprinus patouillardii f. *patouillardii* QuéL., Tab. analyt. Fung. (Paris)(1): 107 (1884)

Coprinus patouillardii subsp. *isabellinus* Loq., Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 63: 83 (1947)

Coprinus patouillardii subsp. *patouillardii* QuéL., Tab. analyt. Fung. (Paris)(1): 107 (1884)

Coprinus patouillardii var. *lipophilus* R. Heim & Romagn. [como 'patouillardii'], Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 50: 187 (1934)

Coprinus patouillardii var. *patouillardii* QuéL., Tab. analyt. Fung. (Paris)(1): 107 (1884)

(Prancha 185, 186; pág. 572, 573)

Píleos fechados inicialmente globosos a subglobosos, posteriormente elipsóides a cilíndrico-elipsóide 6-8 × 3-5 µm, brancos, líteo pálidos a castanho pálidos, cobertos em toda sua extensão por fragmentos de véu pulverulentos, formando flocos cônicos radiais, mais densamente agrupados no centro em direção ao ápice. Píleos expandidos cônicos, hemisféricos a campanulados, logo tornando-se aplanados, com cerca de 15-20 mm de diâmetro, cinza claros a cinza escuros, com

pileipellis formada por raios de fragmentos de véu compostos por pequenos flocos vagamente piramidais compostos de elementos globulares, agrupados no centro, conferindo a este coloração rosácea, fortemente plicado-sulcados, com borda sulcada. Véu composto por elementos globosos a subglobosos, até 50 µm de diâmetro, entremeados a cristais conspícuos. Trama himenoforal regular. Lamelas livres, a princípio brancas, finalmente tomando-se cinza escuro a pretas, 15-22 mm de comprimento, até 1 mm de espessura, deliquescentes. Lamélulas presentes, 1-2 mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico a levemente clavado próximo à base, oco, finamente fibriloso, com esparsos flocos velares, sobretudo próximo ao píleo, branco à cinza pálido, fosco a levemente brilhante, 40-55 mm de comprimento, 1-1,5 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios 22,5-40 × 15-27,5 µm, subglobosos a elipsóides, usualmente colapsando, hialinos, de parede delgada, lisos. Pleurocistídios 27,5-50 × 25-32,5 µm, subglobosos a subelipsóides, hialinos, de parede delgada, lisos. Grampos de conexão ausentes. Basídios com quatro esporos, usualmente entremeados a pseudoparáfises numerosas. Basídiósporos de morfologia variada, cordiformes em vista frontal, cilíndricos a longo-elipsóides em vista lateral, marrom avermelhados, 7,2-8,6 × 6-7,5 µm, com poro germinativo central.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 11.VI.2012 (URM86787); Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 15.VI.2012 (URM86788), em excrementos de cavalo, 12.III.2012 (URM86789a, 86789b).

HABITAT: Registrado em material vegetal e em excrementos de diversos animais.

DISTRIBUIÇÃO: África (Marrocos), América do Norte (Estados Unidos da América), América do Sul (Brasil), Europa (Alemanha, Irlanda, Finlândia, França, Holanda, Irlanda, Itália), Oceania (Austrália, Nova Zelândia).

DISCUSSÃO: *Coprinus patouillardii* é a espécie de basidiomiceto melhor representada em excrementos de herbívoros em Pernambuco. A presença de pequenos basidiomas de píleo plicado-sulcado produzindo basídiósporos pentalaterais, em forma de coração quando visto frontalmente, tornam simples a identificação desta espécie. *Coprinopsis cordispora* assemelha-se a *C. patouillardii*, diferindo pela presença de queilocistídios lageniformes e por apresentar basídiósporos maiores.

REFERÊNCIA: Bell (1983), Uljé & Nooderloos (1993), Uljé (2003), Doveri (2004).

Coprinus foetidellus **P.D. Orton**, Notes R. bot. Gdn Edinb. 32(1): 139 (1972)

(Prancha 187, 188; pág. 574, 575)

Pileos fechados inicialmente subglosos a elipsóides, $4-5 \times 3-4 \mu\text{m}$, esbranquiçados a cinza pálidos, abundantemente cobertos em toda sua extensão por fragmentos de véu farináceos a fibrilosos, conferindo a este aspecto tomentoso. Pileos expandidos inicialmente elipsóides a cilíndricos-elipsóides, posteriormente campanulados, finalmente aplanados, com cerca de 8-11 mm de diâmetro, esbranquiçados a cinza claros, com pileipellis hifóide e borda ondulada a levemente sulcada. Véu composto por elementos globosos, hialinos, de parede delgada, com até $65 \mu\text{m}$ de diâmetro, adornados por projeções cristalinas mamiformes. Lamelas livres, a princípio brancas, finalmente tornando-se cinza escuro a pretas, 14-15 mm de comprimento, até 1 mm de espessura, deliquescentes. Lamélulas presentes, 0,5-1 mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico a levemente clavado próximo à base, oco, finamente fibriloso, esbranquiçado a cinza pálido, 30-40 mm de comprimento, 0,5 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios $22,5-37,5 \times 15-22,5 \mu\text{m}$, subglobosos, sacados ou clavados, usualmente colapsando, hialinos, de parede delgada, lisos. Pleurocistídios grandes, até $75 \mu\text{m}$ de comprimento, subglobosos, subelipsóides a obpiriformes, hialinos, de parede delgada, lisos. Grampos de conexão ausentes ou não observados. Basídios com quatro esporos, usualmente entremeados a pseudoparáfises. Basidiosporos ovóides a oblongos em vista frontal, elipsóides a cilíndricos em vista lateral, marrom avermelhados a marrom escuros, $7,5-10,5 \times 5-7,5 \mu\text{m}$, de parede espessa, com base arredondada e poro germinativo central.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 13.IX.2011 (URM86790).

HABITAT: Registrado sobre rejeito vegetal e excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Holanda, Ucrânia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: Registrado com pouca ocorrência em excrementos de herbívoros na região semiárida de Pernambuco, *C. foetidellus* apresenta como caracteres que auxiliam sua identificação o forte odor narcótico exalado pelos basidiomas (o que deu à espécie o epíteto correspondente), os resquílios de véu formados por células globosas grandes, adornados por cristais mamiformes em toda a parede. Assemelha-se a *Coprinopsis stercorea*, diferindo deste macromorfológicamente, pelo aspecto tomentoso do píleo, e micromorfológicamente por apresentar basidioporos mais largos (7,5-10,5 × 5-7,5 µm). Difere de *C. tuberosa* por não apresentar formação de esclerócios no substrato.

REFERÊNCIA: Uljé & Noorderloos (1993), Prydiuk (2011).

BOLBITIACEAE SINGER, PAP. MICH. A CAD. SCI. 32: 147 (1948)

***Bolbitius* Fr., Epicr. syst. mycol. (Upsaliae): 253 (1838) [1836-1838]**

Agaricus subgen. *Pluteolus* Fr., Hymenomyc. ar. (Upsaliae): 266 (1874)

Pluteolus (Fr.) Gillet, Hymenomycetes (Alençon): 549 (1876) [1878]

***Bolbitius demangei* (Qué.) Sacc. & D. Sacc., in Sylloge Fungorum, (Abellini) 17: 74 (1905)**

Pluteolus demangei Qué., Compt. Rend. Assoc. Franç. Avancem. Sci. 30(2): 495 (1902)

(Prancha 190, 191; pág. 577, 578)

Píleos expandidos campanulados a umbonados, finalmente tornando-se aplanados, 36-40 mm de diâmetro, marrom pálido a marrons, tornando-se mais escurecidos com o envelhecimento, com papila central levemente mais amarronzada, com superfície lisa a levemente esquamulosa e borda ondulada a crenulada. Lamelas não deliquescentes, adnexas ou livres, pouco espaçadas, delgadas, frágeis, a princípio creme pálidas, finalmente assumindo coloração marrom avermelhada a cúprea com a maturação dos basídios e formação dos basidiosporos, 5-8,5 mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico, apresentando base pouco a não bulbosa, oco, finamente estriado, piloso, branco à creme pálido, fosco, 47-50 mm de comprimento, 2-2,5 mm de diâmetro, 2,5-3 mm na base. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios 17,5-45 × 7,5-37,5 µm, lageniformes a clavados, raramente algo capitados, hialinos, de parede delgada. Pleurocistídios ausentes ou não observados. Grampos de conexão ausentes ou não observados. Basídios com dois ou quatro

esporos, clavados. Basidiosporos elipsóides, exceto pela base truncada, lisos, amarelos a dourados, 12,5-15 × 7,5-10 µm, de parede espessa, com um poro germinativo.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 15.III.2013 (URM86837a, 86837b).

HABITAT: Registrado em solo e sobre excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte, América do Sul, Ásia e Europa. Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Bolbitius demangei* assemelha-se a *B. coprophilus* na coloração dos basidiomas, apresentando píleos marrons a marrom avermelhados mesmo após expandidos, diferindo por apresentar basidiomas menores (estipes até 50 mm de comprimento) e lamelas mais escuras na maturidade. O material referente a esta espécie foi registrado somente *in situ*, sobre excrementos de bovinos no Recife, e o resultado da análise do sequenciamento das bases nitrogenadas da região LSU revelou alta similaridade com material identificado como *B. demangei* em Moncalvo *et al.* (2003). A reconstrução filogenética encontra-se no Anexo 1.

REFERÊNCIA: Amandeep & Munruchi (2013); Moncalvo *et al.* (2002).

Conocybe Fayod, Anns Sci. Nat., Bot., sér. 79: 357 (1889)

Conocybe siliginea (Fr.) Kühner, Encyclop. Mycol. 7: 96 (1935)

Agaricus siliginus Fr., *Observ. mycol.* (Havniæ) 2: 168 (1818)

Agaricus tener var. *siliginus* (Fr.) Fr., *Syst. mycol.* (Lundæ) 1: 266 (1821)

Agaricus tener var. *siliginus* Fr., *Syst. mycol.* (Lundæ) 1: 266 (1821)

Conocybe siliginea f. *siliginea* (Fr.) Kühner, *Encyclop. Mycol.* 7: 96 (1935)

Conocybe siliginea var. *siliginea* (Fr.) Kühner, *Encyclop. Mycol.* 7: 96 (1935)

Galeria siliginea (Fr.) Quél., *Mém. Soc. Émul. Montbéliard*, Sér. 25: 136 (1872)

Galeria siliginea var. *siliginea* (Fr.) Quél., *Mém. Soc. Émul. Montbéliard* Sér. 25: 136 (1872)

Galeria tenera var. *siliginea* (Fr.) P. Kumm. [como '*saliginea*'], *Führ. Pilzk. (Zehst)*: 75 (1871)

Galerula siliginea (Fr.) A.H. Sm., *Pap. Mich. Acad. Sci.* 21: 150 (1936)

(Prancha 192, 193; pág. 579, 580)

Píleos fechados inicialmente globosos, finalmente cônicos após o início do alongamento do estipe, de coloração amarelada a ocrácea. Píleos expandidos convexos, hemisféricos a cônico-campanulados, 9-14 mm de diâmetro, brancos, creme pálido, tornando-se mais cônicos e ocráceos com o envelhecimento, com papila central levemente mais ocrácea, melhor observável em píleos jovens, com superfície lisa a levemente pruinosa e borda ondulada a crenulada. Lamelas adnatas, algo espaçadas, espessas, cerosas, a princípio creme pálidas, finalmente assumindo coloração cúprea a ferrugínea com a maturação dos basídios e formação dos basidiosporos, 6-7 mm de comprimento. Lamélulas presentes, de morfologia e coloração similar às lamelas, 2-2,5 mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico, apresentando base levemente bulbosa, oco, finamente estriado, piloso, branco à creme pálido, fosco, 25-46 mm de comprimento, 1-1,5 mm de diâmetro, 2,5-3 mm na base. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios levemente encrustados, 22,5-25 × 15-25 µm, lageniformes, usualmente capitados, hialinos, de parede delgada. Pleurocistídios ausentes. Grampos de conexão presentes. Basídios com dois esporos, clavados, 20-32,5 × 7,5-12,5 µm. Basidiosporos elipsóides a oblongos, lisos, amarelos a dourados, 13,5-18 × 8,5-9,5 µm, de parede espessa, com um poro germinativo central ou levemente excêntrico, grande, 1,8-2 µm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 27.X.2011 (URM86792).

HABITAT: Registrado sobre excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Alemanha, Áustria, Inglaterra, Islândia, Itália, Luxemburgo e Suécia), Oceania (Nova Zelândia). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Conocybe siliginea* é aqui registrado formando basidiomas de coloração pálida, usualmente com estipe concolor ao píleo, diretamente na superfície de excrementos de cabra coletados no Recife. *Conocybe rickenii* apresenta grande semelhança morfológica com a espécie discutida, diferindo por apresentar basidiosporos levemente maiores e píleo com maior diâmetro e mais escurecido, usualmente com coloração distinta do estipe. Doveri (2004) aponta diferenças entre o substrato preferencial destas duas espécies, não considerado neste tratamento.

REFERÊNCIA: Singer (1986), Doveri (2004).

PSATHYRELLACEAE VILGALYS, MONCALVO & REDHEAD (2001)

***Coprinellus* P. Karst., Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk 32: xxviii, 542 (1879)**

CHAVE PARA AS ESPÉCIES DE *Coprinellus* P. Karst IDENTIFICADAS:

1. Píleos setulosos, com sétulas vagamente capitadas. Basidiosporos hexagonais em vista frontal . *C. marculentus*
1. Píleos setosos, com setas agudas. Basidiosporos mitríformes em vista frontal *C. angulatus*

***Coprinellus angulatus* (Peck) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 232 (2001) (Prancha 194, 195; pág. 581, 582)**

Píleos fechados inicialmente elipsóides, 13-18 × 9-13 mm, marrom ocráceos a marrom acinzentados, tornando-se mais claros em direção a margem, nus, apresentando pileocistídios setosos abundantes, pouco a não observáveis em microscopia estereoscópica. Píleos expandidos campanulados, 25-27 mm de diâmetro, esbranquiçados a cinza escuros. Resquílios de véu ausentes. Lamelas livres, raramente adnexas, a princípio esbranquiçadas, finalmente assumindo coloração cinza escura a preta com a maturação dos basídios e formação dos basidiosporos. Estipe com inserção central, cilíndrico, oco, pubescente, reto ou tortuoso, esbranquiçado, 25-50 mm de comprimento, 1,5-2 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Pileocistídios abundantes, setosos, 75-110 µm de comprimento em relação ao píleo, lageniformes, diminuindo em espessura consideravelmente em direção ao ápice, com cerca de 10-15 µm de diâmetro na extremidade proximal, afinando até 1-2 µm próximo à extremidade distal, hialinos, lisos, de parede delgada. Basídios com quatro esporos, clavados, cercados por pseudoparáfises. Basidiosporos mitríformes em vista frontal, cilíndricos a elipsóides em vista lateral, lisos, marrom avermelhado escuros, 7,2-8,4 × 6-7,2 µm, de parede espessa, com um poro germinativo central.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 04.VI.2012 (URM86793); Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 19.VI.2012 (URM86794a, 86794b).

HABITAT: Registrado em material vegetal, sobretudo após queimadas. Raro em excrementos.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Holanda, Suíça). Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Coprinellus angulatus* apresentou basidiomas pequenos formados diretamente sobre os excrementos em incubação, com estipe um pouco mais delgado do que consta nas descrições a partir de material coletado em solo ou material vegetal. Pode ser facilmente distinto pela combinação dos seguintes caracteres: píleo nú, com pileocistídios setosos superando 100 µm de comprimento e basidiosporos mitriiformes em vista frontal.

REFERÊNCIA: Uljé & Bas (1991).

***Coprinellus marculentus* (Britzelm.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo**, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hople, *Taxon* 50(1): 234 (2001) (Prancha 196, 197; pág. 583, 584)

Coprinus marculentus Britzelm., *Bt. Zh.* 54(15/17): 13 (1893)

Coprinus hexagonosporus Joss., *Revue Mycol.*, Paris 13(2-3): 82 (1948)

Píleos fechados inicialmente subglobosos, posteriormente tomando-se elipsóides a cilíndrico-elipsóides, 13-14 × 9-11 mm, marrom ocráceos a ferrugíneos no centro, tornando-se mais claros em direção a margem, castanhos a âmbar e finalmente amarelo ocráceos a lúteos próximos a margem, cobertos por resquílios de véu granuloso a floculoso, apresentando pileocistídios setuloso algo capitados, concentrados no centro do píleo e estendendo-se radialmente até a margem. Píleos expandidos cônicos a convexo-campanulados, 22-27 mm de diâmetro, cinza azulados, levemente umbonados na região central, que se apresenta marrom avermelhada, com superfície setulosa e borda ondulada a crenulada, com pileipellis formada por esferocistos globosos, com cerca de 35-40 µm de diâmetro. Resquílios de véu ausentes. Lamelas livres, a princípio esbranquiçadas, finalmente assumindo coloração cinza escura a preta com a maturação dos basídios e formação dos basidiosporos, 9-10 mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico, oco, pubescente, setuloso, esbranquiçado a rosáceo, 50-90 mm de comprimento, 1,5-2 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Pileocistídios com até 110 µm de comprimento em relação ao píleo/ estipe, lageniformes, com cerca de 10-15 µm na extremidade proximal, afinando até 5-10 µm próximo à extremidade distal, hialinos, lisos, de parede delgada. Queilocistídios globosos a subglobosos, 45-50 × 15-27,5 µm, subglobosos a elipsóides, usualmente colapsando em montagens, hialinos, de parede delgada. Pleurocistídios ausentes. Grampos de conexão presentes. Basídios com quatro esporos, clavados, cercados por pseudoparáfises. Basidiosporos hexagonais em vista frontal,

irregulares em vista lateral, lisos, amarelos a dourados, $10,8-15 \times 6,5-7,5 \mu\text{m}$, de parede espessa, com um poro geminativo excêntrico.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 09.IV.2012 (URM86795); Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 24.X.2011 (URM86796); Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 03.II.2013 (URM86797).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e sobre excrementos de herbívoros ou substratos contaminados.

DISTRIBUIÇÃO: Europa (Holanda, Inglaterra, Itália, Sérvia, Suécia).

DISCUSSÃO: *Coprinellus marculentus*, abordado em alguns tratamentos pelo sinônimo obrigatório *Coprinus hexagonosporus* Joss., apresenta características morfológicas que facilitam sua identificação, tais como píleo nú (destituído de resquílios de véu), setuloso desde o início do alongamento do estipe, com esferocistos globosos e pileocistídios setulosos, capitados ou não, assim como basidiosporos hexagonais. *Coprinopsis cothurnata* também apresenta basidiosporos hexagonais, diferindo da espécie aqui abordada por apresentar píleo não-setuloso, de coloração distinta, com resquílios de véu compostos por elementos subglobosos entremeados a cristais conspícuos, além de, usualmente, possuir basídomas maiores.

REFERÊNCIA: Uljé & Bas (1991), Doveri (2004).

Coprinopsis P. Karst., Acta Soc. Fauna Flora fenn. 2(no. 1): 27 (1881)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Coprinopsis* P. Karst. IDENTIFICADAS:

1. Resquílios do véu formados predominantemente por elementos globosos 2
1. Resquílios do véu formados predominantemente por elementos alongados 3

2. Elementos velares lisos, entre meados a cristais. Basidiosporos $12,5-15 \times 7,5-9 \mu\text{m}$ *C. cothurnata*
2. Elementos velares adornados por projeções cristalinas. Basidiosporos $6,5-7,5 \times 3-4 \mu\text{m}$... *C. stercorea*

3. Filamentos do véu com célula terminal de espessura de parede não diferenciada. Basidiosporos $7,5-9,6 \times 4,8-6 \mu\text{m}$ *C. pseudoradiata*
3. Filamentos do véu com célula terminal apresentando parede mais espessada. Basidiosporos mais largos, $6-7,2 \mu\text{m}$ 4

4. Elementos do véu constrictos nos septos, formado por cadeias de células *C. cinerea*
4. Elementos do véu não constrictos nos septos, de formação tubular *C. vermiculifer*

***Coprinopsis cinerea* (Schaeff.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 227 (2001) (Prancha 198, 199; pág. 585, 586)**

Agaricus cinereus Schaeff., *Fung. bavar. palat. nasc. (Ratisbonae)* 4: 100 (1774)
Agaricus cinereus Schaeff., *Fung. bavar. palat. nasc. (Ratisbonae)* 4: 100 (1774) var. *cinereus*
Agaricus cinereus var. *macrorhizus* (Pers.) Fr., *Syst. mycol. (Lundae)* 1: 311 (1821)
Agaricus cinereus var. *pulkatus* (Bolton) Pers., *Syn. meth. fung. (Göttingen)* 2: 399 (1801)
Agaricus cinereus var. *tomentosus* Pers., *Syn. meth. fung. (Göttingen)* 2: 399 (1801)
Agaricus cinereus B *macrorhizus* (Pers.) Fr., *Syst. mycol. (Lundae)* 1: 311 (1821)
Agaricus cinereus ? *tomentosus* (Bull.) Fr., *Syst. mycol. (Lundae)* 1: 311 (1821)
Agaricus macrorhizus Pers., *Observ. mycol. (Lipsiae)* 1: 47 (1796)
Agaricus pulkatus Bolton, *Hist. fung. Halifax (Huddersfield)* 1: 20, tab. 20 (1788)
Agaricus radicans Basch, *Elendh. fung., ont. prim. (Halle)*: 61 (1783)
Agaricus tomentosus Bull., *Herb. Fr.*: tab. 138 (1786)
Coprinus cinereus (Schaeff.) Gray, *Nat. Arr. Brit. Pl. (London)* 1: 634 (1821)
Coprinus cinereus (Schaeff.) Gray, *Nat. Arr. Brit. Pl. (London)* 1: 634 (1821) f. *cinereus*
Coprinus cinereus f. *microsporus* (Hongo) Hongo, *Tans. Mycol. Soc. Japan* 16(4): 379 (1975)
Coprinus cinereus (Schaeff.) Gray, *Nat. Arr. Brit. Pl. (London)* 1: 634 (1821) var. *cinereus*
Coprinus cinereus var. *depressus* Bogart, *The Genus Coprinus in Washington (Seattle)*: 84 (1975)
Coprinus cinereus var. *depressus* Bogart, *Mycotaxon* 8(1): 290 (1979)
Coprinus cinereus var. *pulkatus* (Bolton) Gray, *Nat. Arr. Brit. Pl. (London)* 1: 634 (1821)
Coprinus cinereus var. *tomentosus* Gray, *Nat. Arr. Brit. Pl. (London)* 1: 634 (1821)
Coprinus delicatulus Apinis, *Trans. Br. mycol. Soc.* 48(4): 63 (1965)
Coprinus fimearius var. *cinereus* (L.) Fr., *Epicr. syst. mycol. (Upsaliae)*: 246 (1838) [1836-1838]
Coprinus fimearius var. *macrorhizus* (Pers.) Sacc., *Syll. fung. (Abellini)* 5: 1087 (1887)
Coprinus fimearius var. *pulkatus* (Bolton) Sacc., *Syll. fung. (Abellini)* 5: 1087 (1887)
Coprinus macrorhizus (Pers.) Rea, *Brit. basidiomyc. (Cambridge)*: 503 (1922)
Coprinus macrorhizus (Pers.) Rea, *Brit. basidiomyc. (Cambridge)*: 503 (1922) f. *macrorhizus*
Coprinus macrorhizus f. *microsporus* Hongo, *J. Jap. Bot.* 27(5): 161 (1952)
Coprinus macrorhizus (Pers.) Rea, *Brit. basidiomyc. (Cambridge)*: 503 (1922) var. *macrorhizus*
Coprinus macrorhizus var. *microsporus* (Hongo) Bogart, *The Genus Coprinus in Washington (Seattle)*: 81 (1975)
Coprinus macrorhizus var. *microsporus* (Hongo) Bogart, *Mycotaxon* 8(1): 287 (1979)
Coprinus pulkatus (Bolton) Fr., *Epicr. syst. mycol. (Upsaliae)*: 246 (1838) [1836-1838]
Coprinus tomentosus (Bull.) Fr., *Epicr. syst. mycol. (Upsaliae)*: 246 (1838) [1836-1838]
Coprinus tomentosus var. *tomentosus* (Bull.) Fr., *Epicr. syst. mycol. (Upsaliae)*: 246 (1838) [1836-1838]

Píleos fechados inicialmente elipsóides a subcilíndricos, 15-17 × 12-14 mm, cobertos em toda ou parte de sua extensão por fragmentos de véu fibrilosos. Píleos expandidos inicialmente cônicos, posteriormente convexos e finalmente aplanados e com margem revoluta, 25-28 mm de diâmetro, marrom acinzentados a cinza escuros, com pileipellis hifóides, formada por elementos filamentosos, conferindo ao píleo textura fibrilosa e coloração cinza a prateada em alguns trechos, sobretudo no centro. Véu composto por elementos filamentosos, formando cadeias, constrictas nos septos, até 190 µm de diâmetro, com células terminais usualmente subglobosas. Lamelas, a princípio brancas, finalmente tornando-se cinza escuro a pretas, 40-50 mm de comprimento, até 1,5 mm de espessura, deliquescentes. Lamélulas presentes, 2,5-5 mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico a clavado, oco, glabro a flocoso-fibriloso, esbraquiçado, 50-80 mm de comprimento, 2,5-5 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios 37,5-52,5 × 17,5-25 µm, subglobosos a elipsóides, hialinos, de parede delgada, lisos. Pleurocistídios utriformes a obclavados, 45-100 × 17,5-22,5 µm, hialinos, de parede delgada, lisos. Grampos de conexão presentes. Basídios com quatro esporos, clavados, cercado por pseudoparáfises. Basidiosporos ovóides a elipsóides em vista frontal, cilíndricos em vista lateral, marrom avermelhado escuros a pretos, 8,4-10,8 × 6-7,2 µm, com poro germinativo central.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 04.VII.2011 (URM86798); Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 08.II.2013 (URM86799a, 86799b).

HABITAT: Registrado em solo, palha, material vegetal e em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Embora pouco representada em excrementos de herbívoros em Pernambuco, trata-se de espécie comum e cosmopolita, sendo registrada neste e em outros substratos. *Coprinopsis cinerea* apresenta resquícios de vel formado por elementos filamentosos lisos, septados, com células terminais bem diferenciáveis (Seção Lanatuli J. Lange *sensu* Uljé, 2003), sendo distinto sobretudo pela mensuração dos basidiosporos (8,4-10,8 × 6-7,2 µm).

REFERÊNCIA: Uljé & Noordeloos (1999), Uljé (2003), Doveri (2004).

***Coprinopsis cothurnata* (Godey) Redhead, Vilgalys & Moncalvo**, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hople, *Taxon* 50(1): 227 (2001) (Prancha 198, 200; pág. 585, 587)

Pêlos fechados inicialmente elipsóides a subcilíndricos, posteriormente elipsóides a cilíndrico-elipsóide 17-22 × 10-15 mm, cobertos em toda sua extensão por fragmentos de véu pulverulentos. Pêlos expandidos cônicos a campanulados, 30-35 mm de diâmetro, posteriormente tomando-se aplanados e com margem revoluta, cinza escuros a pretos, com pileipellis formando raios do centro até a borda do pêlo, compostos de fragmentos de véu formando pequenos flocos de elementos globulares, agrupados sobretudo no centro, conferindo a este coloração castanha, fortemente plicado-sulcados, com borda crenulada. Véu composto por elementos subglobosos, até 130 µm de diâmetro, entremeados a cristais conspícuos. Lamelas livres ou adnexas, a princípio brancas, finalmente tornando-se cinza escuro a pretas, 20-28 mm de comprimento, até 1,5 mm de espessura, deliquescentes. Lamélulas presentes, 1-2,5, mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico a clavado, oco, finamente fibriloso, com esparsos flocos velares, sobretudo próximo ao pêlo, branco à cinza pálido, 80-95 mm de comprimento, 2-4,5 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios 27,5-40 × 15-25 µm, globosos, clavados a sacados, usualmente colapsando, hialinos, de parede delgada, lisos. Pleurocistídios ausentes ou não observados. Grampos de conexão raros. Basídios com quatro esporos, clavados. Basidiosporos hexagonais em vista frontal, elipsóides em vista lateral, castanhos a marrom avermelhados, 12,5-15 × 7,5-9 µm, com poro germinativo central.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 24.X.2012 (URM86800).

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos herbívoros, sobretudo domésticos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita, embora este seja o primeiro registro para o Brasil.

DISCUSSÃO: *Coprinopsis cothurnata* apresenta basidiomas relativamente grandes para o hábito para espécies que crescem sobre excrementos frescos, produzindo basidiosporos hexangulados. Assemelha-se a *C. nivea*, diferindo pela forma dos ascosporos e ausência de pleurocistídios. Difere de *Coprinellus marculentus*, que também apresenta esporos hexagonais, por formar basidiomas e basidiosporos significativamente maiores.

REFERÊNCIA: Uljé & Noordeloos (1993), Uljé (2003), Doveri (2004).

***Coprinopsis pseudoradiata* (Kühner & Joss. & Watling) Redhead, Vilgalys & Moncalvo**, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, *Taxon* 50(1): 230 (2001)

Coprinuspseudoradiatus Kühner & Joss., *Bull. trimest. Soc. mycol. Fr.* 60: 26 (1944)

Coprinuspseudoradiatus Kühner & Joss. ex Watling, *Notes R. bot. Gdn Edinb.* 35(1): 154 (1976)

(Prancha 201, 202; pág. 588, 589)

Píleos fechados inicialmente elipsóides a cilíndrico-elipsóides, posteriormente semi-ovóides, 4-6 × 3,5-4 mm, cobertos em toda sua extensão por fragmentos de véu esbranquiçados a cinza pálido, conferindo aspecto cotonosos a tomentoso. Píleos expandidos hemisféricos a cônicos, 10-12 mm de diâmetro, logo tornando-se aplanados, convexo-aplanados ou quase plano-convexos, com margem algo revoluta, inicialmente esbranquiçados, tornando-se cinza claros a cinza escuros com a maturação, com resquícios de véu branco abundante, formando filamentosos fibrilosos radiais retorcidos, do centro até a margem, e pileipellis composta por elementos filamentosos hifóides, hialinos a lúteo pálido, levemente pigmentados em basidiomas maduros, plicado-sulcados, com borda ondulada e finalmente sulcada. Véu composto por elementos filamentosos em cadeia, com células subglobosas a largo-elipsóides, usualmente infladas quando persistentes, constrictas nos septos, sem diferenciação de células terminais, 60-150 × 10-22,5 µm. Lamelas livres, 22-25 mm de comprimento, a princípio brancas, finalmente tornando-se cinza escuras, deliquescentes. Lamélulas 1-2 mm de comprimento. Estipe com inserção central, cilíndrico a levemente clavado na base, oco, finamente fibriloso, sobretudo próximo a base, esbranquiçado, 35-45 mm de comprimento, 1-2,5 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios 30-50 × 22,5-25 µm, globosos a elipsóides, de parede delgada, lisos. Grampos de conexão presentes. Basídios com quatro esporos, entremeados a pseudoparáfises. Basidiosporos 7,5-9,6 × 4,8-6 µm, subglobosos a elipsóides, marrons avermelhados a pretos, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 21.IX.2011 (URM86801a, 86801b), em excrementos de vaca, 25.X.2011 (URM86802a, 86802b).

HABITAT: Registrado em excrementos de herbívoros e em solo contaminado com esses substratos.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Estados Unidos da América), Europa (Finlândia, França, Holanda, Noruega, Ucrânia).

DISCUSSÃO: *Coprinopsis pseudoradiata* é representante com morfologia típica da antiga *Subsessão Lanatuli* J. Lange de *Coprinus* Pers 1797, apresentando píleo coberto por resquílios de véu formado por elementos alongados e inflados em cadeias, com constrictões ao nível dos septos e sem diferenciação de células terminais. Difere de *C. cinerea* pela característica já citada, por não apresentar células terminais com paredes mais espessas que as demais, assim como por apresentar basidiosporos mais largos e levemente mais compridos (8,4-10,8 × 6-7,2 µm no material examinado). Macroscopicamente, é facilmente confundível com *C. radiata*, o qual possui basidiosporos notavelmente maiores. Embora a forma dos basidiosporos elipsóides possua variação morfológica direcionada às formas subglobosas e ovóides, e não cilíndricas como descrito por Uljé & Noordeloos (1999), a mensuração deste caráter se encaixa devidamente com o material analisado, sendo o material de Pernambuco apresenta esporos cerca de 0,5 µm mais largos (7,5-9,6 × 4,8-6 µm). Esta variação morfológica indubitavelmente não inviabiliza a identificação do táxon.

REFERÊNCIA: Uljé & Noordeloos (1999), Doveri (2004), Prydiuk (2011).

***Coprinopsis stercorea* (Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo**, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, *Taxon* 50(1): 231 (2001) (Prancha 187, 189; pág. 574, 576)

Agaricus sterconarius Bull., *Herb. Fr.*: tab. 542 (1786)

Coprinus sterconarius (Bull.) Fr., *Epicr. syst. mycol.* (Upsaliae): 251 (1838)

Coprinus stercoreus Fr., *Epicr. syst. mycol.* (Upsaliae): 251 (1838)

Píleos fechados inicialmente subglobosos a oblongos, posteriormente elipsóides a cilíndrico-elipsóide 5-6 × 3-4 mm, cobertos em toda sua extensão por fragmentos de véu, conferindo aspecto flocoso-granuloso a farináceo mais próximo ao centro e filamentoso mais próximo a margem. Píleos expandidos hemisféricos a campanulados, 10-12 mm de diâmetro, logo tornando-se aplanados e com margem algo revoluta, inicialmente brancos, tomando-se cinza claros a cinza escuros com a maturação, com pileipellis composta por elementos hifóides e globulares, hialinos, formando raios do centro até a borda do píleo, agrupados sobretudo no centro, conferindo a este coloração esbranquiçada, plicado-sulcados, com borda sulcada. Véu composto por elementos globosos apresentando projeções cristalinas mamiformes, 30-90 µm de diâmetro. Trama himenoforal regular. Lamelas livres, a princípio brancas, finalmente tornando-se cinza claras, 15-22 mm, pouco diferenciáveis, deliquescentes. Estipe com inserção central, cilíndrico a levemente clavado na base, oco, finamente fibriloso, com flocos velares, usualmente abundantes, em toda sua extensão, branco à cinza pálido, 25-50 mm de comprimento, 0,5-1 mm de diâmetro. Anel ausente.

Volva ausente. Queilocistídios $17,5-35 \times 9,5-15 \mu\text{m}$, globosos a elipsóides ou utriformes, de parede delgada, lisos. Grampos de conexão ausentes ou não observados. Basídios com quatro esporos, $7-15 \times 3-4,5 \mu\text{m}$, clavados, entremeados a pseudoparáfises. Basidiosporos $6,5-7,5 \times 3-4 \mu\text{m}$, longo-elipsóides a cilíndricos, marrons a marrom avermelhados, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 06.II.2012 (URM86803a, 86803b).

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Coprinopsis stercorea* é uma das espécies de fungos coprinóides mais comumente registrada em excrementos de herbívoros. Apresenta como características marcantes, além do hábito coprófilo, resquílios do véu formado por elementos globosos adornados por projeções cristalinas mamíferos e basidiosporos cilíndricos, com largura inferior a $4,5 \mu\text{m}$. Assemelha-se a *Coprinus foetidellus*, o qual apresenta esporos mais largos ($4,5-6,5 \mu\text{m}$).

REFERÊNCIA: Bell (1983), Uljé (2003), Doveri (2004).

Coprinopsis vermiculifer (Joss. ex Dennis) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 232 (2001)

Coprinus vermiculifer Joss., Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 60: 5 (1944)

Coprinus vermiculifer Joss. ex Dennis, Kew Bull. 19(1): 112 (1964)

(Prancha 203, 204; pág. 590, 591)

Píleos fechados inicialmente elipsóides a subcilíndricos, $5-6 \times 3-4 \text{ mm}$, cobertos em toda sua extensão por fragmentos de véu fibrilosos, conferindo aspecto cottonoso, esbranquiçado, acinzentado próximo ao centro. Píleos expandidos cônicos a campanulados, 7-13 mm de diâmetro, posteriormente tornano-se aplanados e com margem revoluta, inicialmente esbranquiçados, tornando-se cinza claros a cinza escuros com a maturação, com pileipellis composta por elementos hifóides, hialinos, de onde emergem filamentos remanescentes do véu, formando raios do centro até a borda do píleo, agrupados na forma de pequenas escama no centro, conferindo a este coloração amarronzada, plicado-sulcados, com borda sulcada. Véu composto por elementos filamentosos, $5-7,5 \mu\text{m}$ de diâmetro, diminuindo gradualmente em direção ao ápice, com elementos terminais

apresentando parede espessada, hialinos, lisos. Lamelas livres, inicialmente brancas, posteriormente tornando-se amarronzadas a pretas, pouco diferenciáveis. Estipe com inserção central, cilíndrico a levemente clavado na base, oco, finamente fibriloso, esbraquiçado, 25-32 mm de comprimento, 0,5-1 mm de diâmetro. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios 30-40 × 20-25 µm, subglobosos a elipsóides, de parede delgada, lisos. Grampos de conexão presentes. Basídios com quatro esporos, entremeados a pseudoparáfises. Basidiosporos 8,4-12 × 6-7,2 µm, subglobosos a ovóides, marrons a marrom avermelhados, lisos, com poro germinativo central.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 27.IX.2011 (URM86804); Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 14.X.2011 (URM86805), 24.X.2011 (URM86806a, 86806b, 86806c).

HABITAT: Registrada em excrementos de cervo e elefante.

DISTRIBUIÇÃO: África (Namíbia), Europa (Inglaterra, Noruega) e Oceania (Austrália).

DISCUSSÃO: *Coprinopsis vermiculifer* trata de espécie relativamente rara, com poucos registros em literatura. Apresenta resquílios de véu formado por elementos filamentosos, cuja última célula apresenta parede mais espessada, diferente de outras espécies com elementos velares similares.

REFERÊNCIA: Uljé & Noordeloos (1997).

AGARICALES DE POSIÇÃO INCERTA

***Panaeolus* (Fr.) Quél., Mém. Soc. Émul. Montbéliard, Sér. 2 5: 151 (1872)**

Agaricus subgen. *Panaeolus* Fr. 1849

***Panaeolus antillarum* (Fr.) Dennis, Kew Bull. 15(1): 124 (1961) (Prancha 205, 206; pág. 592, 593)**

Agaricus subgen. *Panaeolus antillarum* Fr. 1828

Pileos fechados subglobosos a ovóides, brancos, lisos. Pileos expandidos hemisféricos a campanulados, 6-9 × 4-6 mm, brancos, cinza pálidos a líteo pálidos, liso a fracamente escamoso,

com pileipellis formada por escassas células globosas a sacadas, hialinas, lisas. Resquílios do véu universal não observados nos basidiomas maduros. Lamelas adnexas ao estipe, brancas, com forte punctação negra conspícua em basidiomas maduros devido à maturação não-simultânea dos basídios, conferindo uma coloração acinzentada e textura pulverulenta ao olho nú, até $3 \times 1,2$ mm. Lamélulas $0,9-1,1 \times 0,2-0,4$ mm, de coloração similar às lamelas. Estipes com inserção central, cilíndricos, levemente bulbosos próximo a base, lisos, 70-140 mm de altura, 2-3 mm no bulbo, ascendendo com largura de 1,2-1,5 mm próximo à inserção das lamelas, brancos, foscos, sólidos ou fortemente contorcidos. Anel ausente. Volva ausente. Queilocistídios lageniformes a utriformes, $17,5-25 \times 7,5-12,5$ μm . Cistídios faciais clavados, esparsos, raros. Basídios com quatro esporos, clavados, $27-32,5 \times 12-20$ μm , esterigmas 7,5-8,5 μm de comprimento. Basidiosporos de morfologia variável, limoniformes a subelipsóides, $15-20 \times 7,5-10$ μm , lisos, marrom escuros, alguns apresentando conteúdos gutulados visíveis. Impressão de esporos violácea a preta. Grampos de conexão não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 05.XII.2011 (URM86807), 11.IV.2012 (URM86808), em excrementos de vaca, 06.II.2012 (URM86809), Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 28.XI.2012 (URM86810), em excrementos de cavalo, 14.VI.2012 (URM86811a, 86811b), em excrementos de vaca, 03.II.2013 (URM8612).

HABITAT: Registrado em solo e em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre os agaricomycetos de basidioma agaricóide, representantes de *Pannaeolus* estão entre os mais comuns em excrementos de herbívoros, tanto coletados *in situ* como obtivos em incubação em laboratório ou sala-de-aula, usualmente formando basidiomas de coloração branca ou tonalidades claras, com píleos campanulados e esporada escura. *P. antillarum* é espécie cosmopolita e comum no estado de Pernambuco. Difere de *P. semiovatus* sobretudo pela forma do píleo, mais hemisférica, e pela ausência de anel e pleurocistídios.

REFERÊNCIA: Ota'h (1969), Singer (1975).

MUCOROMYCOTINA BENNY 2007

MUCORALES Fr. (1832)

CHOANEPHORACEAE J. SCHRÖT., NAT. (1894)

Gilbertella Hesselt., Bull. Torrey bot. Club 87: 24 (1960)

Gilbertella persicaria (E.D. Eddy) Hesselt., Bull. Torrey bot. Club 87: 24 (1960)

Choanophora persicaria E.D. Eddy, Phytopathology 15: 610 (1925)

Choanophora persicaria var. *indica* (B.S. Mehrotra & M.D. Mehrotra) Milko, Nov. sist. Niz. Rast., 19685: 84 (1968)

Choanophora persicaria E.D. Eddy, Phytopathology 15: 610 (1925) var. *persicaria*

Gilbertella hainuensis J.Y. Cheng & F.M. Hu, Acta phytotax. sin. 10: 106 (1965)

Gilbertella persicaria var. *indica* B.S. Mehrotra & M.D. Mehrotra, Mycologia 55(5): 583 (1963)

Gilbertella persicaria (E.D. Eddy) Hesselt., Bull. Torrey bot. Club 87: 24 (1960) var. *persicaria*

Mucor thermophilus R. Prakash & A.K. Sarbhoy, Zentbl. Mikrobiol. 148(8): 531 (1998)

(Prancha 207, 209; pág. 594, 596)

Colônias em MEA20 pulverulentas, esparsas, baixas, com crescimento rápido, superior a 9 cm em sete dias, 2-3 mm de altura, com verso inicialmente branco, posteriormente coberto por esporângios pretos e reverso ocráceo fosco, com bordos mais escuros devido a concentração de esporangióforos na periferia da placa. Aroma forte. Esporangióforos eretos, hialinos a levemente pigmentados, solitários, simples, 15-40 µm de diâmetro, usualmente mantendo diâmetro similar da base até próximo às columelas, onde este aumenta suavemente, cianófilos, ocasionalmente apresentando gotículas oleosas, levemente rugosos, ocasionalmente recurvados próximo ao ápice, terminando em um esporângio. Esporângios inicialmente globosos, hialinos, fortemente cianófilos, tornando-se globosos a subglobosos com a maturação, amarelos a castanho claros, 50-145 µm de diâmetro, com parede persistente, levemente equinulada, com ornamentação formada por cristais hialinos, frequentemente consistentemente aderida à columela, apresentando uma linha de fraqueza longitudinal que, ao romper-se, a separa em duas metades ou em duas partes de dimensões semelhantes, que permanecem unidas ao esporangióforo mesmo após liberação dos esporos. Quando da separação da parede do esporângio, um pequeno colar permanece na base da columela. Columelas piriformes, subglobosas ou subelipsóides, usualmente apresentando uma constricção medial, 42,5-95(-110) × 32,5-62,5 µm, lisas, hialinas, cianófilas, inteiras ou algo colapsadas. Esporangiosporos fusiformes a elipsóides, hialinos a amarelo claros, lisos, ocasionalmente

irregulares, 5,5-10(12,5) × 4-7,5 µm, contendo tufo de 2-5 apêndices em uma ou ambas extremidades. Clamidoporos abundantes, globosos a subglobosos, ocasionalmente doliformes devido às extremidades truncadas, hialinos, fortemente cianófilos, de parede lisa, 20-27,5 × 15-17,5 µm. Zígo sporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de vaca, 25.III.2013 (URM86814).

HABITAT: Registrado em solo, frutos e em excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Norte (Estados Unidos da América), América do Sul (Brasil) e Ásia (China, Índia).

DISCUSSÃO: *Gilbertella persicaria* é a única espécie do gênero, caracterizada morfológicamente por apresentar esporangiosporos com longos apêndices hialinos, produzidos em esporângios com paredes persistentes contendo uma sutura longitudinal que, ao romper-se, a separa em duas metades ou em duas partes de dimensões semelhantes (Benny, 1991). Foi isolada pela primeira vez no Brasil por Santiago & Cavalcanti (2007), a partir de excrementos de anta, cervo-nobre e burro em Dois Irmãos, Recife, Pernambuco.

REFERÊNCIA: Mehrotra & Mehrotra (1963), O'Donnell (1979), Benny (1991), Santiago & Cavalcanti (2007).

CUNNINGHAMELLAECAE NAUMOV EX R.K. BENJ. (1959)

***Cunninghamella* Matr., Anals mycol. 1(1): 46 (1903)**

Actinocephalum Saito Bot. Mag., Tokyo 19: 36 (1905)

Muratella Bainier & Sartory, Bull. Soc. mycol. Fr. 29: 129 (1913)

Saitomyces Riker, J. Mycol. 12(2): 61 (1906)

***Cunninghamella elegans* Lendn.**, Bull. Herb. Boissier, 2 sér. 5: 250 (1905)

Cunninghamella batistae H.P. Upadhyay & T. Ramos

Cunninghamella bertholletiae Stadel, Über neuen Pilz, *Cunn. bertholletiae*, (Diss., Kiel): 1-35 (1911)

Cunninghamella echinulata var. *elegans* (Lendn.) Lum. & Shipton, Trans. Br. mycol. Soc. 81 (2): 312 (1983)

(Prancha 208, 209; pág. 595, 596)

Colônias em MEA25 cotonosas, compactas, altas, com crescimento rápido, superior a 9 cm em sete dias, 10-12 mm de altura, com verso cinza fosco e reverso amarelo claro, com bordos pouco variáveis em morfologia. Aroma fraco a ausente. Estolões raros, pouco diferenciáveis das hifas somáticas prostradas. Rizóides formados por hifas delgadas, digitiformes, raramente lobadas, rugosas, curtas, fortemente cianófilas. Esporangióforos eretos, hialinos a levemente pigmentados, usualmente solitários, ocasionalmente em estolões, simples, terminando em uma vesícula, ou ramificados, 5-10(-15) µm de diâmetro, usualmente mantendo diâmetro similar da base até o ápice, fracamente cianófilos, apresentando ramificações com padrão variável, em pares, ramos a partir do eixo principal ou tufo de 2-6 ramificação, entre a base e a vesícula apical, simples, lisos, terminando em vesículas laterais. Vesículas globosas a obovóides, persistentes ou colapsando, lisas, hialinas a levemente pigmentadas, cobertas por esporângios sustentados por pedicelos, 15-27,5 µm no eixo principal do esporangióforo, 7,5-17,5 µm nas ramificações laterais. Pedicelos 2-3 µm de comprimento. Esporangióforos usualmente globosos, raramente subglobosos ou ovóides, castanho claros a dourados, 7,5-10(-15) µm, levemente equinulados. Esporangiosporos permanecendo no interior dos esporângios, de morfologia similar a estes. Clamidosporos não observados no material examinado. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 18.III.2013 (URM86815).

HABITAT: Registrada em solo, material vegetal e em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Cunninghamella* é caracterizada pela produção de esporângios uniesporangidos pedicelados, que usualmente cobrem toda a superfície de vesículas férteis nos ápices de eixos principais e/ou ramificações de esporangióforos eretos. *C. elegans*, uma das espécies mais comuns do gênero, apresenta esporângios relativamente pequenos (7,5-10 µm de diâmetro),

ocasionalmente irregulares, e, segundo Zheng & Chen (2001), suspensores tipicamente desiguais em forma, sendo um deles assimetricamente inflado e auriforme.

REFERÊNCIA: Shipton & Lunn (1980), Zheng & Chen (2001).

LICHTHEIMIACEAE KERST. HOFFM., WALTHER & K. VOIGT (2009)

***Lichtheimia* Vuill., Bull. Soc. mycol. Fr. 19: 126 (1903)**

C H A V E P A R A E S P É C I E S D E *Lichtheimia* Vuill. IDENTIFICADAS

1. Esporângios marron escuros. Esporangiosporos com pared e rugosa, pigmentados *L. hyalospora*
1. Esporângios amarelo claros a castanho claros. Esporangiosporos com pared e lisa, hialinos 2
2. Esporangiosporos predominantemente globosos a subglobosos, ocasionalmente irregulares em forma. Colônias em MEA20 com verso cinza após sete dias *L. corymbifera*
2. Esporangiosporos predominantemente elipsoidais a cilíndricos ou subglobosos a largo elipsoidais. Colônias em MEA20 com verso branco após sete dias *L. ramosa*

***Lichtheimia corymbifera* (Cohn) Vuill., Bull. Soc. mycol. Fr. 19: 126 (1903)**

Abidia conialis Cavara & Sacc. C.W. Dodge, Medical mycology. Fungous diseases of men and *Abidia conialis* (Cavara & Sacc.) C.W. Dodge, Medical mycology. 114 (1935)

Abidia corymbifera (Cohn) Sacc. & Trotter, in Saccardo, Syll. fung. (Abellini) 21: 825 (1912)

Abidia corymbifera var. *corymbifera* (Cohn) Sacc. & Trotter, in Saccardo, Syll. fung. (Abellini) 21: 825 (1912)

Abidia corymbifera var. *regneri* (Lucet & Costantin) Coudet, Guidep. mycol. med.: 120 (1955)

Abidia corymbifera var. *tuchisi* (Lucet & Costantin) Coudet [tuchisi] Guidep. mycol. med.: 120 (1955)

Abidia ginsan Komin., Kobayashi & Tubaki, Mycol. J. Negro Inst. 2: 56 (1952)

Abidia gracilis Limem, Hora, Jpnal 130: 203 (1986)

Abidia italica (Costantin & Pein) C.W. Dodge, Medical mycology. Fungous diseases of men and other mammals 112 (1935)

Abidia lichtheimii (Lucet & Costantin) Lendn., [como 'lichtheimii'], Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 143 (1908)

Abidia lichtheimii (Lucet & Costantin) Lendn., Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 143 (1908) var. *lichtheimii*

Abidia ornata A.K. Sahlby, Can. J. Bot. 43: 999 (1965)

Abidia regneri (Lucet & Costantin) Lendn., Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 146 (1908)

Abidia tuchisi (Lucet & Costantin) Lendn., [como 'tuchisi'] Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 146 (1908)

Lichtheimia comedii (Cavara & Sacc.) Nauw. Opred. Mikroorg., Edn 2: 80 (1935)

Lichtheimia italica Pollacci & Nann., [como 'italica'] Microbiol. pat. Uomo Anim., fasc. fasc. 3, no. 26 (1926) [1922-26]

(Prancha 210, 213; pág. 597, 600)

Colônias em MEA20 flocosas, altas, com crescimento rápido, superior a 9 cm em sete dias, 8-12 mm de altura, com verso cinza claro, tomando-se mais fosco com o envelhecimento, e reverso amarelo a ocráceo, com bordos pouco variáveis em morfologia. Aroma fraco. Rizóides formados por hifas delgadas, lobadas, curtas, fortemente cianófilas. Células gigantes não observadas no material examinado. Esporangióforos eretos, hialinos a levemente pigmentados, usualmente solitários, ocasionalmente em estolões, simples a fortemente ramificados, 7,5-10(-12,5) μm de diâmetro próximo a base, reduzindo em diâmetro suavemente em direção ao ápice, cianófilos, apresentando ramificações dicotômicas ou em tufos de 3 a 6 ramos. Esporângios piriformes, ocasionalmente globosos a subglobosos, fortemente cianófilos quando jovens, amarelos a castanho claro após a maturação dos esporangiosporos, de parede hialina, persistente ou colapsando, 30-42,5 μm de diâmetro. Columelas apofisadas, cônicas, usualmente com uma curta projeção em seu ápice, fracamente cianófilas, 22,5-40 μm de diâmetro. Esporangiosporos globosos a subglobosos, ocasionalmente irregulares, hialinos a amarelo claro, lisos, 3-6,5 \times 2,5-5 μm . Clamidosporos não observados no material examinado. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** *col.* R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 13.IX.2011 (URM86816), Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cavalo, 21.XII.2011 (URM86817a, 86817b).

HABITAT: Em solo e excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: O material analisado apresentou esporangióforos delgados gregários na superfície dos excrementos, sobretudo nos primeiros dias de incubação, com ramificações em cacho próximo aos ápices, com esporângios escurecidos em microscopia estereoscópica, devido aos esporangiosporos maduros. Segundo Alastruey-Izquierdo *et al.* (2010), embora muito semelhante a *Lichtheimia ramosa*, *L. corymbifera* apresenta esporangiosporos predominantemente globosos a subglobosos. A diferenciação taxonômica entre *L. corymbifera* e *L. ramosa* é questionável. Alguns trabalhos sustentaram a hipótese que as duas espécies eram táxons distintos. Ellis & Hesseltine (1996) utilizaram dados morfológicos e de cruzamento. Garcia-Hermoso *et al.* (2009) utilizaram dados

provenientes de sequenciamento de DNA. Há registros desta espécie como patógena ao ser humano (Voigt *et al.*, 1999).

REFERÊNCIA: Ellis & Hesselstine (1996), Voigt *et al.* (1999), Hoffmann *et al.* (2007), Garcia-Hermoso *et al.*, (2009), Alastruey-Izquierdo *et al.* (2010).

***Lichtheimia hyalospora* (Saito) Kerst. Hoffm., Walther & K. Voigt, Mycol. Res. 113 (2009)**

Absidia blakesleana Lendn., Bull. Soc. bot. Genève, 2 sér. 15: 149 (1924)

Absidia blakesleana var. *atrospora* Schipper, Personia 14(2): 141 (1990)

Absidia blakesleana var. *blakesleana* Lendn., Bull. Soc. bot. Genève, 2 sér. 15: 149 (1924)

Absidia cristata Dade, Trans. Br. mycol. Soc. 21(1): 24 (1937)

Absidia hyalospora (Saito) Lendn., Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 142 (1908)

Absidia merdaria Boedijn, Sydowia 12(1-6): 334 (1959) [1958]

Lichtheimia blakesleana (Lendn.) Kerst. Hoffm., Walther & K. Voigt, Mycol. Res. 113(3):277 (2009)

Mycocladius blakesleanus (Lendn.) J.H. Mirza [como '*blakesleanus*'], in Mirza, Khan, Begum & Shagufta, Mucor. Pakistan, (Univ. Agric. Faisalabad) 1994

Mycocladius hyalinus Naumov, Tab. Opred. Predst. Mucor.: 41 (1915)

Mycocladius hyalospora (Saito) J.H. Mirza, in Mirza, Khan, Begum & Shagufta, Mucor. Pakistan, (Univ. Agric. Faisalabad) (Faisalabad): 97 (1979)

Protoabsidia blakesleana (Lendn.) Naumov, Opred. Mucor., Edn 2: 79 (1935)

Tieghemella hyalospora Saito, Zentbl. Bakt. Parasitkde. Abt. II 17: 103 (1906)

(Prancha 211, 213; pág. 598, 600)

Colônias em MEA20 flocosas, altas, com crescimento rápido, superior a 9 cm em sete dias, 6-8 mm de altura, com cinza claro mais fosco com o envelhecimento, e reverso amarelo, com bordos pouco variáveis em morfologia. Aroma fraco. Esporangióforos eretos, hialinos a levemente pigmentados, usualmente solitários, frequentemente ramificados, rugosos, sobretudo próximo aos esporângios, 7,5-12,5 µm de diâmetro próximo a base, reduzindo em diâmetro suavemente em direção ao ápice, pouco cianófilos, apresentando ramificações laterais em diferentes pontos, usualmente menos espessas do que o eixo principal do esporangióforo, 3-5,5 µm, terminando em esporângios laterais. Rizóides formados por hifas delgadas, digitiformes, curtas, não cianófilas. Esporângios globosos a piriformes, marrons a âmbar após a maturação dos esporangiosporos, de parede hialina, persistente ou colapsando, por vezes formando colar em torno da columela após dissolução, 32,5-45 µm de diâmetro no eixo principal do esporangióforo, 15-20 µm de diâmetro nas ramificações. Columelas apofisadas, cônicas a cim biformes, usualmente com uma curta projeção em seu ápice, fracamente cianófilas, 20-25 µm de diâmetro no eixo principal do esporangióforo, 12,5-15(-17,5) nas ramificações. Esporangiosporos globosos a subglobosos, ocasionalmente irregulares, amarelos a

castanhos, verrucosos, 3,5-6 × 3-5 µm. Clamidosporos não observados no material examinado. Zigosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 20.XII.2012 (URM86818a, 86818b).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e em excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: América do Sul (Brasil), Ásia (Filipinas).

DISCUSSÃO: *Lichtheimia hyalospora* difere das demais espécies do gênero por apresentar esporângios escuros e irregulares devido aos esporangiosporos pigmentados e ornamentados e/ou com menores que 6,5 µm no maior eixo. Assemelha-se a *Lichtheimia sphaerocystis* A. Alastruey-Izquierdo & G. Walther, mas difere, sobretudo, por apresentar células gigantes hifóides, irregularmente infladas, e nunca marcadamente globosas como na espécie supracitada.

REFERÊNCIA: Hoffmann *et al.* (2007), Alastruey-Izquierdo *et al.* (2010).

***Lichtheimia ramosa* (Zopf) Vuill., Bull. Soc. mycol. Fr. 19: 126 (1903)**

Absidia corymbifera var. *ramosa* (Zopf) Coudert, Guide prat. mycol. med: 120 (1955)

Absidia lichthämii var. *rastii* (Lendn.) Zycha [como '*rastii*'], Krypt-Fl. Brandenburg (Leipzig) 6: 6: 129 (1935)

Absidia lichthämii var. *zurcheri* (Lendn.) Zycha, Krypt-Fl. Brandenburg (Leipzig) 6: 6: 129 (1935)

Absidia ramosa (Zopf) Lendn., Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 144 (1908)

Absidia ramosa f. *ramosa* (Zopf) Lendn., Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 144 (1908)

Absidia ramosa f. *typica* Hagem, Annls mycol. 8(3): 286 (1910)

Absidia ramosa var. *ramosa* (Zopf) Lendn., Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 144 (1908)

Absidia ramosa var. *rastii* Lendn. [como '*rastii*'], Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 145 (1908)

Absidia ramosa var. *zurcheri* Lendn., Mat. fl. crypt. Suisse 3(1): 145 (1908)

Lichtheimia hongkongensis K.Y. Yuen, in Woo, Lau, Ngan, Tung, Cheng & Yuen, Diagn. Microbiol. Infect. Dis. 66(3): 275 (2009)

Lichtheimia ramosa f. *typica* (Hagem) Naumov, Opred. Mukor., Edn 2: 81 (1935)

Lichtheimia ramosa var. *rastii* (Lendn.) Naumov, Opred. Mukor., Edn 2: 81 (1935)

Lichtheimia ramosa var. *zurcheri* (Lendn.) Naumov, Opred. Mukor., Edn 2: 81 (1935)

Mucor ramosus Lindt, Arch. exp. Path. Pharmac. 21: 275 (1886)

Mycocladius ramosus (Zopf) J.H. Mirza [como '*ramosa*'], in Mirza, Khan Begum & Shagufta, 97 (1979)

Mycocladius ramosus (Zopf) Váňová, Česká Mykol. 45(1-2): 26 (1991)

(Prancha 212, 213; pág. 599, 600)

Colônias em MEA20 flocosas, altas, com crescimento rápido, superior a 9 cm em sete dias, 6-10 mm de altura, com verso branco, tornando-se mais fosco com o envelhecimento, e reverso amarelo, com bordos pouco variáveis em morfologia. Aroma fraco. Rizóides formados por hifas delgadas, lobadas, curtas, fortemente cianófilas. Esporangióforos eretos, hialinos a levemente pigmentados, usualmente solitários, simples a ramificados, 7,5-20 μm de diâmetro próximo a base, reduzindo em diâmetro suavemente em direção ao ápice, cianófilos, apresentando ramificações usualmente dicotômicas ou tricotômicas. Esporângios piriformes a algo obovóides, ocasionalmente globosos, fortemente cianófilos quando jovens, amarelos a castanho claros após a maturação dos esporangiosporos, de parede hialina, persistente ou colapsando, 35-47,5(-57) μm de diâmetro. Columelas apofisadas, cônicas, usualmente com uma curta projeção em seu ápice, fracamente cianófilas, 17,5-40 μm de diâmetro. Esporangiosporos elipsóides a subglobosos, ocasionalmente irregulares, amarelo claros, lisos, 3-7,5(-8) \times 2,5-4,5(-5) μm . Clamidiosporos não observados no material examinado. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de vaca, 06.IX.2011 (URM86819a, 86819b), 20.XII.2012 (URM86820a, 86820b).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e em excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Embora característica que difere *L. ramosa* de *L. corymbifera* seja, sobretudo, a forma dos esporos, predominantemente elipsóides naquela, o material de *L. ramosa* analisado apresentou menos ramificações (usualmente dicotômicas, ocasionalmente tricotômicas), esporangióforos mais espessos (7,5-20 μm de diâmetro) e esporângios maiores (35-57 μm de diâmetro).

REFERÊNCIA: Hoffmann *et al.* (2007), Alastruey-Izquierdo *et al.* (2010).

MUCORACEAE DUMORT. (1822)

Mucor Fresen., Beitr. Mykol. 1: 7 (1850)

- Ascothoria* Tode, Fung. mecklenb. sel. (Lüneburg) 1: 13 (1790)
Calypromyces H. Karst., Bot. Ztg. 7: 365 (1849)
Chionophye Thimem., Nova Acta Phys.-Med. Acad. Caes. Leop.-Carol Nat. Cur. 19(1): 21 (1839)
Chlamydomyces Bref., Unters. Gesammtgeb. Mykol. (Leipzig) 8: 223 (1889)
Circinomyces Arx, Sydowia 35: 17 (1982)
Hydrothoria Tode, Fung. mecklenb. sel. (Lüneburg) 2: 5 (1791)
Lactomyces Baulanger, (1899)
Mucedo Pers., Neues Mag. Bot. 1: 94 (1794)
Sátovszka Schulzer, in Schulzer, Kanitz & Knapp, Verh. zool-bot. Ges. Wien 16(Abh.): 36 (1866)
Thelactis Mart., (1817)

C H A V E P A R A E S P É C I E S D E *Mucor* F r e s e n . I D E N T I F I C A D A S

1. Colônias em MEA20 altas, 9-10 mm de altura, atingindo a tampa da placa de Petri em sete dias, com verso cinza claro, permanecendo com coloração similar com o envelhecimento, e reverso amarelo brilhante, fortemente pigmentado. Esporangiosporos fusóides alongo elipsoidais *M. luteus*
1. Colônias em MEA20 rasas, até 6 mm de altura, não atingindo a tampa da placa de Petri em sete dias, com verso cinza escuro a marrom, podendo tornar-se mais escuras com o envelhecimento, e reverso amarelo pálido, fosco. Esporangiosporos globosos a elipsóides 2
2. Colônias com verso tornando-se mais escuro e amarelado com o envelhecimento. Ramificações semelhantes no mesmo esporangióforo, marcadamente circinadas. Esporângios de parede frágil, usualmente colapsada, apresentando incrustações cristalinas *M. circinelloides*
2. Colônias com verso permanecendo cinza escuras com o envelhecimento. Ramificações curtas e longas no mesmo esporangióforo, não circinadas. Esporângios de parede resistente, usualmente persistente, sem incrustações cristalinas *M. ramosissimus*

Mucor circinelloides Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 1: 94 (1875)

- Calypromyces circinelloides* (Tiegh.) Sumst., Mycologia 2(3): 148 (1910)
Circinella tenella Zycha, Krypt.-Fl. Brandenburg (Leipzig) 6: 6: 99 (1935)
Circinomyces circinelloides (Tiegh.) Arx, Sydowia 35: 18 (1982)
Circinomyces griseocyanus (Hagem) Arx, Sydowia 35: 18 (1982)
Circinomyces janssenii (Lendn.) Arx, Sydowia 35: 18 (1982)
Mucor altemans Tiegh., Anns Inst. Pasteur, Paris 1: 532 (1876) [1875]
Mucor ambiguus Vuill., Bull. Séanc. Soc. Sci. Nancy, Sér. 2 8: 92 (1887) [1886]
Mucor circinelloides f. *circinelloides* Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 1: 94 (1875)
Mucor circinelloides f. *griseocyanus* (Hagem) Schipper, Stud. Mycol. 12: 12 (1976)
Mucor circinelloides f. *janssenii* (Lendn.) Schipper, Stud. Mycol. 12: 13 (1976)
Mucor circinelloides f. *lusitanicus* (Bruderl.) Schipper, Stud. Mycol. 12: 9 (1976)

- Mucor circinelloides* var. *circinellades* Tiegh., *AnnlsSci. Nat., Bot.*, sér. 6 1: 94 (1875)
Mucor circinelloides var. *mandshuricus* (Saito) Milko Atlas Mukor. Grib. (Kiev): 67 (1971)
Mucor dubius Wehmer, *Zentbl. Bakt. ParasitKde, Abt. II* 7: 318 (1901)
Mucor griseocyanus Hagem. *Skr. VidenskSelsk Christiania, Kl. I, Math.-Natur* 7: 28 (1908)
Mucor griseocyanus f. *griseocyanus* Hagem. *Skr. VidenskSelsk. Christiania, Kl. I, Math.-Natur* 7: 28 (1908)
Mucor griseocyanus f. *janssenii* (Lendn.) Schipper, *Antonievian Leeuwenhoek* 36: 486 (1970)
Mucor griseoillacinus Povah, *Bull. Torrey bot. Club* 44: 301 (1917)
Mucor griseosatus Linnem., *Flora, Jena* 130: 189 (1936)
Mucor janssenii Lendn. [com. 'jansenii'], *Bull. Herb. Boissier*, 2 sér. 7: 251 (1907)
Mucor janssenii var. *indicus* B.S. Mehrotra & Baijal [com. 'india'], *Sydowia* 26(1-6): 58 (1974) [1972]
Mucor janssenii var. *janssenii* Lendn., *Bull. Herb. Boissier*, 2 sér. 7: 251 (1907)
Mucor jachae Lendn., *Bull. Soc. bot. Genève*, 2 sér. 10: 374 (1919)
Mucor javanicus Wehmer, *Zentbl. Bakt. ParasitKde, Abt. II* 6: 610 (1900)
Mucor kussanovii Milko & Belialova, *Mikrobiologiya* 36: 118 (1967)
Mucor lusitanicus Brudler., *Bull. Soc. bot. Genève*, 2 sér. 8: 276 (1916)
Mucor mandshuricus Saito, *Rep. Centr. Res. Inst. S. Manchuria Railway Co.* 1: 16 (1914)
Mucor prainii Chodat & Nechitsche [com. 'prainii'], *Rtbl. Inst. Bot. Univ. Genève*, ser. 10 5: 38 (1904)
Mucor racemosus var. *lusitanicus* (Brudler.) Naumov, *Opred. Mukor.*, Ed. 2: 46 (1935)
Mucor ramifias B.S. Mehrotra & Nand, *Sydowia* 20: 69 (1968) [1966]
Mucor stignalis Novot., *Notul. syst. Inst. cryptog. Horti bot. petropol.* 6: 158 (1950)
Mucor tenellus Y. Ling, *Rev. gén. Bot.* 42: 736 (1930)
Mucor velutinosus Ed. Álvarez, Schigel, Cano, Deama A. Sutton & Guarro, in Álvarez, Cano, Schigel, Sutton, Fothergill, Salas, Rinaldi & Guarro, *Medical Mycology (Philadelphia)* 4(1): 64 (2011)
Mucor zăcolus P.W. Graff, *CBS List of Cultures (Baam)*: 61 (1936)
(Prancha 214, 217; pág. 601, 604)

Colônias em MEA20 cotonosas, rasteiras, com crescimento de 7,5-8 cm em sete dias, 2-4 mm de altura, com verso cinza escuro a cinza amarronzado, tornando-se mais escura após o sétimo dia de incubação, e reverso amarelo fosco, com bordos algo irregulares. Aroma forte. Esporangióforos eretos, ramificados, 12,5-17,5 µm próximo à base, fracamente cianófilos, com gotículas oleosas, sobretudo quando jovens, lisos a marcadamente rugosos, apresentando ramificações simpodiais sucessivas, curtas ou longas, fracamente curvadas a circinadas, atingindo até 430 µm de comprimento, persistentes ou colapsados. Esporângios subglobosos, amarelos a marrom claros, com parede levemente a fortemente encrustada, deliquescente, por vezes deixando pequenos colaretes, 20-75 µm de diâmetro. Columelas persistentes, globosas a elipsóides, hialinas a levemente amareladas, 25-30 × 22,5-25 µm. Esporangiosporos elipsóides, subglobosos ou irregulares, amarelo pálidos, 4,5-7 × 4-5,5 µm, podendo apresentar pequenas gútulas. Clamidosporos abundantes, cilíndricos, subelipsóides, doliformes ou subglobosos, cianófilos, 27,5-32,5 µm. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 20.XII.2011 (URM86821a, 86821b);

Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), em excrementos de cavalo, 16.III.2012 (URM86822).

HABITAT: Registrada em solo, material vegetal e excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Mucor circinelloides* trata-se de espécie comum e com grande variabilidade morfológica. No substrato, apresenta esporóforos frágeis, curtos, levemente cotonosos próximo aos ápices. Em cultivo, usualmente apresenta colônias rasas, de coloração acinzentada, tornando-se amarronzada após o sétimo dia de incubação em MEA a 20° C, com esporóforos relativamente curtos, apresentando ramificações simpodiais circinadas. O encrustamento cristalino na parede dos esporângios foi característica marcante, observada em diversos isolados sob esta identificação.

REFERÊNCIA: Schipper (1976).

***Mucor luteus* Linnem. ex Wrzosek**, in Budziszewska, Piątek & Wrzosek, Mycotaxon 111 (2010)

Mucor hiemalis f. *luteus* (Linnem.) Schipper, Stud. Mycol. 4: 33 (1973)

Mucor luteus Linnem., Flora Jena130: 195 (1936)

Mucor luteus Linnem. ex KQ. Pei, in Pei, Mycosystema 19(1): 10 (2000)

Mucor luteus Linnem., Flora Jena130: 195 (1936) var. *luteus*

(Prancha 215, 217; pág. 602, 604)

Colônias em MEA20 cotonosas, altas, compactas, com crescimento superior a 9 cm em sete dias, 9-10 mm de altura, com verso cinza claro, permanecendo com a mesma coloração após o sétimo dia de incubação, e reverso amarelo brilhante a alaranjado, com bordos sem diferenciação. Aroma suave. Esporangióforos eretos, ocasionalmente ramificados, 7,5-15 µm próximo à base, fracamente cianófilos, podendo apresentar gotículas oleosas, sobretudo quando jovens, rugosos, apresentando ramificações simpodiais. Esporângios globosos a subglobosos, amarelo claros, com parede lisa, deliquescente, 30-70 µm de diâmetro. Columelas persistentes, globosas, hialinas a levemente amareladas, 30-45 µm de diâmetro. Esporangiosporos fusóides a longo elipsóides, amarelo pálido, 3,5-7,5 × 1,5-3 µm, podendo apresentar pequenas gúttulas. Clamidosporos doliformes, 12,5-20 µm

no maior eixo, usualmente acompanhando a largura da hifa. Zígosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 13.II.2012 (URM86823).

HABITAT: Registrado em solo, material vegetal e excrementos de herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Dentre as espécies similares de *Mucor*, *M. luteus*, previamente descrita como *Mucor hiemalis* f. *luteus* (Linnem.) Schipper, destaca-se pelos esporangiosporos fusóides, apresentando relação entre comprimento e largura mais alta que as espécies mais próximas. Como sugerido pela etimologia do nome, outra característica marcante é a produção de pigmentos, conferindo à colônia reverso de coloração amarelo-damasco a alaranjada.

REFERÊNCIAS: Schipper (1973).

Mucor ramosissimus Samouts., in Jaczewski, Mater. Mikol. Fitopat. Ross. 6(1): 210 (1927)
(Prancha 216, 217; pág. 603, 604)

Colônias em MEA20 fracamente cotonosas, esparsas, rasteiras, com crescimento de 5-6 cm de diâmetro em sete dias, 1-2 mm de altura, com verso cinza escuro, mais claro em direção aos bordos, e reverso amarelo fosco. Arom a forte. Esporangióforos eretos, ramificados, 10-17,5 µm de diâmetro próximo a base, diminuindo gradualmente em diâmetro em direção ao ápice, repetidamente simpodialmente ramificados, apresentando ramificações de comprimento variável, usualmente curtas (60-75 µm), consideravelmente menos cianófilas com relação ao esporangióforo, levemente rugosos, constricto próximo aos esporângios, por vezes apresentando forte inchaço próximo a região basal. Esporângios estéreis presentes, levemente inchados. Esporângios inicialmente hialinos, posteriormente amarelo pálidos e finalmente amarelo escuros, usualmente globosos, raramente achatados nos pólos, 25-75 µm de diâmetro, diminuindo em diâmetro a cada ramificação

desde a mais próxima à base até o ápice, com paredes fortemente persistentes, transparentes, incrustadas. Columelas raramente observadas senão através de esporângios, 42,5-50 µm de diâmetro. Esporangiosporos elipsóides a subglobosos, ocasionalmente irregulares, amarelos a amarelo esverdeados, 5-7,5 × 4-6 µm. Clamidosporos abundantes no material examinado, cilíndricos, subelipsóides, obpiriformes ou subglobosos, cianófilos, 17-37 µm de comprimento. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 21.XII.2012 (URM86824a, 86824b, 86824c).

HABITAT: Registrada em solo, material vegetal e excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: O material analisado de *Mucor ramosissimus* apresenta padrão de ramificação característico, formando ramos simpodiais sucessivos, variando fortemente em comprimento, formando ângulos pequenos com relação ao eixo principal do esporangióforo, esporângios de parede resistente, raramente expondo as columelas, assim como inchaços ocasionais nos esporangióforos. Assemelha-se a *M. cirinelloides*, diferindo desta sobretudo pelo padrão de ramificação.

REFERÊNCIA: Schipper (1976).

PILOBOLACEAE CORDA (1842)

Pilobolus Tode, *Schriften Ges. naturf. Freunde, Berlin* 5: 46 (1784)

CHAVE PARA ESPÉCIES DE *Pilobolus* Tode IDENTIFICADAS

1. Esporangiosporos predominantemente elipsóides 2
1. Esporangiosporos predominantemente globosos a subglobosos 3

2. Colúmelas mamiformes. Esporangiosporos hialinos, 7,5-10 × 5-6,5 µm *P. crystallinus*
2. Colúmelas campanuladas a cónicas. Esporangiosporos amarelos a alaranjados, 12,5-15(-25) × 7,5-10 µm *P. kleinii*
3. Esporangiosporos com parede espessa, com cerca de 1-1,5 µm de espessura *P. oedipus*
3. Esporangiosporos de parede delgada, com espessura inferior a 1 µm 4
4. Esporóforos curtos, até 4,5 mm de altura. Esporangiosporos globosos, amarelo pálido a ocráceos, 7,5-18 µm de diâmetro *P. lentiger*
4. Esporóforos maiores, 5,5-9,5 mm de altura. Esporangiosporos globosos a subglobosos, hialinos a amarelo pálido, 6,5-9,5 × 5,5-9 µm *P. hyalosporus*

***Pilobolus crystallinus* (F.H. Wigg.) Tode, Schr. Naturf. Fr. Berlin 5: 96 (1784)**

Hydrogera crystallina F.H. Wigg., Prim. fl. hokat. (Kiliae): 110 (1780)

Mucor obliquus Scop., Fl. carnol., Edn 2 (Wien) 2: 494 (1772)

Mucor urceolatus Bull., Herb. Fr. 10: tab. 480:1 (1790)

Pilobolus crystallinus (F.H. Wigg.) Tode, Schr. naturf. Fr. Berlin 5: 96 (1784) var. *crystallinus*

Pilobolus crystallinus var. *hyalosporus* (Boedijn) F.M. Hu & R.Y. Zheng in Hu, Zheng & Chen, *Mycosystema* 2: 119 (1989)

Pilobolus hyalosporus Boedijn, *Sydowia* 12(1-6): 340 (1959) [1958]

Pilobolus ramosus McVicker, *Am. J. Bot.* 29: 379 (1942)

Pilobolus schmidtii Sacc., *Syll. fung.* (Abellini) 24(1): 11 (1926)

Pilobolus simplex McVicker, *Am. J. Bot.* 29: 379 (1942)

Pilobolus urcedatus (Bull.) Pulton[?], *Midland Flora* tab. 31

(Prancha 218, 222; pág. 605, 609)

Esporangióforos eretos, simples, cilíndricos, lisos, cenocíticos, 4,5-10 mm de altura, 55-128 µm de diâmetro, formados diretamente sobre o substrato. Trofocistostum inados a subglobosos, imersos no substrato, 175-430 × 165-400 µm. Vesículas subesporangiais elípticas a obovóides, por vezes com pigmentação alaranjada na base, 250-690 × 222-551 µm. Esporângios pretos, hemisféricos, 60-230 × 150-490 µm. Colúmelas mamiformes, ~197 × 118-216 µm. Esporangiosporos elipsóides, hialinos a amarelo pálido, 7,5-10 × 5-6,5 µm. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 03.IV.2012 (URM86825), em excrementos de cavalo, 05.VIII.2012 (URM86826).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários animais.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Esta espécie é comumente observada em excrementos em incubação. No Brasil, foi registrada por Richardson (2001a), Santiago *et al.* (2008a) e Viriato (2008). Como principais características, apresenta esporangiosporos e lipóides com coloração pálida ou hialinos. *Pilobolus kleinii* (ou *Pilobolus crystallinus* var. *kleinii*) apresenta esporangiosporos maiores (12,5-15 × 7,5-10 µm no material examinado) e com coloração amarelada intensa marcante.

REFERÊNCIA: Hu *et al.* (1989), Santiago *et al.* (2008a).

***Pilobolus hyalosporus* Boedijn**, Sydowia 12(1-6): 340 (1959) [1958]

Hydrogerea crystallina F.H. Wigg., Prim. fl. hok. (Kiliae): 110 (1780)

Mucor obliquus Scop., Fl. carniol., Edn 2 (Wien) 2: 494 (1772)

Mucor urceolatus Bull., Herb. Fr. 10: tab. 480:1 (1790)

Pilobolus urceolatus (Bull.) Purton, Midland Flora: tab. 31 (1817)

Pilobolus schmidtii Sacc., Syll. fung. (Abellini) 24(1): 11 (1926)

Pilobolus ramosus McVickar, Am. J. Bot. 29: 379 (1942)

Pilobolus simplex McVickar, Am. J. Bot. 29: 379 (1942)

Pilobolus hyalosporus Boedijn, Sydowia 12(1-6): 340 (1959)

Pilobolus crystallinus var. *hyalosporus* (Boedijn) F.M. Hu & R.Y. Zheng in Hu, Mycosystema 2: 119 (1989)

(Prancha 219, 222; pág. 606, 609)

Esporangióforos eretos, simples, cilíndricos, lisos, cenocíticos, 5,5-9,5 mm de altura, 60-140 µm de diâmetro. Trofocistos ovóides a elipsóides, imersos no substrato, 226-415 × 150-355 µm. Vesículas subesporangiais obovóides, raramente com pigmentação alaranjada na base, 350-500 × 150-345 µm. Columelas campanuladas, 85,5-175 × 75-150 µm. Esporângios pretos, hemisféricos, 75-170 × 150-430 µm. Esporangiosporos globosos a subglobosos, hialinos a amarelo pálidos, 6,5-9,5 × 5,5-9 µm. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 25.II.2012 (URM86827).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: África (Serra Leoa), América Central (Bahamas), América do Sul (Brasil), Ásia (Índia, Indonésia, Paquistão), Europa (Alemanha, Inglaterra, Portugal, Suécia), Oceania (Papua Nova-Guiné). Provavelmente cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Pilobolus hyalosporus*, previamente considerado uma variedade de *P. crystallinus*, apresenta muita semelhança a esta espécie no que tange à morfologia dos esporóforos. Difere, sobretudo, na forma e dimensão dos esporangiosporos, mais globosos, ocasionalmente subglobosos, de parede simples, $6,5-9,5 \times 5,5-9 \mu\text{m}$. *Pilobolus hyalosporus* foi pouco representada em excrementos de herbívoros em Pernambuco no presente trabalho, sendo considerada uma espécie rara. Foi citada pela primeira vez no país por Santiago *et al.* (2008) em Recife, Pernambuco.

REFERÊNCIA: Hu *et al.* (1989), Santiago *et al.* (2008a).

***Pilobolus kleinii* Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 4(4): 337 (1878) [1876]**

Hydrogera kleinii (Tiegh.) Kuntze, Revis. gen. pl. (Léipzig) 2: 855 (1891)

Pilobolus crystallinus var. *kleinii* (Tiegh.) R.Y. Zheng & G.Q. Chen, in Hu, Zheng & Chen, Mycosystem 2: 119 (1989)

Pilobolus gracilis Lyr, Arch. Protistenk. 99: 288 (1954)

Pilobolus heterosporus Palka, Öst.bot. Z. 50: 349 (1900)

Pilobolus kleinii subsp. *hallensis* Lyr, Arch. Protistenk. 99: 288 (1954)

Pilobolus rosae Speg., Anal. Soc. cient. argent. 9: 175 (1880)

(Pranchas 220, 223, págs. 607, 610)

Esporangióforos eretos, simples, cilíndricos, lisos, cenocíticos, 5,6-11 mm de altura, 55-98 μm de diâmetro. Trofocistos ovóides a cilíndricos, imersos no substrato, $226-395 \times 150-275 \mu\text{m}$. Vesículas subesporangiais obovóides a algo elipsóides, com pigmentação alaranjada sobretudo na base, $315-403(-800) \times 250-335 \mu\text{m}$. Columelas campanuladas a cônicas, $150-195 \times 135,5-180 \mu\text{m}$. Esporângios pretos, hemisféricos, $75-150 \times 220-430 \mu\text{m}$. Esporangiosporos elipsóides, podendo variar em forma de oblongos a piriformes, por vezes inequilaterais, com coloração amarelada à castanho clara, $9,5-17,5(-25) \times 5,5-10 \mu\text{m}$. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônômico de Pernambuco (IPA), Serra Talhada, em excrementos de cabra, 13.VI.2011 (URM86828), 05.IX.2011 (URM86829).

HABITAT: Registrada em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Pilobolus kleinii* mostrou-se comum e recorrente no material examinado, sendo a espécie mais representada dentre os mucoromicetos coprófilos em Pernambuco no presente trabalho. Como características diagnósticas em relação às outras espécies com esporos elipsóides, apresenta esporangiosporos oblongo-elipsóides de coloração amarelada a alaranjada ($12,5-15 (25) \times 7,5-10 \mu\text{m}$).

REFERÊNCIA: Hu *et al.* (1989), Santiago *et al.* (2008a).

***Pilobolus lentiger* Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 22 (1837)**

Pilobolus borzianus Morini, Mém. R. Acad. Sci. Ist. Bologna, Ser. 6 3: 126 (1905) [1904]

Pilobolus borzianus Morini, Mém. R. Acad. Sci. Ist. Bologna, Ser. 6 3: 126 (1905) [1904] var. *borzianus*

Pilobolus borzianus var. *geminaus* Morini, R.C. Secc. Accad. Sci. Ist. Bologna sér. 66: 123 (1909)

Pilobolus exiguus Bainier, Étud. Micor., (Thèse, Paris) (Paris): 47 (1882)

Pilobolus kleinii f. *sphaerospora* Grove, J. Bot., Lond. 22: 132 (1884)

Pilobolus kleinii var. *sphaerosporus* (Grove) A. Fisch., in Winter, Rabenh. Krypt.-Fl., Edn 2 (Leipzig) 1(4): 263 (1892)

Pilobolus lentiger Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 22 (1837) var. *lentiger*

Pilobolus lentiger var. *macrosporus* Berl & De Toni, in Belese, De Toni & Fischer, Syll. fung. (Abellini) 7: 188 (1888)

Pilobolus oedipus Bref., Bot. Unters. Schimmelpilze (Leipzig) 4: 6 (1881)

Pilobolus oedipus subsp. *lentiger* (Corda) P. Karst., Bldr. Känn. Finl. Nat. Folk 4: 71 (1879)

Pilobolus sphaerosporus (Grove) Palla, Öst. bot. Z. 50: 365 (1900)

Pycnopodium lentigerum (Corda) Corda, Icon. fung. (Prague) 5: 18 (1842)

(Prancha 219, 224; pág. 606, 611)

Esporangióforos eretos, simples, cilíndricos, lisos, cenocíticos, 1,5-4,5 mm de altura, 60-110 μm de diâmetro. Trofocistos usualmente ovóides, ocasionalmente elipsóides, imersos no substrato, $250-320 \times 200-300 \mu\text{m}$. Vesículas subesporangiais obovóides, raramente com pigmentação alaranjada na base, $350-435 \times 150-325 \mu\text{m}$. Columelas cônicas, com ápices obtusos, $120-175 \times 150-195 \mu\text{m}$. Esporângios pretos, hemisféricos, $110-170 \times 200-300 \mu\text{m}$. Esporangiosporos globosos, amarelo pálido a ocráceos, 7,5-18 μm de diâmetro. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de vaca, 18.III.2013 (URM86830).

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos herbívoros, silvestres e domesticados.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Pilobolus lentiger*, usualmente descrito sob a denominação *P. borzianus* Morinii, apresenta como características relevantes o pequeno tamanho dos esporóforos em relação às demais espécies do gênero com esporangiosporos globosos (1,5-4,5 mm de altura no material examinado). Foi descrita no Brasil por Santiago *et al.* (2008) em Recife, Pernambuco, por Viriato & Trufem (1985) em São Paulo, e por Richardson (2001a) no Mato Grosso do Sul.

REFERÊNCIAS: Viriato & Trufem (1985), Hu *et al.* (1989), Richardson (2001a), Santiago *et al.* (2008a).

***Pilobolus oedipus* Mont.,** Mém. Soc. Linn. Lyon. 5: 1 (1826) (Prancha 221, 224; pág. 608, 611)

Hydrogæa oedipus (Mont.) Kuntze, Revis. gen. pl. (Leipzig) 2: 855 (1891)

Pilobolus argentinus Speg., Anal. Soc. cient. argent. 9: 176 (1880)

Esporângioforos eretos, simples, cilíndricos, lisos, cenocíticos, 2,5-4 mm de altura, 185-197 µm de diâmetro. Trofocistos elipsóides à subglobosos, imersos no substrato, 400-640 × 250-443 µm. Vesículas subesporangiais obovóides a levemente doliiformes, 450-690 × 395-590 µm. Esporângios pretos, hemisféricos, 200-256 × 290-423 µm. Columelas cônicas, ~256 × 315 µm. Esporangiosporos globosos à ovóides, com coloração amarelada, 9,5-12,5 µm de diâmetro, com parede espessa, ~1-1,5 µm, aparentemente dupla em microscopia óptica. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agronômico de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cavalo, 15. VI.2011 (URM86831).

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Pilobolus oedipus* pode ser facilmente reconhecida nos substratos analisados por apresentar esporângios globosos, ocasionalmente ovóides, com parede espessada. Em Pernambuco, mostrou-se comum em excrementos de cavalo. Esta espécie foi descrita por Grove (1934) e mantida no trabalho de Hu *et al.* (1989). No Brasil, foi registrada por Viriato (2008).

REFERÊNCIAS: Grove (1934), Hu *et al.* (1989), Viriato (2008).

RHIZOPODACEAE K. SCHUM., LEHRB. (1894)

***Rhizopus Ehrenb.*, Nova Acta Acad. Caes. Leop.-Carol. German. Nat. Cur. 10: 198 (1821)**

Crinofera Nieuwl., Am Midl. Nat. 4: 383 (1916)

Mucor P. Micheli ex Fr., Sp. pl. 3(2): 317 (1832)

Pilophora Wallr., Fl. crypt. Germ. (Norinbergæ) 2: 332 (1833)

***Rhizopus arrhizus* A. Fisch., in Winter, Rabenh. Krypt.-Fl., Edn 2 (Leipzig) 1(4): 233 (1892)**

Mucor arrhizus (A. Fisch.) Hagem, Skrifter udgivne af Videnskabs-Selskabet i Christiania. Mathematisk-Naturvidenskabelig Klasse 7: 37 (1908)

Rhizopusoryzae Went & Páns. Geerl., Verhandeling van Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen Afdeling Natuurkunde 4: 16 (1895)

Rhizopusjaponicus Vuill., Bull. trimest. Soc. mycol. Fr.: 49 (1897)

Rhizopus tonkinensis Vuill., Revue Mycologique Toulouse 24: 53 (1902)

Rhizopus tritici Saito, Zentbl. Bakt. Parasitkde, Abt. 2: 157 (1904)

Rhizopus chünang var. *isofermentarius* Y. Takeda (1906)

Mucor norvegicus Hagem, Skrifter udgivne af Videnskabs-Selskabet i Christiania. Mathematisk-Naturvidenskabelig Klasse 7: 39 (1907)

Rhizopus norvegicus Hagem, Skrifter udgivne af Videnskabs-Selskabet i Christiania. Mathematisk-Naturvidenskabelig Klasse 7: 39 (1908)

Rhizopus batus Nakaz., Zentbl. Bakt. Parasitkde, Abt. 2: 482 (1909)

Rhizopus kasaneensis Hanzawa, Mykol. Zentbl.: 407 (1912)

Rhizopususamii Hanzawa, Mykol. Zentbl.: 408 (1912)

Rhizopus formosensis Nakaz., Rep. Govt Res. Inst. Dep. Agric. Formosa: 46 (1913)

Rhizopus maydis Bruderl., Contribution à l'étude de la panification et la mycologie du maïs 68: 84 (1917)

Rhizopus chungioensis M. Yamaz., Journal of the Society of Agriculture Tokyo 193: 990 (1918)

Rhizopus shangchao M. Yamaz., J. scient. agric. Soc., Tokyo: 8 (1918)

Rhizopus liquefaciens M. Yamaz., J. scient. agric. Soc., Tokyo: 153 (1918)

Rhizopus pseudochinensis M. Yamaz., J. scient. agric. Soc., Tokyo: 193 (1918)

Rhizopus shanghaiensis M. Yamaz., Journal of the Society of Agriculture Tokyo 202: 598 (1918)

Rhizopus peka Y. Takeda, Report of the Department of Agriculture Government Research Institute of Formosa 5: 46 (1924)

Rhizopus borea Yosh. Yamam., J. Soc. Agric. For. Sapporo: 493 (1925)

Rhizopus thermosus Yosh. Yamam., J. Soc. Agric. For. Sapporo: 85 (1925)

Rhizopus fusiformis C.O. Dawson & Povah, Science New York 68: 112 (1929)

Rhizopus usinus N. Nielsen, Virchow's Ann. path. Anat.: 859 (1929)

Rhizopus achlamydoporus Y. Takeda, J. agric. Chem. Soc. Japan: 908 (1935)

Rhizopus bahmensis Y. Takeda, J. agric. Chem. Soc. Japan: 908 (1935)

Rhizopus javanicus Y. Takeda, J. Agric. Chem. Soc. Japan: 909 (1935)

(Prancha 225, 226; pág. 612, 613)

Colônias em MEA20 fortemente cotonosas, densas, altas, com crescimento superior a 10 cm de diâmetro em sete dias, 9-10 mm de altura, atingindo a tampa da placa, com verso cinza escuro e punção negra, mais escuro em direção aos bordos devido ao acúmulo de esporangióforos, e reverso amarelo fosco. Esporangióforos eretos, normalmente crescendo a partir do micélio aéreo ou de estolões, com ou sem rizóides opostos, usualmente simples, raramente ramificados, eventualmente apresentando inchaços globosos, usualmente na porção intermediária da hifa, raramente próxima ao esporângio, 12,5-17,5 µm de diâmetro próximo a base, diminuindo suavemente em diâmetro em direção ao ápice, castanho amarelados a marrons, lisos, constrictos próximo aos esporângios, usualmente retos, raramente uncinados a circinados, cenocíticos a fortemente septados. Rizóides pouco desenvolvidos, formados por hifas digitiformes a lobadas, de parede algo espessada, castanhos claros a marrons. Estolões castanho claros a marrons, lisos, simples, eventualmente dando origem a esporangióforos em sua extensão. Esporângios globosos a subglobosos, 70-140 µm de diâmetro, marrom escuros a cinza escuros, deliquescentes, usualmente deixando resquícios da parede ainda aderida à columela, não formando colares. Columelas apofisadas, subglobosas a subcônicas, 50-105 µm de diâmetro. Esporangiosporos angulados, ocasionalmente irregulares, amarelos, 5-10 × 5-7,5 µm, fortemente estriados. Clamidosporos não observados no material examinado. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 14.XI.2012 (URM86832).

HABITAT: Registrado em ampla variedade de substratos, tais como material vegetal, solo, tecidos animais e excrementos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: Como caracteres comuns combinados, *Rhizopus arrhizus* apresenta rizóides pequenos, pobremente desenvolvidos, esporangiosporos em forma de castanha, angulados, fortemente estriados. Diferentemente de *R. stonolifer*, os esporangióforos são menores e crescem preferencialmente a partir de hifas do micélio aéreo e não de estolões, sendo estes pouco desenvolvidos, tais como os rizóides.

REFERÊNCIA: Schipper (1984), Ellis (1985), Liou *et al.* (2001); Jin *et al.* (2003), Zheng *et al.* (2007).

SYNCEPHALASTRACEAE NAUMOV EX R.K. BENJ. 1959

Circinella Tiegh. & G. Le Monn., *Annls Sci. Nat., Bot.*, sér. 5 17: 298 (1873)

Circinumbella Tiegh. & G. Le Monn., (1872)

Circinella muscae (Sorokīn) Berl. & De Toni, *Syll. fung.* (Abellini) 7: 216 (1888)

Circinella nigra Bainier, *Bull. Soc. mycol. Fr.* 19(2): 170 (1903)

Circinella spinosa Tiegh. & G. Le Monn., *Annls Sci. Nat., Bot.*, sér. 5 17: 305 (1873)

Circinella sydowii Lendn., *Bull. Soc. bot Genève*, 2 sér. 5: 29 (1913)

Hedicostylum muscae Sorokīn, *Bull. Soc. Imp. nat. Moscou* 43: 256 (1870)

Mucor spinulosus J. Schröt., in Cohn, *Krypt-Fl. Schlesien* (Breslau) 3.1. 16: 206 (1886) [1889]

(Prancha 227, 228; pág. 614, 615)

Esporangióforos crescendo diretamente sobre a superfície do substrato, 8-15 μm de diâmetro, prostrados, até 0,3 cm de altura, hialinos a castanho claros, apresentando ramificações simpodiais com terminações circinadas, cada uma portando um esporângio e um espinho estéril. Espinhos estéreis hialinos a castanho claros, delimitados por um septo, com ápices agudos, usualmente persistente, 42,5-55 \times 12,5-15 μm . Esporângios globosos, cinza escuros em microscopia estereoscópica, castanho claros a marrons em microscopia óptica, com parede persistente após liberação, aderida à base da columela, 75-87,5 μm de diâmetro. Columelas piriformes a cônicas, 37,5-55 \times 27,5-35 μm . Esporangiosporos globosos, (4,5-)5-6,5 μm de diâmetro, hialinos, lisos.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo. Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cabra, 07. VIII.2012 (URM86833).

HABITAT: Registrado em excrementos de diversos herbívoros.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: A principal característica de *Circinella muscae* é a presença de um espinho estéril junto aos esporângios na maioria das ramificações dos esporangióforos. *C. mucoroides*, embora

similar, apresenta ramificações mais circinadas e muitos espinhos estéreis não acompanhados por esporângios. Foi isolada com frequência a partir de excrementos de girafa, guanaco, orix-cimitarra e zebra em São Paulo por Viriato & Trufem (1985) e Trufem & Viriato (1985). Em Pernambuco, Santiago *et al.* (2011) isolou exemplares desta espécie a partir de excrementos de anta, cutia, jumento-branco e lhama. Trata-se de mucoromiceto coprófilo comum no Estado. O material analisado foi descrito crescendo diretamente sobre o substrato, variando na dimensão dos esporângios, maiores do que em cultivo (75-87,5 µm de diâmetro).

REFERÊNCIA: Hesseltine & Fennell (1955).

***Syncephalastrum* J. Schröt., in Cohn, Krypt.-Fl. Schlesien (Breslau) 3.1(9–16): 217 (1886)**

***Syncephalastrum racemosum* Cohn ex J. Schröt., in Cohn, Krypt.-Fl. Schlesien (Breslau) 3.1(9–16): 217 (1886) [1889] (Prancha 229, 230; pág. 616, 617)**

Syncephalastrum cinereum Bainier, Bull. Soc. mycol. Fr. 23: 222 (1907)

Syncephalastrum elegans Marchal & É.J. Marchal, Bull. Séanc. Soc. belge microsc. 18: 124 (1892)

Syncephalastrum fuliginosum Bainier, Bull. Soc. mycol. Fr. 23: 223 (1907)

Syncephalastrum javanicum Racib., Bull. int. Acad. Sci. Lett. Cracovie, Cl. sci. math. Sér. B 3: 347 (1909)

Syncephalastrum nigricans Vuill., J. Bot., Paris 1: 336 (1887)

Syncephalastrum racemosum var. *pauciporum* M. Moreau, Bull. trimest. Soc. mycol. Fr. 65: 146 (1949)

Syncephalastrum verruculosum P.C. Misra, Mycotaxon 3(1): 51 (1975)

Colônias em MEA25 cotonosas, compactas, altas, com crescimento rápido, superior a 9 cm em sete dias, 8-10 mm de altura, com verso inicialmente cinza claro, tomando-se cinza escuro com o envelhecimento, e reverso amarelo acinzentado, com bordos levemente mais claros. Aroma fraco a ausente. Esporangióforos eretos, crescendo diretamente a partir do substrato ou hifas somáticas, simples ou simpodialmente ramificados, 7,5-12,5 µm de diâmetro, hialinos quando jovens, tornando-se levemente pigmentados com a maturação, lisos, septados, terminando, tanto no eixo principal dos esporangióforos simples como nas ramificações dos esporangióforos ramificados, em vesículas féteris produzindo merosporângios. Vesículas esporangiais globosas, castanho claras a marrons, 12,5-32,5(-40) µm de diâmetro, produzindo merosporângios em toda sua superfície, formando tufos cinza escuros, foscos, globosos, apresentando-se levemente denticuladas após a liberação destes quando persistentes, eventualmente colapsando. Merosporângios cilíndricos a clavados, 12,5-27,5 × 4,5-7 µm, com uma fileira única de 2 a 8 esporos, sendo o esporo terminal

levemente maior em relação aos demais, levemente constrictos entre os esporos maduros, amarelos a castanhos, de parede lisa, frequentemente persistentes. Esporangiosporos no interior de merosporângios, globosos a elipsóides, lisos, hialinos a amarelados, 2,5-5(7,5) µm de diâmetro. Clamidosporos não observados no material examinado. Zigósporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 18.III.2013 (URM86834).

HABITAT: Registrado em amostras de solo e em excrementos.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: De comum distribuição e ocorrência em excrementos de herbívoros em regiões tropicais, *S. racemosum* pode ser distinto da outra espécie do gênero, *S. monosporum*, por apresentar merosporângios multiesporados. O material analisado em Pernambuco apresenta esporangióforos simpodialmente ramificados quando observados diretamente sobre o substrato, frágeis o suficiente para colapsarem com a expiração do examinador se uma máscara não for utilizada. As vesículas nos ápices do eixo principal do esporangióforo mostraram-se levemente maiores no material montado diretamente do substrato em relação ao que foi examinado em meio de cultura (~35-60 µm de diâmetro).

REFERÊNCIA: Misra (1975).

***Thamnostylum* Arx & H.P. Upadhyay, Gen. Fungi Sporul. Cult. (Lehr): 247 (1970)**

***Thamnostylum piriforme* (Bainier) Arx & H.P. Upadhyay, in Arx, Gen Fungi Sporul. Cult.:247 (1970)**

Helicostylum piriforme Bainier, Bull. Soc. bot. Fr. 27: 227 (1880)

(Prancha 231, 232; pág. 618, 619)

Colônias em MEA25 cotonosas, esparsas, altas, com crescimento rápido, superior a 9 cm em sete dias, 10-12 mm de altura, alcançando a tampa da placa em 4-5 dias, com verso inicialmente branco a cinza claro, tomando-se cinza fosco com o envelhecimento, e reverso amarelo claro, com bordos

pouco variáveis em morfologia. Aroma fraco a ausente. Estolões abundantes, hialinos a levemente pigmentados, lisos, não septados, raramente simples, usualmente ramificados, dando origem a rizóides e esporangióforos eretos. Rizóides formados por hifas lobadas, lisos, não septados, usualmente pouco ramificados. Esporangióforos eretos, crescendo diretamente a partir do substrato ou em estolões, simples ou simpodialmente ramificados, 12,5-17,5 µm de diâmetro, hialinos quando jovens, tornando-se levemente pigmentados com a maturação, lisos, septados, sendo o eixo principal (ou único) terminando apicalmente em um espinho estéril hialino, obtuso, raramente truncado, e apresentando, ao longo de seu comprimento, vesículas féteris produzindo fascículos de esporângios circinados, maiores e mais antigos próximos a base, menores e mais recentes próximos ao ápice, formando tufos. Esporangióforos piriformes a globosos, 25-37,5 µm de diâmetro, oliváceos a marrom escuros, de parede lisa, frequentemente persistentes. Columelas apofisadas, obovóides, 15-17,5 µm, hialinas a levemente oliváceas, usualmente apresentando colar após dissolução da parede do esporângio. Pedicelos fortemente recurvados a circinados, aumentando em espessura abaixo da apófise, 2,5-5 µm de espessura, lisos, hialinos, fortemente cianófilos. Esporangiosporos no interior dos esporângios, elipsóides, lisos, hialinos, 5-8,5 × 3-4,5 µm. Clamidosporos não observados no material examinado.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Instituto Agrônomo de Pernambuco (IPA), Caruaru, em excrementos de cabra, 13.II.2012 (URM86835).

HABITAT: Registrado em excrementos de vários herbívoros, sobretudo roedores.

DISTRIBUIÇÃO: Cosmopolita.

DISCUSSÃO: *Thamnostylum piniforme* é componente relativamente comum da microbiota coprófila, sobretudo quando considerados somente os mucoromicetos. Trata-se da espécie mais comum do gênero nestes substratos. Como principais características diagnósticas, destacam-se o esporangióforo simples, ramificado monopodialmente ou verticilado, diferente das ramificações simpodiais de *T. repens*, e a forma obpiriforme dos esporângios pedicelados.

REFERÊNCIA: Upadhyay (1973), Benny & Benjamin (1975).

ZOOPAGOMYCOTINA BENNY (2007)

ZOOPAGALES BESSEY EX R.K. BENJ. 1979

PIPTOCEPHALIDACEAE J. SCHRÖT. (1889)

Syncephalis Tiegh. & G. Le Monn., *Annls Sci. Nat., Bot.*, sér. 5 17: 372 (1873)

Syncephalis obliqua H.M. Ho & Benny, *Bot. Studies (Taipei)* 49(1): [45] (2008)
(Prancha 234, 235; pág. 620, 621)

Hifas somáticas hialinas, 1,5-2 µm de largura, imersas no substrato ou em hifas do hospedeiro, fracamente cianófilas. Esporangióforos isolados, eretos, simples, cilíndricos, hialinos, de parede lisa ou ligeiramente puntada, crescendo a partir de hifas do hospedeiro ou diretamente do substrato, mais largos na base, 15-17,5 µm, estreitando gradativamente em direção ao ápice, finalmente 7,5-10 µm logo abaixo da vesícula. Rizóides bem desenvolvidos, hialinos a fracamente pigmentados, ramificando para formar rizóides primários horizontais que produzem ramos uma ou duas vezes, septados. Vesículas apicais globosas a obovóides, hialinas, persistentes ou colapsando, cianófilas, 62,5-77,5 × 52,5-62,5 µm, com cerca de metade de sua superfície coberta por merosporângios apicais, os quais deixam dentículos visíveis em sua superfície após destacamento. Merosporângios com 4 a 6 esporos, pedicelados, não ramificados, com paredes finas, hialinos, cilíndricos, obliquamente posicionados na vesícula, geralmente rompendo em montagens. Merosporos cilíndricos a doliformes, arredondados em ambas as extremidades ou, eventualmente, com uma extremidade truncada e outra mais arredondada, hialinos, lisos, 5,5-6,5 × 2,5-3 µm. Zigosporos não observados.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. R.F.R. Melo, Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife, em excrementos de cavalo, 1.IX.2011 (URM87588), 19.XI.2014 (URM87589a-f).

HABITAT: Registrado como parasita de Mucorales em excrementos de cavalo.

DISTRIBUIÇÃO: Brasil e Taiwan. Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil.

DISCUSSÃO: A principal característica diagnóstica de *Syncephalis obliqua* é o posicionamento oblíquo dos merosporângios na vesícula apical. Difere de *S. plumigaleata* pelos merosporos maiores ($6,5-10 \times 3,5-4,5 \mu\text{m}$). *Syncephalis fuscata*, que possui semelhante posicionamento oblíquo dos merosporângios na vesícula apical, difere na forma, ornamentação e tamanho dos merosporos (Kuzuha 1973). O material estudado no Brasil mostra grande semelhança morfológica com a descrição original de Ho & Benny (2008) a partir de material coletado no Taiwan. Na maioria das amostras onde esta espécie foi registrada apresentaram várias esporangióforos visíveis (normalmente mais de 100 por 5g de esterco), persistindo por 4 a 5 semanas em incubação.

REFERÊNCIA: Embree (1965), Ho & Benny (2007), Ho & Benny (2008).

C H A V E P A R A A S E S P É C I E S D E F U N G O S C O P R Ó F I L O S I D E N T I F I C A D A S E M P E R N A M B U C O

1. Estruturas reprodutivas simples, apresentando esporângios ou esporangiólos fechados sustentados por uma única hifa espessa, simples ou ramificadas, normalmente asseptada, portando um ou mais esporos unicelulares hialinos em seu interior 2
1. Estruturas reprodutivas complexas, com esporóforos platenqui matosos e/ou estromas e, quando simples, nunca formando esporos no interior de esporângios ou esporangiólos fechados, unicelulares ou pluricelulares 19
2. Esporangiosporos formados no interior de merosporângios multiesporados cilíndricos, cobrindo a superfície de uma vesícula fértil 3
2. Esporangiosporos formados em esporângios ou esporangiólos 4
3. Esporangióforos de vida livre, simpodialmente ramificados, apresentando merosporângios cobrindo toda a superfície da vesícula apical *Syncephalastrum racemosum* (pág. 365)
3. Esporangióforos crescendo a partir de hifas do hospedeiro, simples, apresentando merosporângios obliquamente posicionados em um dos lados da vesícula apical *Syncephalis obliqua* (pág. 368)
4. Esporangiosporos formados no interior de esporangiólos, uni esporados ou multiesporados 4
4. Esporangiosporos formados no interior de esporângios 5
5. Esporangiólos uniesporados, formados em vesículas férteis no ápice do esporangióforo e/ou de suas ramificações *Cunninghamella elegans* (pág. 346)
5. Esporangiólos multiesporados, formados em fascículos em mais de uma origem ao longo do esporangióforo *Thamnostylum pyriforme* (pág. 366)
6. Esporângios com parede espessa, pretos, liberados inteiros, ativamente, sobre esporangióforos simples, raramente ramificados, apresentando vesícula subesporangial inflada, crescendo a partir de trofocistos imersos no substrato (*Pilobolus*) 7
6. Esporângios de parede delgada, hialina, liberando esporos por dissolução de sua parede, sem mecanismos ativos, sobre esporangióforos usualmente ramificados, raramente simples, sem vesícula subesporangial, crescendo a partir de estolões ou de hifas somáticas 11
7. Esporangiosporos predominantemente elipsóides 8
7. Esporangiosporos predominantemente globosos a subglobosos 9

8. Colúmelas mamiformes. Esporangiosporos hialinos, $7,5-10 \times 5-6,5 \mu\text{m}$. *Pilobolus crystallinus* (pág. 357)
8. Colúmelas campanuladas a cônicas. Esporangiosporos amarelos a alaranjados, $12,5-15(-25) \times 7,5-10 \mu\text{m}$ *Pilobolus kleinii* (pág. 359)
9. Esporangiosporos com parede espessa, 1-1,5 μm de espessura *Pilobolus oedipus* (pág. 361)
9. Esporangiosporos de parede delgada, com espessura inferior a 1 μm 10
10. Esporóforos curtos, até 4,5 mm de altura. Esporangiosporos globosos, amarelo pálido a ocráceos, 7,5-18 μm de diâmetro *Pilobolus lentiger* (pág. 360)
10. Esporóforos maiores, 5,5-9,5 mm de altura. Esporangiosporos globosos a subglobosos, hialinos a amarelo pálido, $6,5-9,5 \times 5,5-9 \mu\text{m}$ *Pilobolus hyalosporus* (pág. 358)
11. Esporangióforos com colúmelas apofisadas 12
11. Esporangióforos com colúmelas não apofisadas 15
12. Esporangióforos altos, até 1 cm de altura, castanho claros a marrons, usualmente simples, com colúmelas sem projeções *Rhizopus arrhizus* (pág. 362)
12. Esporangióforos mais curtos, até 0,12 cm de altura, hialinos a levemente pigmentados, usualmente ramificados, apresentando colúmelas com pequenas projeções (*Lichtheimia*) 13
13. Esporângios marrons. Esporangiosporos rugosos, pigmentados *Lichtheimia hyalospora* (pág. 349)
13. Esporângios amarelo claros a castanho claros. Esporangiosporos lisos, hialinos 14
14. Esporangiosporos predominantemente globosos a subglobosos, ocasionalmente irregulares em forma. Colônias em MEA20 com verso cinza após sete dias *Lichtheimia corymbifera* (pág. 347)
14. Esporangiosporos predominantemente elipsoidais a cilíndricos ou subglobosos a largo elipsoidais. Colônias em MEA20 com verso branco após sete dias *Lichtheimia ramosa* (pág. 350)
15. Esporóforos apresentando ramificações simpodiais com terminações circinadas, cada uma portando um esporângio e um espinho estéril *Circinella muscae* (pág. 364)
15. Esporóforos simples, com ramificações simpodiais ou racemosas, com terminações circinadas ou não. Espinhos estéreis ausentes 16
16. Esporângios com paredes persistentes, apresentando sutura longitudinal que, ao romper, separa esta em duas metades ou em duas partes de dimensões semelhantes. Esporangiosporos com longos apêndices hialinos *Gilbertella persicaria* (pág. 344)
16. Esporângios com paredes persistentes ou colapsando, nunca rompendo em uma sutura longitudinal regular. Esporangiosporos desprovidos de apêndices (*Mucor*) 17

17. Colônias em MEA20 altas, 9-10 mm de altura, atingindo a tampa da placa de Petri em sete dias, com verso cinza claro, permanecendo similar com o envelhecimento, e reverso amarelo brilhante, fortemente pigmentado. Esporangiosporos fusóides a longo elipsoidais *Mucor luteus* (pág. 354)
17. Colônias em MEA20 rasas, até 6 mm de altura, não atingindo a tampa da placa de Petri em sete dias, com verso cinza escuro a marrom, podendo tornar-se mais escuras com o envelhecimento, e reverso amarelo pálido, fosco. Esporangiosporos globosos a elipsóides 18
18. Colônias com verso tornando-se mais escuro e amarronzado com o envelhecimento. Ramificações semelhantes no mesmo esporangióforo, marcadamente circinadas. Esporângios de parede frágil, usualmente colapsada, apresentando incrustações cristalinas *Mucor circinelloides* (pág. 352)
18. Colônias com verso permanecendo cinza escuras com o envelhecimento. Ramificações curtas e longas no mesmo esporangióforo, não circinadas. Esporângios de parede resistente, usualmente persistente, sem incrustações cristalinas *Mucor ramosissimus* (pág. 355)
19. Estruturas reprodutivas complexas, com esporóforos pletenquimatosos ou estromas. Esporos sexuados presentes, formados no interior de ascos ou sobre basídios 20
19. Estruturas reprodutivas simples, formadas por conidióforos isolados ou organizados em conídios. Esporos sexuados ausentes ou não observados 113
20. Esporos sexuados unicelulares, formados sobre basídios. Estruturas de frutificação pletenquimatosas agaricóides, formadas diretamente sobre excrementos ou sobre solo contaminado, com híménio fórolamelar (*Basidiomycota*) 21
20. Esporos sexuados unicelulares a pluricelulares, formados no interior de ascos. Estruturas de frutificação pletenquimatosas com morfologia distinta, livres ou em estromas, com híménio exposto, parcialmente exposto ou induso (*Ascomycota*) 32
21. Píleo apresentando deliquescência em algum ponto da maturação do basidioma. Basídios presentes em diferentes partes na mesma lamela 22
21. Píleo não deliquescente. Basídios de comprimento uniforme 30
22. Resquílios do véu ausentes no píleo dos basidiomas maduros 23
22. Resquílios do véu presentes no píleo dos basidiomas maduros 24
23. Píleos setulosos, com sétulas levemente capitadas. Basidiosporos hexagonais em vista frontal *Coprinellus marculentus* (pág. 334)
23. Píleos setulosos, com setas agudas. Basidiosporos mitriiformes em vista frontal *Coprinellus angulatus* (pág. 333)

24. Resquílios do véu formados predominantemente por elementos globosos 25
24. Resquílios do véu formados predominantemente por elementos filamentosos 28
25. Elementos velares lisos, entremeados a pequenos cristais 26
25. Elementos velares adornados por projeções cristalinas mamiformes 27
26. Basidiosporos com seis ângulos, hexagonais em vista frontal *Coprinopsis cothurnata* (pág. 338)
26. Basidiosporos com cinco ângulos, cordiformes em vista frontal *Coprinus patouillardii* (pág. 327)
27. Basidiomas com forte odor narcótico. Basidiosporos ovóides a oblongos, 7,5-10,5 × 5-7,5 µm
..... *Coprinus foetidellus* (pág. 329)
27. Basidiomas sem odor narcótico. Basidiosporos cilíndricos, 6,5-7,5 × 3-4 µm
..... *Coprinopsis stercorea* (pág. 340)
28. Filamentos do véu com célula terminal de espessura de parede não diferenciada. Basidiosporos 7,5-9,6
× 4,8-6 µm *Coprinopsis pseudoradiata* (pág. 339)
28. Filamentos do véu com célula terminal apresentando parede mais espessada. Basidiosporos mais
largos, 6-7,2 µm 29
29. Elementos do véu constrictos nos septos, formado por cadeias de células
..... *Coprinopsis cinerea* (pág. 336)
29. Elementos do véu não constrictos nos septos, de formação tubular
..... *Coprinopsis vermiculifer* (pág. 341)
30. Píleos expandidos hemisféricos, brancos, mantendo forma e coloração com o envelhecimento, com
lamelas adexas ao estipe, brancas, com forte punção devido à maturação não-simultânea dos
basídios. Impressão de esporos preta *Panaeolus antillarum* (pág. 342)
30. Píleos expandidos convexos, hemisféricos a cônicos-campanulados, creme pálidos, tornando-se mais
cônicos e ocráceos com o envelhecimento, com lamelas adnatas a livres, homogeneamente cúpreas a
ferrugíneas com a maturação dos basídios. Impressão de esporos marrom 31
31. Basidiomas desenvolvidos em excrementos no solo, *in situ*. Píleos expandidos grandes, 36-40 mm de
diâmetro *Bolbitius demangei* (pág. 330)
31. Basidiomas desenvolvidos em excrementos em incubação. Píleos expandidos menores, 9-14 mm de
diâmetro *Conocybe siliginea* (pág. 331)

32. Ascomas apotecióides, com himênio exposto em todo ou parte de seu desenvolvimento. Glabros. Superficiais. Nunca indusos e estromas 33
32. Ascomas com himênio permanecendo incluso ou exposto somente por uma abertura ostiolar. Glabros e tomentosos. Imersos a superficiais. Livres ou e estromas 56
33. Apotécios destituídos de excípulo e contexto, formados apenas por um feixe de ascos e paráfises. Esporos marcadamente ornamentados com cristas proeminentes anastomosadas (*Ascodesmis*) 34
33. Apotécios apresentando excípulo e contexto, de morfologia variada. Esporos lisos ou com padrão de ornamentação distinto 35
34. Ascosporos elipsóides, 12,5-13,5 × 7,5-9,5 μm, apresentando vários espinhos e verrugas isoladas, ocasionalmente anastomosando-se, e com uma crista conspícua, simples ou ramificada, por vezes cobrindo grande parte ou toda a extensão do esporo *Ascodesmis sphaerospora* (pág. 256)
34. Ascosporos globosos a levemente subglobosos, 10-12,5 (-13) × 9,5-11,5 (-12) μm, apresentando várias cristas formando um padrão reticulado algo regular, com espinhos proeminentes nas anastomoses das cristas e espinhos e elevações menores entre o retículo *Ascodesmis porcina* (pág. 255)
35. Ascos maduros proeminentes no disco em relação ao nível do himênio, conferindo a este aspecto punctado a furfuráceo. Ascosporos maduros apresentando coloração em tons violáceos, marrons ou avermelhados, lisos a fortemente ornamentados 36
35. Ascos maduros não proeminentes no disco em relação ao nível do himênio, conferindo a este aspecto liso, rugoso ou viloso. Ascosporos maduros hialinos ou pálidos, lisos 49
36. Ascosporos livres no interior dos ascos em todos os estágios de seu desenvolvimento (*Ascobolus*) 37
36. Ascosporos firmemente unidos uns aos outros em todo ou parte seu desenvolvimento (*Saccharobolus*) 41
37. Apotécios eugliomoiêmicos, grandes, visíveis a olho nú, até 1500 μm de diâmetro. Disco fortemente furfuráceo *Ascobolus scatigenus* (pág. 243)
37. Apotécios cleistohímicos, menores, medindo até 600 μm de diâmetro. Disco punctado à fracamente furfuráceo 38
38. Receptáculos com margem dentada. Ascosporos com até 15 μm de comprimento, apresentando cristas paralelas entre si, longitudinais ao eixo principal do esporo *Ascobolus crnulatus* (pág. 240)
38. Receptáculos sem margem diferenciada. Ascosporos mais compridos 39
39. Comprimento dos ascosporos superior a 50 μm *Ascobolus immersus* (pág. 242)
39. Comprimento dos ascosporos inferior a 40 μm 40

40. Discos com muitos ascos maduros expostos simultaneamente, de textura fúrfurácea. Ascosporos 32,5-37,5 × 15,5-17 µm *Ascobolus americanus* (pág. 238)
40. Discos com poucos ascos maduros expostos simultaneamente (usualmente menos que 20 por ascoma). Ascosporos 27,5-32 × 12,5-15 µm *Ascobolus elegans* (pág. 241)
41. Agrupamento de esporos frouxo, visível assumindo padrão regular somente em ascos imaturos. Ascosporos livres na maturidade *Saccobolus saccoboloides* (pág. 252)
41. Agrupamento de esporos compacto, mesmo após liberação. Ascosporos firmemente unidos em todas as fases da maturação 42
42. Agrupamento de esporos com quatro colunas de dois esporos longitudinalmente dispostos e com dois planos longitudinais de simetria 43
42. Agrupamento de esporos com padrão de arranjo diferente 46
43. Apotécios com receptáculo amarelo a amarelo-limão na maturidade. Ascosporos com extremidades abruptamente truncadas, 20-23 × 8-10 µm *Saccobolus citrinus* (pág. 247)
43. Apotécios com receptáculo amarelo-dourado a âmbar na maturidade. Ascosporos com extremidades arredondadas 44
44. Ascosporos 25-27,5 × 7,5-12,5 µm *Saccobolus glaber* (pág. 249)
44. Ascosporos menores, com comprimento inferior a 20 µm 45
45. Ascosporos 13-20 × 8-9,5 µm. Agrupamento de esporos encurtando na maturidade *Saccobolus truncatus* (pág. 254)
45. Ascosporos 11,5-12,5 × 5-7,5 µm. Agrupamento de esporos não encurtados na maturidade *Saccobolus minimus* (pág. 251)
46. Agrupamento de esporos com os eixos dos esporos formando ângulos retos com relação ao seu eixo, com quatro pares frouxamente unidos e em um agrupamento cilíndrico .. *Saccobolus infestans* (pág. 250)
46. Agrupamento de esporos com padrão de arranjo diferente 47
47. Ascosporos com episporo fortemente rugoso, fortemente verrucoso ou reticulado. Ascosporos 17,5-22,5 × 8,5-10 µm *Saccobolus beckii* (pág. 245)
47. Ascosporos com episporo liso ou levemente granuloso, por vezes com uma rede incompleta de fissuras. Ascosporos com comprimento inferior a 20 µm 48

48. Agrupamento de esporos $29-32 \times 9,5-12 \mu\text{m}$. Ascosporos $11,5-12,5 \times 6-6,5 \mu\text{m}$ *Saccobolus depauperatus* (pág. 248)
48. Agrupamento de esporos $38-48 \times 16-20 \mu\text{m}$. Ascosporos $14,5-19 \times 7-10 \mu\text{m}$ *Saccobolus versicolor*
49. Apotécios apresentando coloração avermelhada, rosada ou alaranjada. Ascoperculados. Ascosporos marcadamente punctados, $(17,5-20-23(-25) \times 9,5-12,5 \mu\text{m}$ *Iodophanus carneus* (pág. 258)
49. Apotécios de coloração hialina à amarelada. Ascoperculados. Ascosporos lisos 50
50. Apotécios amarelos, tornando-se mais escuros com a maturação, com disco marcadamente côncavo, até $250 \mu\text{m}$ de diâmetro. Paráfises por vezes infladas no ápice *Thelebolus microsporus* (pág. 324)
50. Apotécios hialinos à amarelo alaranjados, até $140 \mu\text{m}$ de diâmetro, com disco plano a convexo. Paráfises infladas ou não (*Coprotus*) 51
51. Apotécios com coloração amarelada a alaranjada. Paráfises levemente infladas, com conteúdos citoplasmáticos. Excípulo pouco ou não cianófilo 52
51. Apotécios translúcido a amarelo pálidos. Paráfises destituídas de conteúdo citoplasmático. Excípulo fortemente cianófilo 54
52. Ascosporos $16,5-18 \times 10-11,5 \mu\text{m}$ *Coprotus ochraceus* (pág. 323)
52. Ascosporos menores 53
53. Ascosporos $8,5-10 \times 4-5,5 \mu\text{m}$ *Coprotus luteus* (pág. 322)
53. Ascosporos $13-15 \times 6,5-9 \mu\text{m}$ *Coprotus aurora* (pág. 317)
54. Ascoperulos $65-100 \times 13-16 \mu\text{m}$. Ascosporos $8-10 \times 6,5-7 \mu\text{m}$ *Coprotus lacteus* (pág. 320)
54. Ascoperulos com dimensões diferentes. Ascosporos maiores 55
55. Ascosporos $14-18 \times 7,5-11,5 \mu\text{m}$ *Coprotus leucopocillum* (pág. 321)
55. Ascosporos $12-13,5 \times 5-8 \mu\text{m}$ *Coprotus discullus* (pág. 319)
56. Ascomas não ostiolados, com himênio incluso em todas as fases do seu desenvolvimento, destituído de mecanismos ativos de liberação de ascos e ascosporos. Ascos usualmente prototunicados, evanescentes 57
56. Ascomas ostiolados, com himênio exposto somente por uma abertura ostiolar, apresentando mecanismos ativos ou passivos de liberação. Ascos prototunicados, unitunicados ou bitunicados, evanescentes ou persistentes 71

57. Cleistotécios estipitados, sobre hifas suporte, com perídio formado por hifas espessas fusionadas em um prosênquima frouxo *Monascus ruber* (pág. 184)
57. Cleistotécios sésseis, sobre hifas somáticas, com perídio formado por hifas fusionadas em um pseudoparênquima 58
58. Ascosporos apresentando poros ou fendas germinativos conspícuos 59
58. Ascosporos destituídos de poros ou fendas germinativos conspícuos 68
59. Ascosporos com fenda germinativa única, longitudinal a levemente oblíqua, proeminente, percorrendo todo o eixo equatorial do esporo *Conio chaetidium* sp. nov.
59. Ascosporos com um ou mais poros germinativos 60
60. Ascosporos com apenas um poro germinativo 61
60. Ascosporos com dois poros germinativos 67
61. Cleistotécios com ascos unitunicados, persistentes. Ascosporos formados mais de uma célula, incluindo uma (ou duas) célula apical pigmentada, de coloração marrom a marrom escura, elipsóides a lantiformes, com ápice umbonado e base truncada e um pedicelo basal, cilíndrico, hialino, variando em morfologia 62
61. Cleistotécios com ascos prototunicados, evanescentes. Ascosporos unicelulados, subglobosos a elipsóides, não truncados, hialinos a ocráceo pálidos 66
62. Ascosporos formados por três células, sendo duas pigmentadas, aparentemente septadas, ligadas entre si por um cordão geletinoso, podendo apresentar-se em diferentes estágios de maturação *Sordariales* gen. nov.
62. Ascosporos formados por duas células, sendo uma pigmentada, não septada, e outra hialina, consistindo de um pedicelo basal, persistente ou colapsando 63
63. Ascosporos sigmóides a cilíndricos quando imaturos. Pedicelos persistentes, longos, usualmente geniculados próximo a extremidade distal. Caudas gelatinosas apicais e basais presentes *Tripterosporella pakistani* (pág. 299)
63. Ascosporos clavados quando imaturos. Pedicelos usualmente colapsando, curtos ou longos, cilíndricos, não geniculados. Caudas gelatinosas ausentes (*Zopfella*) 64

64. Cleistotécios adornados por pelos cilíndricos, marrom escuros a pretos, de parede espessa, septados, perdendo pigmentação em direção à extremidade distal. Ascosporos com pedicelo atingindo cerca de $6-10 \times 2,5-5 \mu\text{m}$ *Zopfiella erostrata* (pág. 301)
64. Cleistotécios glabros ou coberto por esparsos pelos hífoides flexuosos. Ascosporos com pedicelos com dimensões distintas 65
65. Ascosporos com pedicelos longos, $9,5-13,5 \mu\text{m}$ de comprimento *Zopfiella longicaudata* (pág. 302)
65. Ascosporos com pedicelos curtos, reduzidos a um pequeno colarete, persistente ou colapsando, não excedendo $2,5 \mu\text{m}$ de comprimento *Zopfiella* sp. nov.
66. Ascomas glabros. Perídio formado por células alongadas (*textura epidermoidea*) *Thielavia terrestris* (pág. 272)
66. Ascomas adornados por dois (ou três) tufo de pelos compridos em pólos opostos, usualmente com extremidade distal arcuada a cirrinada, estendendo-se até $600 \mu\text{m}$ de comprimento em relação ao cleistotécio. Perídio formado por células globosas a angulares *Kernia nitida* (pág. 229)
67. Cleistotécios $80-110 \mu\text{m}$ de diâmetro, glabros, com perídio formado por uma camada de células ornamentadas com cristas, formando padrão reticulado. Ascosporos $12,5-18 \times 8,5-9,5 \mu\text{m}$ *Myceliophthora sepedonium* (pág. 236)
67. Cleistotécios $150-250 \mu\text{m}$ de diâmetro, adornado por pelos hífoides hialinos, septados, foveiformes ou cilíndricos, diminuindo em espessura em direção ao ápice, lisos à finamente rugosos, com perídio formado por células angulares lisas. Ascosporos $5-6,5 \times 3-4 \mu\text{m}$... *Pseudallescheria boydii* (pág. 232)
68. Cleistotécios com uma camada externa de células hialinas. Ascosporos araquiformes, formado por duas células globosas *Mycocarpha inversa* (pág. 206)
68. Cleistotécios com perídio membranáceo ou cefalotecóide pigmentado. Ascosporos unicelulados ... 69
69. Perídio cefalotecóide. Ascosporos hialinos, apresentando ornamentação formada por cristas que por vezes anastomosam-se, formando um retículo *Leuconeurospora pulcherrima* (pág. 326)
69. Perídio membranáceo. Ascosporos hialinos, apresentando ornamentação formada por estrias longitudinais, não formando retículos, (*Fauvelina*) 70
70. Ascosporos $7,5-10 \times 4,5-5,5 \mu\text{m}$, usualmente elipsóides à rombóides, por vezes angulados e de morfologia irregular, com extremidades abruptas *Fauvelina fimigena* (pág. 233)
70. Ascosporos $5-6 \times 2,5-3 \mu\text{m}$, usualmente elipsóides à oblongos, por vezes fascoliformes, com extremidades arredondadas *Fauvelina hispanica* (pág. 234)

71. Ascomas ostiolados com mecanismos passivos de liberação. Ascospores protunicados, exsudando os ascospores em uma massa mucilaginosa em forma de cirro através da abertura ostiolar, entremeados a tufo de fímbrias ou pelos. Nunca liberados ativamente 72
71. Ascomas ostiolados com mecanismos ativos de liberação. Ascospores unitunicados ou bitunicados, liberando seus esporos ativamente através da abertura ostiolar 82
72. Ascomas glabros, rostrados, com pescoço longo, 270 a 690 μm de comprimento, foveliforme, exsudando os ascospores através do pescoço para formar uma gota perolada em seu ápice. Ascospores hialinos, $2,5-3 \times 1-2 \mu\text{m}$, lisos, elipsóides *Sphaerona emellaefimicola* (pág. 234)
72. Ascomas apresentando pelos, não rostrados, com pescoço, quando presente, nunca excedendo 270 μm de comprimento, exsudando os ascospores pelo ápice para formar um cirro entre os pelos, não formando gota mucilaginosa. Ascospores de coloração marrom pálida a dourada, maiores, de morfologia variada 73
73. Ascomas imersos, apresentando pescoço curto a longo. Pelos terminais, quando presentes, nunca formando tufo no ápice do ascoma 74
73. Ascomas superficiais, destituídos de pescoço. Pelos terminais tortuosos a encaracolados, formando tufo no ápice do ascoma entremeados ao cirro de ascospores exsudados, de comprimento variável (*Chaetomium*) 76
74. Ascomas com pescoço curto, pouco conspicuo, com pelos terminais longos, até 1350 μm de comprimento. Ascospores subliniformes, hialinos, dourados a marrom pálidos, de coloração cúprica em massa *Lophotrichus bartlerii* (pág. 231)
74. Ascomas com pescoço curto a longo, conspicuo, dotados de setas terminais curtas, até 225 μm de comprimento. Ascospores liniformes, fortemente pigmentados, marrons a marrom escuros (*Melanospora*) 75
75. Cleistotécios esparsamente tomentosos, com pescoço curto (até 100 μm de comprimento). Ascospores usualmente com menor largura (10-12,5 μm) *Melanospora dammosa* (pág. 220)
75. Cleistotécios quase ou totalmente glabros, com pescoço longo (150-370 μm de comprimento). Ascospores usualmente mais largos (12,5-15 μm) *Melanospora zamiae* (pág. 222)
76. Pelos terminais de dois tipos: longos, simples, tornando-se encaracolados acima do nível da cabeça esporifera e outro tipo septado, formando ondulações sinuosas *Chaetomium cochliodes* (pág. 266)
76. Pelos terminais de apenas um tipo, ondulados ou encaracolados 77

77. Pelos terminais ondulados, tortuosos desde sua extremidade proximal, formando uma trama variando de frouxa à compacta, não formando cachos *Chaetomium globosum* (pág. 269)
77. Pelos terminais encaracolados, formando aros frouxos ou compactos 78
78. Diâmetro dos aros formados pelas voltas dos pelos terminais permanecendo constante em direção ao ápice. Pelos terminais formando cachos frouxos e espaçados. Cleistotécios esverdeados em microscopia estereoscópica. Ascosporos com morfologia variável *Chaetomium citrinum* (pág. 264)
78. Diâmetro dos aros formados pelas voltas dos pelos terminais diminuindo gradualmente em direção ao ápice. Pelos terminais formando cachos compactos. Cleistotécios acinzentados a pretos em microscopia estereoscópica. Ascosporos com morfologia constante 79
79. Pelos terminais formando 7-12 voltas. Cleistotécios globosos *Chaetomium spirale* (pág. 270)
79. Pelos formando menos do que oito voltas. Cleistotécios subglobosos à ampuliformes 80
80. Pelos terminais simples, formando cachos com 6-8 voltas *Chaetomium convolutum* (pág. 267)
80. Pelos terminais simples ou ramificados, formando cachos com 3-6 voltas 81
81. Ascos cilíndrico-lineares. Cleistotécios ovóides à subglobosos ... *Chaetomium brasiliensis* (pág. 263)
81. Ascos clavados. Cleistotécios ovóides, doliformes, ampuliformes ou cilíndricos
..... *Chaetomium bostrychodes* (pág. 262)
82. Ascomas pseudotecióides. Ascos bitunicados, liberando seus ascosporos através do mecanismo 'jack-in-the-box' 83
82. Ascomas peritecióides. Ascos unitunicados, liberando seus ascosporos através de mecanismo de um anel apical 90
83. Pseudotécios glabros a tomentosos. Ascosporos formados por duas células (*Delitschia*) 84
83. Pseudotécios glabros. Ascosporos formados por pelo menos quatro células (*Sporormiella*) 85
84. Pseudotécios 1675-1750 × 500-600 μm. Ascosporos 37,5-40 × 12,5-15 μm
..... *Delitschia chaetomioides* (pág. 308)
84. Pseudotécios 1275-1450 × 350-460 μm. Ascosporos 32,5-37,5 × 13-15 μm
..... *Delitschia vulgaris* (pág. 309)
85. Ascosporos compostos por quatro células 86
85. Ascosporos compostos por mais de quatro células 89

86. Pseudotécios com pescoço longo, medindo pelo menos 250 μm de comprimento. Ascósporos 17,5-20,5 μm de comprimento *Sporormiella* sp.nov.
86. Pseudotécios com pescoço nunca superando 200 μm de comprimento. Ascósporos com comprimento superior a 25 μm 87
87. Asco reduzindo em largura gradualmente desde a porção mais larga próxima ao ápice até a porção inferior, formando um longo estipe *Sporormiella isomera* (pág. 313)
87. Asco reduzindo em largura abruptamente na porção inferior, formando um curto estipe 88
88. Ascósporos 27,5-30 \times 4-5 μm com fenda germinativa paralela ao seu eixo, formando uma dobra, com células facilmente separáveis no septo central *Sporormiella minima* (pág. 314)
88. Ascósporos 37,5-40 \times 6-7,5 μm , com fenda germinativa levemente à fortemente oblíqua ao seu eixo, com células facilmente separáveis em todos os septos *Sporormiella australis* (pág. 311)
89. Ascósporos com cinco células, usualmente semelhantes em morfologia
..... *Sporormiella pentamera* (pág. 315)
89. Ascósporos com 10 a 16 células, usualmente com uma das células fortemente espessada e maior que as demais *Sporormiella herculea* (pág. 312)
90. Peritécios formados no interior de estromas, formado diretamente sobre a superfície do substrato (*Selinia*) 91
90. Peritécios livres, nunca formados no interior de um estroma 92
91. Ascósporos elipsóides a levemente fusóides, (27,5)30-35 \times 15-20 μm *Selinia africana* (pág. 207)
91. Ascósporos elipsóides a subglobosos, 50-62,5 \times (15-)20-22,5 μm *Selinia pulchra* (pág. 208)
92. Ascósporos formados por três células, sendo duas pigmentadas e caudadas nas extremidades, ligadas entre si por uma célula hialina medial *Zygopleurage zygospora* (pág. 303)
92. Ascósporos formados por uma ou duas células 93
93. Ascósporos formados por uma célula 94
93. Ascósporos formados por duas células, uma tornando-se pigmentada e outra permanecendo incolor, formando um pedicelo 98
94. Ascósporos com fenda germinativa (*Coniochaeta*) 95
94. Ascósporos com poros germinativos 96

95. Ascospores com oito ascospores, organizados de modo unisseriado *Coniochaeta leucoplaea* (pág. 179)
95. Ascospores com 32 ascospores, tri- a tetraseriados *Coniochaeta philocoproides* (pág. 181)
96. Aparelho gelatinoso dos ascospores consistindo em uma cauda apical e uma cauda basal
..... *Arnium hirtum* (pág. 273)
96. Aparelho gelatinoso dos ascospores consistindo em um envoltório gelatinoso (*Sordaria*) 97
97. Ascospores 15-22,5 × 10-12,5 µm, elipsóides a obovóides, com extremidades algo apiculadas
..... *Sordaria fimicola* (pág. 305)
97. Ascospores 18-22,5 × 15-17,5 µm, obovóides a subglobosos, com extremidades mais arredondadas ...
..... *Sordaria lappae* (pág. 307)
98. Peritécios com padrão de vestitura formada por pelos inflados e aglutinados, apresentando tufts sobretudo próximo ao pescoço *Schizothecium conicum* (pág. 289)
98. Peritécios glabros ou, quando pilosos, nunca apresentando os caracteres acima combinados 99
99. Ascospores imaturos vermiformes a sigmóides, com diferenciação pouco óbvia entre a porção destinada à célula pigmentada. Pedicelo persistente, tão comprido quanto ou mais comprido que a célula pigmentada, tardiamente diferenciável na maturação do esporo (*Cercophora*) 100
99. Ascospores imaturos clavados, com diferenciação óbvia entre a porção destinada à célula pigmentada. Pedicelo persistente ou colapsando, raramente maior que a célula pigmentada, o qual torna-se diferenciável cedo na maturação do esporo (*Podospora*) 103
100. Glóbulos apicais dos ascospores ausentes. Ascospores com células pigmentadas septadas
..... *Cercophora sordariorides* (pág. 277)
100. Glóbulos apicais dos ascospores presentes. Ascospores com células pigmentadas asseptadas 101
101. Peritécios 650-790 × 340-475 µm, apresentando pelos inflados proeminentes no pescoço. Ascospores com caudas gelatinosas de comprimentos semelhantes .. *Cercophora mirabilis* (pág. 276)
101. Peritécios 480-515 × 350-400 µm, apresentando pelos inflados curtos ao longo do pescoço (2-2,5 µm). Ascospores com caudas gelatinosas com comprimentos desiguais, sendo a superior ou apical mais curta e a inferior ou basal mais comprida *Cercophora anisura* (pág. 274)
102. Ascospores com quatro esporos 103
102. Ascospores com mais do que quatro esporos 104

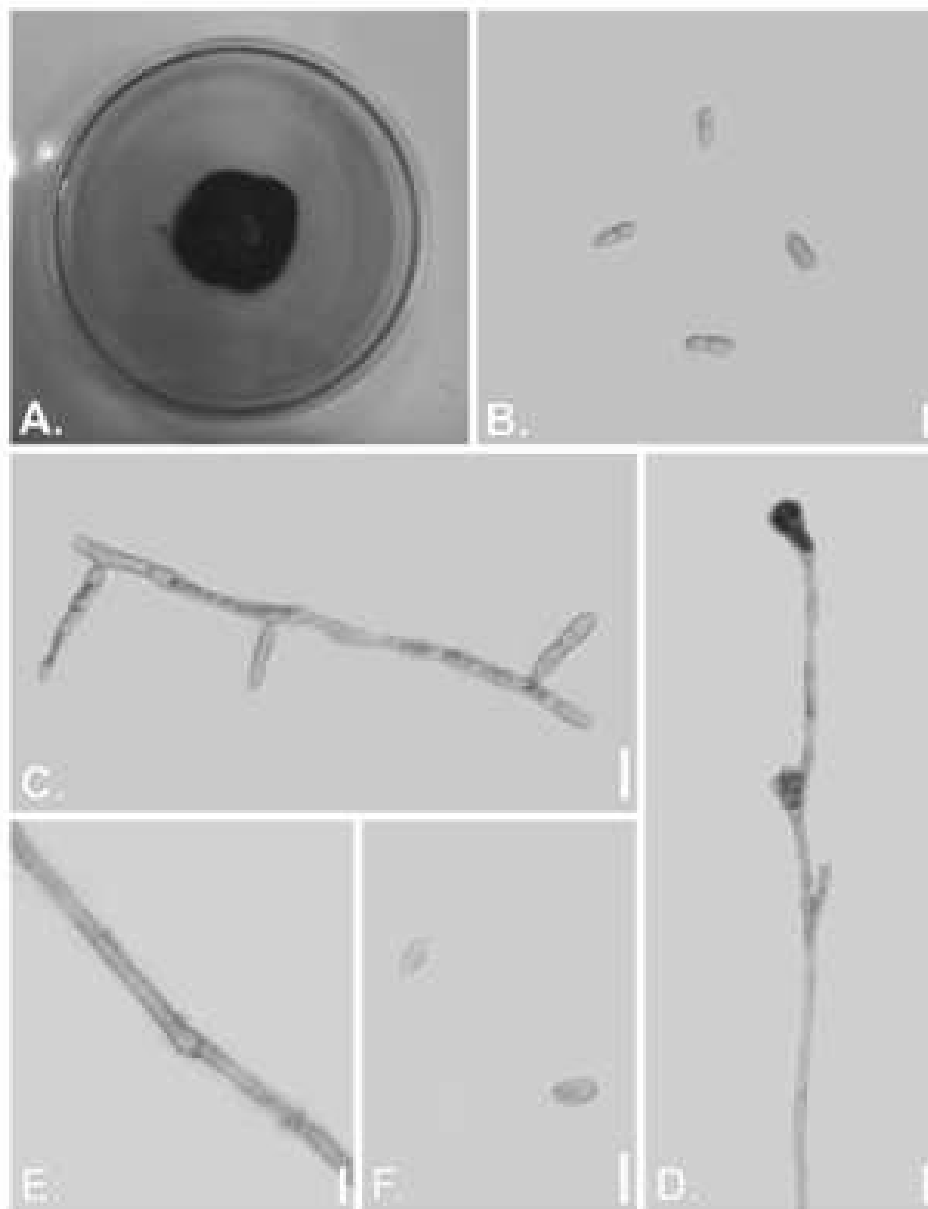
103. Células pigmentadas 50-57,5 × 25-30,5 μm. Pedicelos, quando presentes, reduzidos, diminutos, obcônicos, atingindo cerca de 2,5 μm de comprimento *Podospora australis* (pág. 282)
103. Células pigmentadas 35-37,5 × 17,5-19,5 μm. Pedicelos bem desenvolvidos, cilíndricos, 15-17,5 × 3-3,5 μm *Podospora pauciseta* (pág. 293)
104. Peritécios apresentando tubérculos escuros na base do pescoço. Caudas apicais lameladas e caudas basais aderidas à extremidade proximal do pedicelo 105
104. Peritécios destituídos de tubérculos escuros na base do pescoço. Caudas não apresentando os caracteres acima combinados 106
105. Ascos com oito esporos. Células pigmentadas 35-42 × 17,5-22,5 μm
..... *Podospora decipiens* (pág. 286)
105. Ascos com 16 esporos. Células pigmentadas 30-35 × 17,5-22,5 μm
..... *Podospora pleiospora* (pág. 295)
106. Ascosporos com mais de uma cauda por extremidade 107
106. Ascosporos com apenas uma cauda apical e uma cauda basal 109
107. Aparelho gelatinoso dos ascosporos formado por quatro caudas subapicais aderidas à célula pigmentada e quatro caudas inferiores aderidas ao pedicelo *Podospora communis* (pág. 283)
107. Aparelho gelatinoso dos ascosporos formado por múltiplas caudas, tanto na célula pigmentada como no pedicelo 108
108. Caudas envolvendo a célula pigmentada *Podospora longicaudata* (pág. 290)
108. Caudas não envolvendo a célula pigmentada *Podospora ostlingospora* (pág. 291)
109. Peritécios com tufos de pelos setosos, aglutinados, não inflados, concentrados no pescoço, pigmentados em toda a sua extensão 110
109. Peritécios com pelos não setosos, não aglutinados, distribuídos por todo o ascoma, perdendo pigmentação em direção ao ápice, até tornarem-se hialinos 111
110. Ascos com (128?-)256(-512?) esporos. Pedicelos obclavados, não constrictos
..... *Podospora curvicolla* (pág. 285)
110. Ascos com oito esporos. Pedicelos cilíndricos, com uma constricção medial, marcadamente inflados na porção proximal e levemente na porção distal *Podospora prethopodalis* (pág. 296)

111. Peritécios ovóides à subelipsóides, sem demarcação clara entre ventre e pescoço	
.....	<i>Podospora appendiculata</i> (pág. 280)
111. Peritécios obpiriformes, com demarcação clara entre ventre e pescoço	112
112. Pelos com ápices agudos. Células pigmentadas 52,5-55 × 27,5-30 μm	
.....	<i>Podospora fimiseda</i> (pág. 287)
112. Pelos com ápices inflados. Células pigmentadas 27,5-30 × 12,5-15 μm	
.....	<i>Podospora inflatula</i> (pág. 289)
113. Células conidiogênicas sésseis, formadas diretamente sobre hifas somáticas	114
113. Células conidiogênicas formadas sobre conidióforos livres ou agrupados	116
114. Conídios com 4 a 6 septos	<i>Cephalophora tropica</i> (pág. 259)
114. Conídios unicelulados	115
115. Conídios formados em espículas ao longo das hifas somáticas, eventualmente formando conídios secundários por brotamento	<i>Aureobasidium pullulans</i> (pág. 183)
115. Conídios formados em células conidiogênicas, nunca formando conídios secundários por brotamento	116
116. Conídios formados em fiálides foveliformes, formando massas mucilaginosas	
.....	<i>Acremonium bacillisporum</i> (pág. 217)
116. Conídios formados em fiálides ou adelofiálides, secos	<i>Lecythophora lignicola</i> (pág. 182)
117. Conidióforos agrupados, formando sinêmios ou esporodóquios	118
117. Conidióforos livres	124
118. Conidiomas do tipo sinêmio. Conídios amerospóricos	119
118. Conidiomas do tipo esporodóquio. Conídios fragmospóricos	123
119. Sinêmios setosos, com setas estéreis onduladas ou espiraladas	<i>Trichurus cylindricus</i> (pág. 233)
119. Sinêmios glabros, desprovidos de setas	120
120. Células conidiogênicas filídicas	<i>Phaeostilbella atra</i> (pág. 219)
120. Células conidiogênicas anelídicas	121

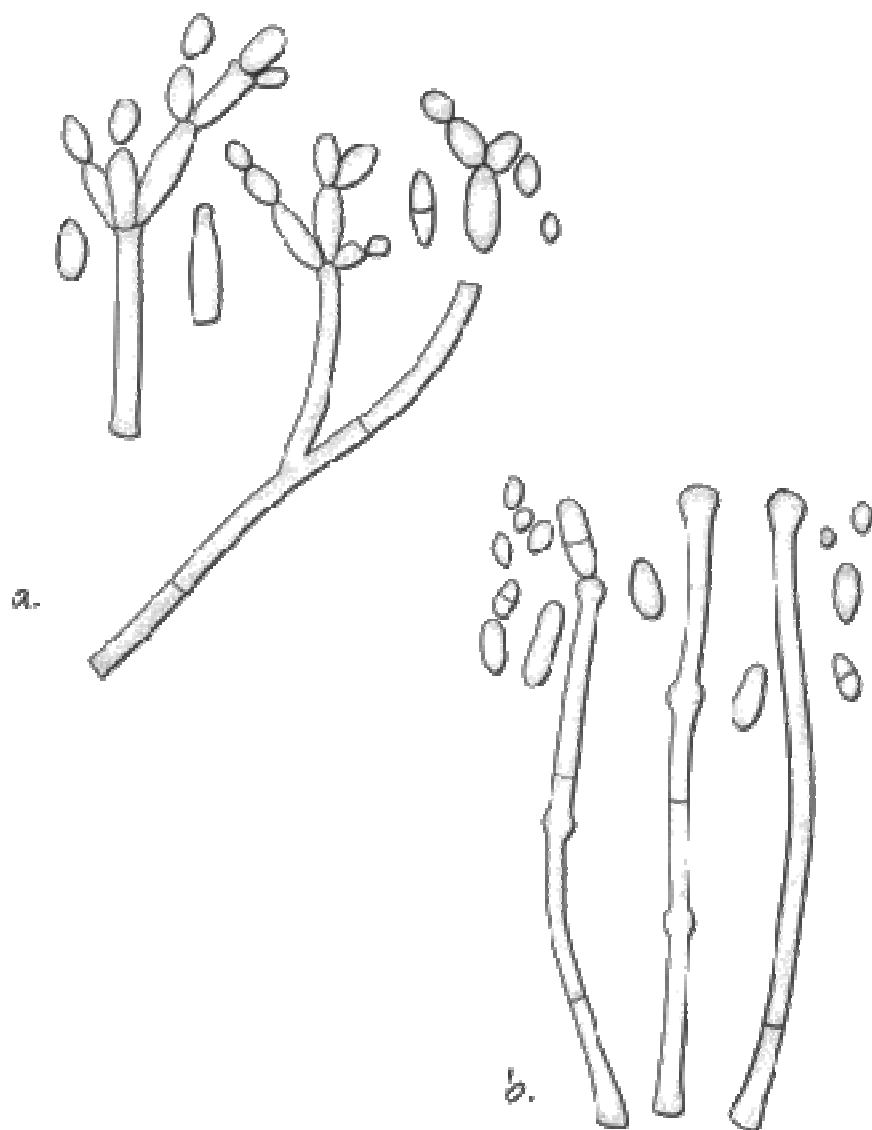
121. Sinêmios formando cabeças conidiais pouco compactas, com esporos secos
 *Cephalotrichum purpureofuscus* (pág. 225)
121. Sinêmios formando cabeças conidiais compactas, com esporos mucilaginosos (*Graphium*) 122
122. Sinêmios verde oliváceos à marrom oliváceos, 175-200 µm de altura, sem variação na pigmentação ao longo do estipe. Conídios menores 4-6 × 1-2,5 µm *Graphium penicillioides* (pág. 227)
122. Sinêmios marrom escuros na base, diminuindo em pigmentação em direção ao ápice, tornando castanho claros próximos à massa conidial e finalmente hialinos e alguns conidióforos, 350-900 µm de altura. Conídios 6-7,5 × 2-3,5 µm *Graphium putredinis* (pág. 228)
123. Fiálides compridas, proeminentes, agudas. Macroconídios raramente recurvados, com extremidades agudas *Fusarium solani* (pág. 216)
123. Fiálides curtas, pouco proeminentes, curtas e largas. Macroconídios usualmente recurvados, com extremidades atenuadas *Fusarium oxysporum* (pág. 215)
124. Conidiogênese blástica-acrópeta (*Cladosporium*) 125
124. Conidiogênese blástica-fialídica 126
125. Conidióforos nodosos, com inchaços intercalares e terminais. Conídios 3.5-5.5 µm de largura
 *Cladosporium oxysporum* (pág. 178)
125. Conidióforos não nodosos, sem inchaços conspícuos. Conídios 2-4.5 de largura
 *Cladosporium cladosporioides* (pág. 177)
126. Colônias de crescimento rápido, ocupando toda a placa em sete dias de incubação. Conidióforos variavelmente ramificados. Fiálides lageniformes, com colaretes conspícuos (*Trichoderma*) 127
126. Colônias de crescimento lento a moderado, não ocupando toda a placa em sete dias de incubação. Conidióforos simples ou formando ramificações em ângulos agudos. Fiálides ampuliformes a acerosas 130
127. Colônias em MEA com pigmentação solúvel dourada a âmbar. Conídios clavados
 *Trichoderma aureoviride* (pág. 210)
127. Colônias em MEA com pigmentação solúvel de coloração diferente ou ausente. Conídios globosos a dipsóides 128
128. Conídios elipsóides. Conidióforos apresentando eixo principal espesso, formando fiálides isoladas e ramificações curtas ao longo de seu comprimento *Trichoderma pseudokoningii* (pág. 213)
128. Conídios subglobosos a ovais. Conidióforos apresentando eixo principal delgado, com ramificações maiores na base, diminuindo em comprimento em direção ao ápice 129

129. Colônias verde das a verde pistaches. Conidióforos com ramificações pouco espaçadas. Fiálides usualmente em tufos. Conídios globosos, 2,5-3,5 × 2,5-3 µm *Trichoderma harzianum* (pág. 211)
129. Colônias verde escuras a verde acinzentadas. Conidióforos com ramificações espaçadas. Fiálides usualmente solitárias. Conídios ovóides, 3,5-4 × 3-3,5 µm *Trichoderma ovalisporum* (pág. 212)
130. Fiálides sobre vesículas inchadas no ápice de conidióforos (*Aspergillus*) 131
130. Fiálides sobre terminações não inchadas 137
131. Conidióforos com vesículas predominantemente unisseriadas 132
131. Conidióforos com vesículas predominantemente bisseriadas 134
132. Colônias em CYA25 com coloração preta em sete dias *Aspergillus japonicus* (pág. 189)
132. Colônias em CYA25 com outra coloração 133
133. Colônias em CYA25 verde escura a marrom em sete dias *Aspergillus parasiticus* (pág. 193)
133. Colônias em CYA25 azul esverdeadas a azuis em sete dias *Aspergillus fumigatus* (pág. 187)
134. Colônias em CYA25 com diâmetro inferior a 60 mm de diâmetro em sete dias 135
134. Colônias em CYA25 com diâmetro superior a 60 mm de diâmetro em sete dias 136
135. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 e/ou MEA25 com coloração ocráceo pálido a castanho vináceo. Cabeças conidiais frequentemente formando colunas compactas, com conídios em longas cadeias, variando em coloração do mais antigo ao mais recente *Aspergillus terreus* (pág. 194)
135. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 e/ou MEA25 com coloração branca a creme. Cabeças conidiais radiadas a frouxamente colunares, não formando colunas compactas, com conídios soltos ou formando cadeias curtas, não variando em coloração *Aspergillus niveus* (pág. 191)
136. Região esporífera das colônias em CYA25 verde pistache a verde acinzentado em sete dias. Conídios predominantemente lisos *Aspergillus flavus* (pág. 186)
136. Região esporífera das colônias em CYA25 preto fosco a preto oliváceo em sete dias. Conídios predominantemente ornamentados *Aspergillus niger* (pág. 190)
137. Colônias com esporulação amarronzada. Conídios em cadeias tortuosas, longas. Fiálides com pescoços longos *Paecilomyces variotii* (pág. 195)
137. Colônias com esporulação esverdeada a branca. Conídios em cadeias retas, usualmente curtas. Fiálides com pescoços curtos (*Penicillium*) 138

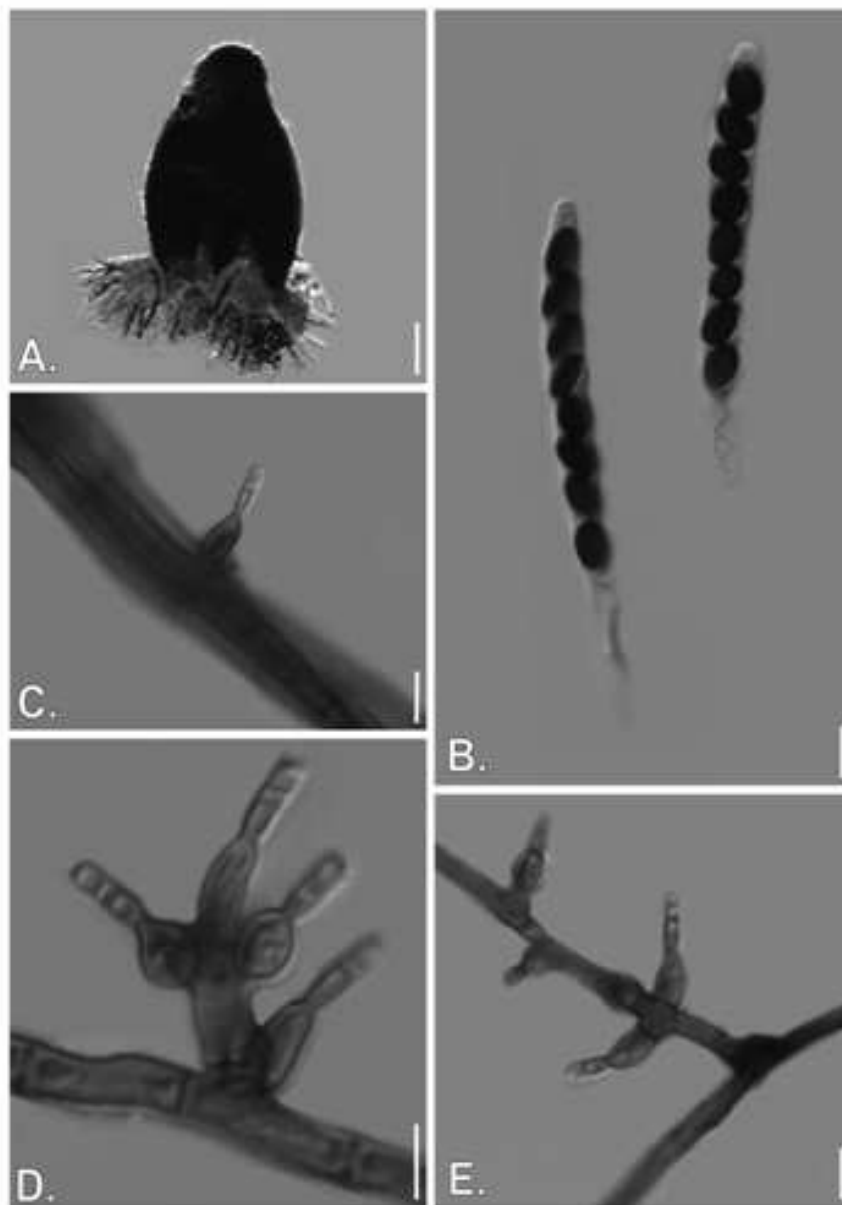
138. Conidióforos predominantemente triverticilados *Penicillium chrysogenum* (pág. 198)
138. Conidióforos predominantemente biverticilados 139
139. Taxa do comprimento entre fálides e métulas em um mesmo conidióforo próxima ou igual a 1. Pigmentação solúvel avermelhada presente *Penicillium purpurogenum* (pág. 203)
139. Taxa do comprimento entre fálides e métulas em um mesmo conidióforo muito menor do que 1. Pigmentação solúvel avermelhada ausente 140
140. Estipes terminando predominantemente em um verticilo de métulas 141
140. Estipes apresentando métulas em diferentes níveis, inclusive formando verticilos 144
141. Colônias de crescimento rápido, atingindo diâmetro superior a 30 mm em CYA25 em sete dias . 142
141. Colônias de crescimento lento, atingindo diâmetro inferior a 30 mm em CYA25 em sete dias 143
142. Conídios elipsóides, $3,5-7,5 \times 2,5-3,5 \mu\text{m}$ *Penicillium oxalicum* (pág. 202)
142. Conídios globosos a subglobosos, $(1,5-2-3 \mu\text{m})$ de diâmetro *Penicillium raistrickii* (pág. 204)
143. Colônias em CYA25 com 15-28 mm de diâmetro em sete dias, com esporulação verde escuro a verde turquesa, produzindo pigmento solúvel amarelo brilhante *Penicillium citrinum* (pág. 199)
143. Colônias em CYA25 com 23-30 mm de diâmetro em sete dias, com esporulação cinza esverdeada a verde maçante, não produzindo pigmento solúvel detectável *Penicillium corylophilum* (pág. 200)
144. Colônias em CYA25 com esporulação esparsa, predominantemente brancas em sete dias de incubação. Métulas usualmente formando tétrades *Penicillium janczewskii* (pág. 201)
144. Colônias em CYA25 com esporulação dominante, verde escura a verde acinzentada em sete dias de incubação. Métulas em trê a cinco por conidióforo *Penicillium waksmanii* (pág. 205)



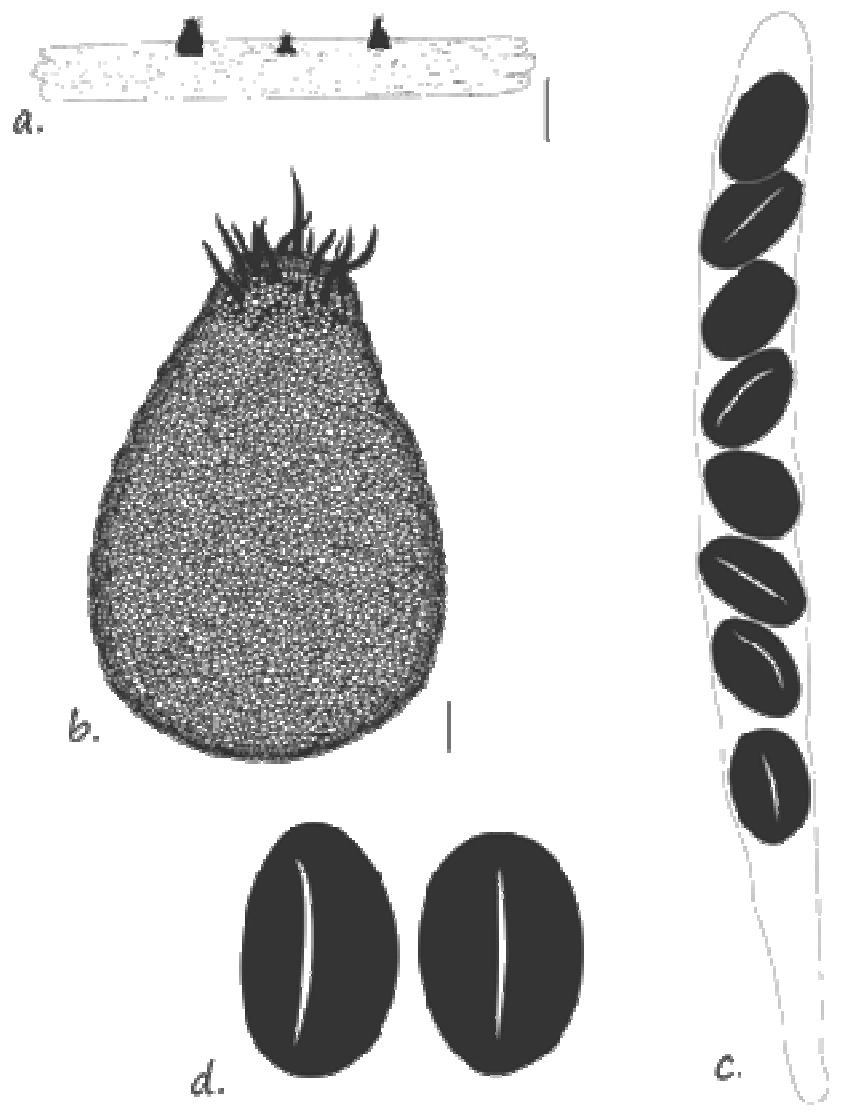
Prancha 1. *Cladosporium dadosporioides*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA. **b.** Conídios bicelulados. **c.** Fiáldes e conidiogênese. *C. oxysporum*. **d.** Conidióforo. **e.** Inchaço próximo ao septo em conidióforos em maturação. **f.** Conídios (Barras: b, c = 5 μ m, d = 15 μ m, e = 10 μ m)



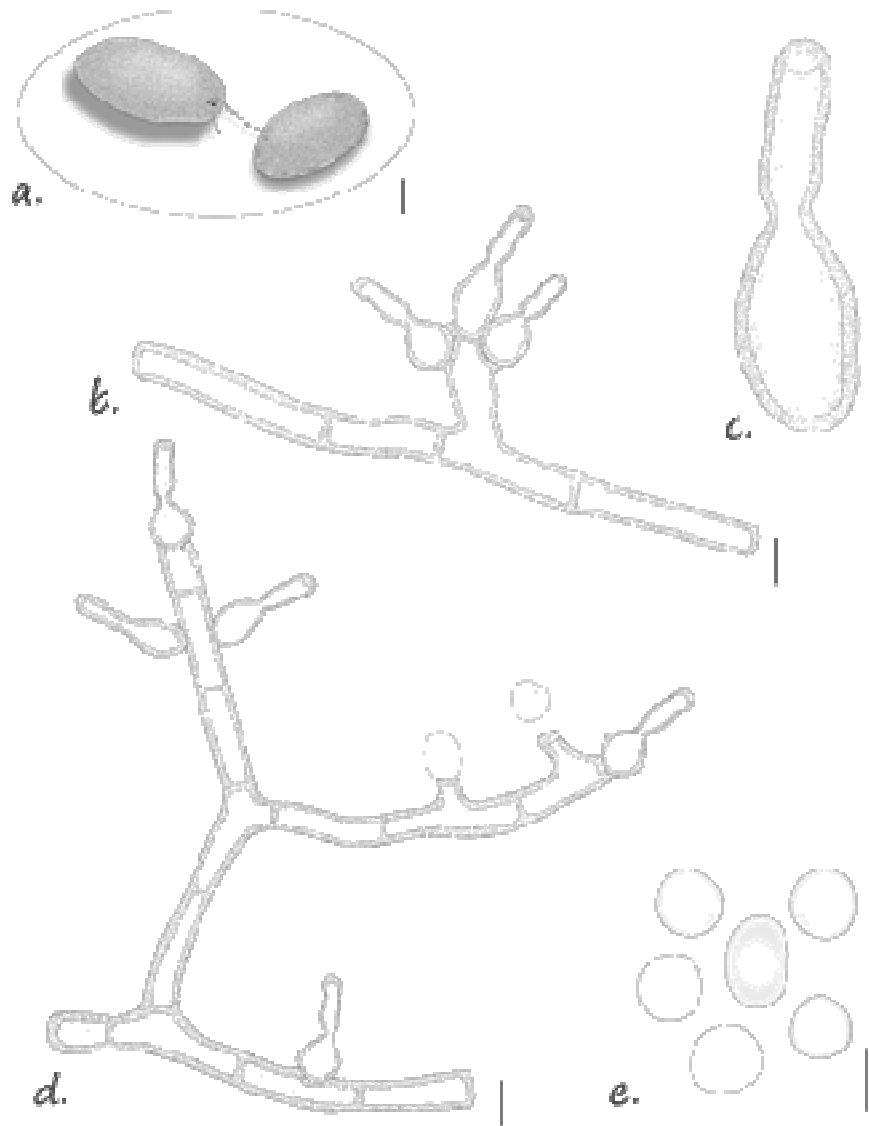
Prancha 2. *Cladosporium cladosporioides*. **a.** Conidióforos, ramoconídios e conídios. *C. oxysporum*. **b.** Conidióforos apresentando intumescências e cicatrizes, ramoconídios e conídios (Barras: a = 10 μ m, b = 15 μ m)



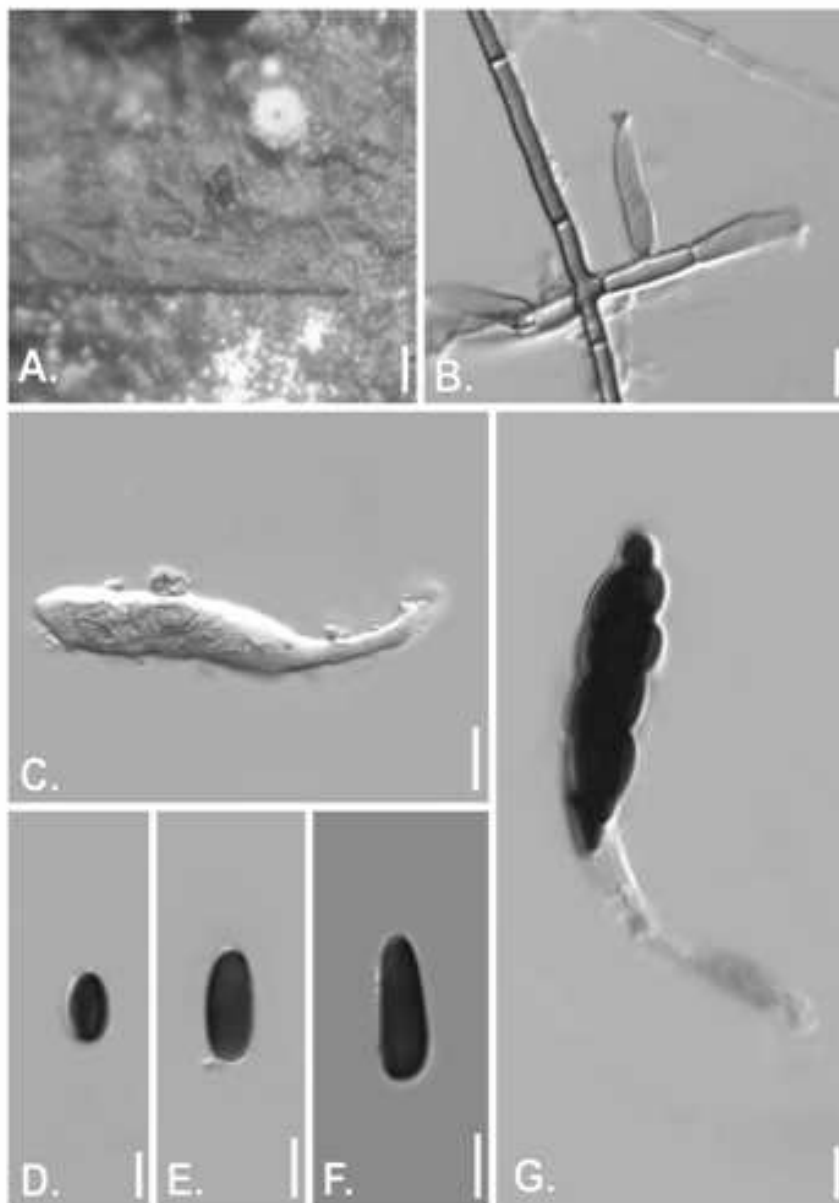
Prancha 3. *Coniochaeta leucoplaca*. **a.** Peritécio rompido, com parte do himênio exposta. **b.** Ascospores maduros, apresentando ascospores levemente oblíquos. *Lecytophora lignicola*. **c.** Fíalide séssil isolada. **d.** Adeliófiáides e fíalides. **e.** Fíalides sésseis opostas (Barras: a = 50 μ m, b = 10 μ m, c, d, e = 5 μ m)



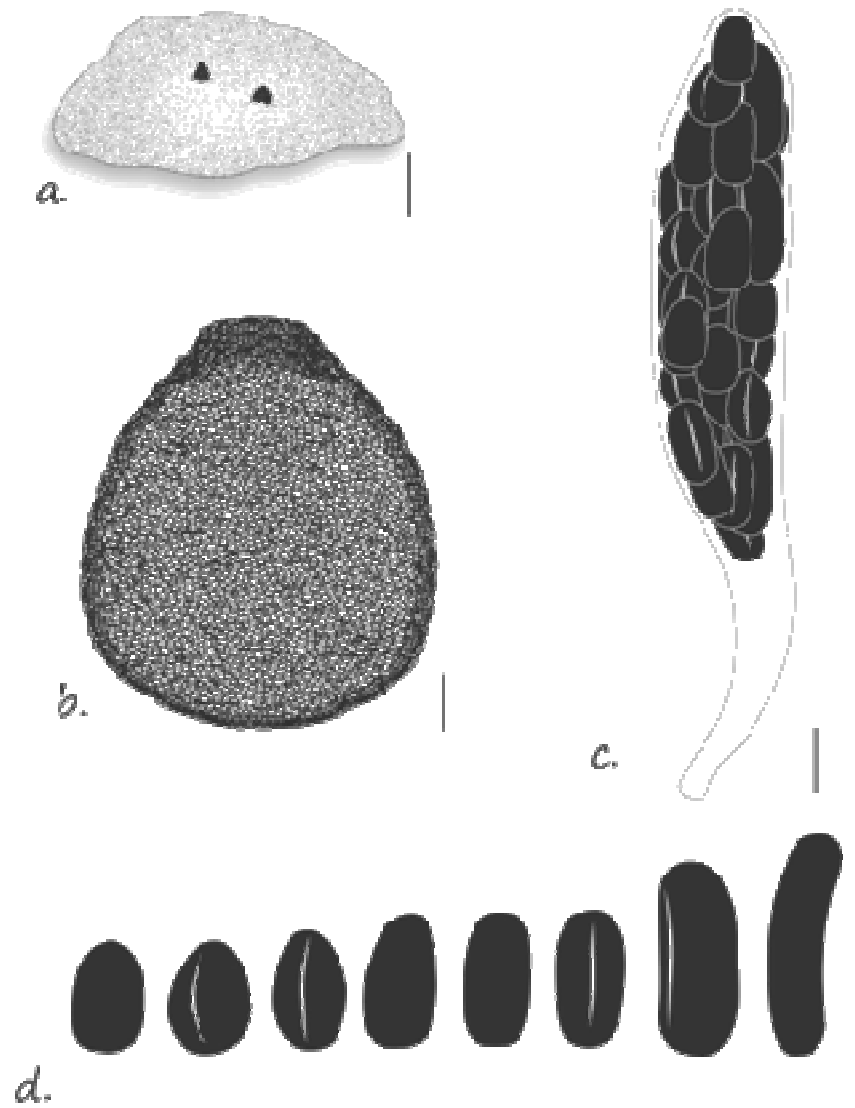
Prancha 4. *Coniochaeta leucoplaca* . **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Asco. **d.** Ascosporos maduros, com fenda germinativa conspícua (Barras: a = 500 μ m, b = 30 μ m, c = 5 μ m, d = 2,5 μ m)



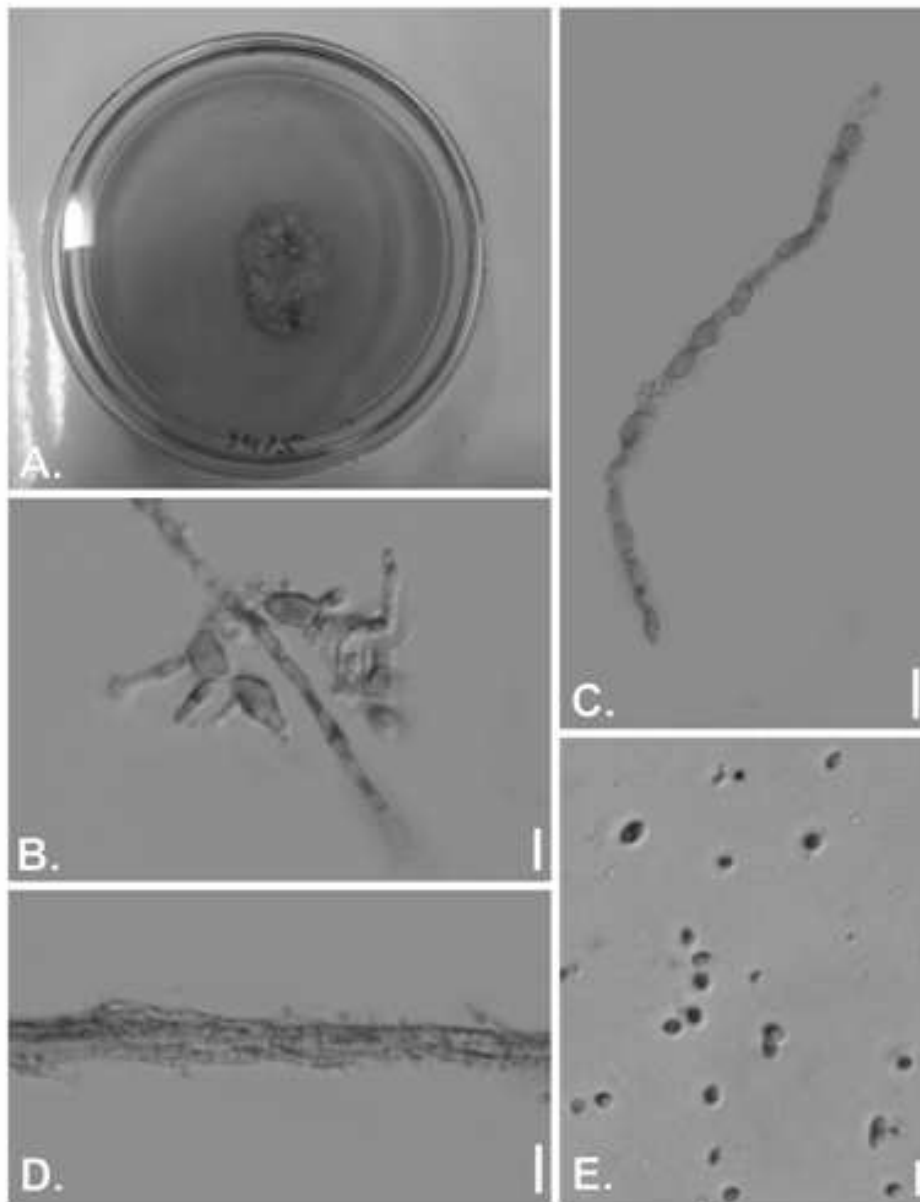
Prancha 5. *Lecytophora lignicola*. **a.** Hábito do micélio sobre os excrementos. **b.** Adelo fálides. **c.** Fiálide. **d.** Fragmento do micélio apresentando fiálides isoladas, opostas ou não. **e.** Conídios (Barras: a = 0,5 μm , b, d = 5 μm , c = 2 μm , e = 3 μm)



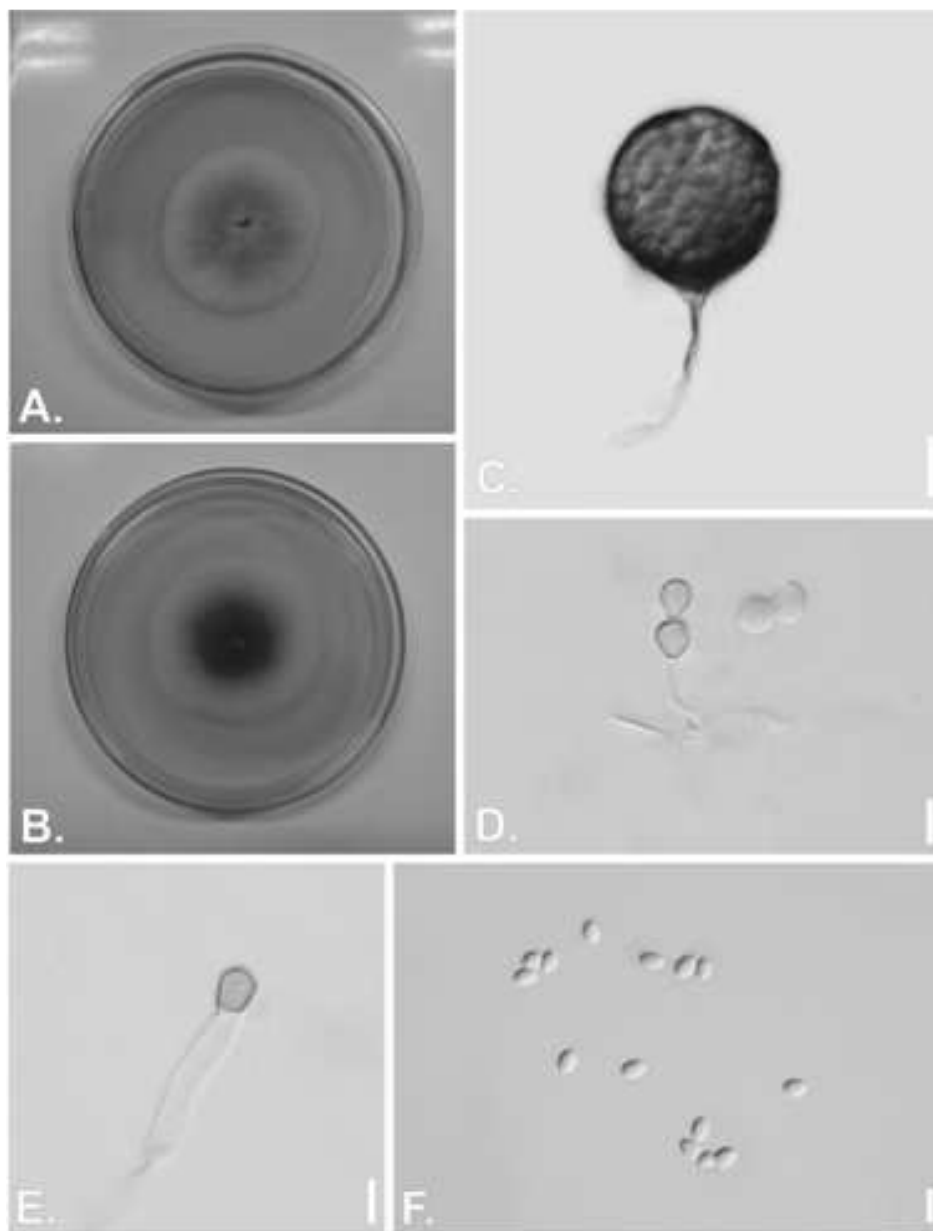
Prancha 6. *Coniochaeta philocoproides*. **a.** Hábito. **b.** Fiáides da forma conidial associada **c.** Asco imaturo. **d-e.** Variação morfológica dos ascosporos em um mes no asco. **f.** Asco maduro (Barra: a = 500 μ m, b, c = 15 μ m, d, e = 5 μ m, g = 10 μ m)



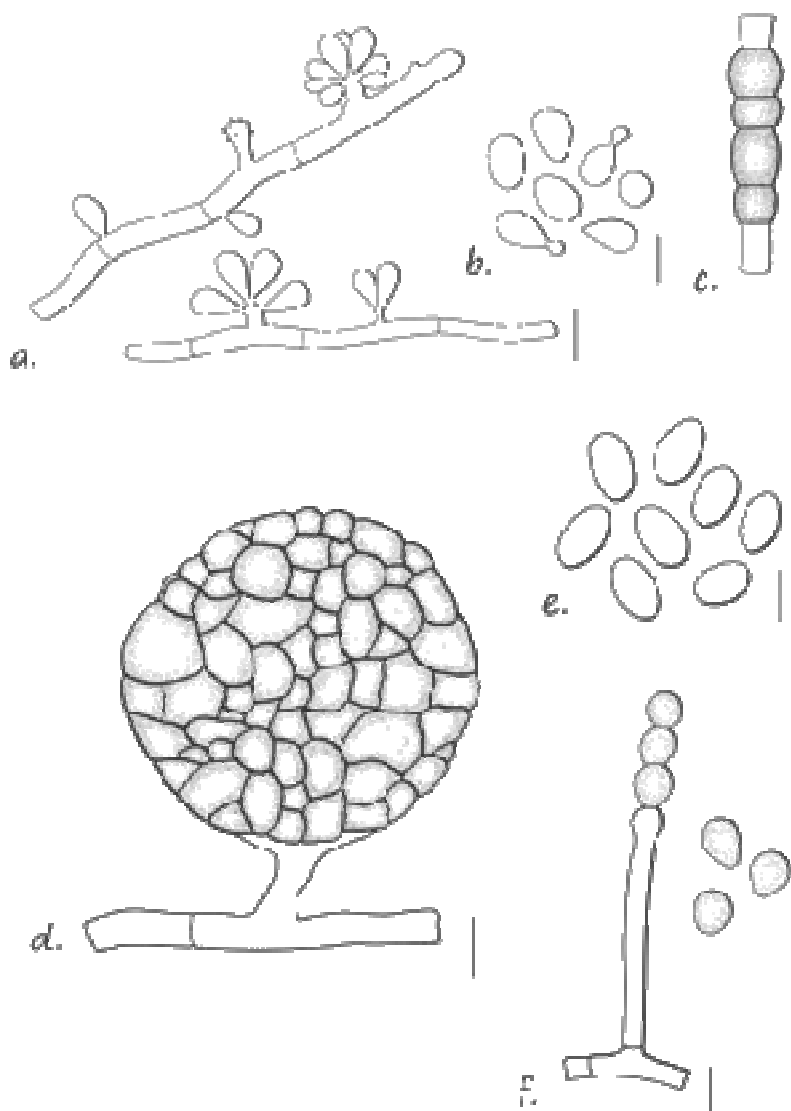
Prancha 7. *Coniochaeta philocoproides*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Asco maduro. **d.** Variação morfológica dos ascosporos
(Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c = 10 μ m, d = 5 μ m)



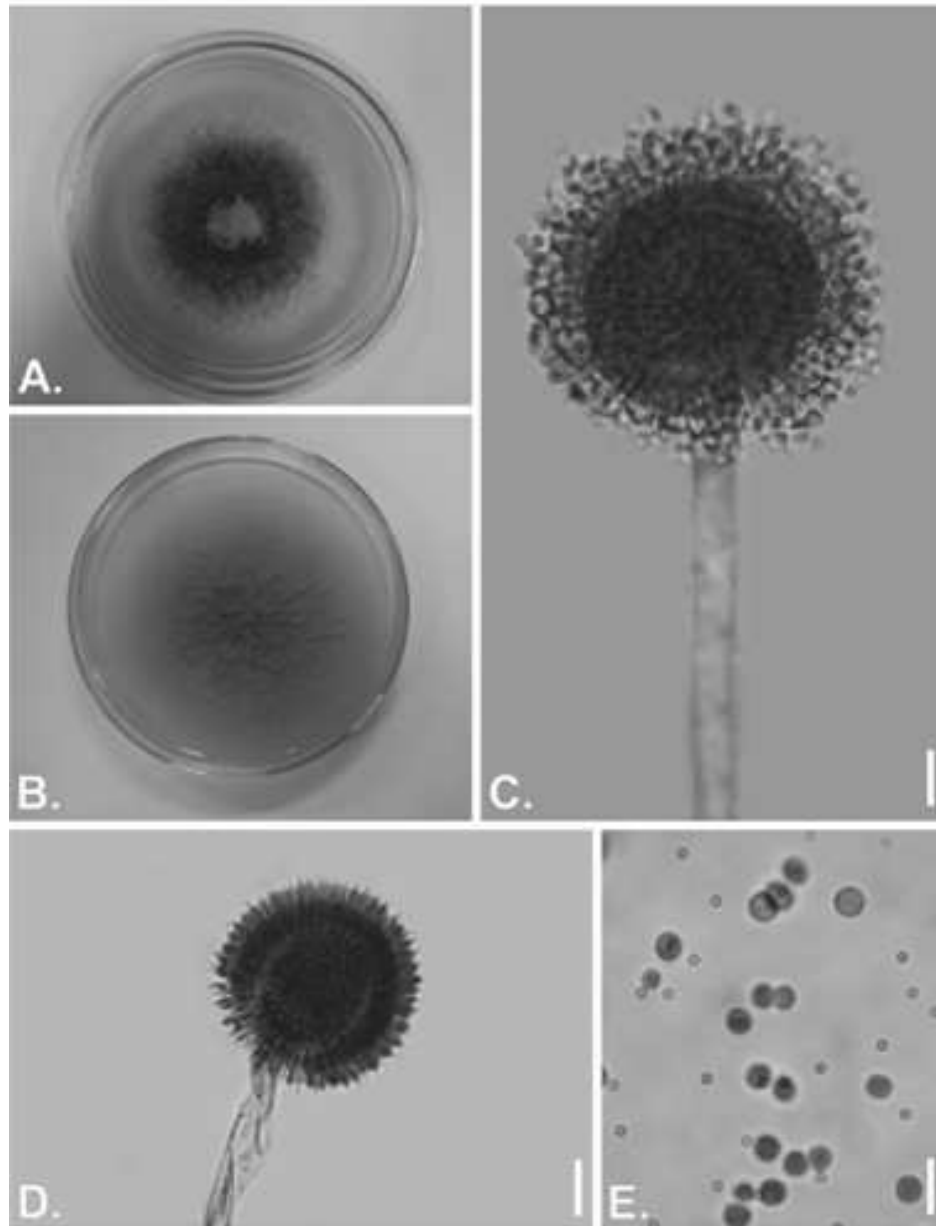
Prancha 8. *Aureobasidium pullukans*. **a.** Colônia aos setedias emBDA. **b.** Fiálides. **c.** Clamidosporos. **d.** Feixe de hifas. **e.** Conídios. (Barras: b, c =10 μ m, d= 20 μ m, e =5 μ m)



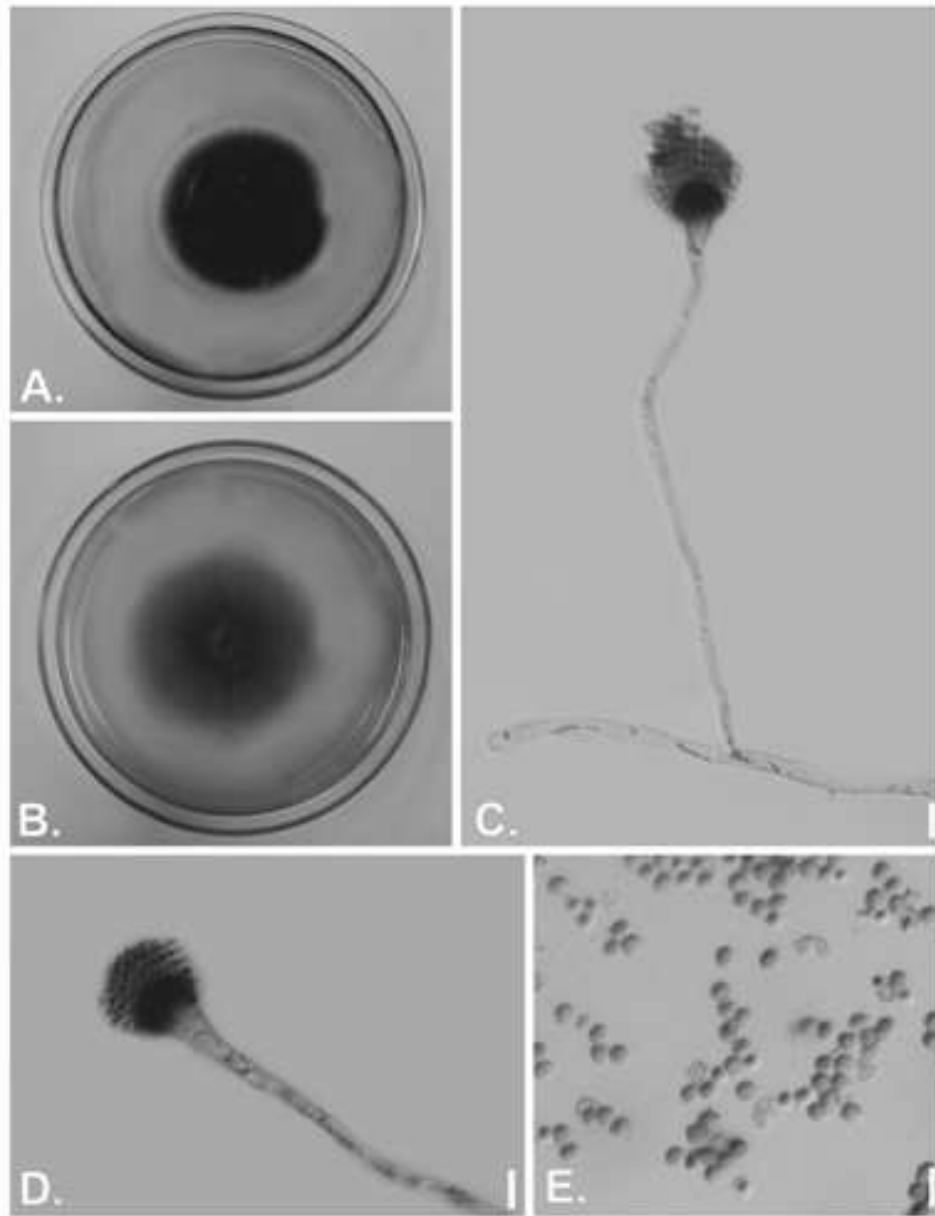
Prancha 9. *Monascus ruber*. **a-b.** Verso e reverso de colônia aos sete dias em MEA a 25 °C. **c.** Cleistotécio maduro. **d.** Conidióforos e conídios. **e.** Clamidosporo terminal. **f.** Ascósporos (Barras: b, d, e = 10 µm, c = 15 µm)



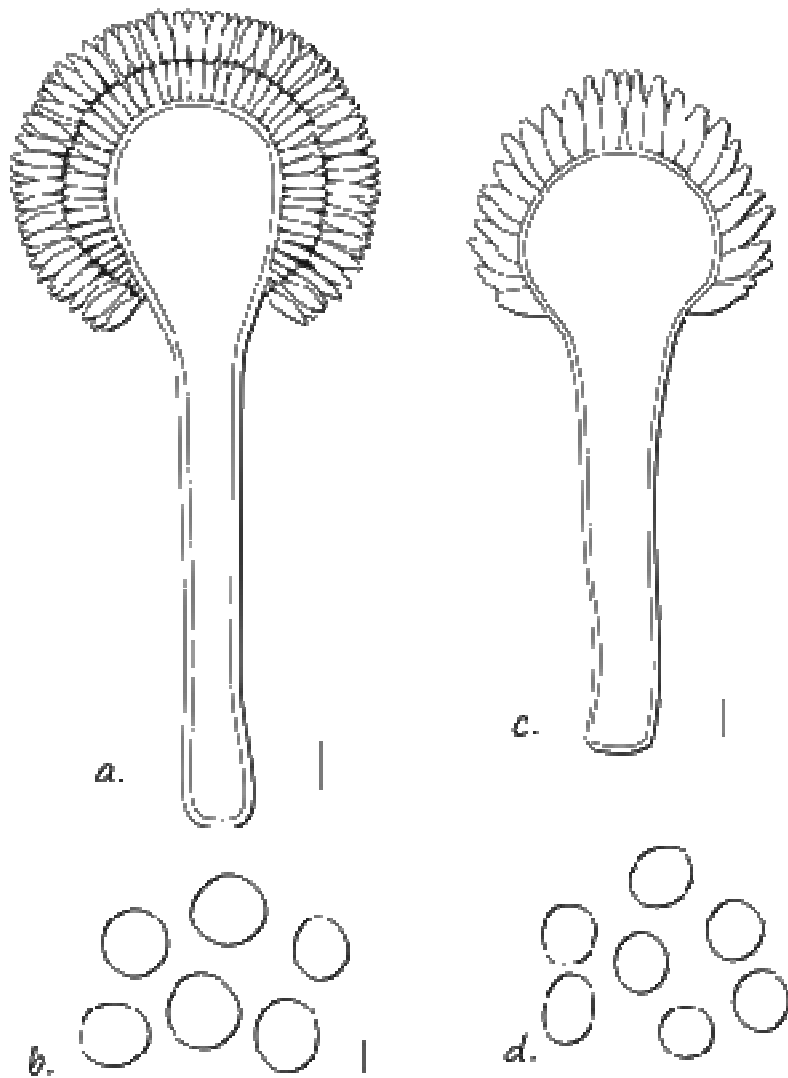
Prancha 10. *Aureobasidium pullulans*. **a.** Hifas com espículas e conídios. **b.** Conídios. **c.** Clamidosporos. *Monascus ruber*. **d.** Cleistotécio. **e.** Ascosporos. **f.** Conidióforo e conídios (Barras: a, e = 5 μ m, b = 4 μ m, c = 2,5 μ m, d = 7,5 μ m, f = 15 μ m)



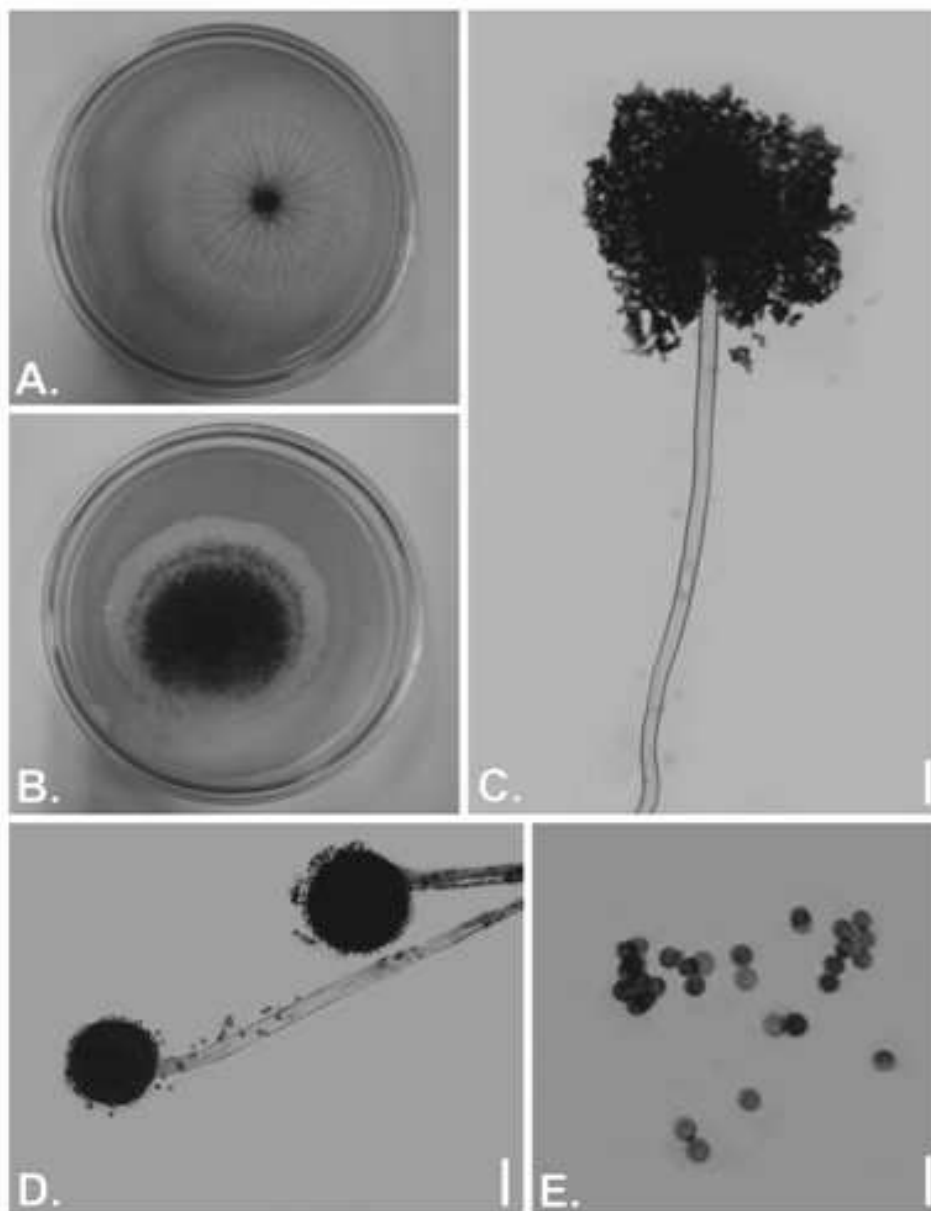
Prancha 11. *Aspergillus flavus*. **a-b.** Verso e reverso de colônia aos sete dias emCYA a 25 °C. **c.** Conidióbro. **d.** Cabeça conidial nua. **e.** Conídios (Barras: c = 20 μ m d = 15 μ m, e = 10 μ m)



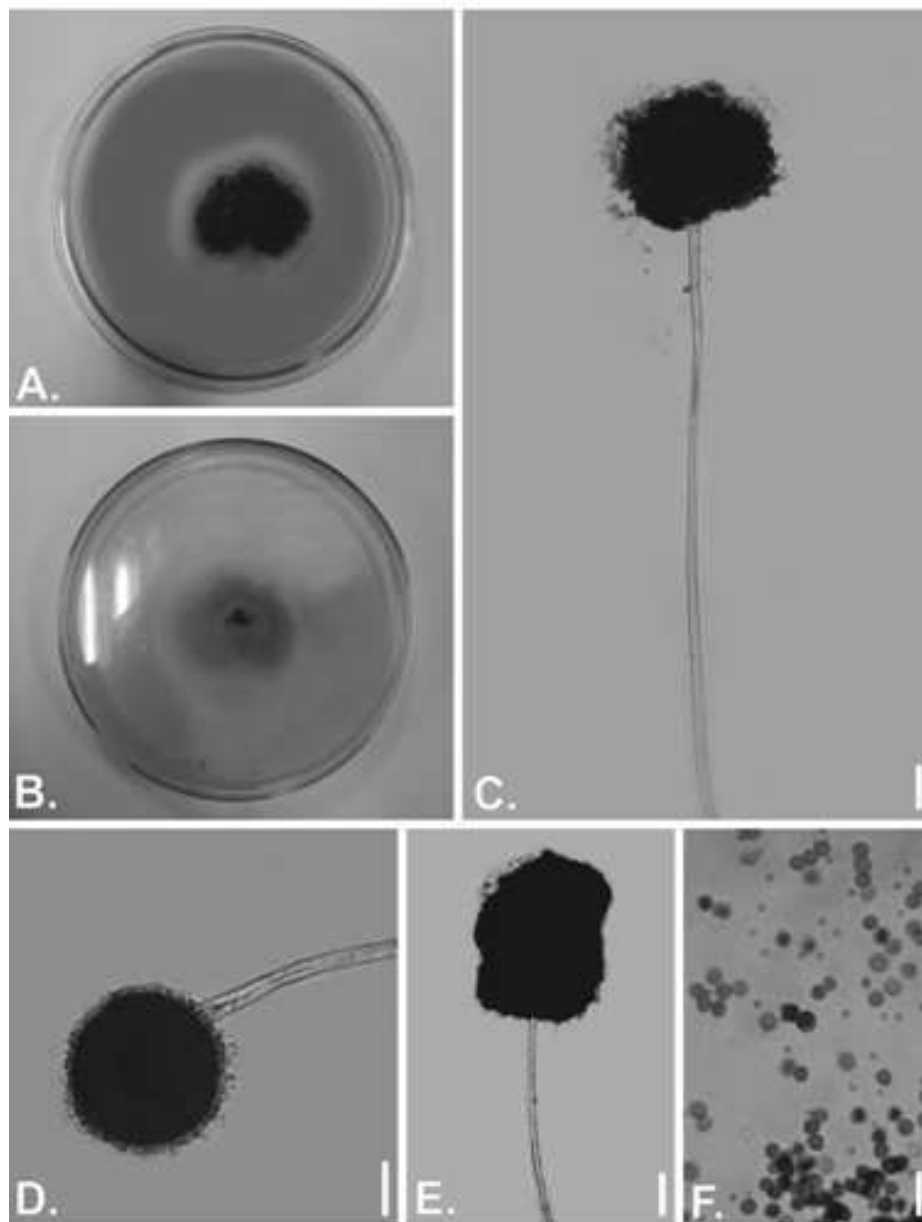
Prancha 12. *Aspergillus fumigatus*. **a-b.** Verso e reverso de colônia aos aos setedias em CYA a 25 °C. **c-d.** Conidióforos. **e.** Conídios (Baras: c, d = 10 μm, e = 5 μm)



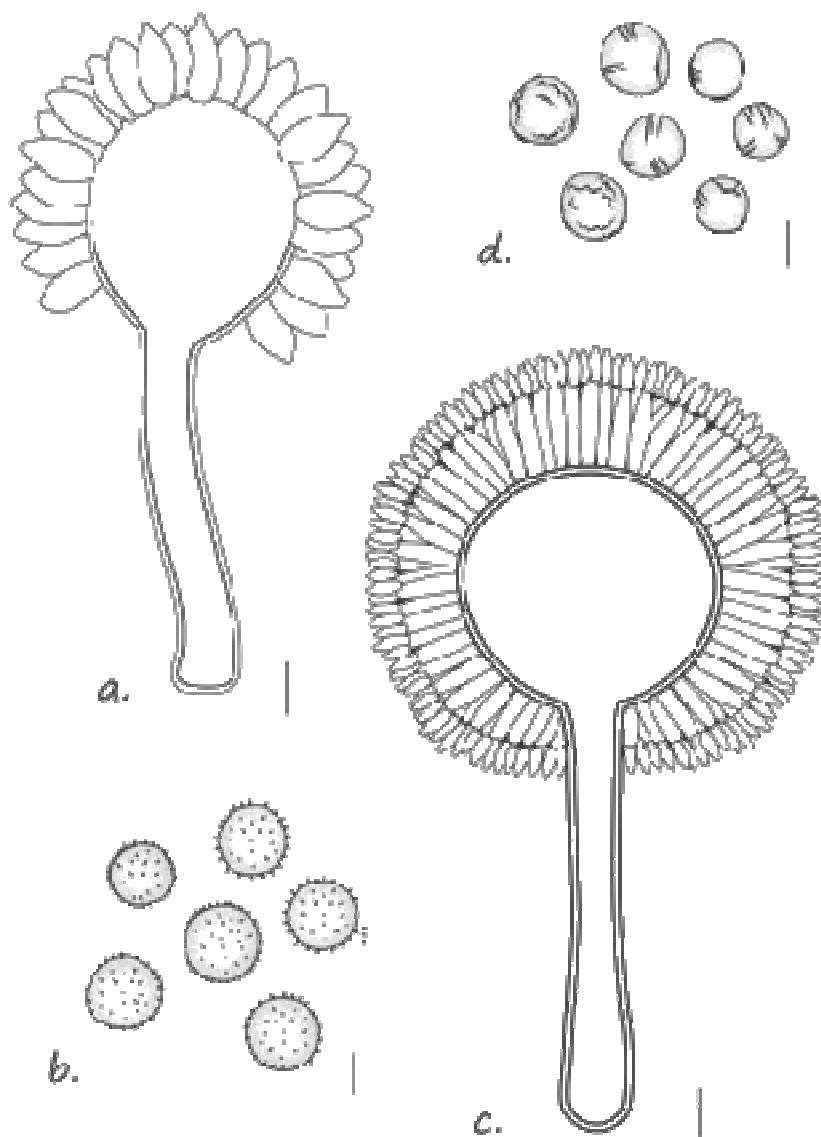
Prancha 13. *Aspergillus flavus*. **a.** Conidióforo. **b.** Conídios. *Aspergillus fumigatus* **c.** Conidióforos. **d.** Conídios (Barras: a = 75 μ m, b, d = 2,5 μ m, c = 5 μ m)



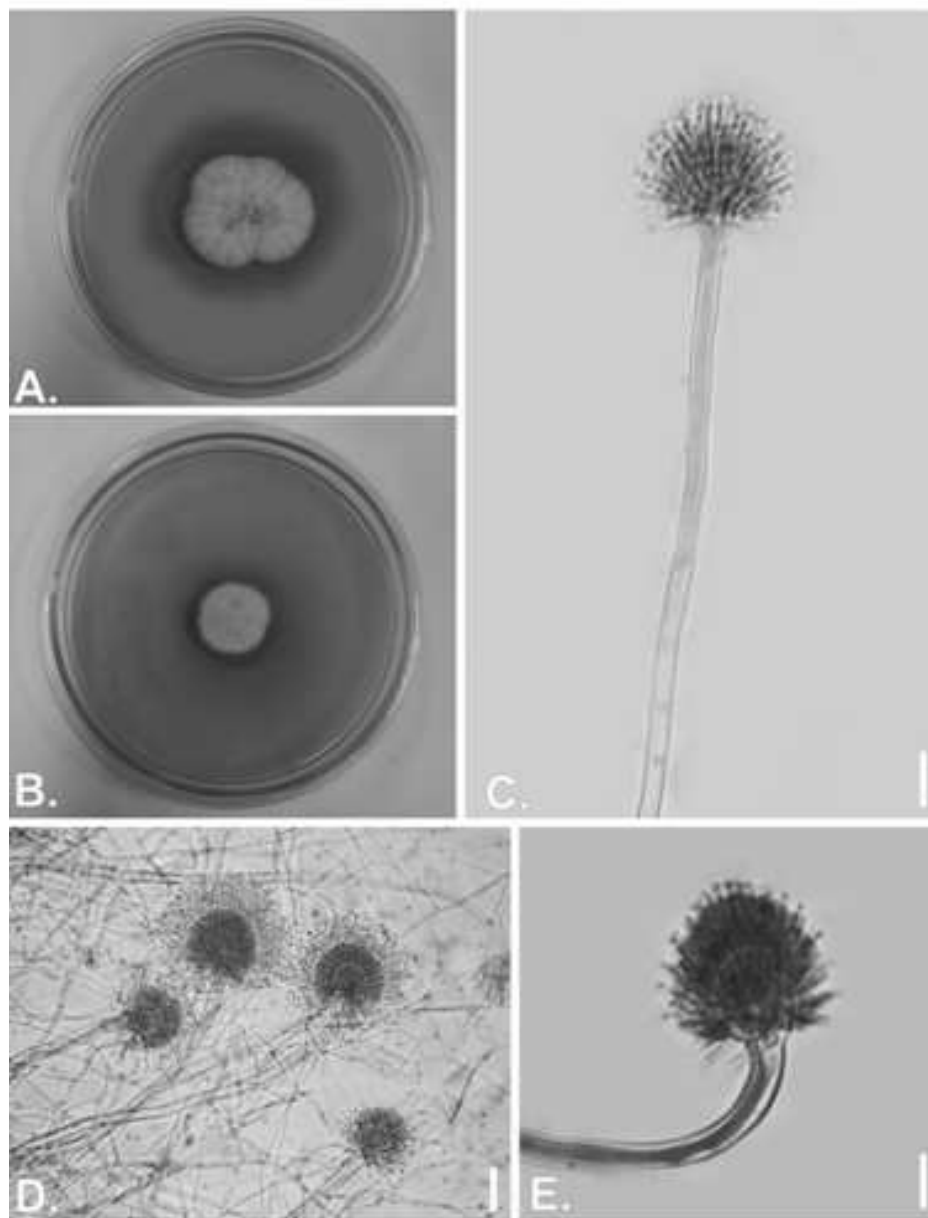
Prancha 14. *Aspergillus japonicus*. **a-b.** Verso e reverso de colônia aos sete dias em MEA a 25 °C. **c.** Conidióforo. **d.** Conidióforos com cabeças conidiais nuas, evidenciando a camada única de fálides. **e.** Conídios (Barras: c = 30 μ m, d = 10 μ m, e = 40 μ m)



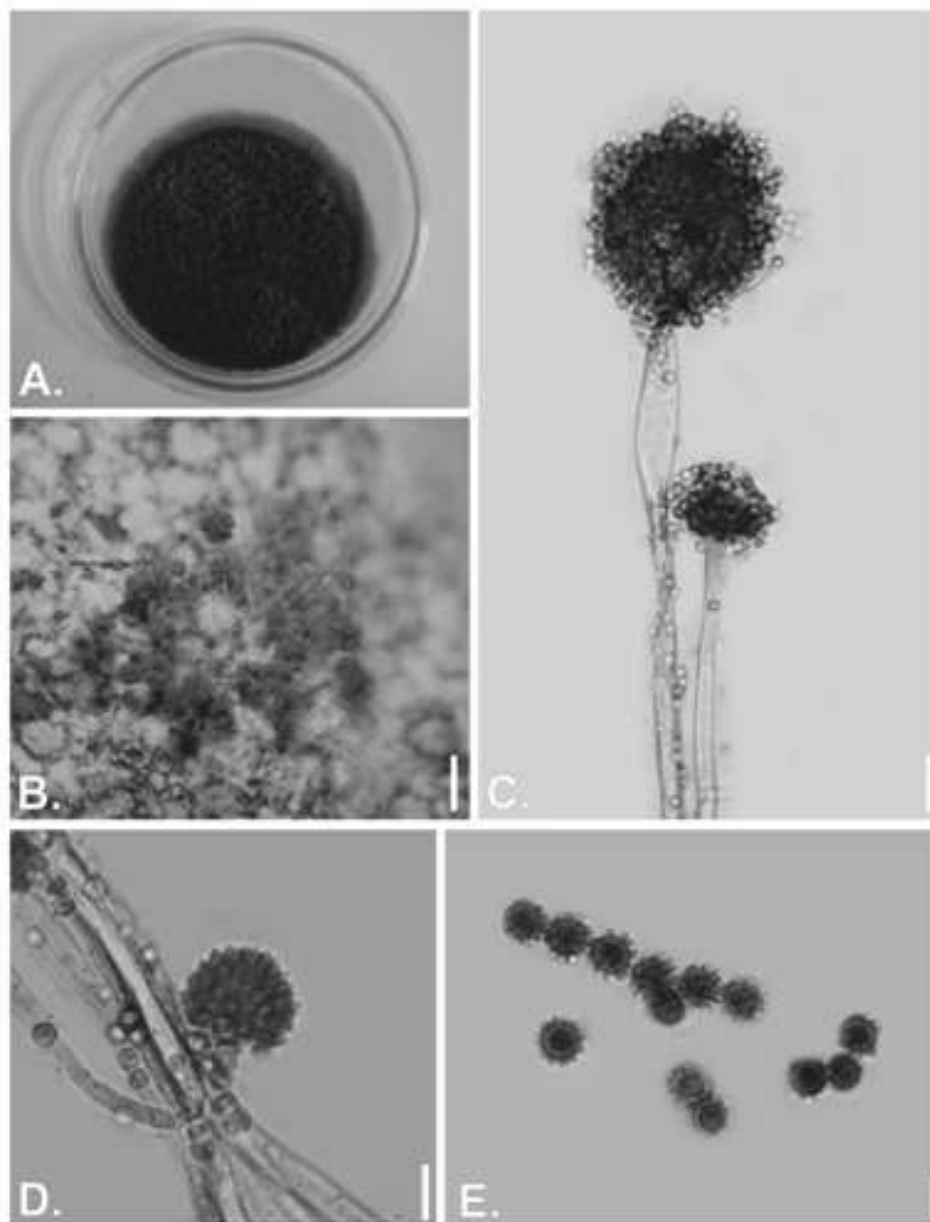
Prancha 15. *Aspergillus niger*. **a-b.** Verso e reverso de colônia aos sete dias emCYA a 25 °C. **c.** Conidióforo com cabeça conidial globosa. **d.** Conidióforo com cabeça conidial nua. **e.** Conidióforo maduro, com cabeça conidial colunar. **f.** Conídios (Barras: c = 75 μ m, d = 50 μ m, e = 100 μ m, f = 10 μ m)



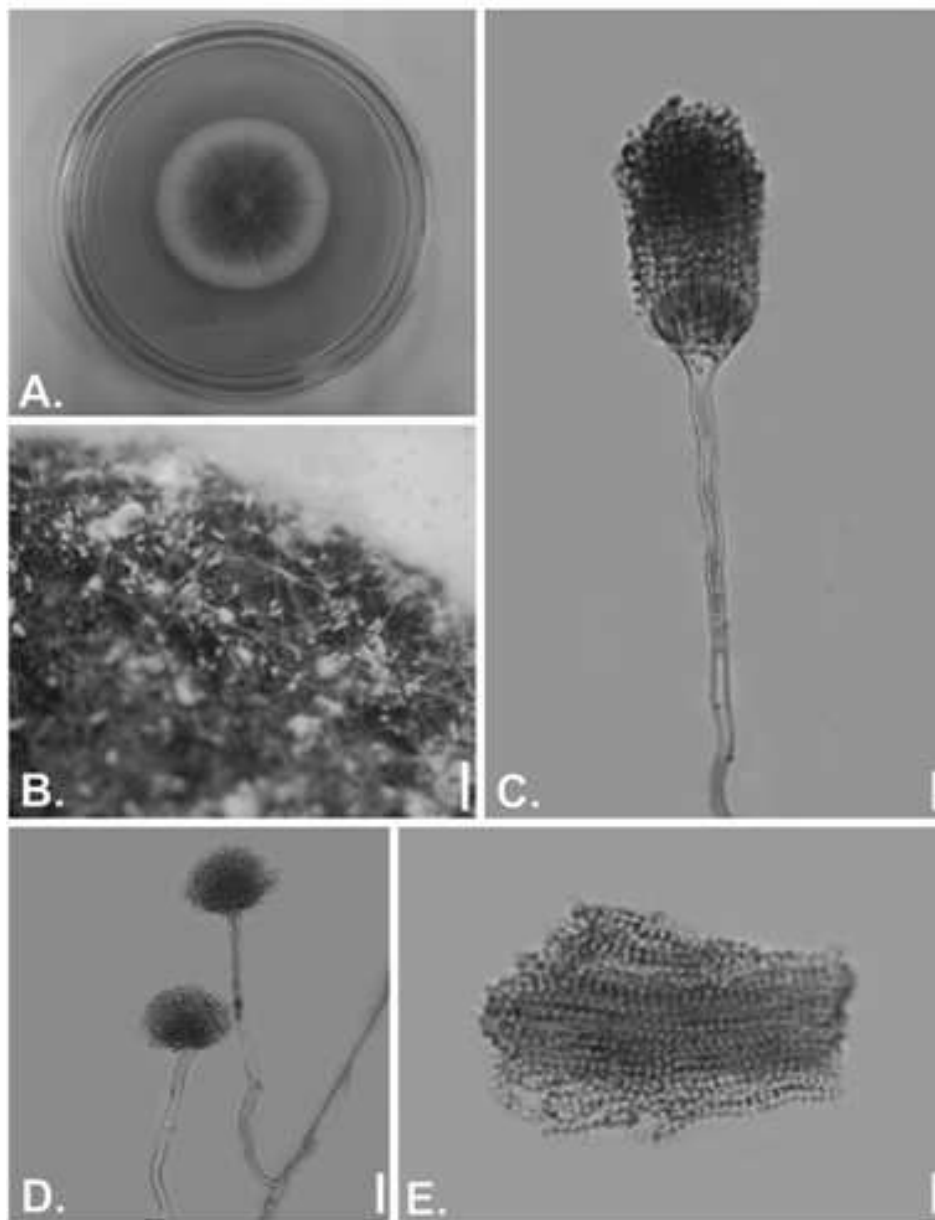
Prancha 16. *Aspergillus japonicus*. **a.** Conidióforo. **b.** Conídios. *A. niger*. **c.** Conidióforos. **d.** Conídios (Barras: a, c = 5 μ m, b = 2,5 μ m, d = 4 μ m)



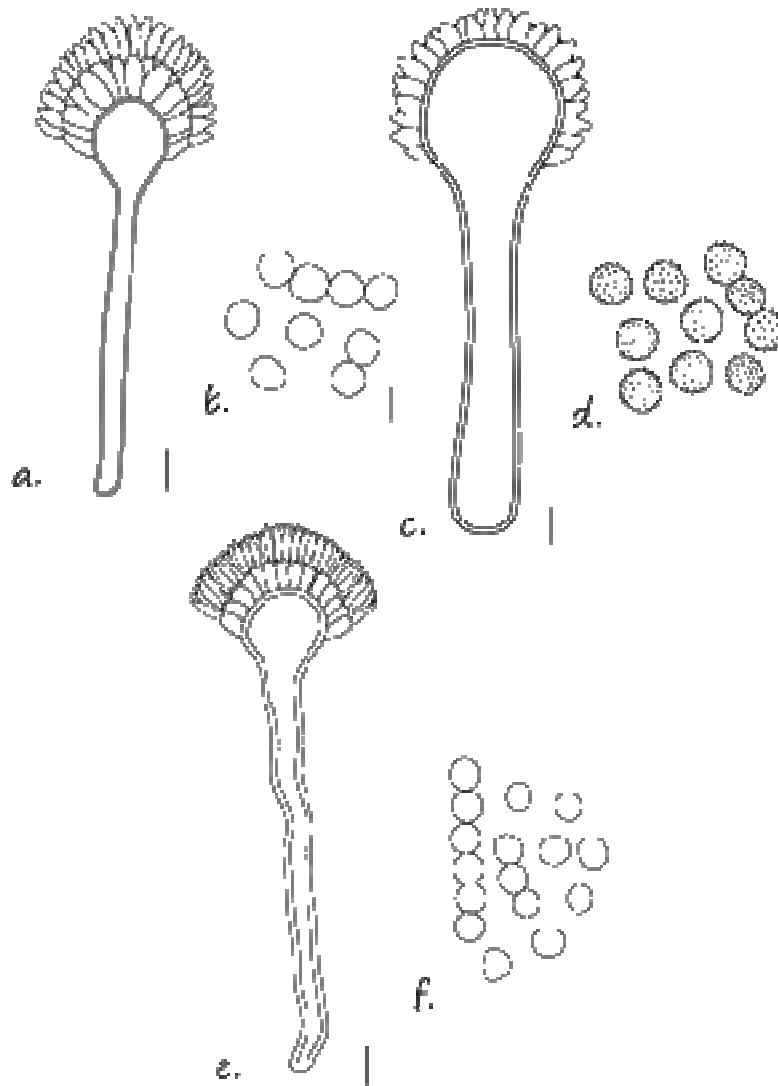
Prancha 17. *Aspergillus niveus*. **a.** Verso de colônia aos sete dias emCYA a 25 °C. **b.** Verso de colônia aos sete dias em MEA a25 °C. **c-e.** Conidióforos (Barras = 15, 20, 10 µm)



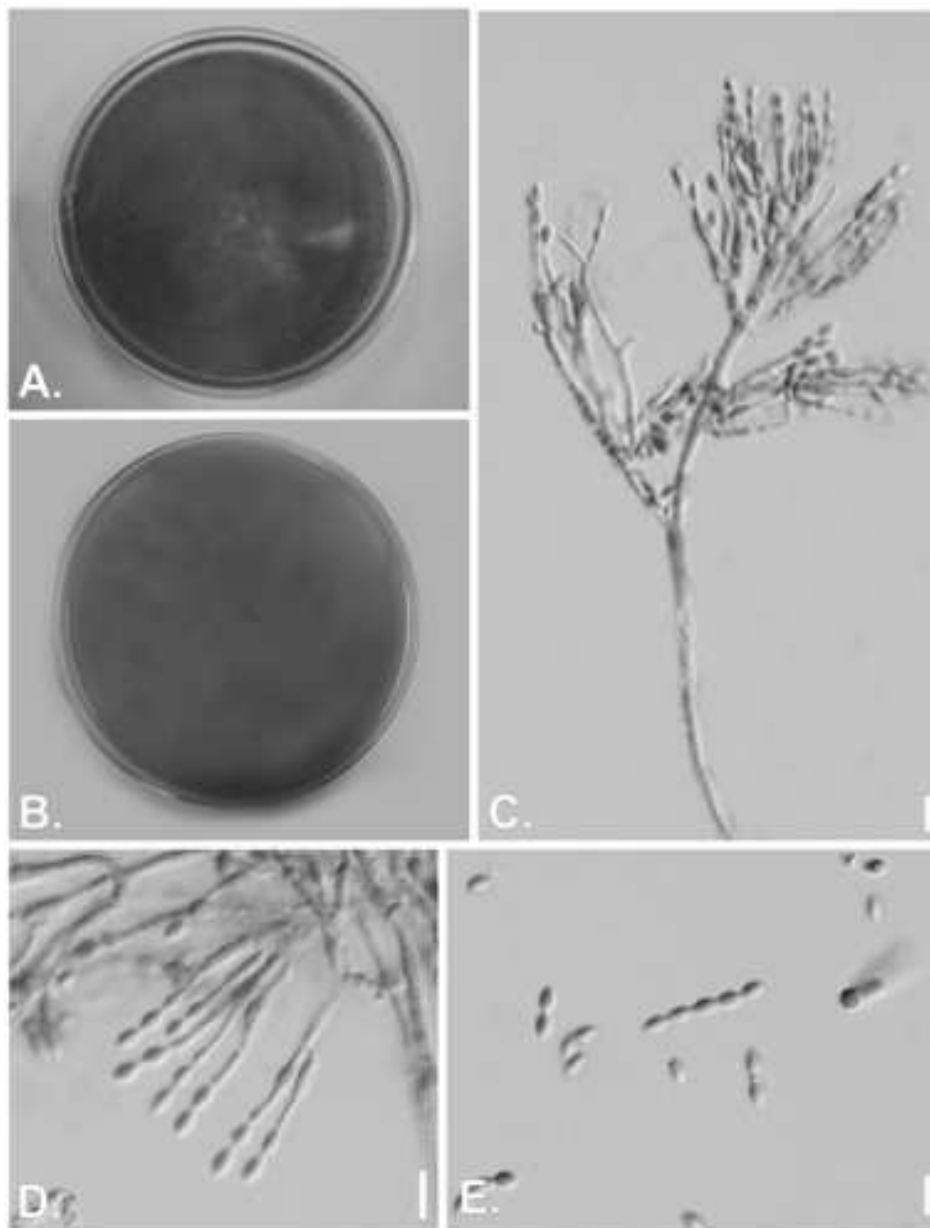
Prancha 18. *Aspergillus parasiticus*. **a-b.** Verso de colônias aos sete dias em CYA a 25 °C. **c.** Conidióforos. **d.** Cabeça conidial nua. **e.** Conídios (Barras: c = 20 μ m, d = 15 μ m)



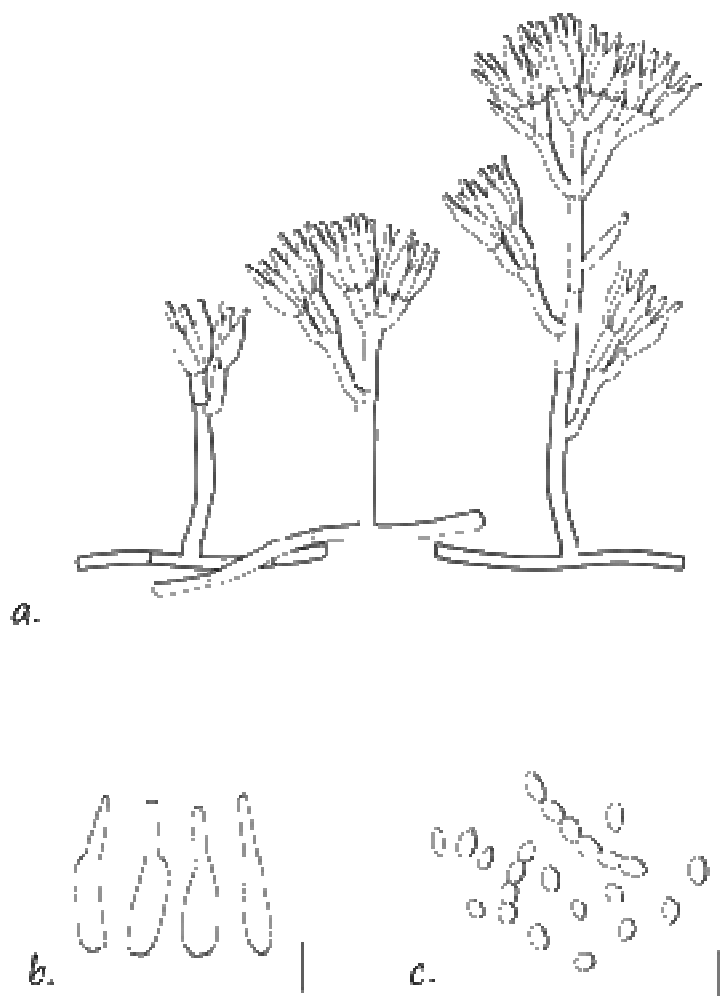
Prancha 19. *Aspergillus terreus*. **a.** Verso de colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. **b.** Hábito dos conidióforos sobre o substrato. **c.** Conidióforos com cabeça conidial colunar. **d.** Conidióforos com cabeças conidiais. **e.** Conídios (Barras: b = 1,5 mm, c = 20 μ m, d = 45 μ m, e = 15 μ m)



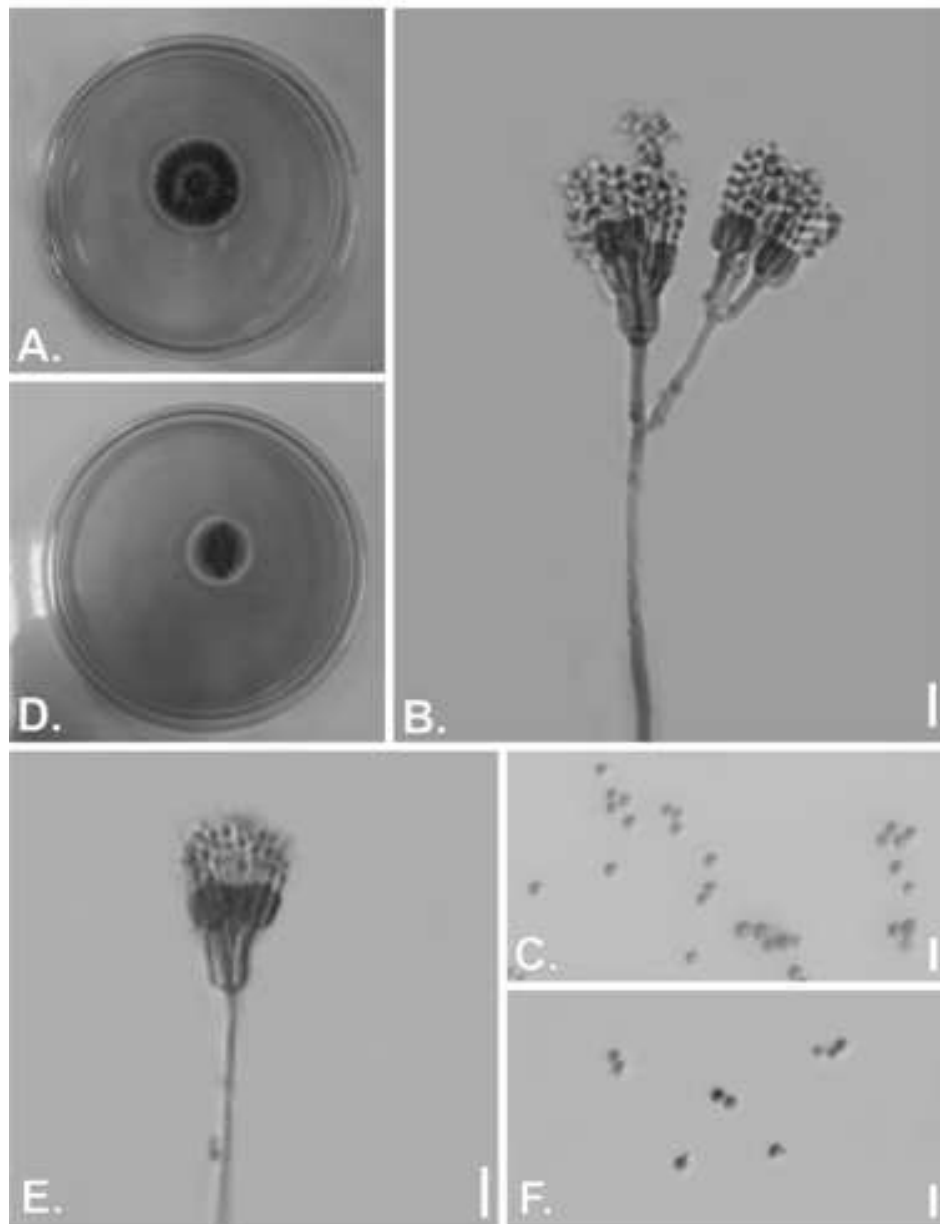
Prancha 20. *Aspergillus niveus*. **a.** Conidióforos. **b.** Conídios. *A. parasiticus*. **c.** Conidióforos. **d.** Conídios. *A. terreus*. **e.** Conidióforos. **f.** Conídios (Barras: a = 5 μ m, b, d, f = 2,5 μ m, c = 15 μ m, e = 10 μ m)



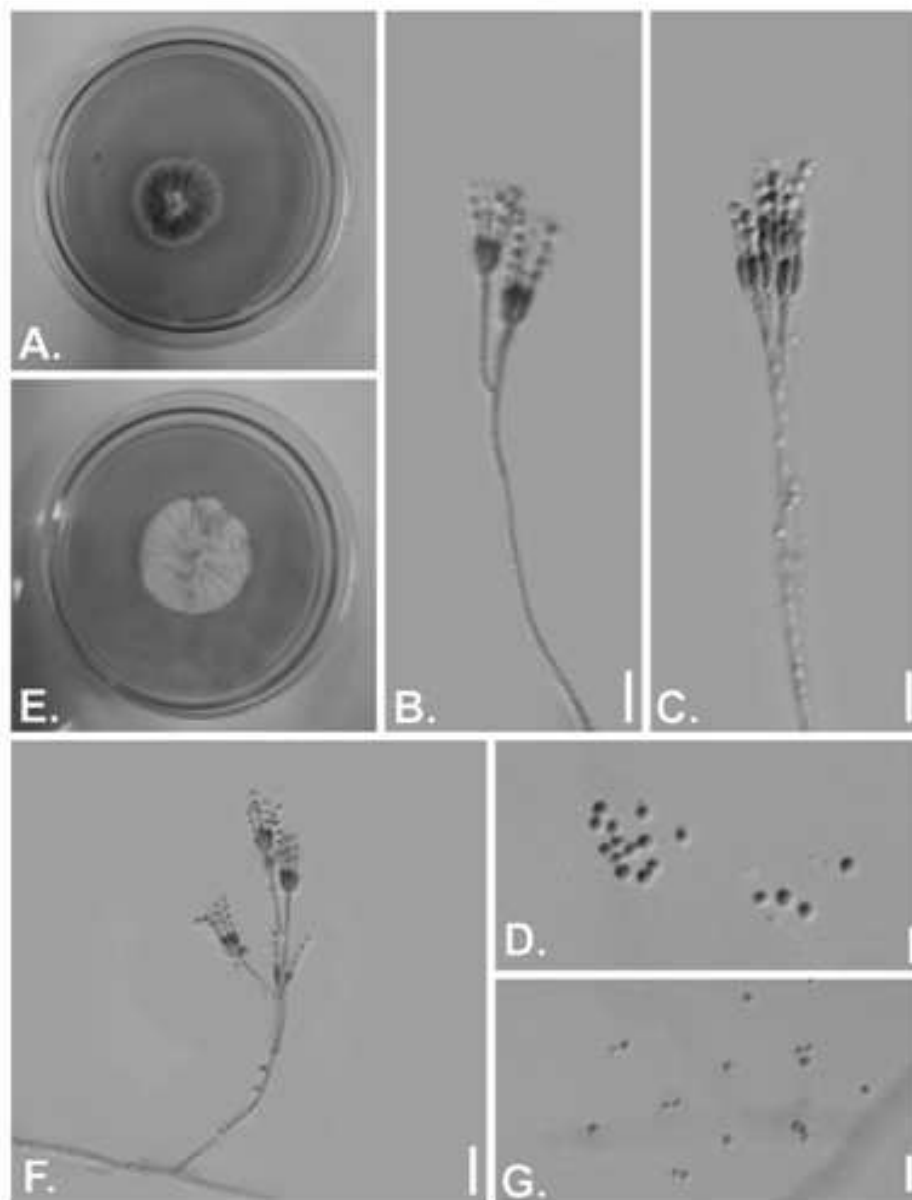
Prancha 21. *Paecilomyces variotii*. **a.** Verso de colônia aos sete dias em MEA. **b.** Reverso de colônia aos sete dias em MEA. **c.** Conidióforo. **d.** Fiálides e conidiogênese. **e.** Conídios (Barras: c = 10 μ m, d, e = 7,5 μ m)



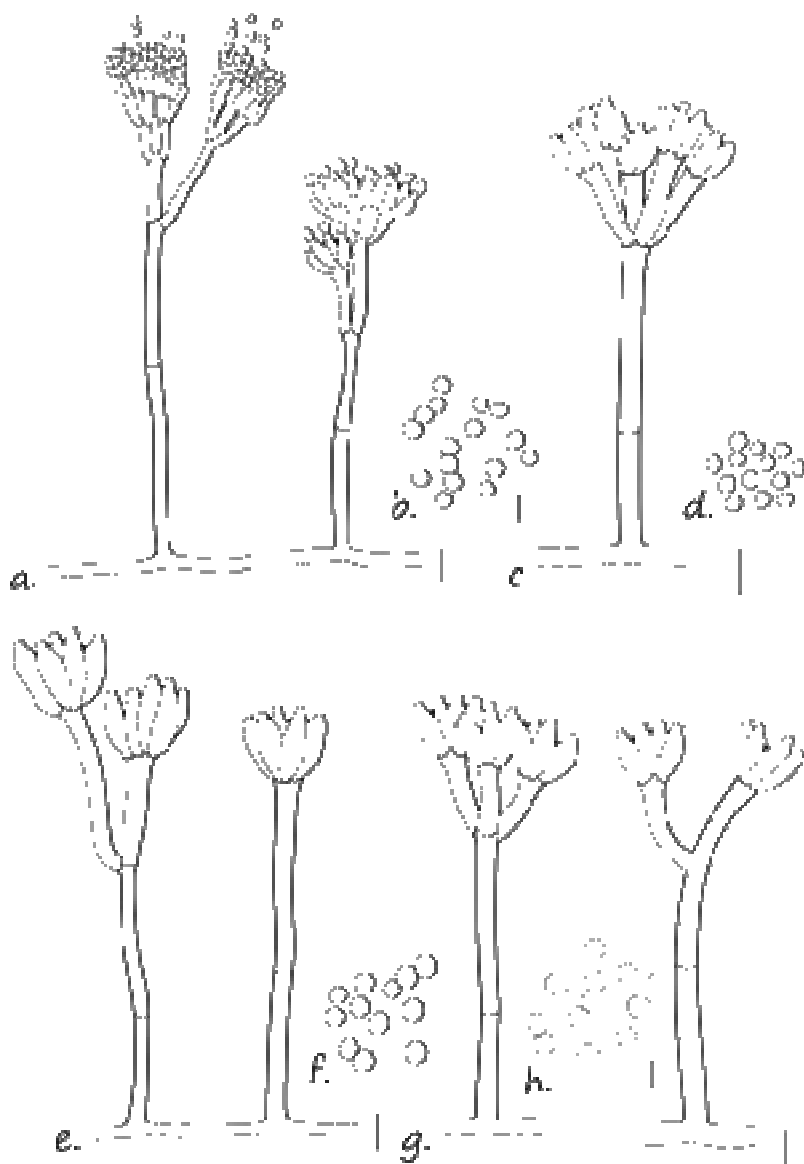
Prancha 22. *Paecilomyces variotii*. **a.** Conidióforos com diferentes padrões de ramificação. **b.** Fíalides. **c.** Conídios livres e formando cadeias (Baras: a = 10 μm , b = 5 μm , c = 20 μm)



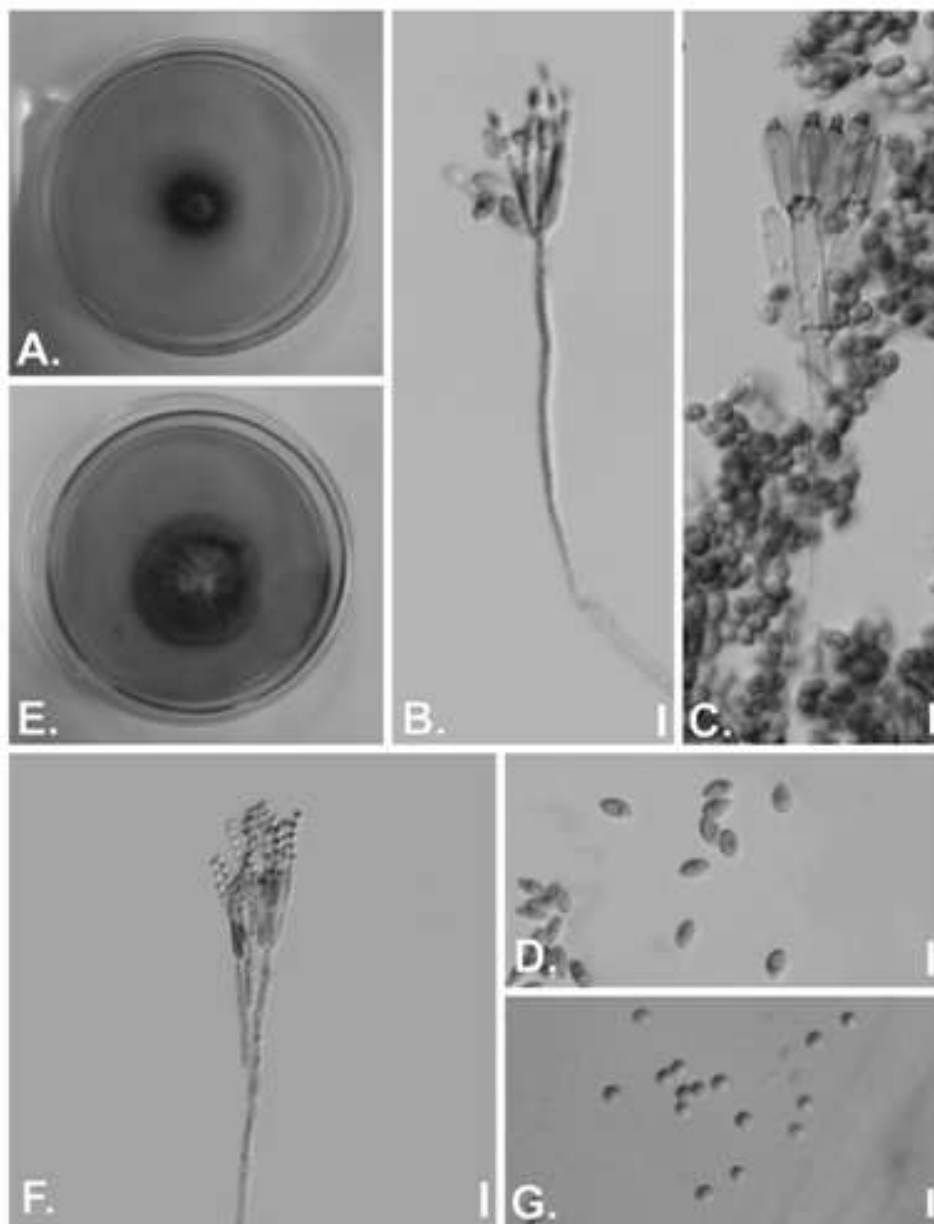
Prancha 23. *Penicillium chrysogenum*. **a.** Colônia aos setedias emCYA a 25 °C. **b.** Conidióforo triverticilado. **c.** Conídios. *P. citrinum*. **d.** Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. **e.** Conidióforo triverticilado. **f.** Conídios (Barras: b, c, e = 10 μ m, f = 5 μ m)



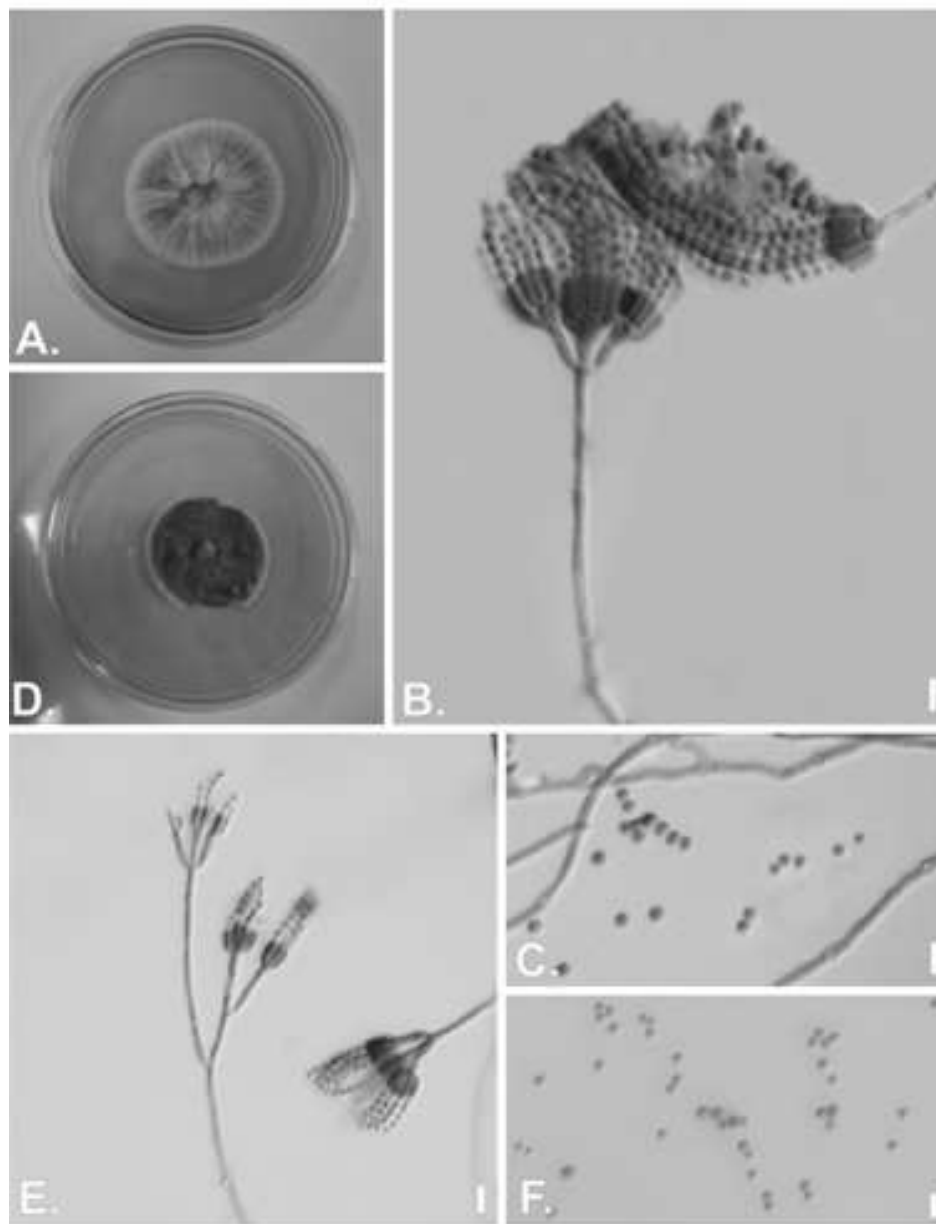
Prancha 24. *Penicillium corylophyllum*. **a.** Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. **b-c.** Conidiófros biverticilados, com némulas de tamanhos desiguais. **d.** Conídios. *P. janczewskii*. **e.** Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. **f.** Conidióforo. **g.** Conídios (Barras: b, c, f = 10 µm, d, g = 5 µm)



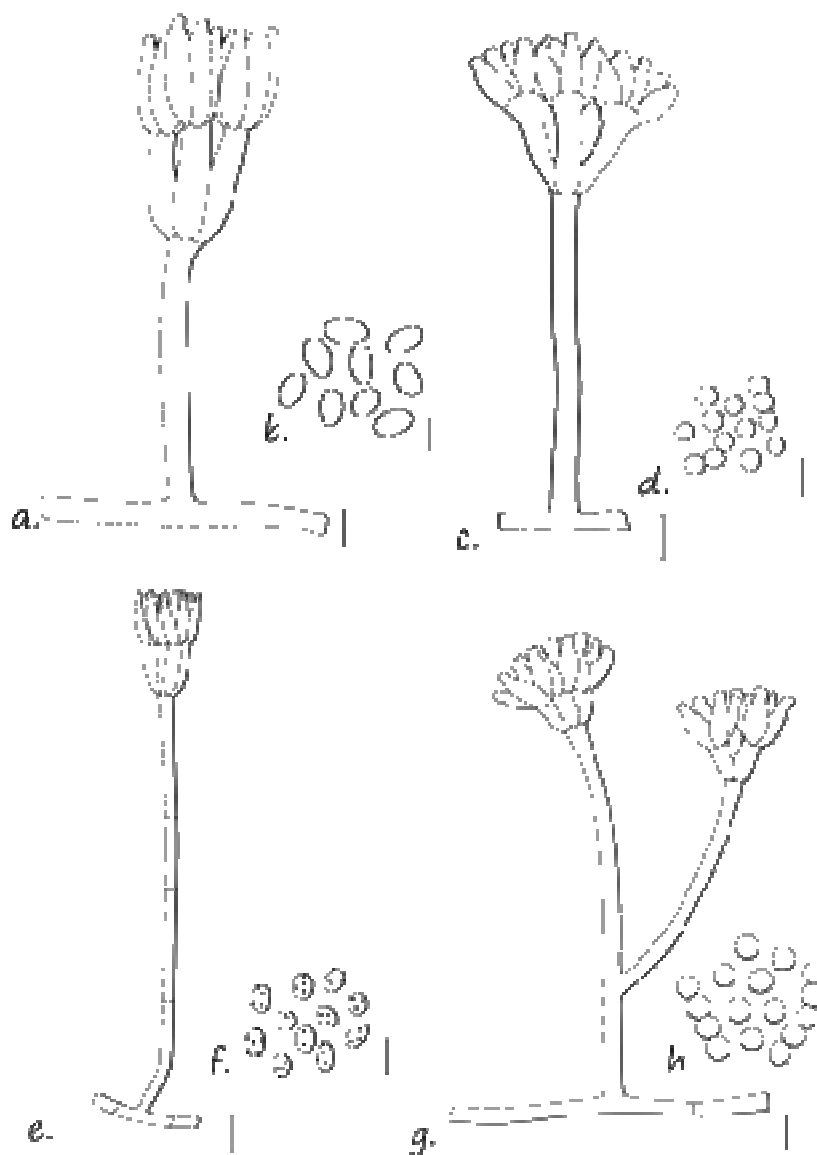
Prancha 25. *Penicillium chrysogenum*. **a.** Conidióforos. **b.** Conídios. *P. citrinum*. **c.** Conidióforos. **d.** Conídios. *P. corylophyllum*. **e.** Conidióforos. **f.** Conídios. *P. janczewskii*. **g.** Conidióforos. **h.** Conídios (Barras: a, c = 10 μm , b, d, e, f, g, h = 5 μm)



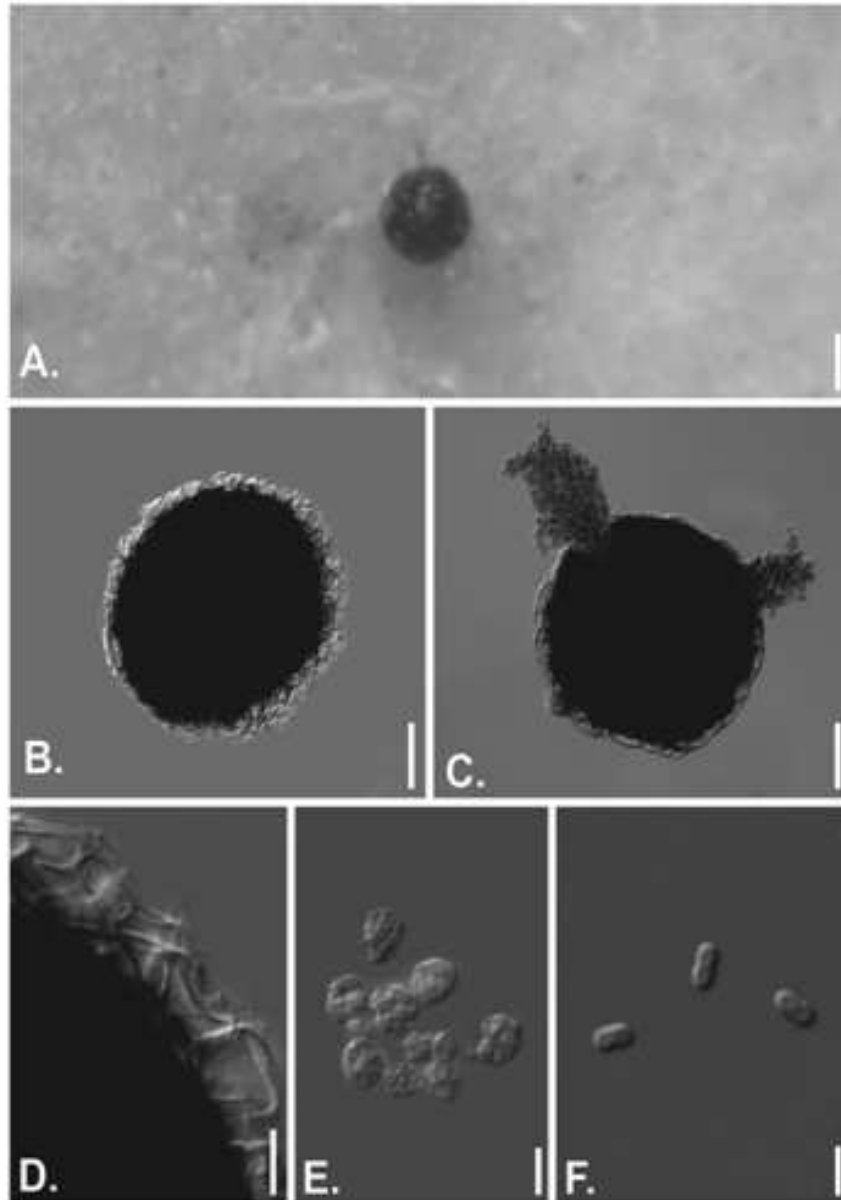
Prancha 26. *Penicillium oxalyicum*. **a.** Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. **b-c.** Conidióforos. **d.** Conídios. *P. purpurogenum*. **e.** Colônia aos sete dias em CYA a 25 °C. **f.** Conidióforo. **g.** Conídios (Barras = 5 μm)



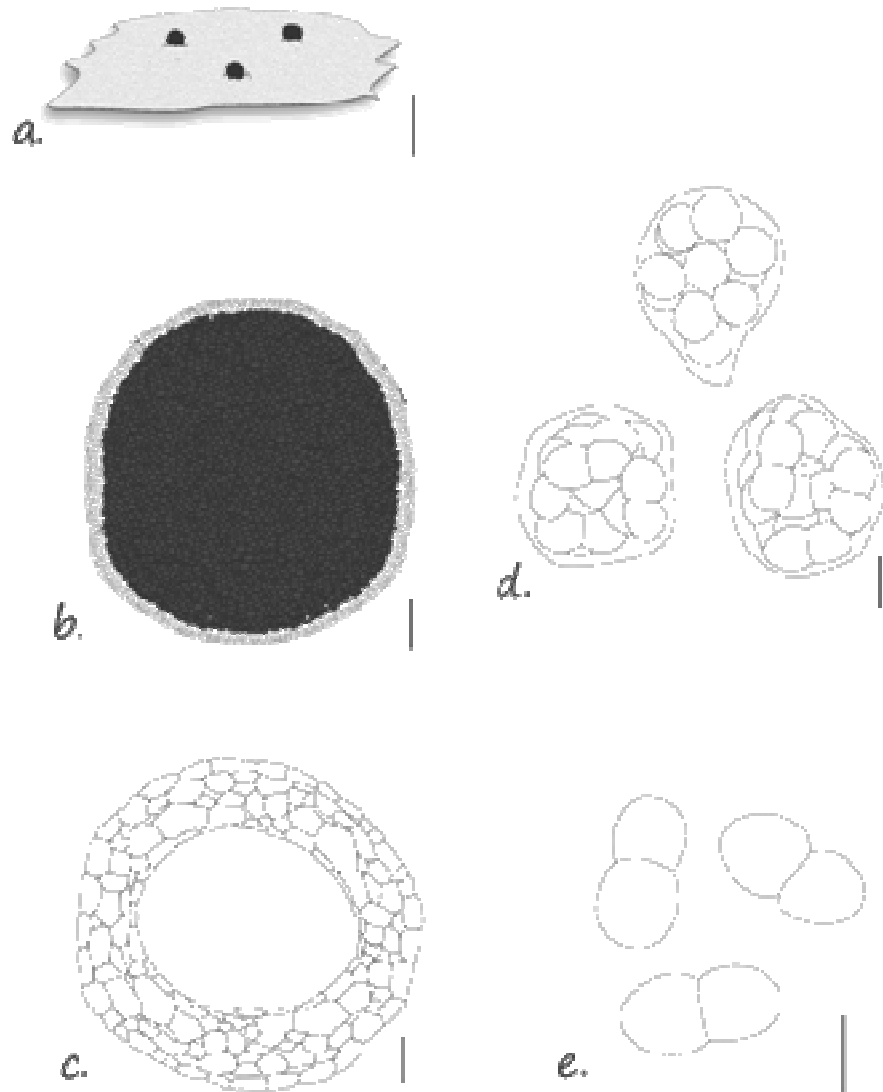
Prancha 27. *Penicillium raistrickii*. **a.** Colônia aos sete dias emCYA a 25 °C. **b.** Conidióforos. **c.** Conídios. *P.waksmanii*. **d.** Colônia aos sete dias emCYA a 25 °C. **e.** Conidióforos. **f.** Conídios (Barras = 5 μm)



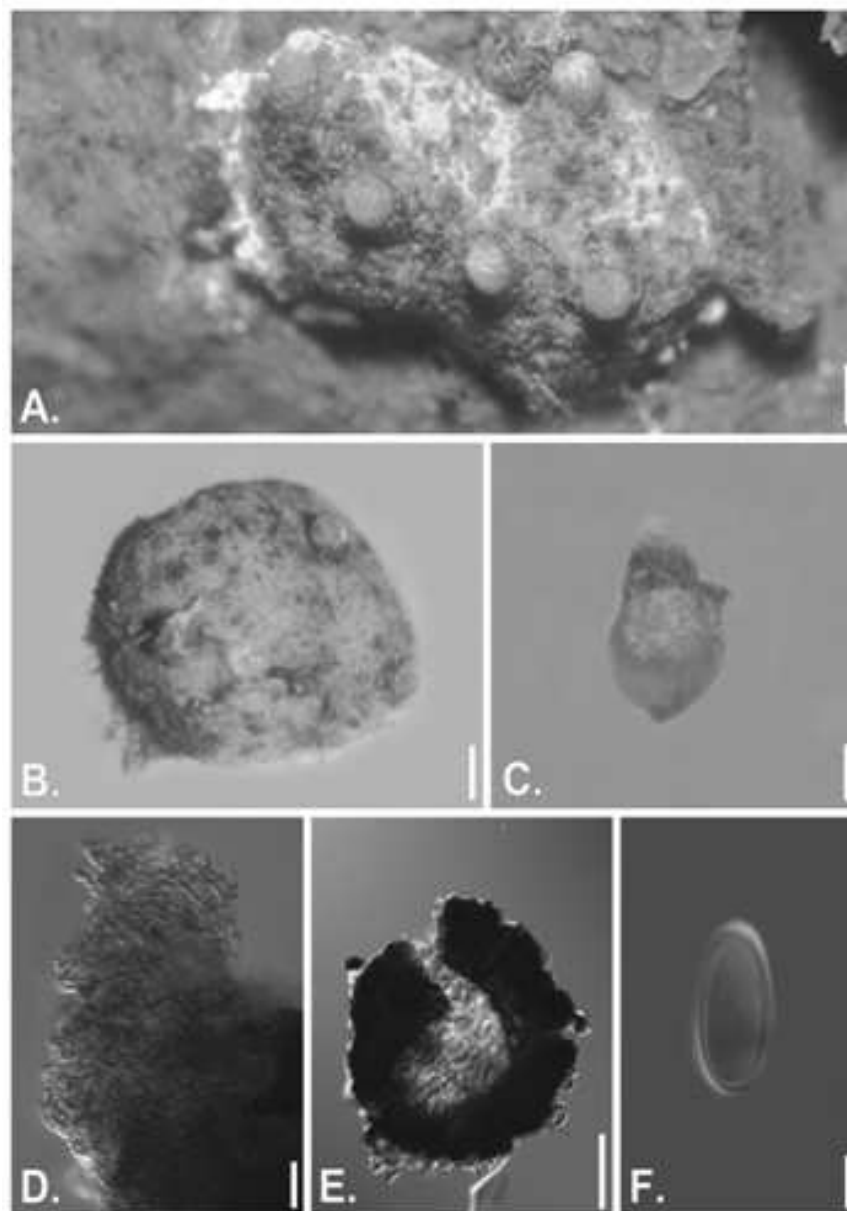
Prancha 28. *Penicillium oxalycum*. **a.** Conidióforos. **b.** Conídios. *P. raistikii*. **c.** Conidióforos. **d.** Conídios. *P. purpurogenum*. **e.** Conidióforos. **f.** Conídios. *P. waksmanii*. **g.** Conidióforos. **h.** Conídios (Barras = 5 μ m)



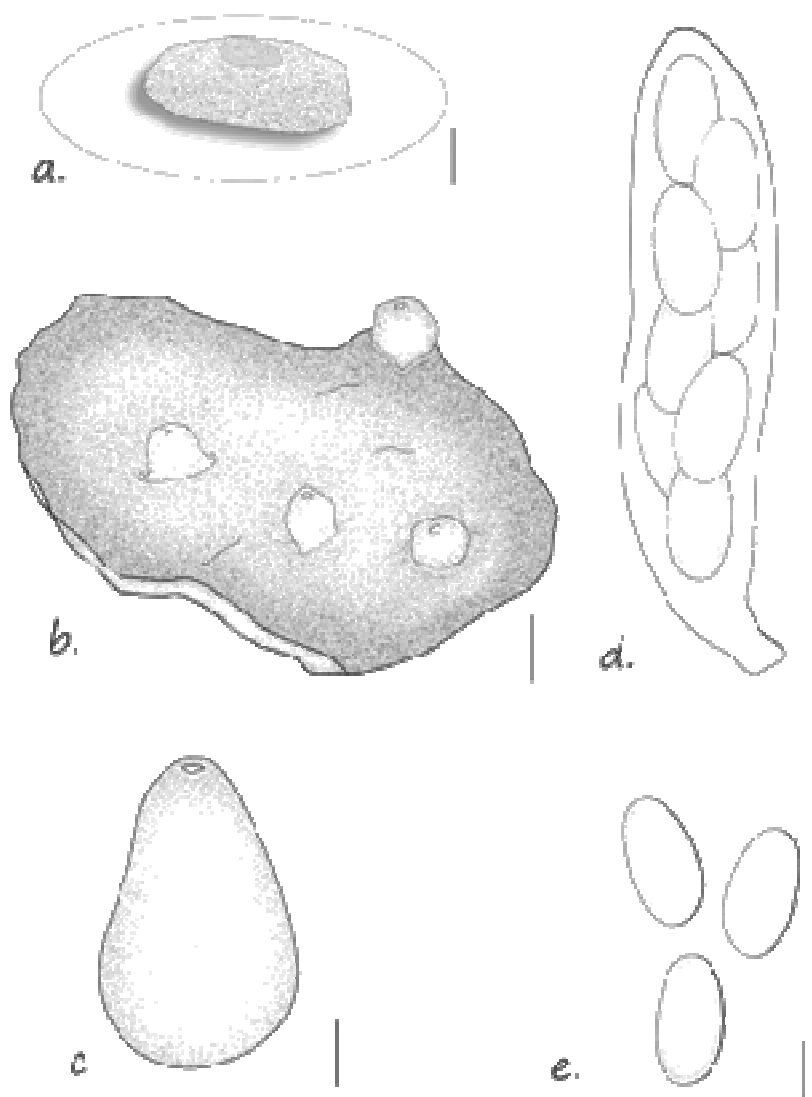
Prancha 29. *Mycoarachis inversa*. **a.** Hábito de um cleistotécio sobre papel filtro. **b.** Cleistotécio maduro intacto. **c.** Cleistotécio maduro rompido. **d.** Detalhe da camada mais externa do perídio, formada por células globosas e infladas, hialinas. **e.** Ascis contendo ascosporos em maturação. **f.** Ascosporos maduros (Barras: a = 100 μ m, b, c = 50 μ m, d = 15 μ m, e = 7,5 μ m, f = 3 μ m)



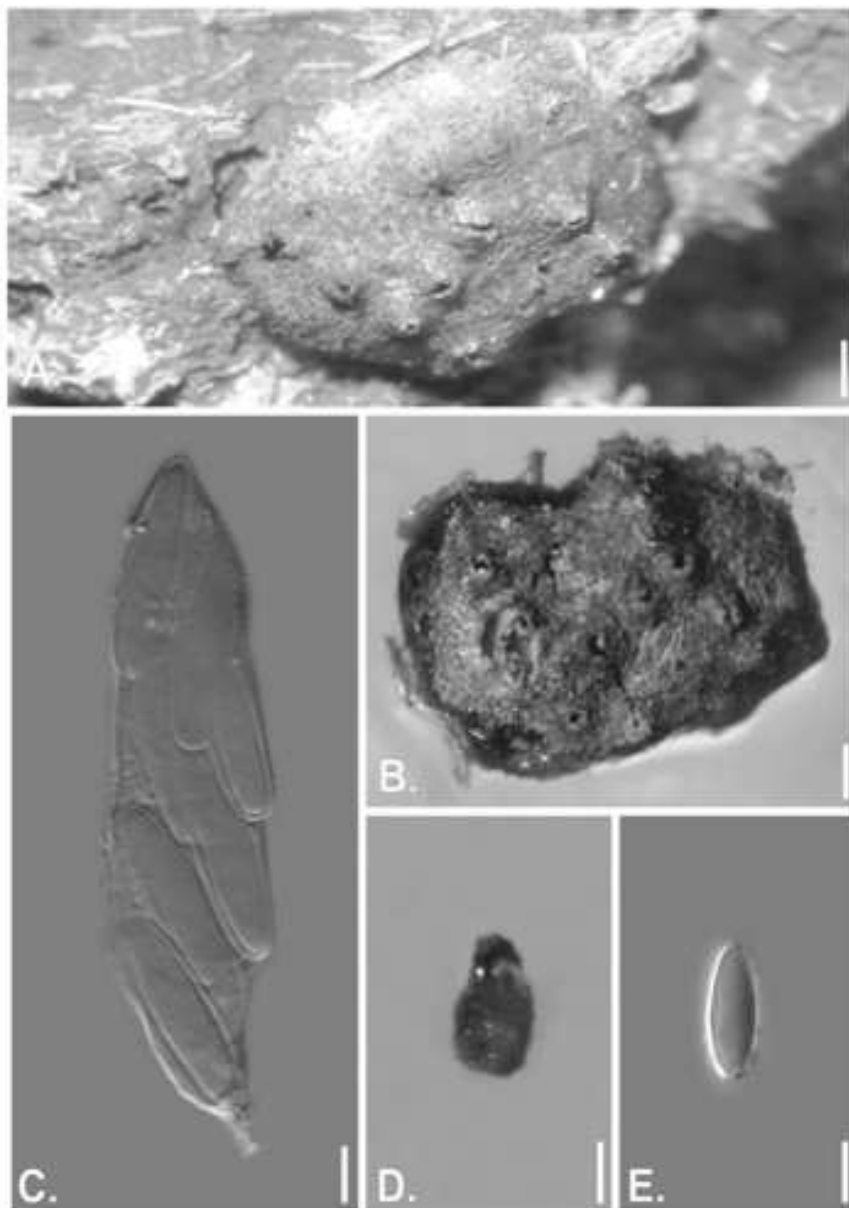
Prancha 30. *Mycoarachis inversa*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Corte do cleistotécio, evidenciando somente a camada mais superficial do perídio. **d.** Ascos. **e.** Ascosporos (Barras: a=750 μ m, b, c =25 μ m, d=25 μ m, e =2 μ m)



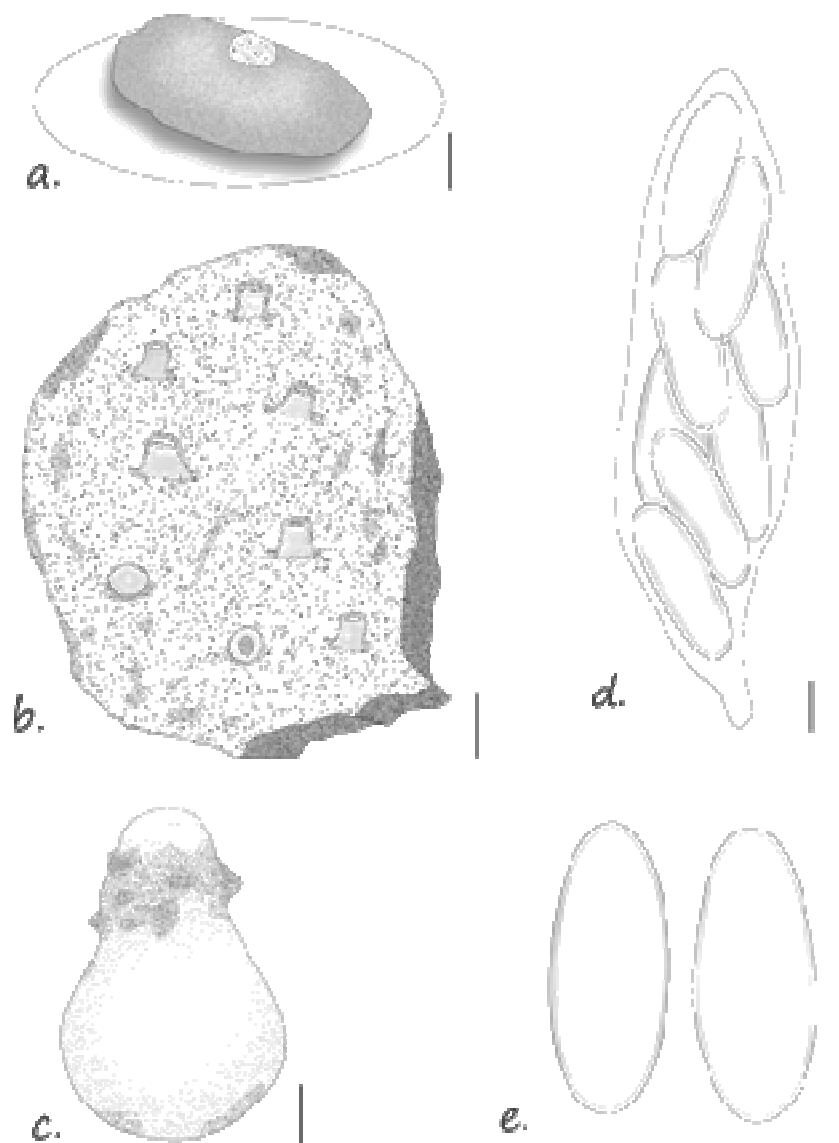
Prancha 31. *Sclerotinia africana*. **a.** *Sclerotinia africana*. **a.** Hábito. **b.** Estroma removido do substrato, em microscopia estereoscópica. **c.** Peritécio removido do estroma, em microscopia estereoscópica. **d.** Perídio. **e.** Peritécio rompido. **f.** Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 300 μ m, c, e = 100 μ m, d = 5 μ m, f = 10 μ m)



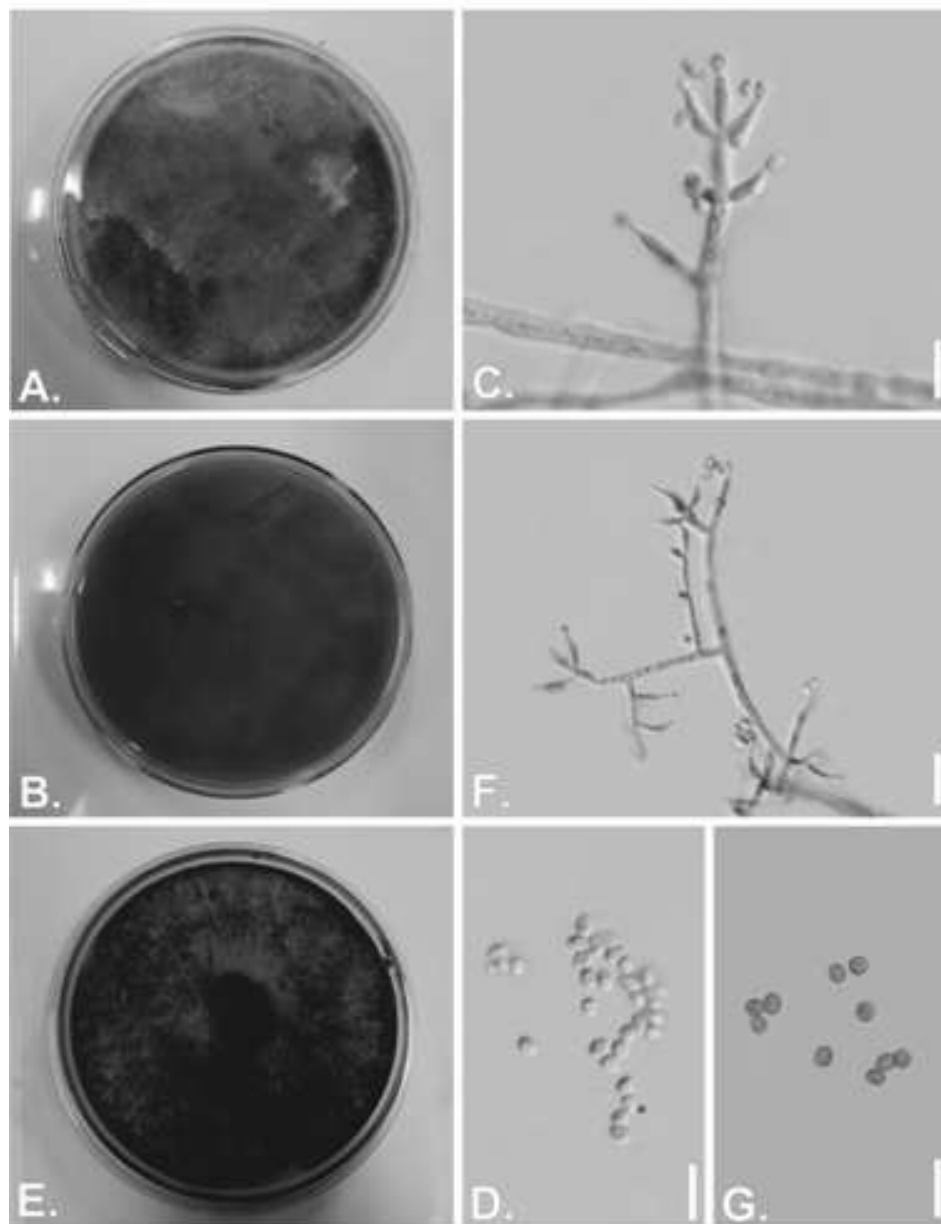
Prancha 32. *Selinia africana*. **a.** Hábito. **b.** Estroma contendo peritécios maduros. **c.** Peritécio removido do estroma. **d.** Asco. **e.** Ascosporos (Barras: a=0,5 cm, b = 500 μ m, c = 50 μ m, d = 10 μ m, e = 15 μ m)



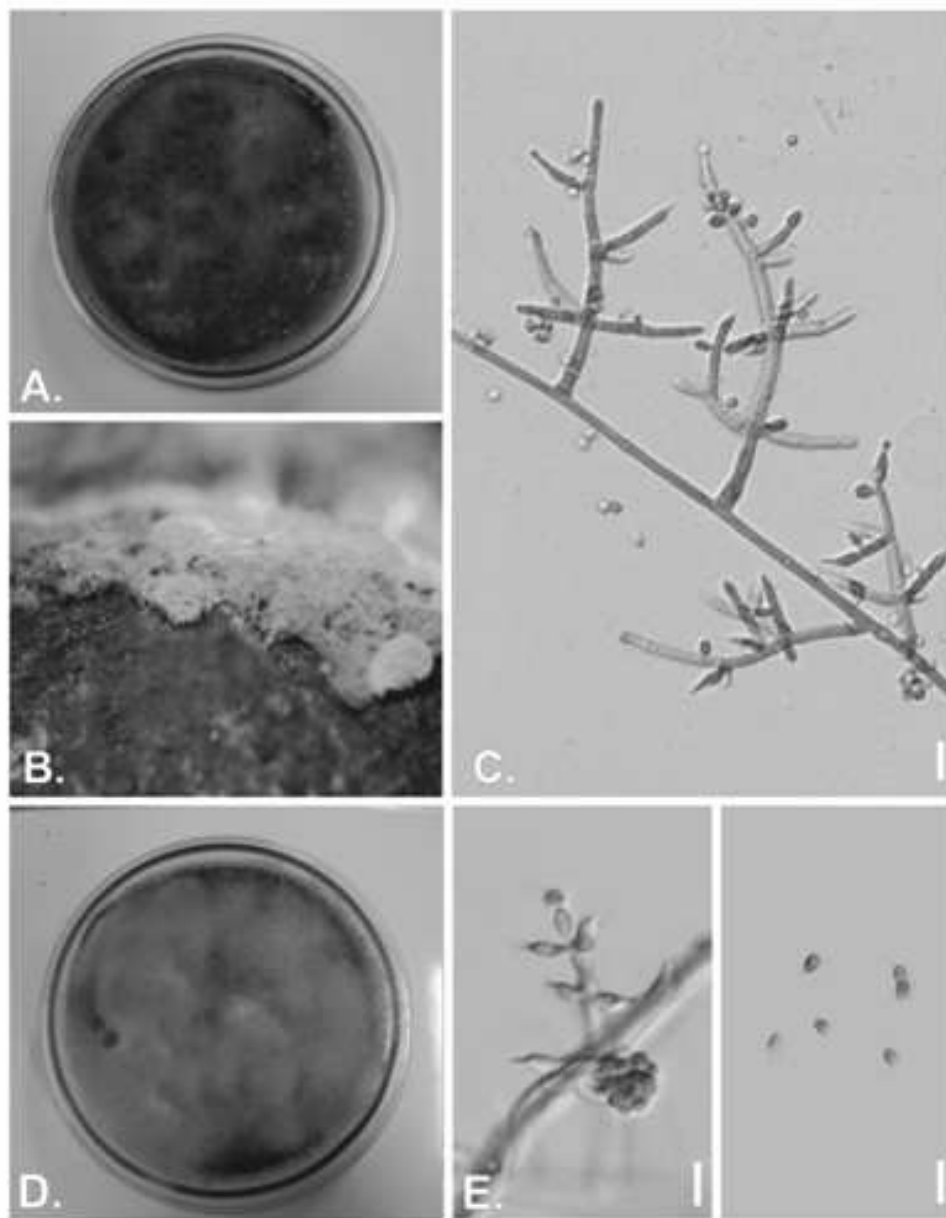
Prancha 33. *Selinia pulchra*. **a.** Hábito. **b.** Estroma removido do substrato, em microscopia estereoscópica. **c.** Asco maduro. **d.** Peritécio removido do estroma, em microscopia estereoscópica. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a, b = 350 μ m, c = 15 μ m, d = 200 μ m e = 25 μ m)



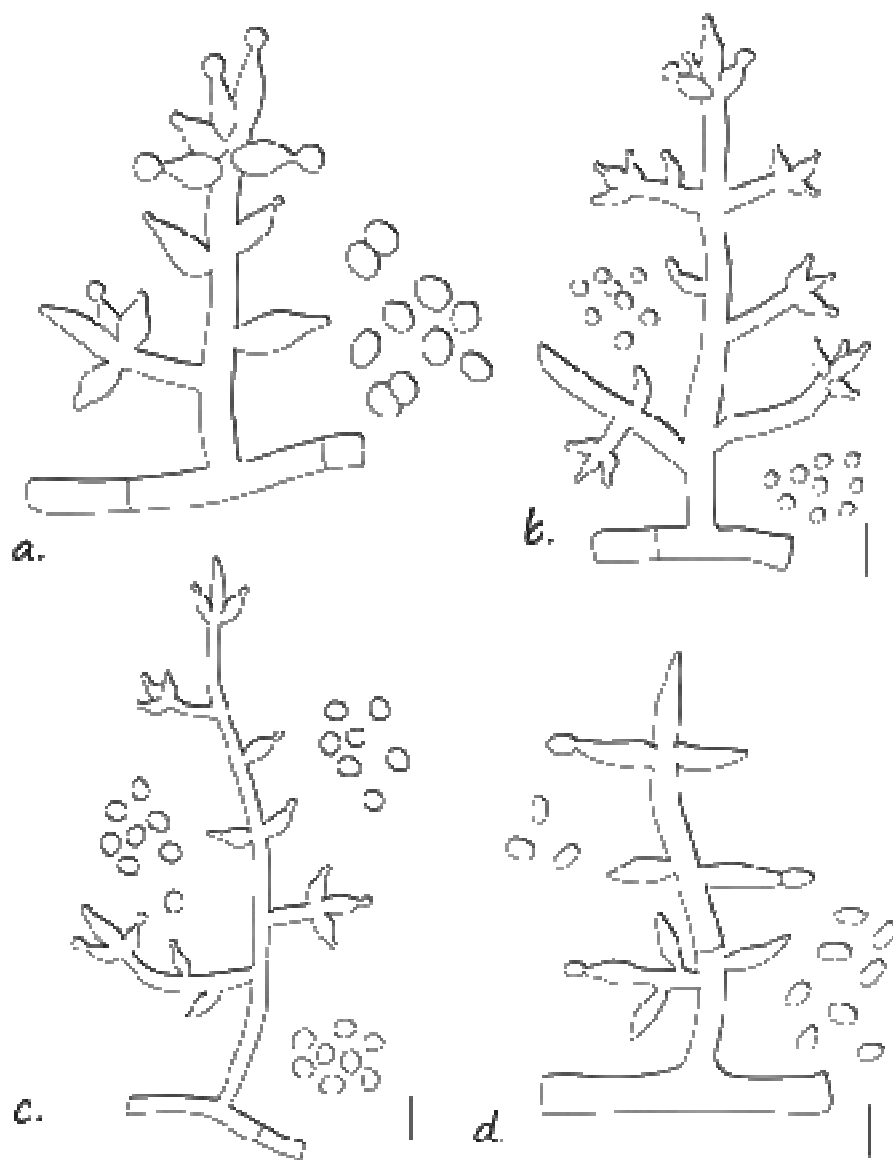
Prancha 34. *Selinia pulchra*. **a.** Hábito. **b.** Estroma removido do substrato. **c.** Peritécio removido do estroma **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporos maduros (Barras: a = 0,5 cm, b = 500 μ m, c = 50 μ m, d, e = 10 μ m)



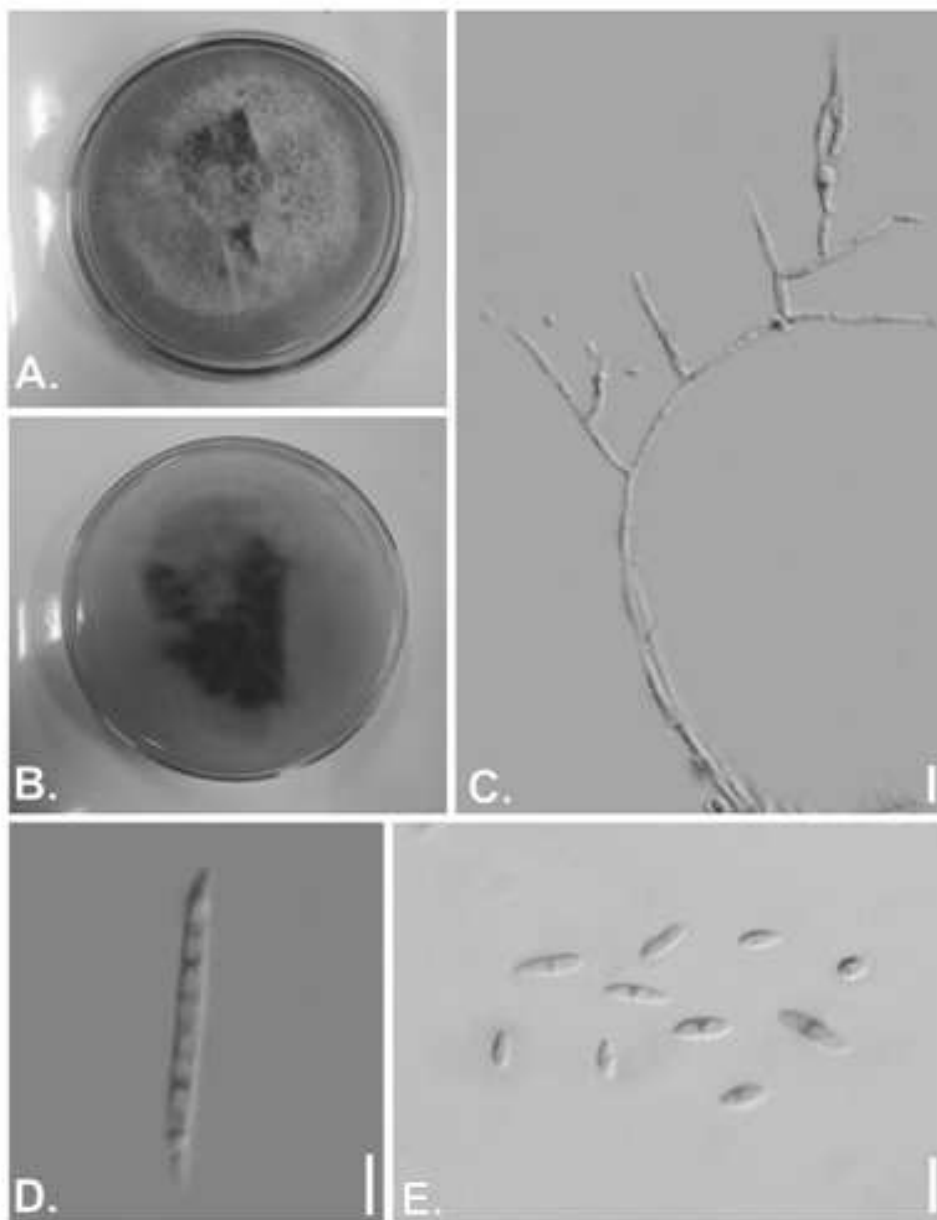
Prancha 35. *Trichoderma aureoviride*. **a-b.** Verso e reverso de colônia aos sete dias em MEA, evidenciando pigmento solúvel no meio de cultura. **c.** Conidióforo (Barra = 10 μ m). **d.** Conídios (Barra = 10 μ m). *T. ovalisporum* **e.** Colônia aos sete dias em MEA. **f.** Conidióforo (Barra = 25 μ m). **g.** Conídios (Barra = 10 μ m) (Barras: c, d, g = 10 μ m, f = 25 μ m)



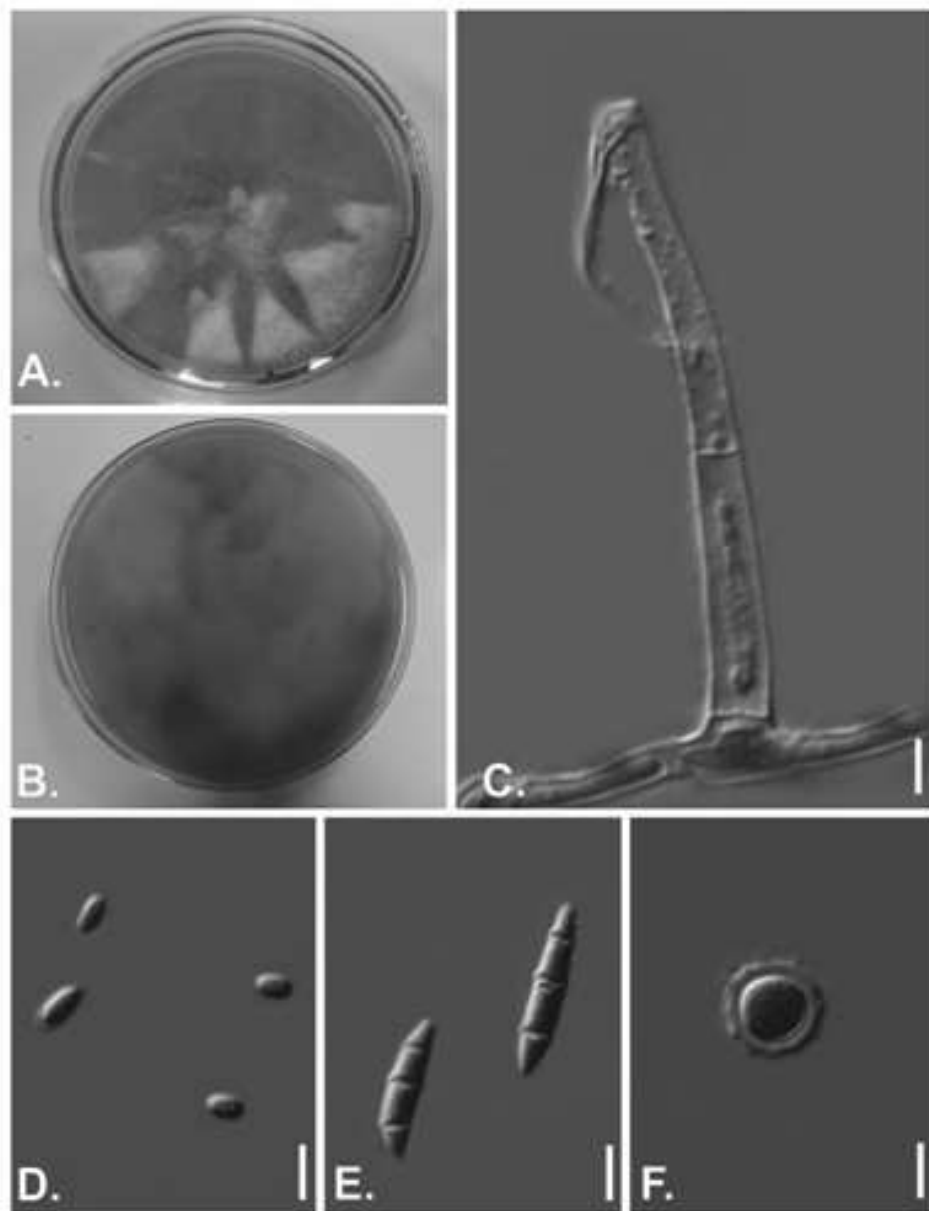
Prancha 36. *Trichoderma harzjanum*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA. **b.** Crescimento de colônias sobre os excrementos. **c.** Conidióforos e conídios. *T. pseudokoningii*. **d.** Colônia sete dias em MEA. **e.** Conidióforo. **f.** Conídios (Barras = c = 7,5 μm , e, f = 10 μm)



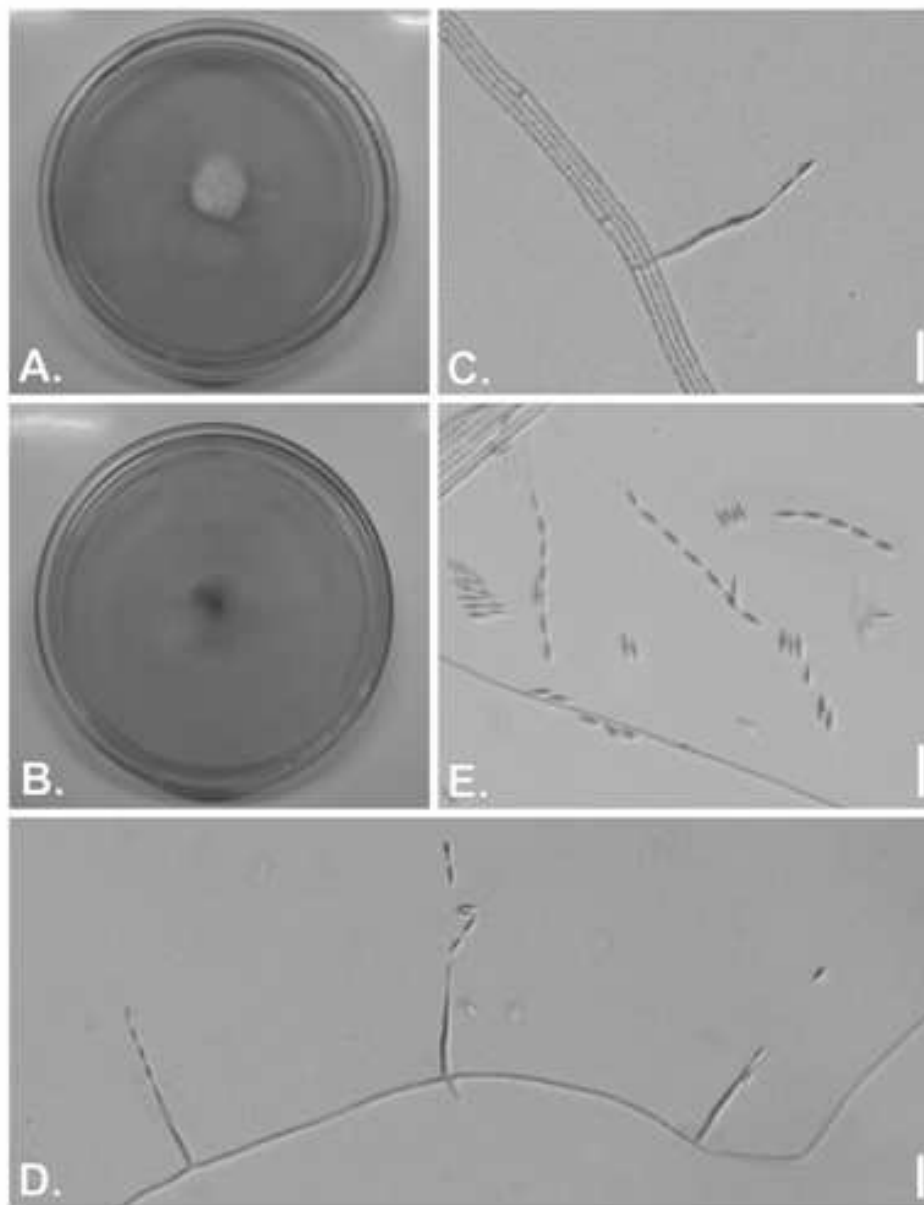
Prancha 37. *Trichoderma aureoviride*. **a.** Conidióforos e conídios. *T. harzianum*. **b.** Conidióforos e conídios. *T. ovalisporum*. **c.** Conidióforos e conídios. *T. pseudokoningii*. **d.** Conidióforos e conídios (Barras: a = 5 μ m, b, c, d = 7,5 μ m)



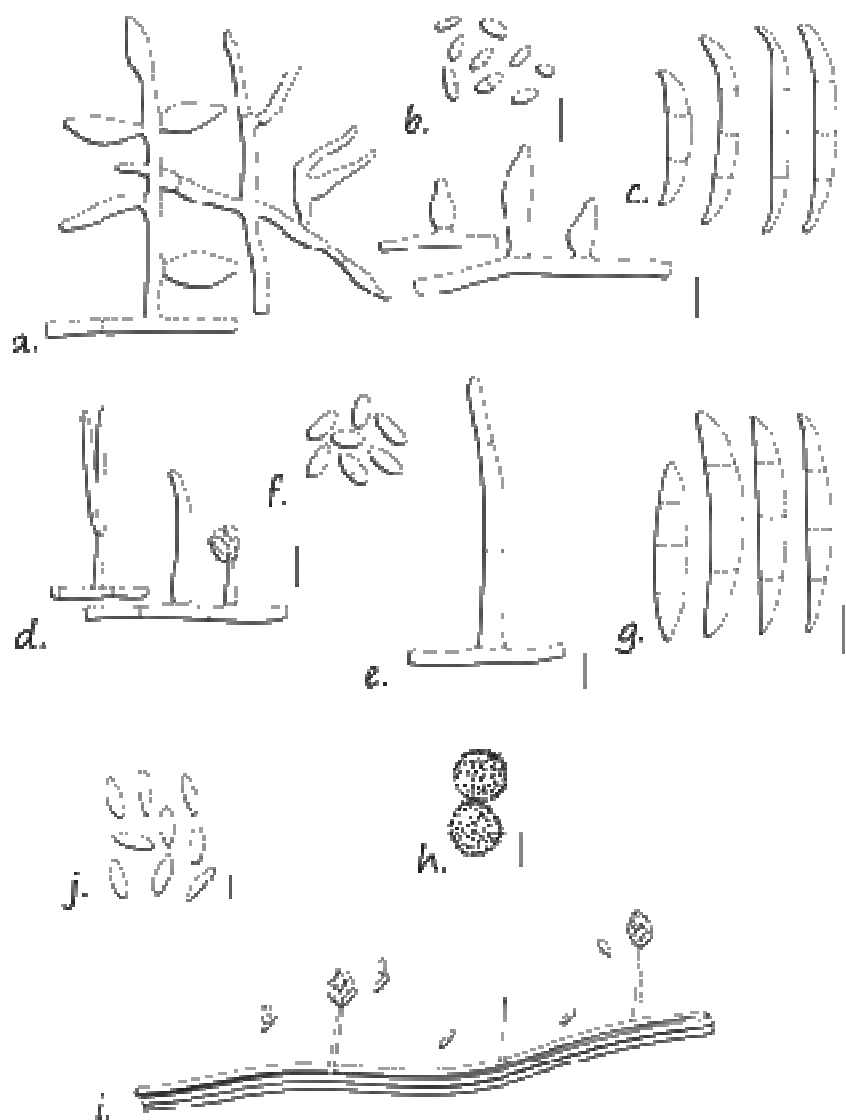
Prancha 38. *Fusarium oxysporum*. **a.** Verso de colônia aos sete dias em BDA. **b.** Reverso de colônia aos sete dias em BDA. **c.** Filíides. **d.** Macroconídios. **e.** Microconídios (Barras: c = 10 μ m, d, e = 7,5 μ m)



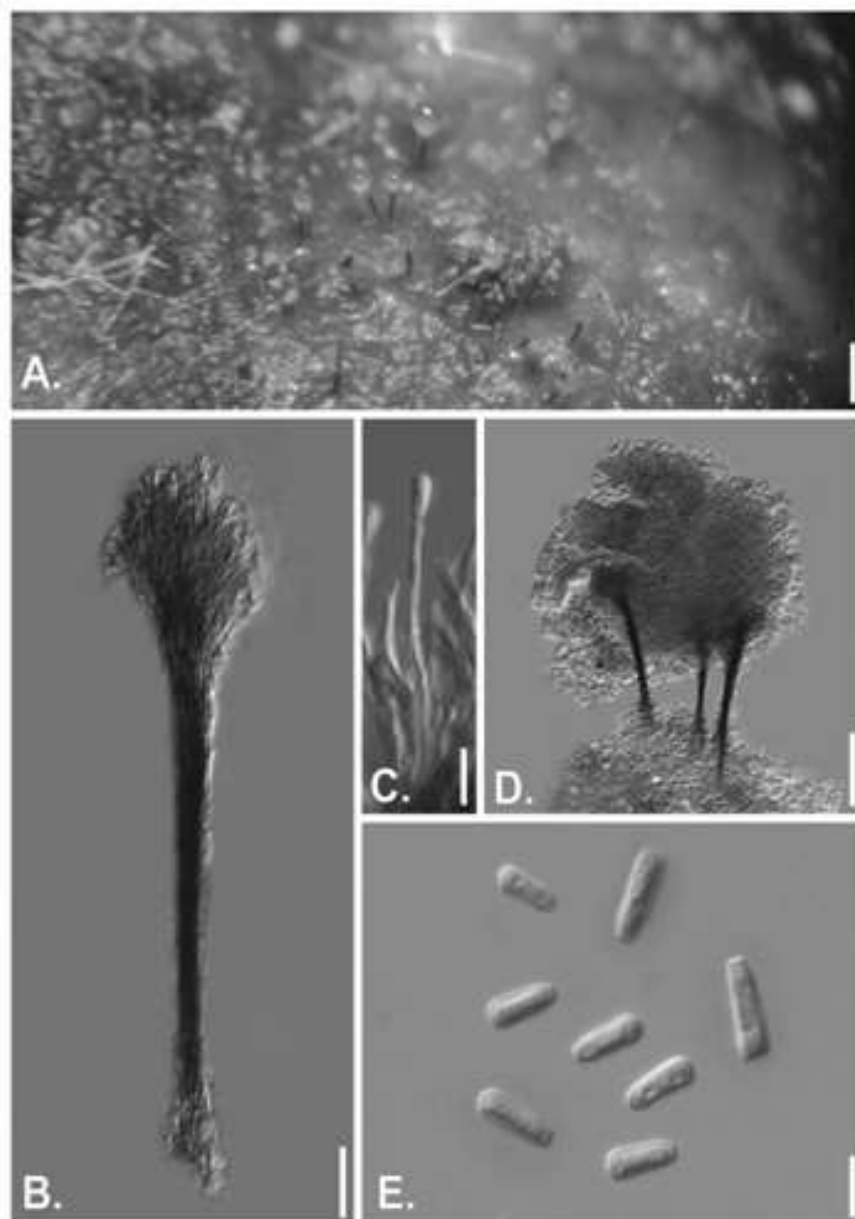
Prancha 39. *Fusarium solani*. **a.** Verso de colônia aos sete dias em BDA. **b.** Reverso de colônia aos sete dias em BDA. **c.** Fíalide. **d.** Microconídios. **e.** Macroconídios. **f.** Clamidosporos (Barras: c, d, e = 7,5 μ m, f = 5 μ m)



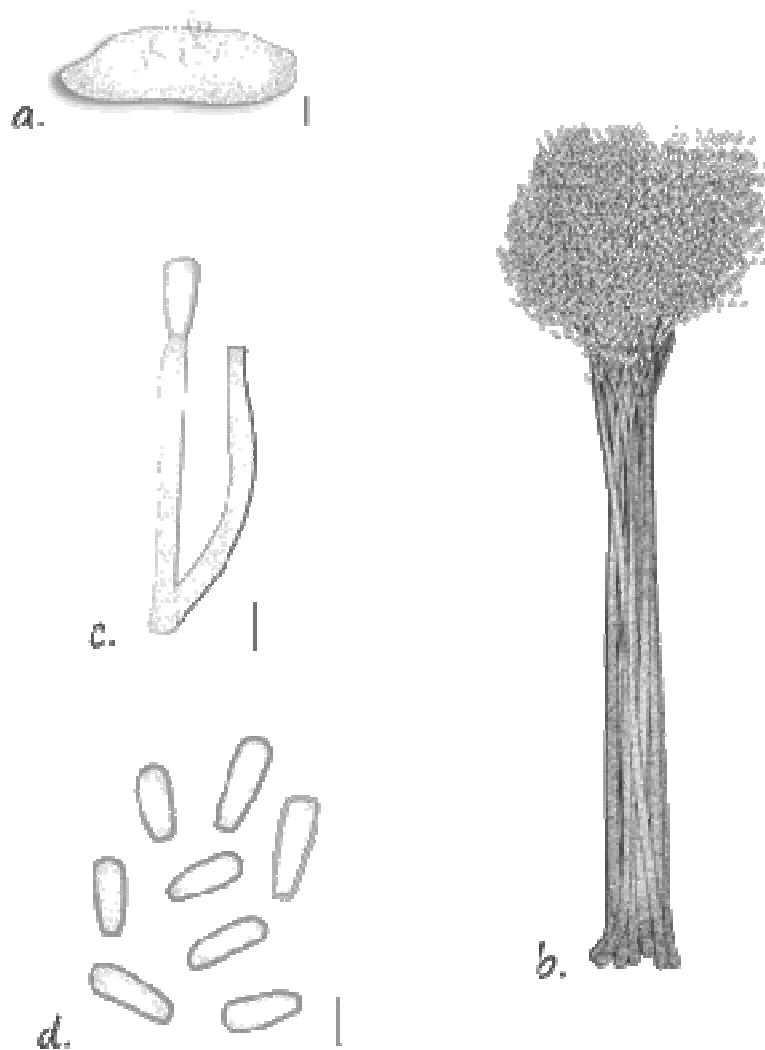
Prancha 40. *Acremonium bacillisporum*. **a.** Verso de colônia aos sete dias em MEA. **b.** Reverso de colônia aos sete dias em MEA. **c.** Hifas sinematógenas. **d.** Fálides. **e.** Conídios (Barras: c, d, e =5 μ m)



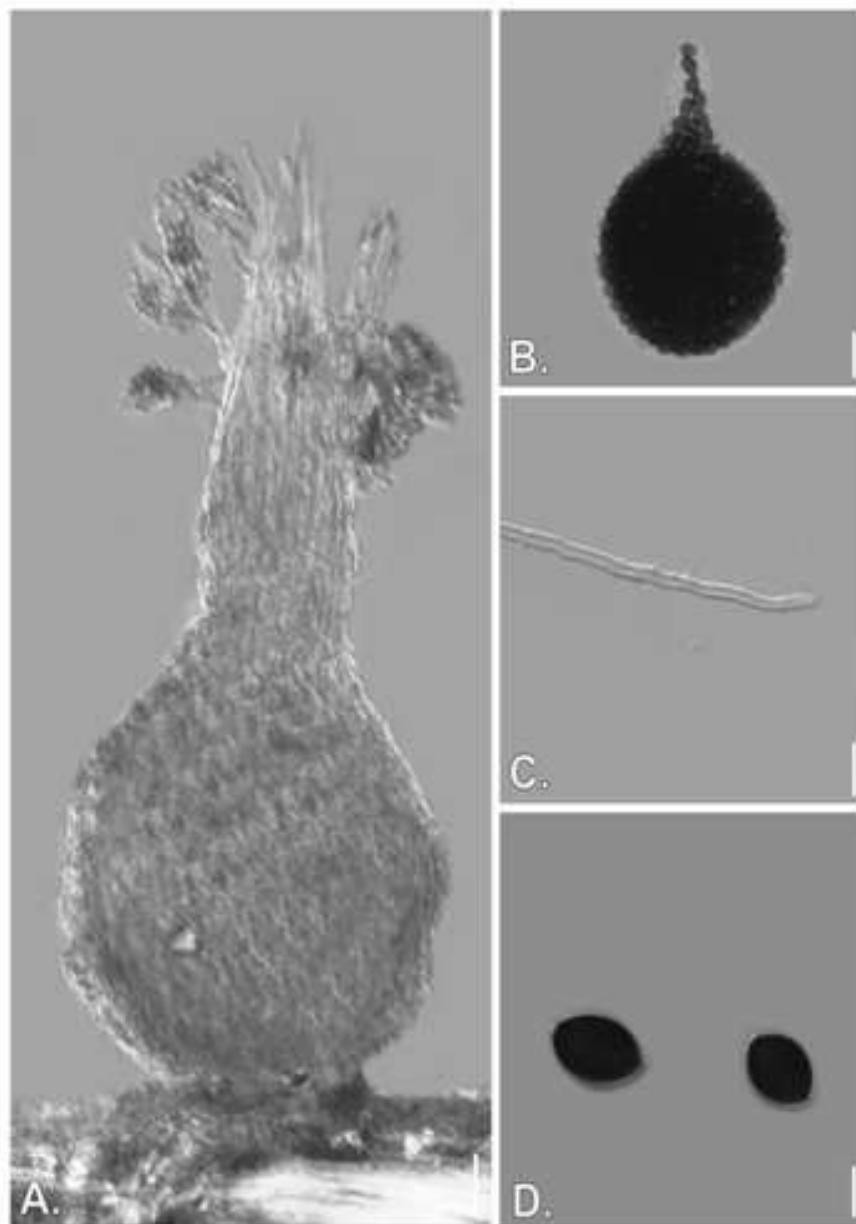
Prancha 41. *Fusarium oxysporum*. **a.** Fiálides. **b.** Microconídios. **c.** Macroconídios. *F. solani*. **d.** Di ferentes formações de fiálides. **e.** Fiálides compridas. **f.** Microconídios. **g.** Macroconídios. **h.** Clamidosporos. *Acremonium bacillisporum*. **i.** Fiálides e massas conidiais. **j.** Conídios (Barras: a, f= 15 μ m, b, c, e, g= 10 μ m, d= 20 μ m, h= 5 μ m, i= 2 μ m, j= 0,5 μ m)



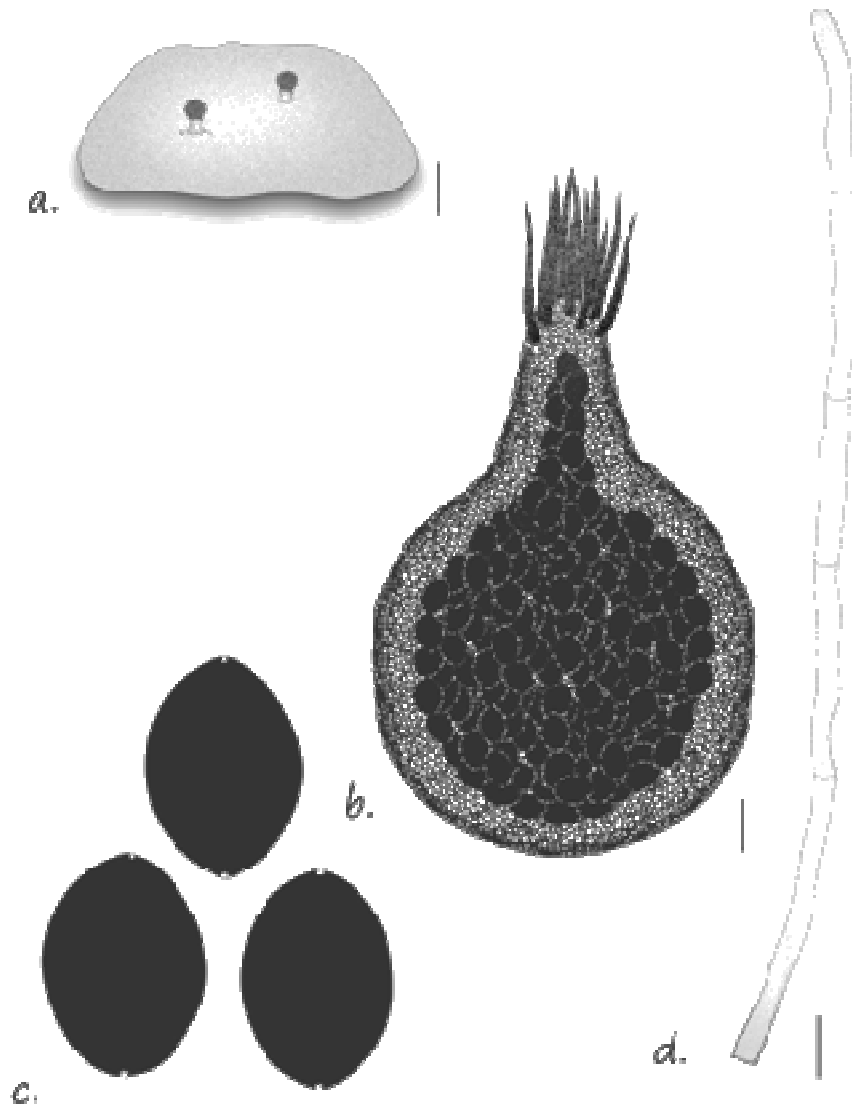
Prancha 42. *Phaeostilbella atra*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio. **c.** Conidiogênese, evidenciando uma fálide e um conídio em formação. **d.** Sinêmios agrupados em cabeça conidial única. **e.** Conídios (Barras: a = 200 μm , b = 5 μm , c = 15 μm , d = 20 μm e e = 7,5 μm)



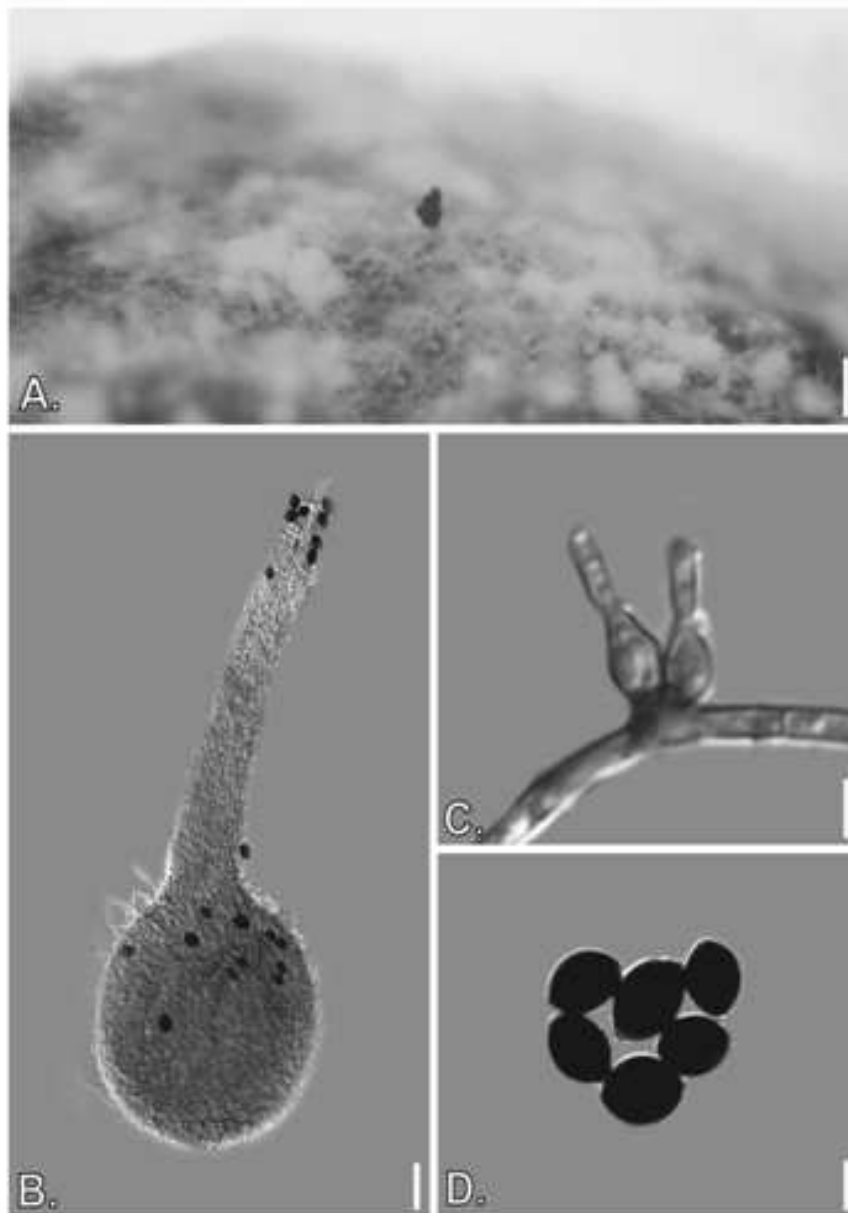
Prancha 43. *Phaeostilbella atra*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio. **c.** Fiálide. **d.** Conídios (Barras: a = 250 μ m, b = 20 μ m, c, d = 7,5 μ m)



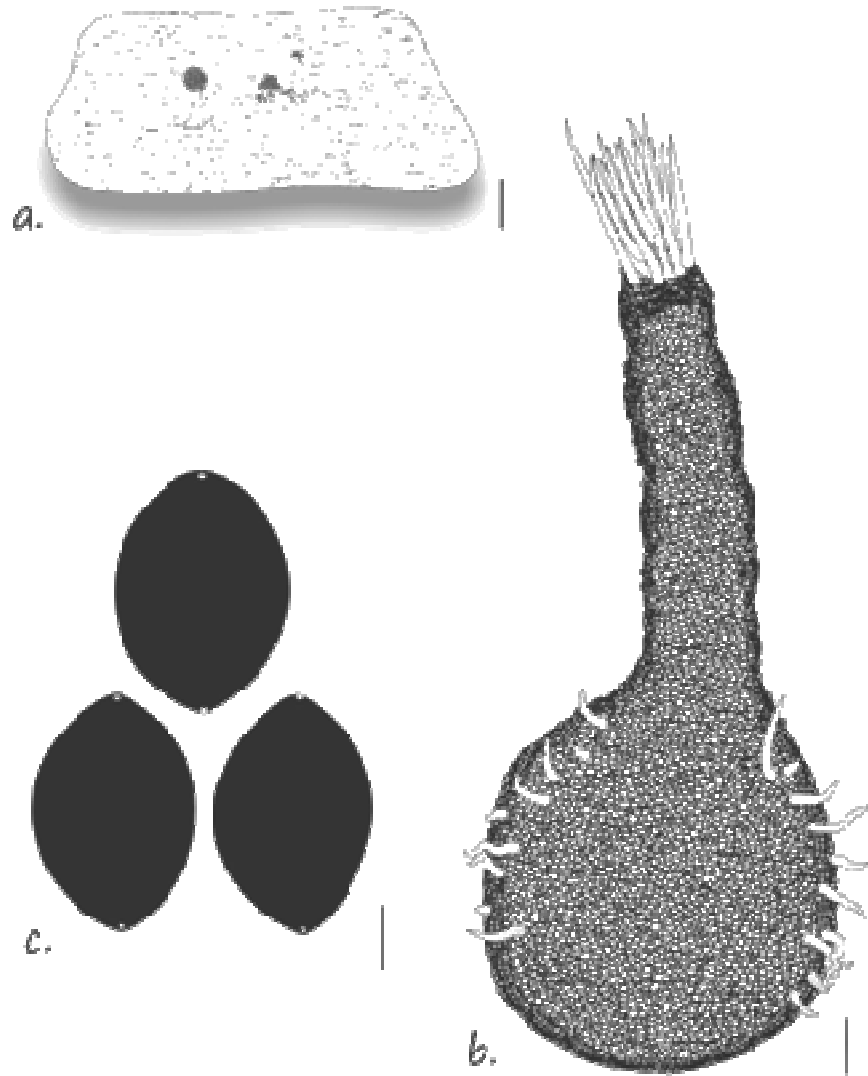
Prancha 44. *Melanospora damnosa*. **a.** Peritécio em maturação. **b.** Peritécio maduro, com ascosporos livres ainda no ventre. **c.** Seta peritecical. **d.** Ascosporos (Barras: a = 15 μ m b = 30 μ m, c = 100 μ m d = 10 μ m)



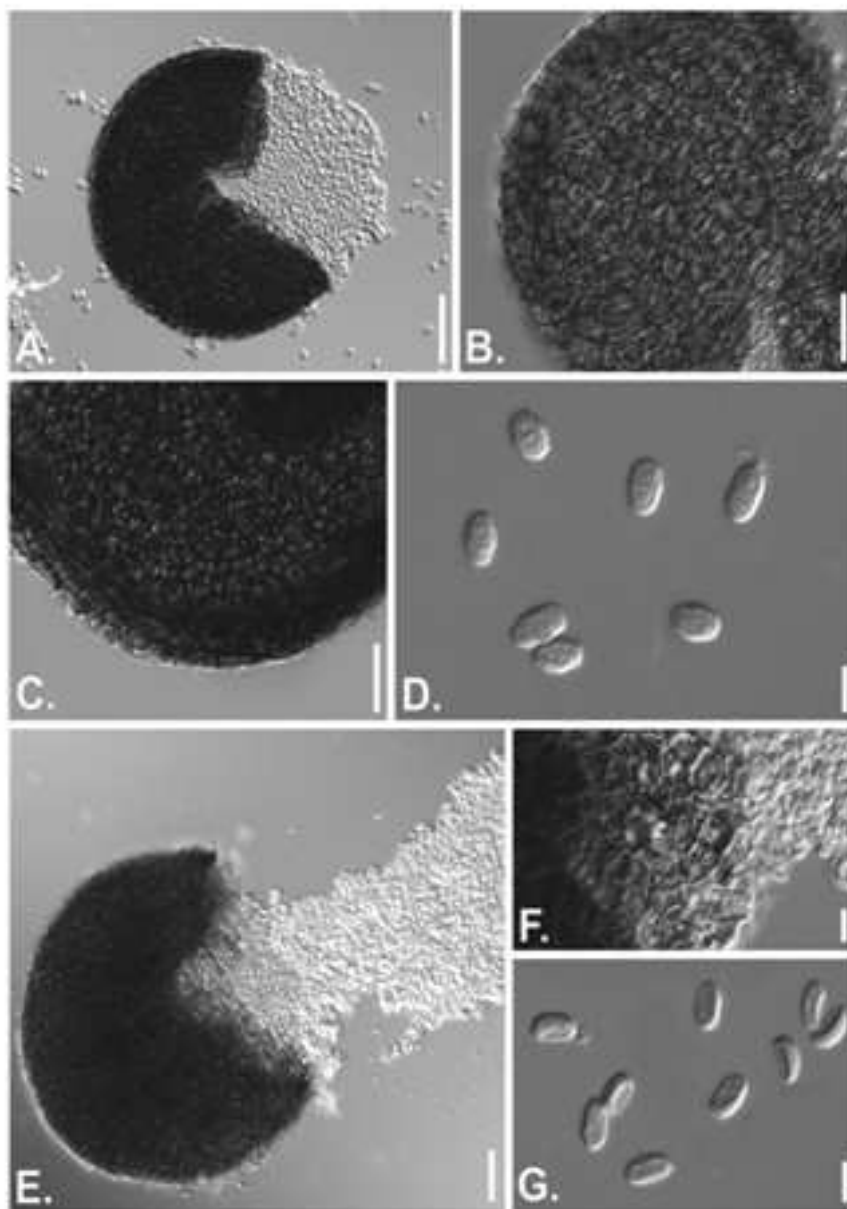
Prancha 45. *Melanospora damnosa*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Ascosporos. **d.** Seta peritecial (Barras: a = 400 μm , b = 25 μm , c = 5 μm , d = 10 μm)



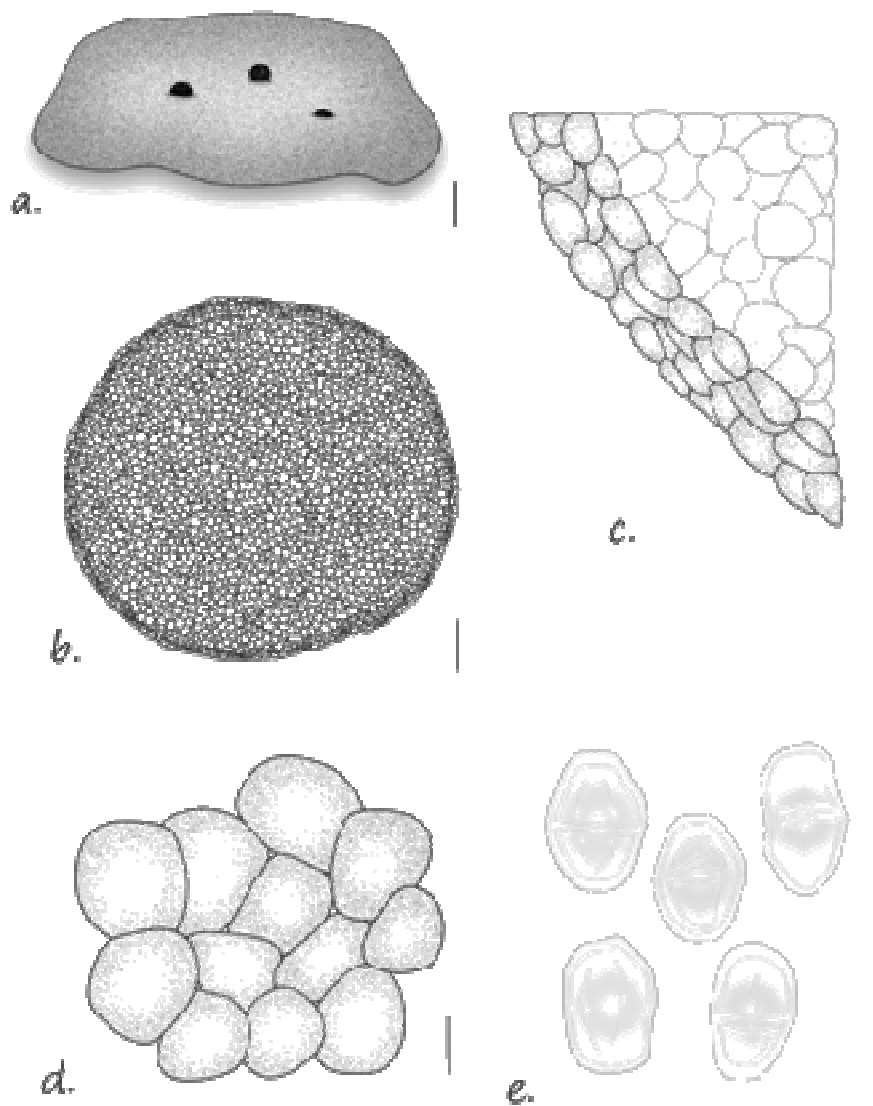
Prancha 46. *Melanospora zamiae*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Fíalides. **d.** Ascosporos (Baras: a=250 μ m, b = 30 μ m, c = 15 μ m d = 10 μ m)



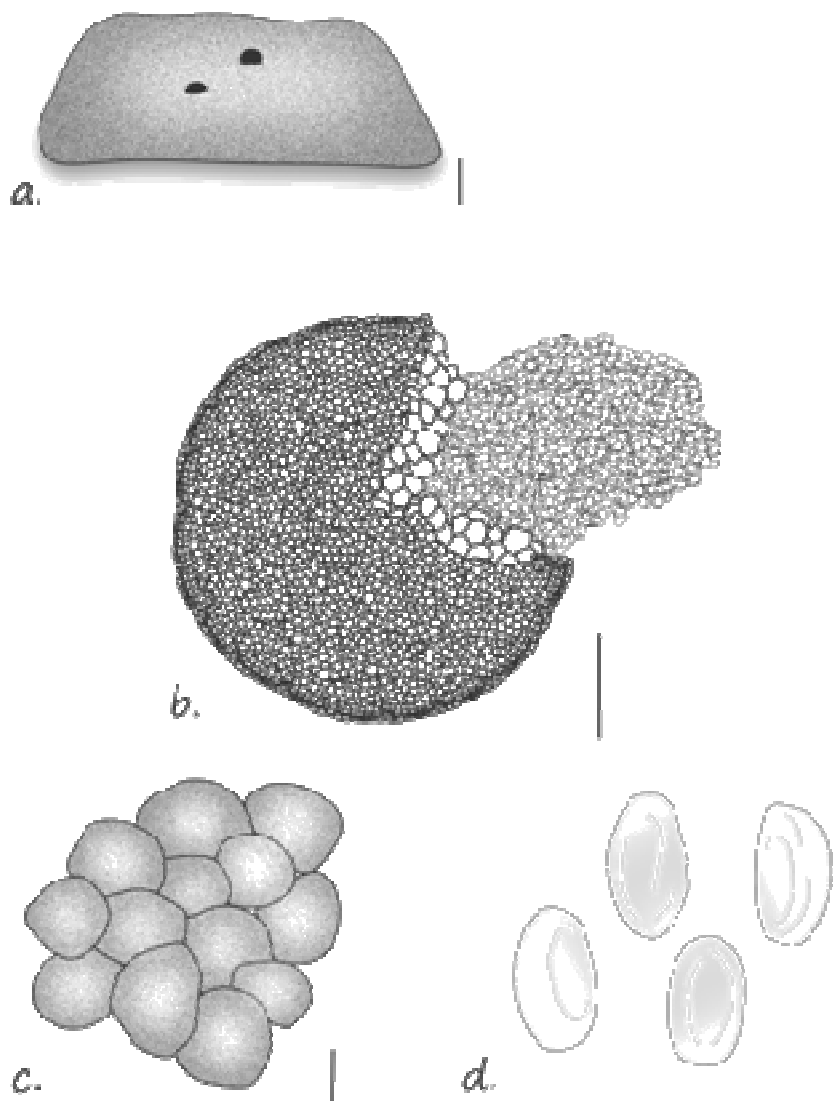
Prancha 47. *Melanospora zamiae*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Ascosporo (Barras: a = 500 μ m b = 50 μ m, c = 5 μ m)



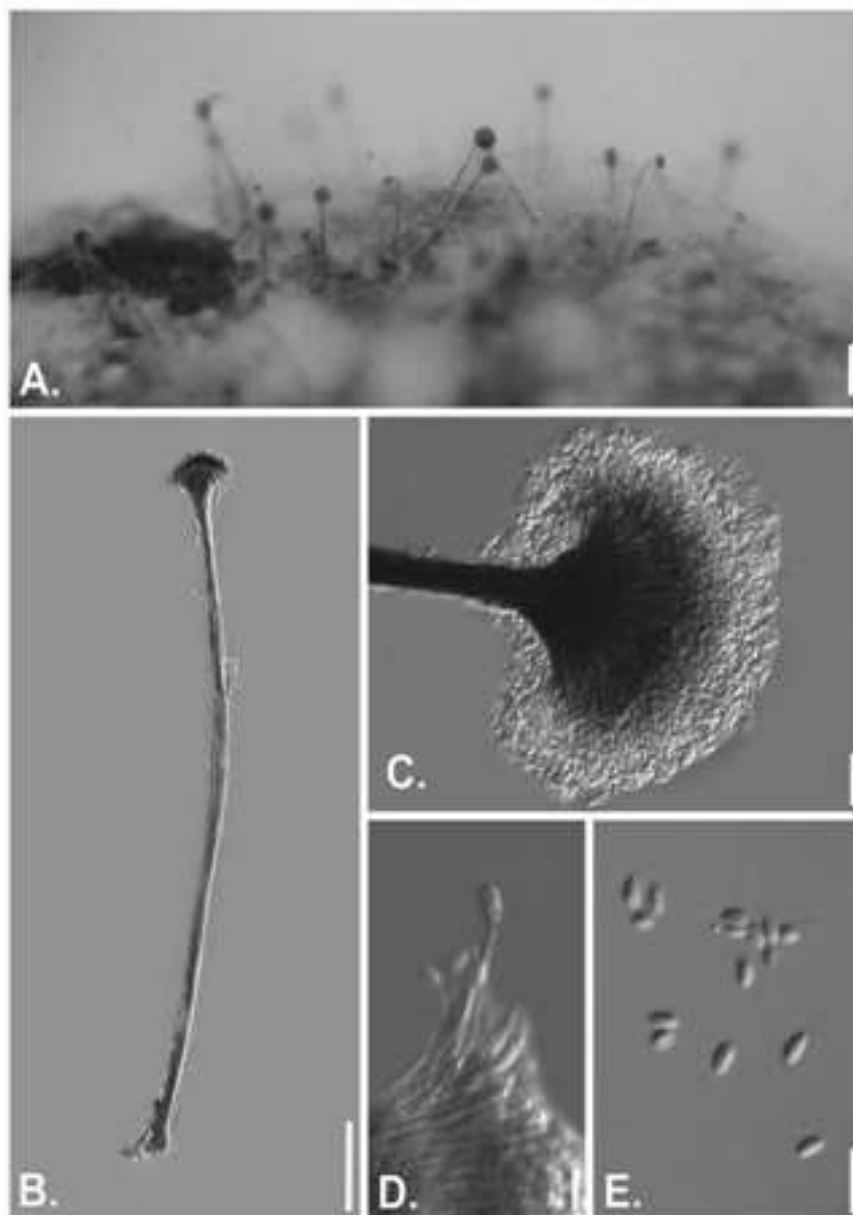
Prancha 48. *Faurelina fimigena*. **a.** Cleistotécio rompido, liberando ascósporos maduros em massa. **b-c.** Perídio. **d.** Ascósporos maduros. *F. hispanica*. **e.** Cleistotécio rompido, liberando ascósporos maduros em massa. **f.** Perídio. **g.** Ascósporos maduros (Baras: a = 50 μ m, b, c = 25 μ m, d = 7,5 μ m, e = 30 μ m, f, g = 5 μ m)



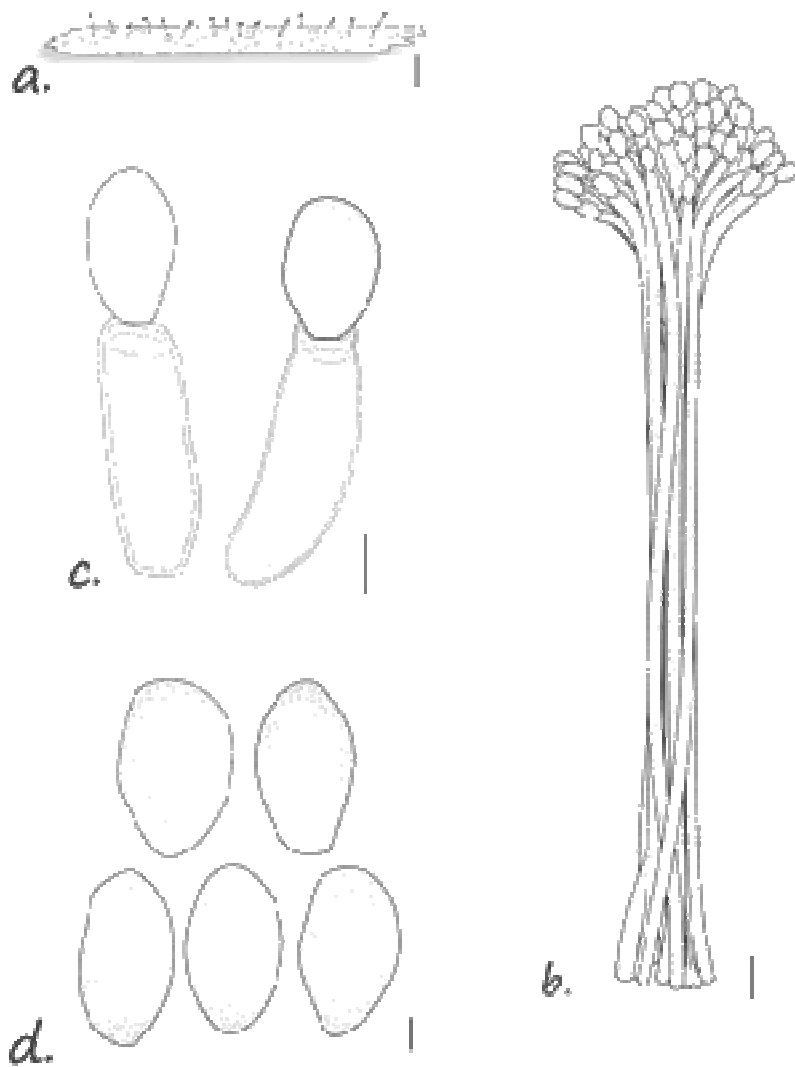
Prancha 49. *Faurelina fimigena*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio globoso êchado. **c.** Camada superficial externa do perídio. **d.** Células da camada interior do perídio. **e.** Ascosporos maduros (Barras: a = 500 μ m, b = 30 μ m, c = 10 μ m, d = 5 μ m, e = 2 μ m)



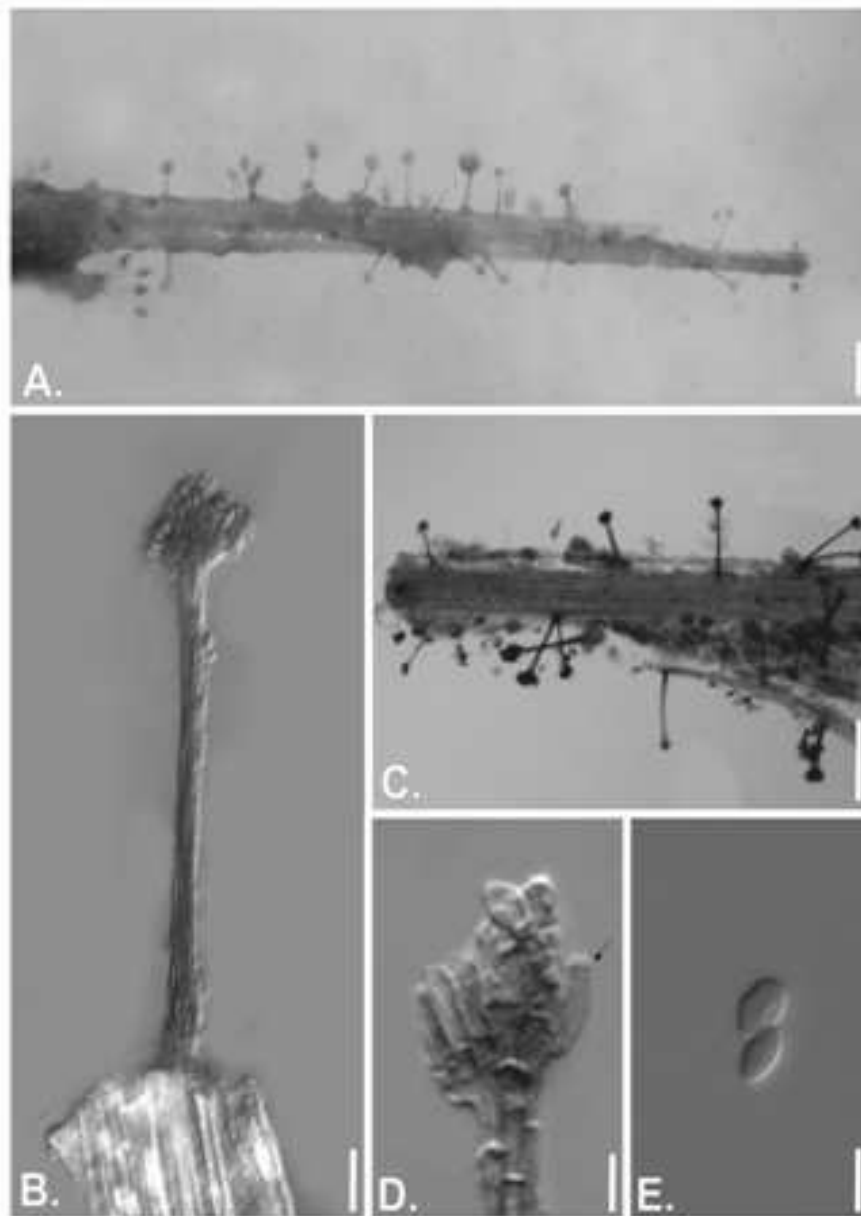
Prancha 50. *Faurelina hispanica*. **a.** Hábito (Barra = 500 μm). **b.** Cleistotécio maduro rompido (Barra = 50 μm). **c.** Perídio (Barra = 5 μm). **d.** Ascosporos maduros (Barra = 2,5 μm)



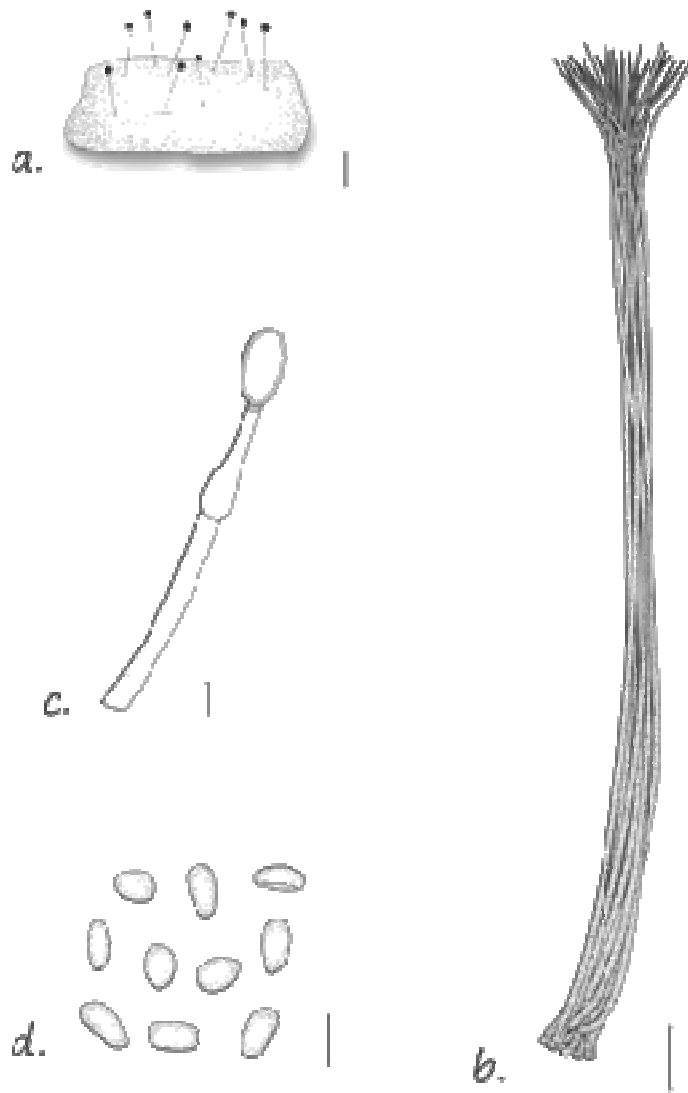
Prancha 51. *Cephalotrichum purpureofuscus*. **a.** Hábito. **b.** Sinênio. **c.** Cabeça conidial. **d.** Conidiogênese, evidenciando uma anélide e um conídio jovem. **e.** Conídios (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c = 25 μ m, d = 5 μ m, e = 10 μ m)



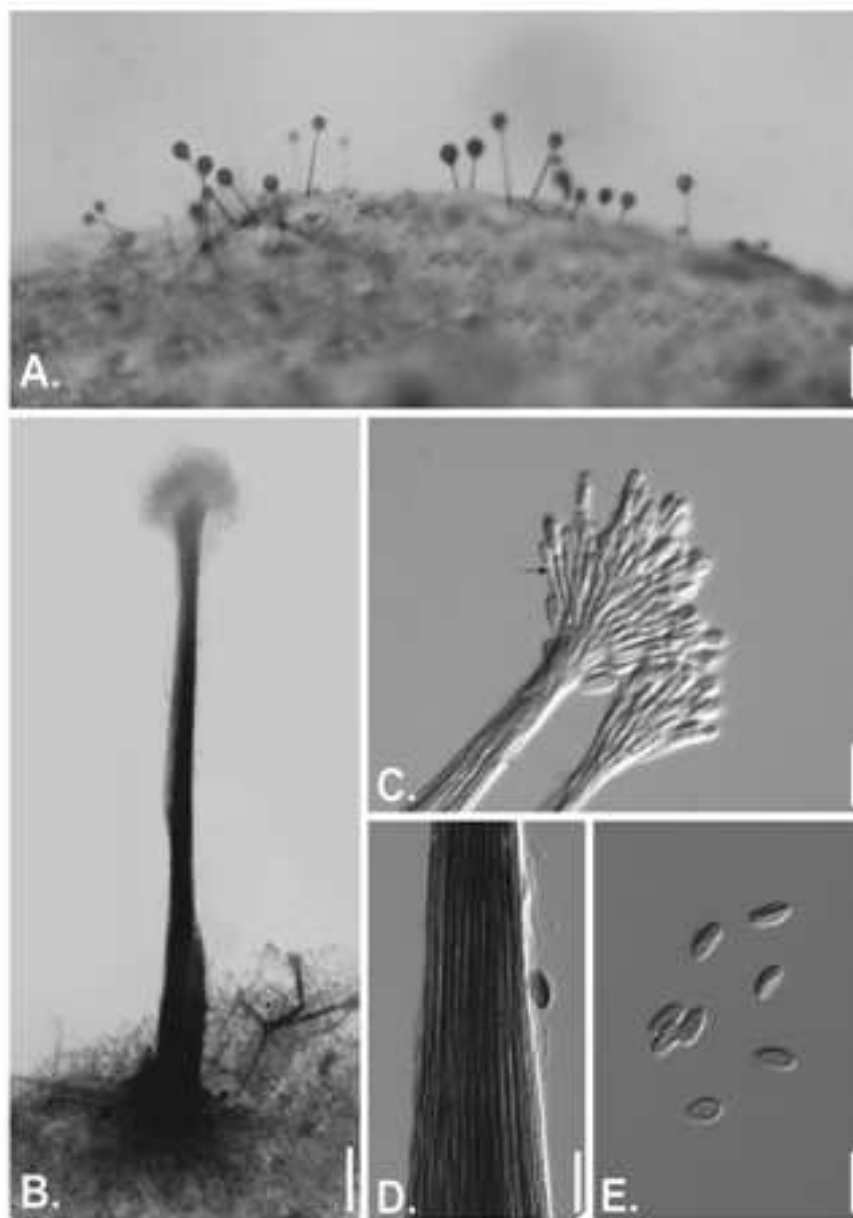
Prancha 52. *Cephalotrichum purpureofuscus*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio. **c.** Anéide. **d.** Conídios (Barras: a = 500 μm , b = 50 μm , c = 2,5 μm , d = 5 μm)



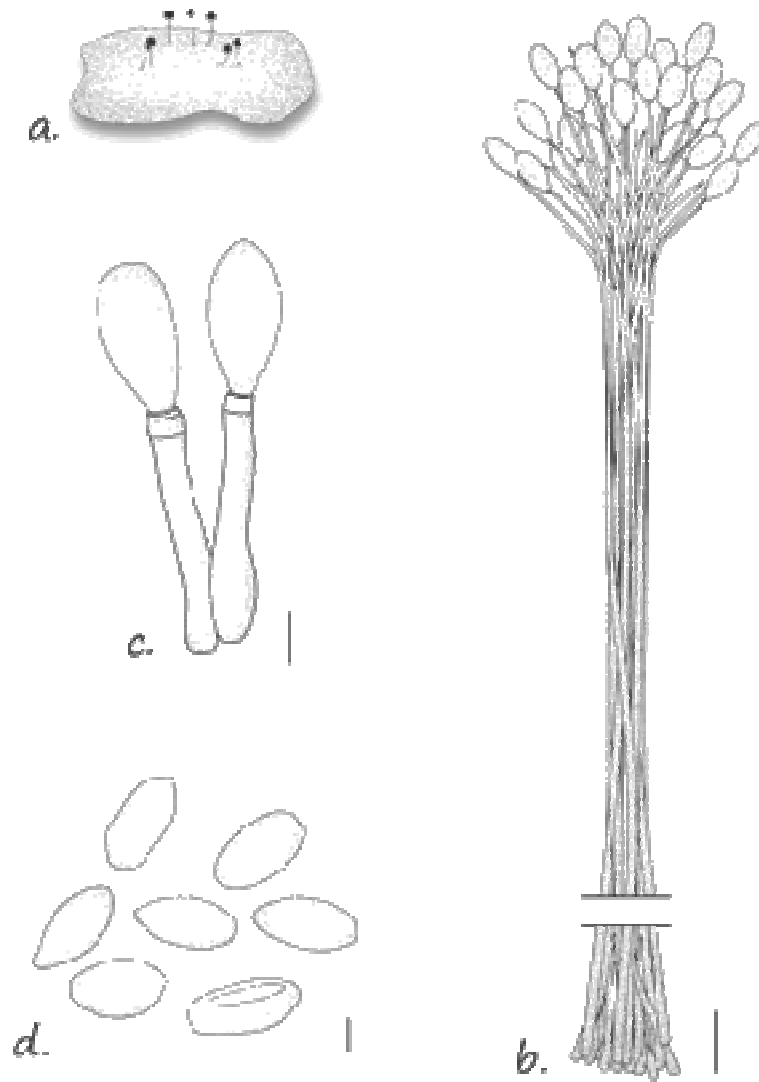
Prancha 53. *Graphium penicillioides*. **a.** Hábito dos sinêmios. **b-c.** Sinêmios. **d.** Conidiogênese, evidenciando uma anélide após adesão de um conídio. **e.** Conídios (Barras: a=200 μm , b= 20 μm , c=150 μm , d= 40 μm e e=5 μm)



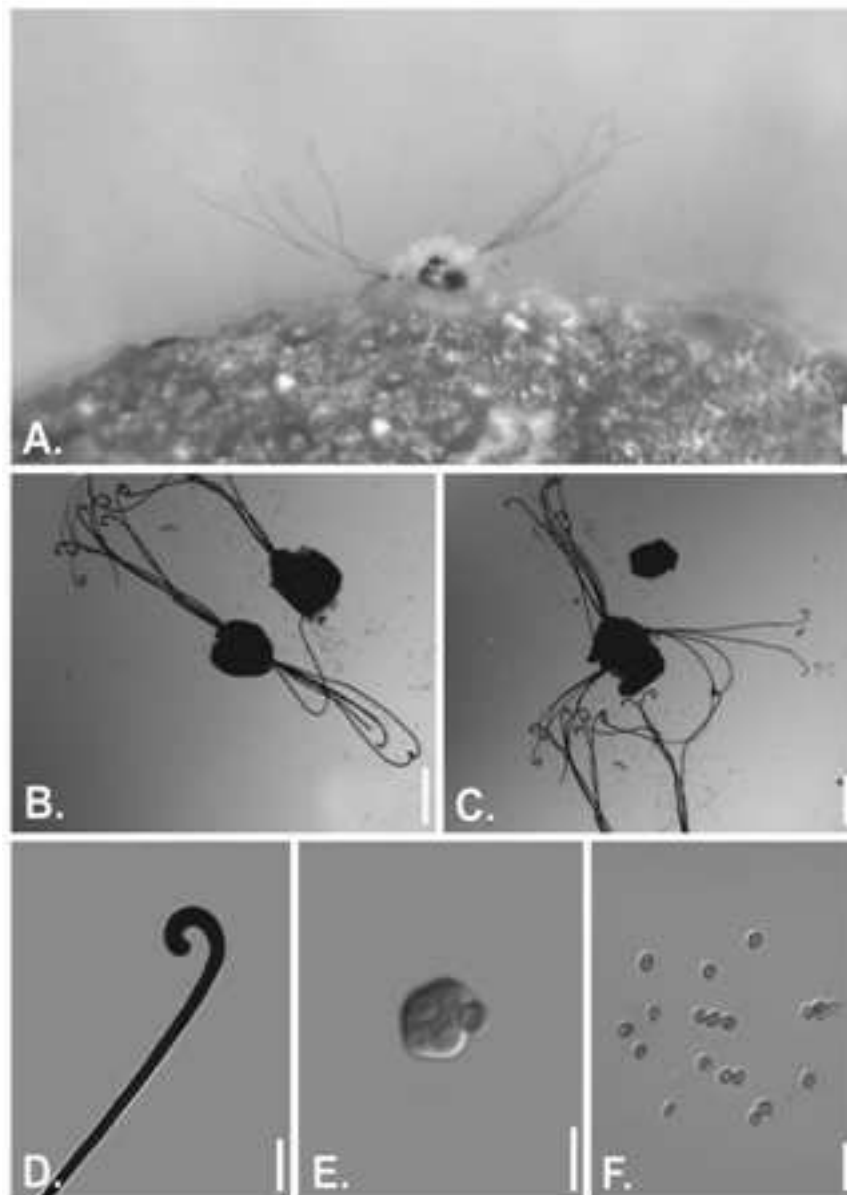
Prancha 54. *Graphium penicillioides*. **a.** Hábito dos sinêmios sobre o substrato. **b.** Sinênio. **c.** Anelides. **d.** Conídios (Barra = 1 μ m) (Barras: a = 300 μ m, b = 10 μ m, c = 2 μ m, d = 1 μ m)



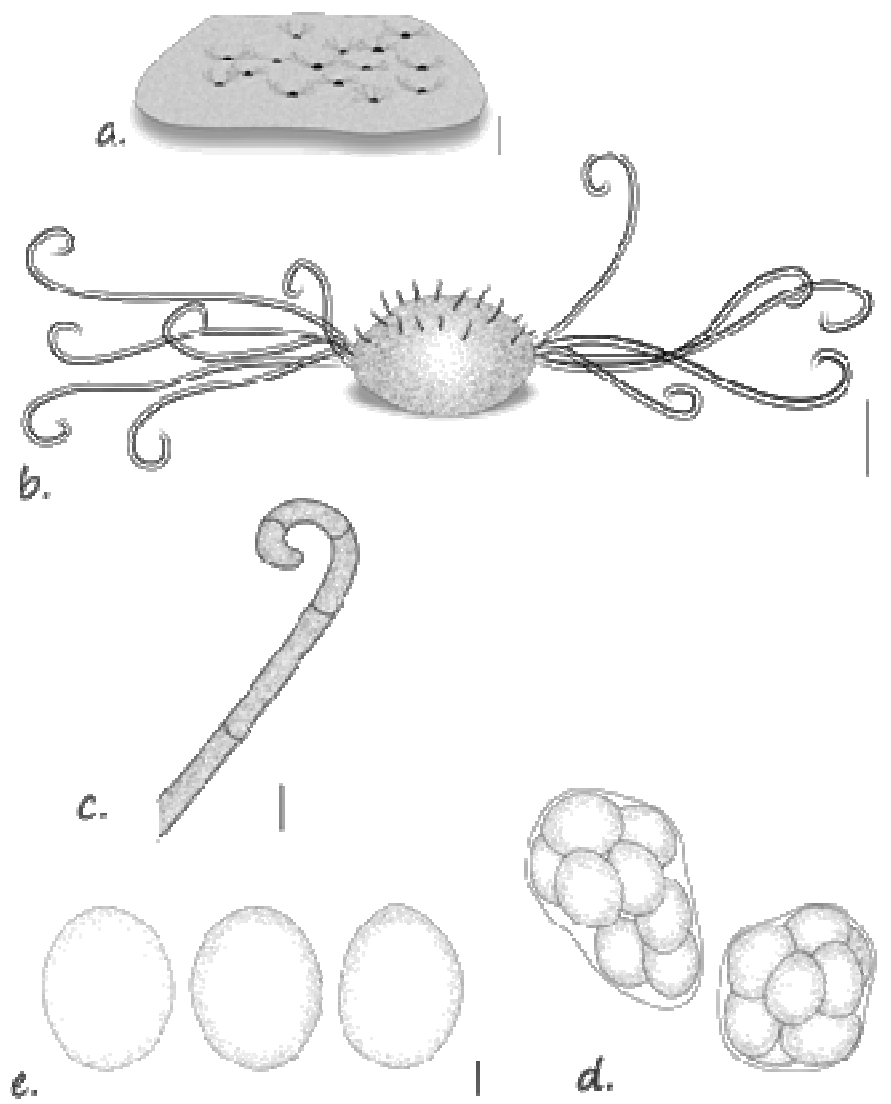
Prancha 55. *Graphium putredinis*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio. **c.** Ápice de um sinêmio, evidenciando anélides e conídios jovens. **d.** Organização das hifas do sinêmio. **e.** Conídios (Barras: a = 500 μ m, b = 75 μ m, c, d = 20 μ m e e = 10 μ m)



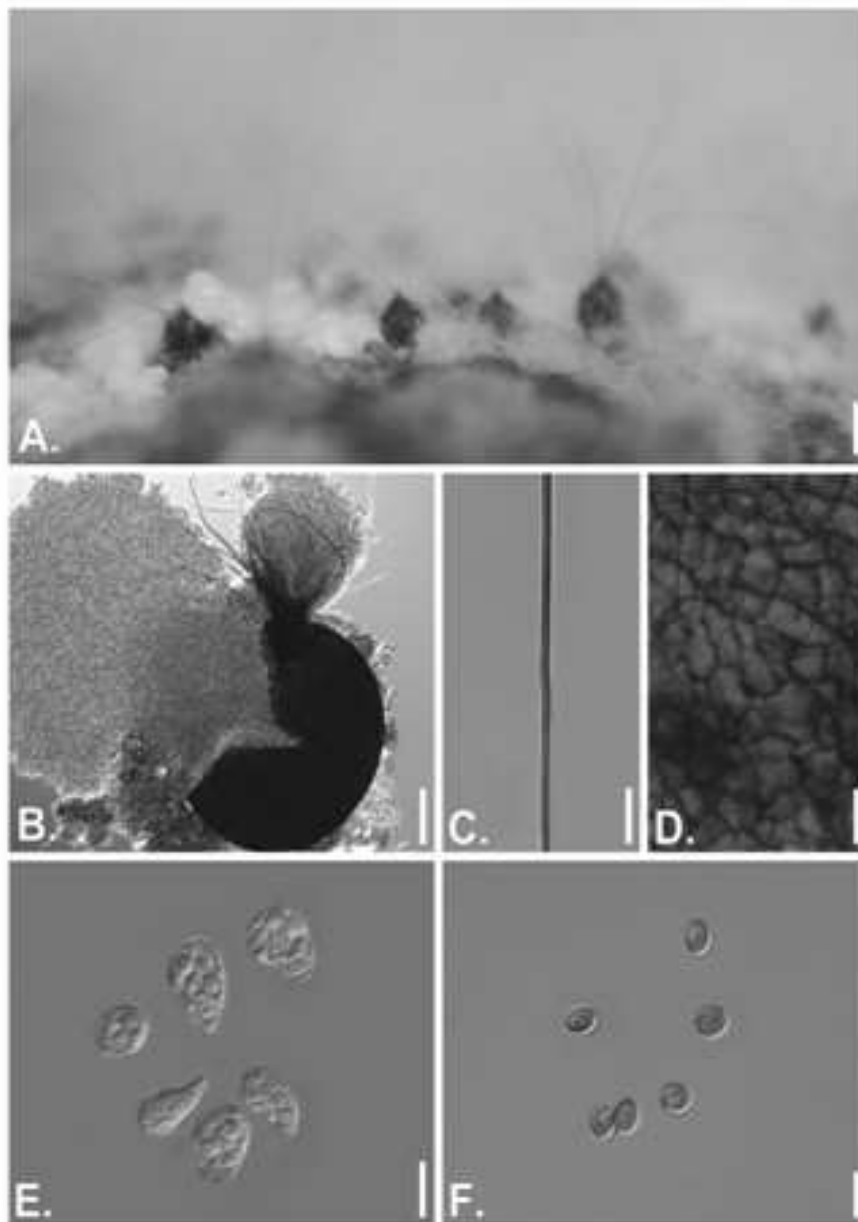
Prancha 56. *Graphium putredinis*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio. **c.** Anéides. **d.** Conídios (Baras: a = 10 μ m, b = 45 μ m, c, d = 2,5 μ m)



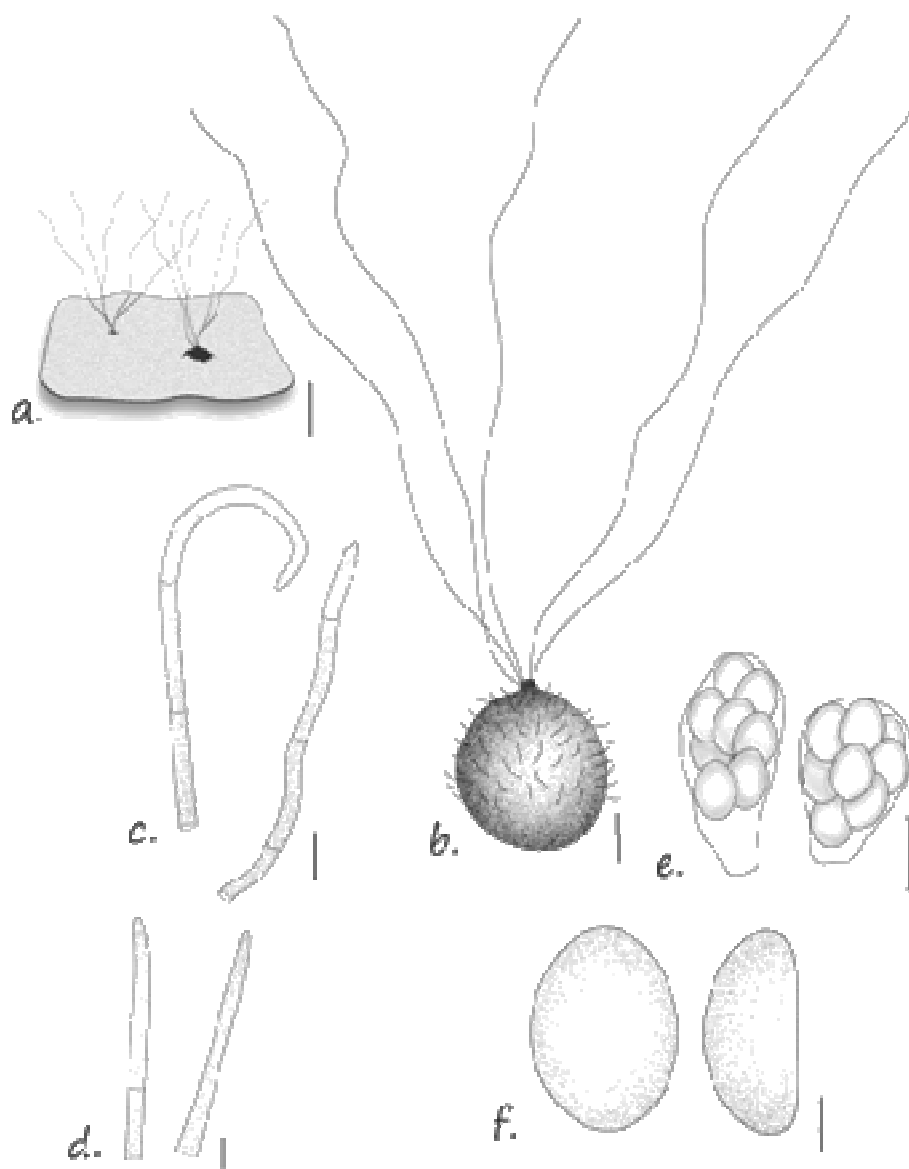
Prancha 57. *Kemia nitida*. **a.** Hábito. **b-c.** Cleistotécios com diferentes padrões de pêlos, apresentando dois e três tufo s. **d.** Ápice circinado de um pelo cleistotecial. **e.** Asco. **f.** Ascosporos (Barras: a, c = 100 μ m, b = 150 μ m, d = 15 μ m, e = 7,5 μ m, f = 10 μ m)



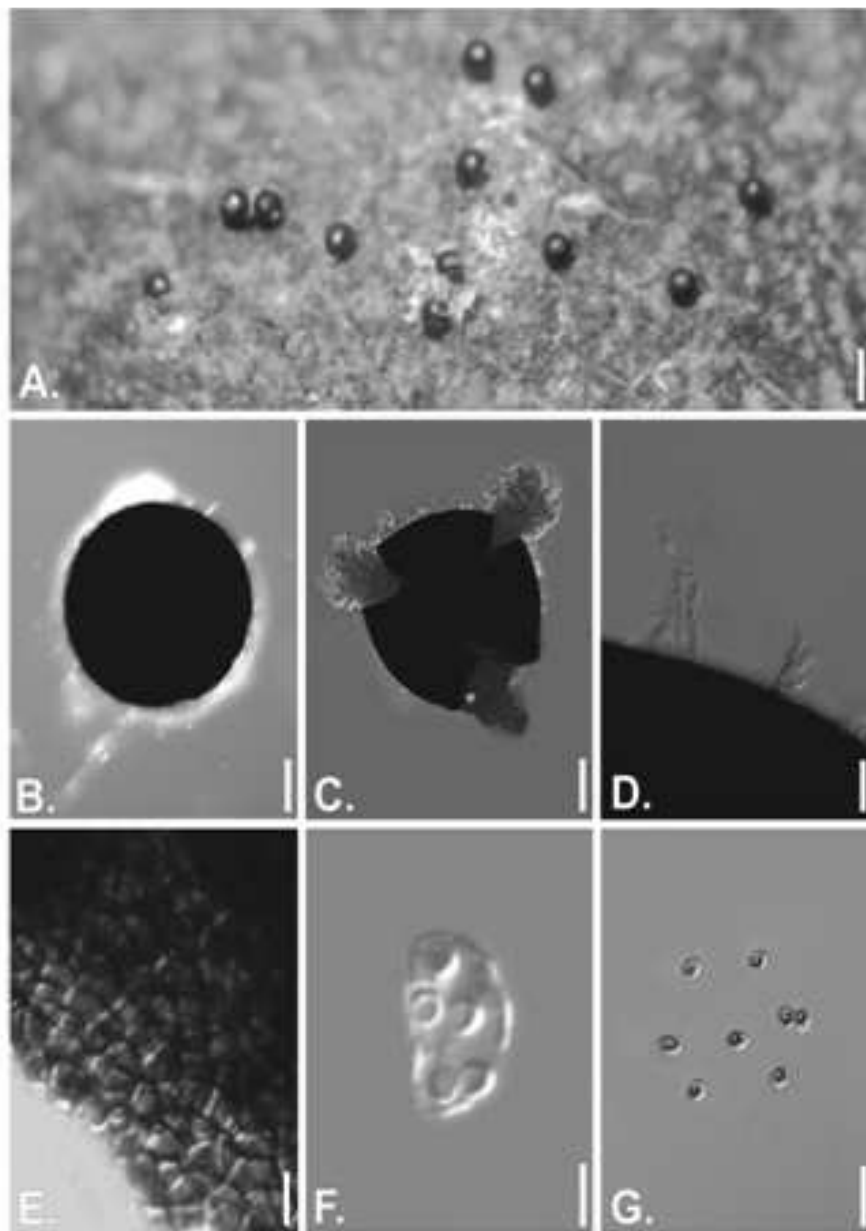
Prancha 58. *Kernia nitida*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Ápice circinado de um pelo cleistotecial. **d.** Ascós. **e.** Ascósporos
(Baras: a = 500 μm , b = 100 μm , c = 15 μm , d = 5 μm , e = 1 μm)



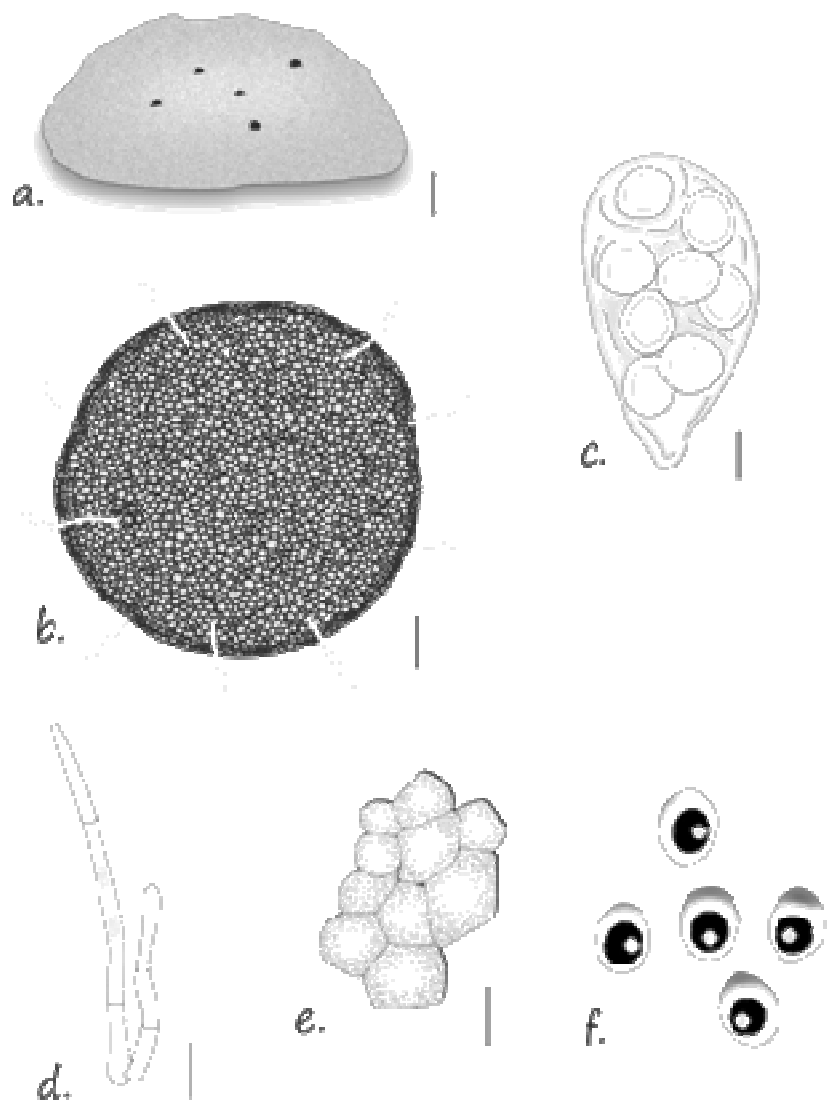
Prancha 59. *Lophotrichus bartletii*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio rompido, liberando massa de ascosporos. **c.** Pelo cleistotecial. **d.** Perídio. **e.** Ascosporos. **f.** Ascosporos (Barras: a = 300 μ m, b = 75 μ m, c = 15 μ m, d = 7,5 μ m, e = 20 μ m, f = 10 μ m)



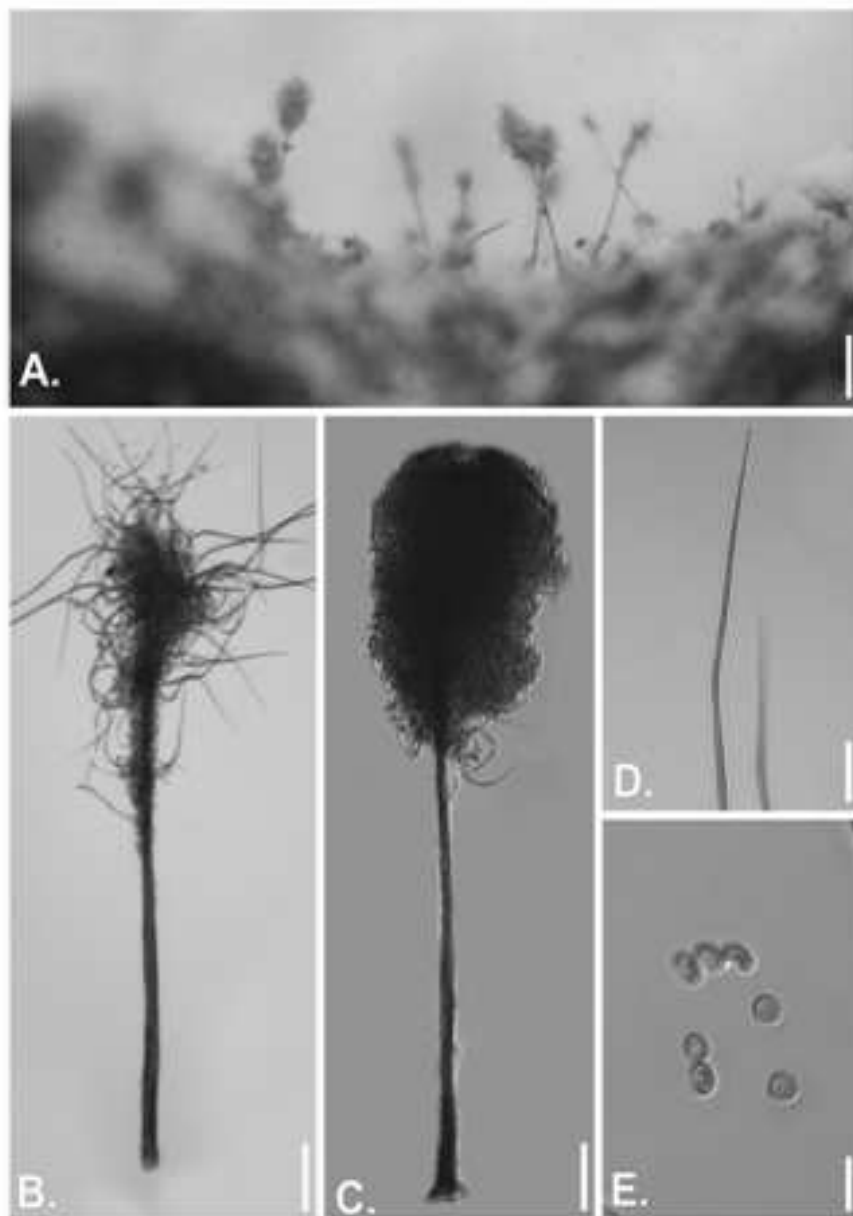
Prancha 60. *Lophotrichus bartletii*. **a.** Hábito. **b.** Cleitotécio. **c.** Pelos terminais. **d.** Pelos laterais. **e.** Ascus. **f.** As esporos
(Baras: a = 500 μm , b = 100 μm , c, e = 10 μm , d = 5 μm , f = 2 μm)



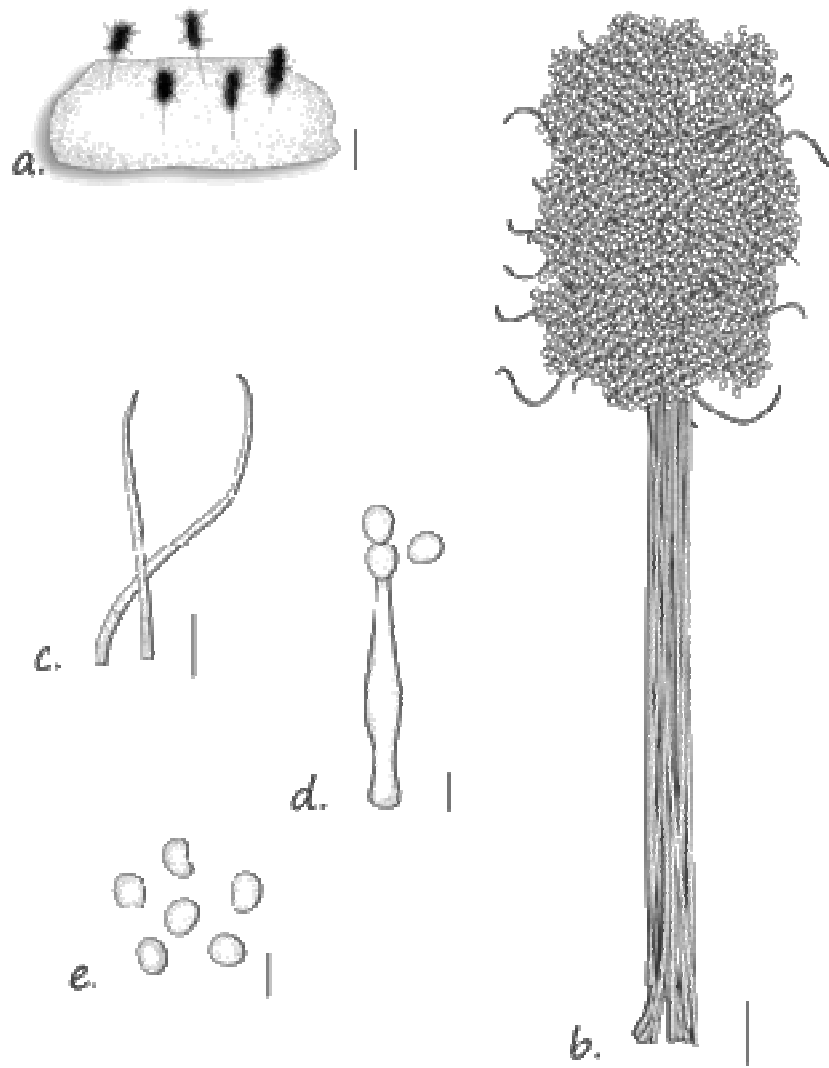
Prancha 61. *Pseudallescheria boydii*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio jovem fechado. **c.** Cleistotécio rompido, liberando massa de ascosporos. **d.** Pelos cleistoteciais hialinos. **e.** Perídio. **f.** Ascos. **g.** Ascosporos (Barras: a = 300 μ m, b, c = 50 μ m, d, f = 5 μ m, e = 10 μ m, g = 15 μ m)



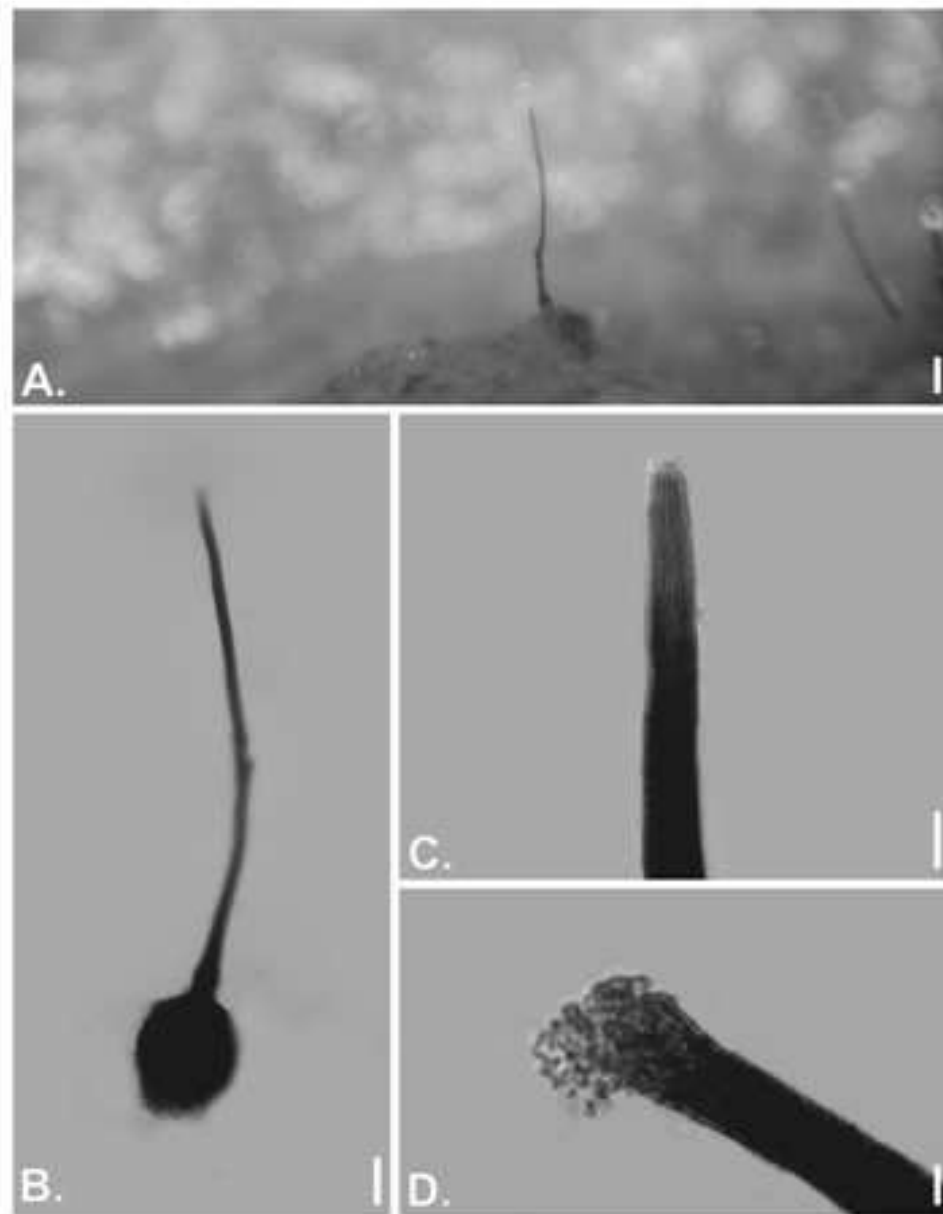
Prancha 62. *Pseudallescheria boydii*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Asco. **d.** Pelos deistoteciais. **e.** Perídio. **f.** Ascosporos
(Baras: a = 100 μ m, b = 30 μ m, c = 2,5 μ m, d, e = 10 μ m, f = 5 μ m)



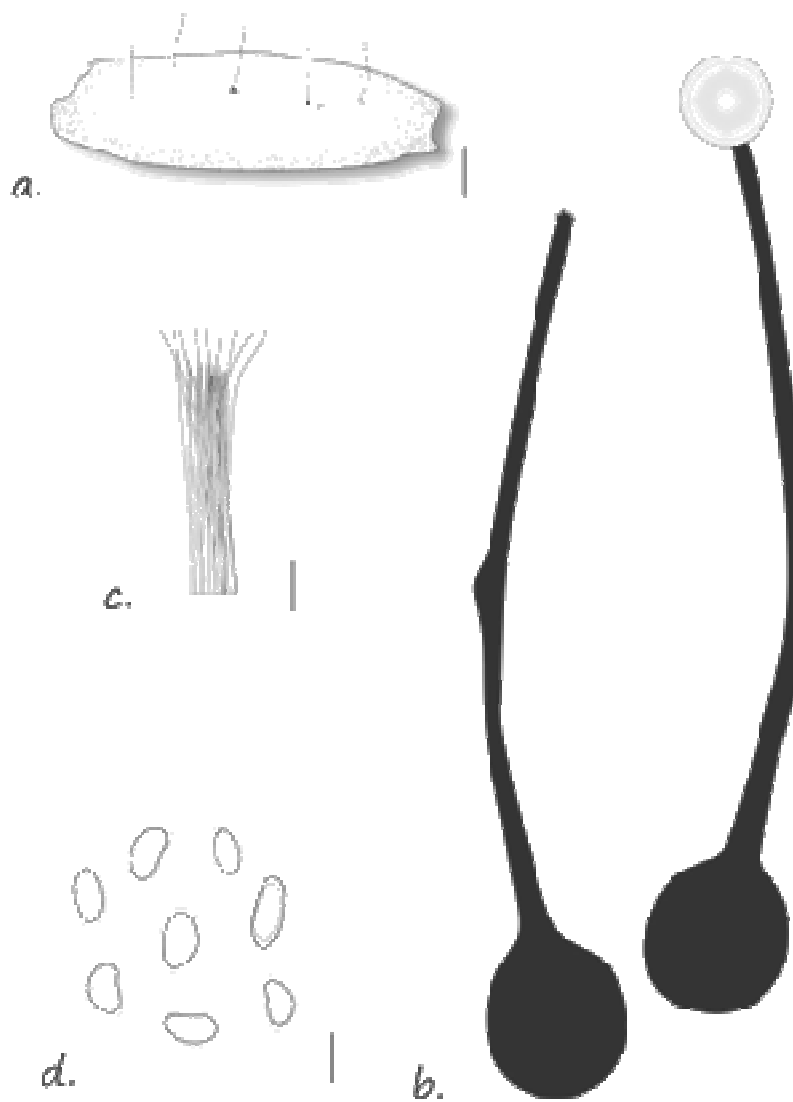
Prancha 63. *Trichurus cylindricus*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio após a liberação dos conídios, evidenciando as setas. **c.** Sinêmio com cabeça conidial. **d.** Setas. **e.** Conídios (Barras: a= 250 μ m, b, c= 50 μ m, d = 20 μ m, e = 7,5 μ m)



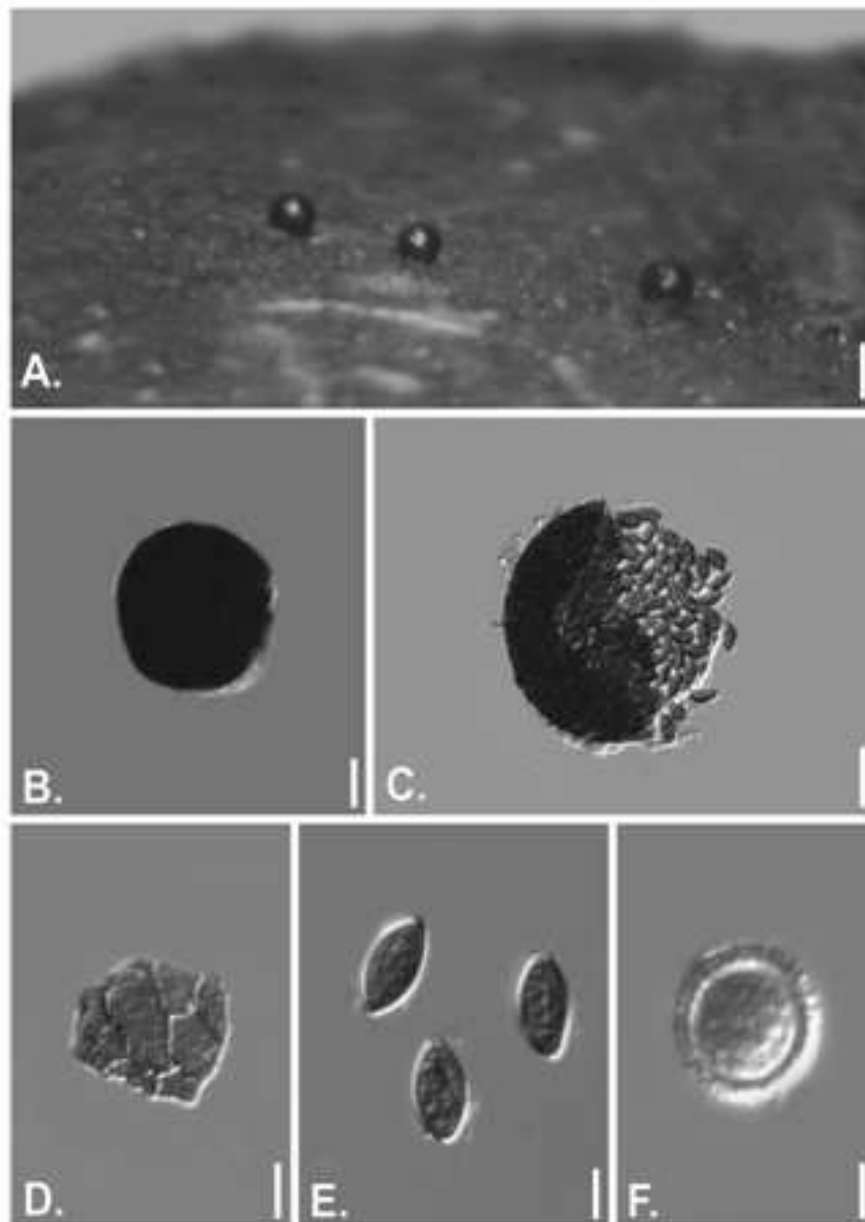
Prancha 64. *Trichurus cylindricus*. **a.** Hábito. **b.** Sinêmio. **c.** Setas. **d.** Antheríde. **e.** Conídios (Barras: a=500 μ m, b=50 μ m, c, d=5 μ m)



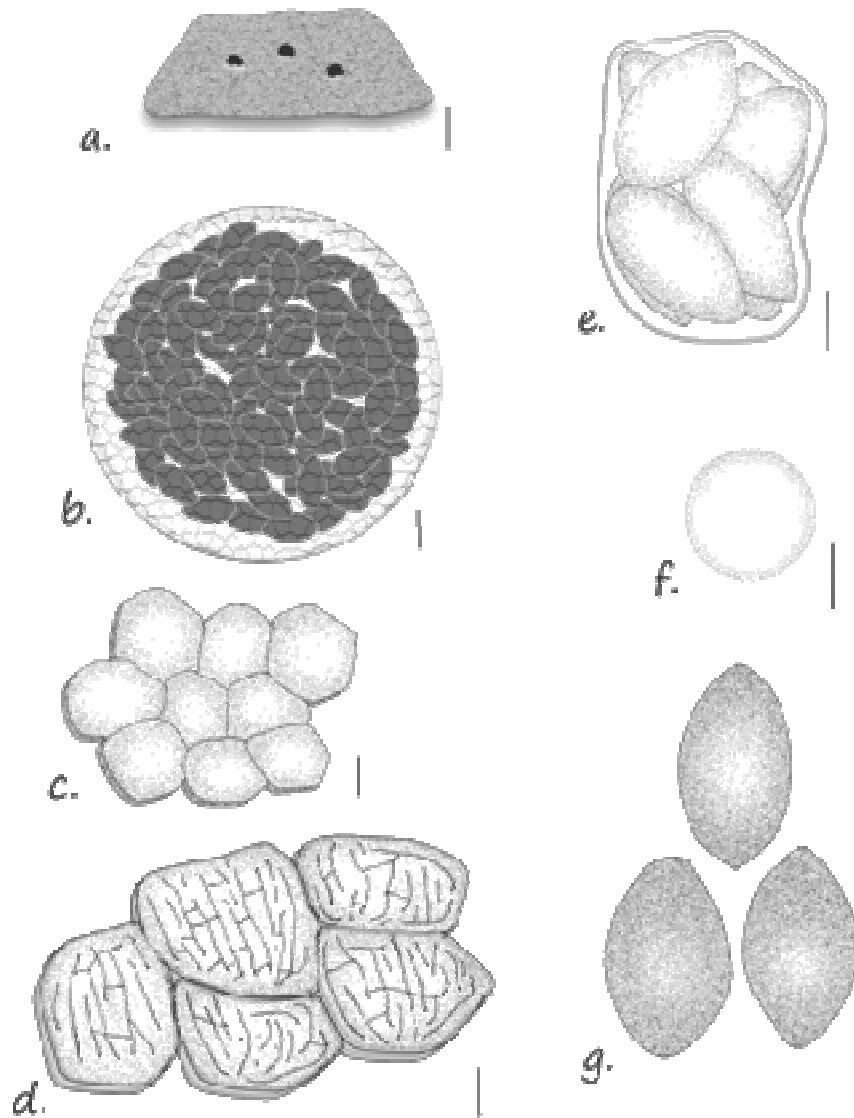
Prancha 65. *Sphaeronaemella fimicola*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Ápice do pescoço. **d.** Massa de ascosporos (Barras: a = 100 μm b = 50 μm , c = 10 μm , d = 5 μm)



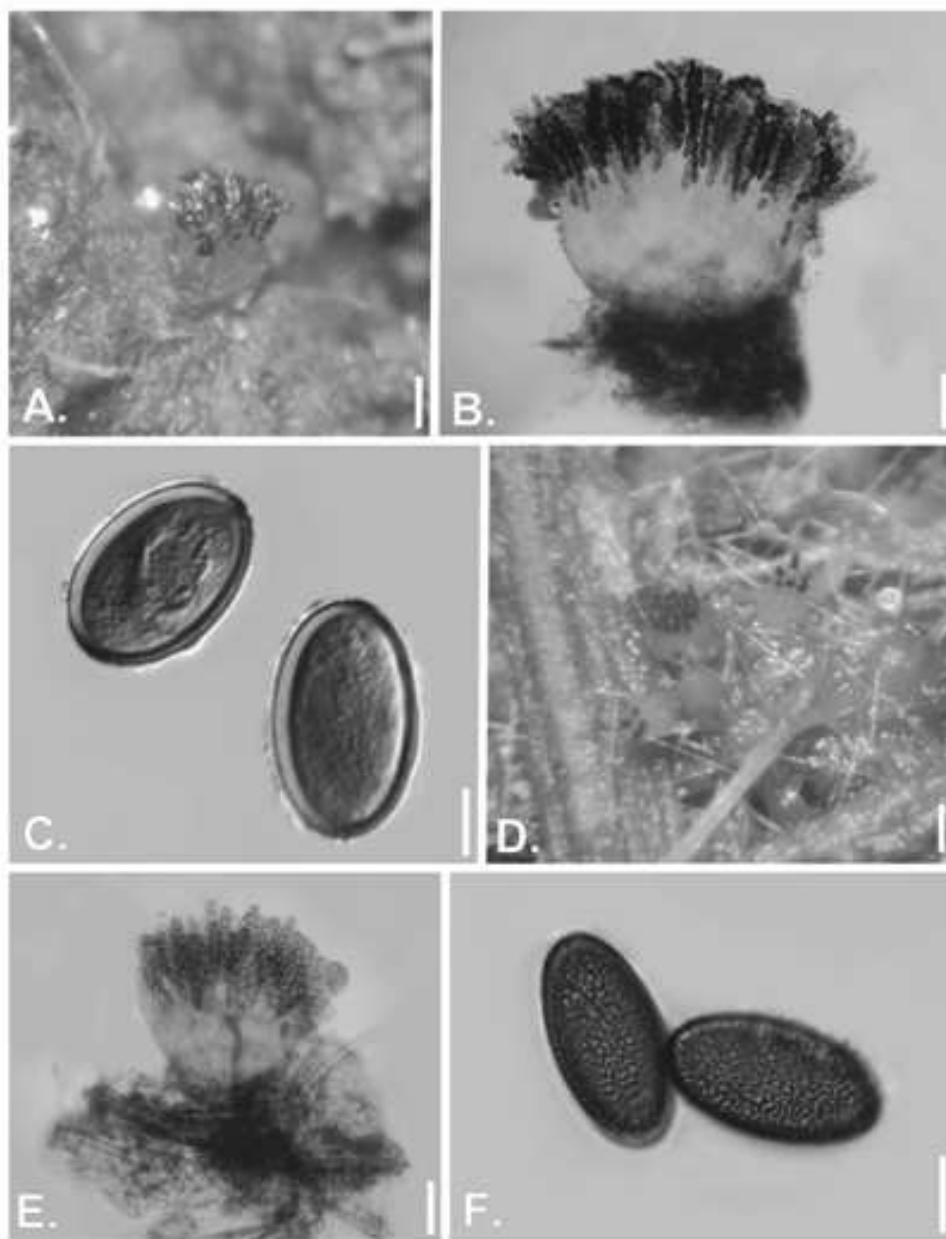
Prancha 66. *Sphaeronaemella fimicola*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécios, apresentando massa de ascosporos no ápice do pescoço. **c.** Ápice do pescoço. **d.** Ascosporos (Barras: a= 500 μm , b = 50 μm , c = 12,5 μm , d = 2,5 μm)



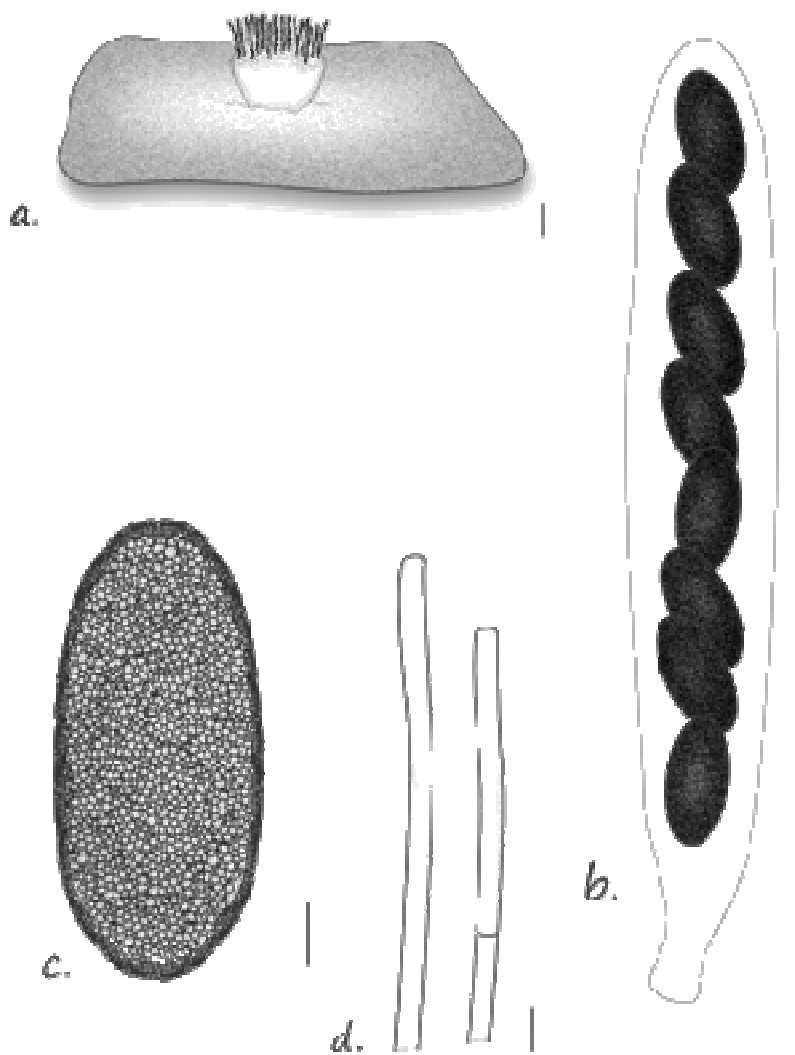
Prancha 67. *Myceliophthora sepedonium*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio fechado. **c.** Cleistotécio rompido. **d.** Fragmento da camada externa do perídio, apresentando padrão reticulado formado por pequenas cristas na superfície. **e.** Ascosporos. **f.** Conídios (Barras: a = 100 μ m, b, c = 25 μ m, d = 10 μ m e, f = 5 μ m)



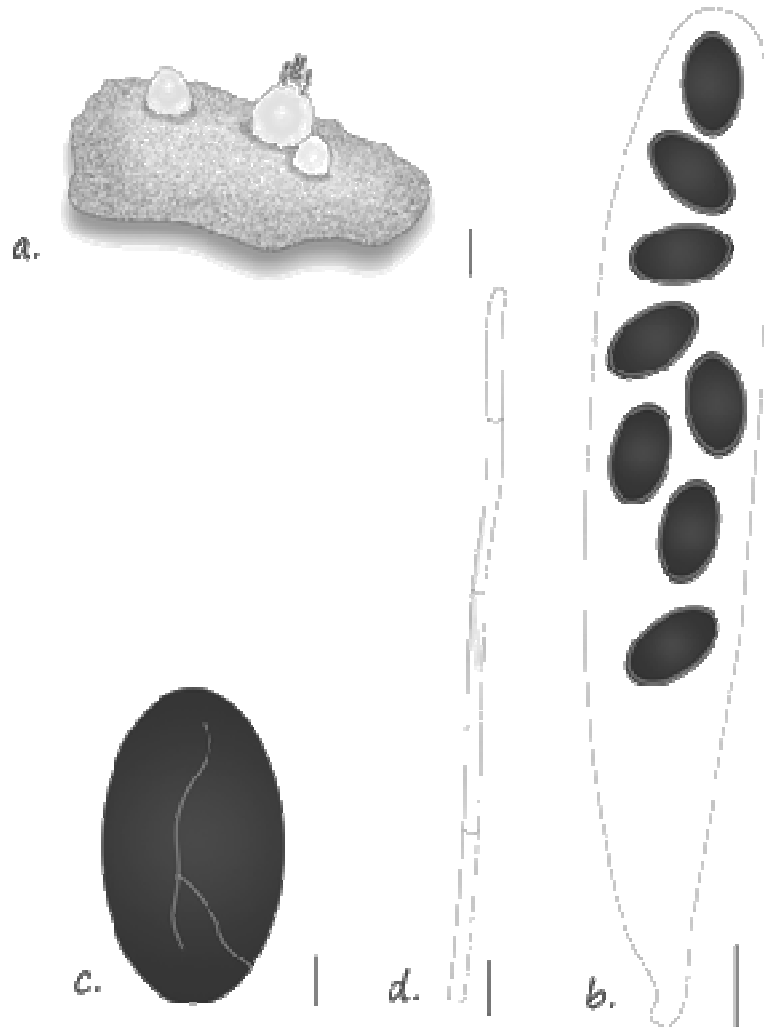
Prancha 68. *Myceliophthora sepedonium*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio fechado. **c.** Fragmento da camada interna do perídio. **d.** Fragmento da camada externa do perídio, apresentando padrão reticulado formado por pequenas cristas na superfície. **e.** Asco. **f.** Conídios. **g.** Ascosporos (Barras: a = 250 μ m, b = 10 μ m, c = 2,5 μ m, d, e, f, g = 5 μ m)



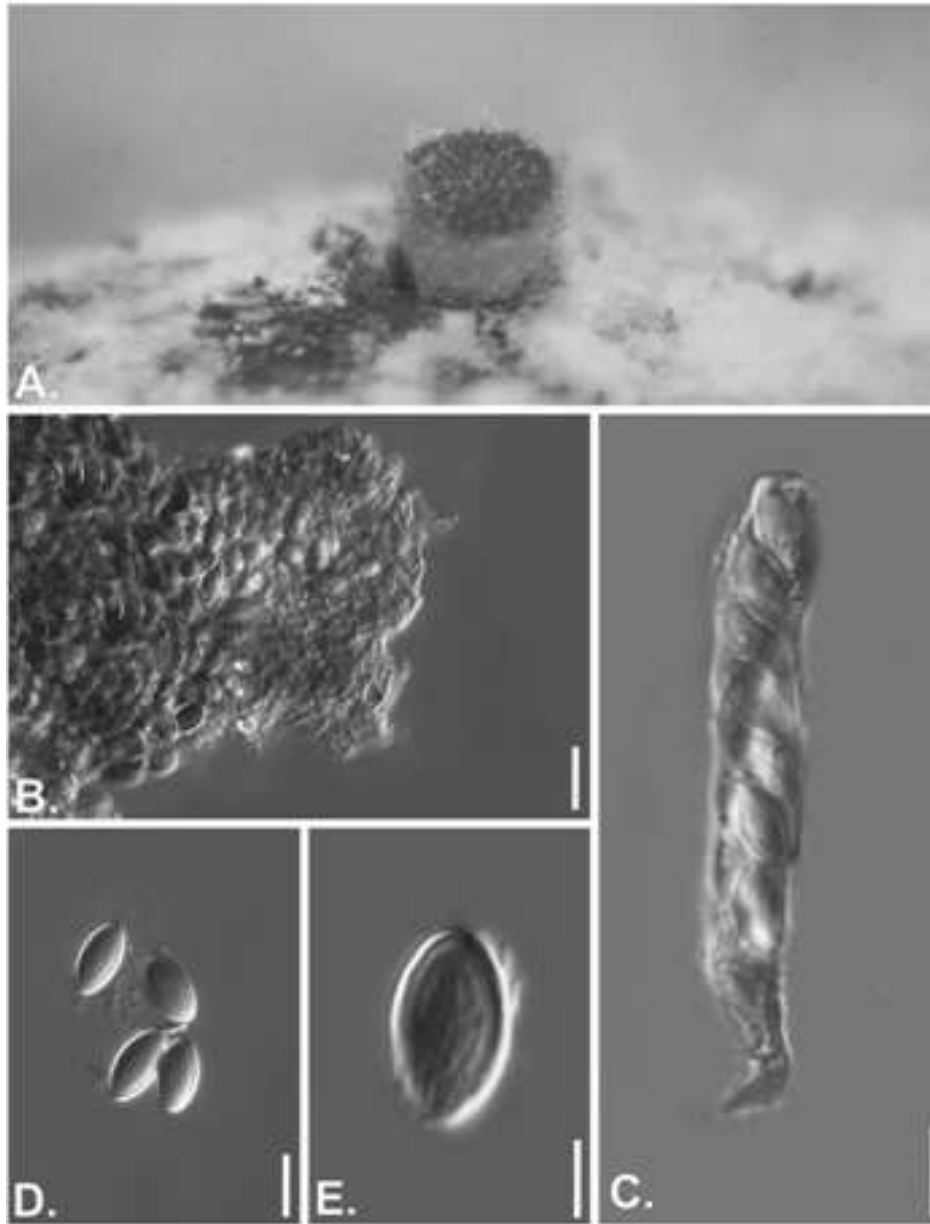
Prancha 69. *Ascobolus americanus*. **a.** Apotécio no substrato, com muitos ascos proeminentes no receptáculo. **b.** Apotécio maduro montado em água. **c.** Ascosporos. *A. elegans*. **d.** Apotécios no substrato, com poucos ascos proeminentes por receptáculo. **e.** Apotécio maduro montado em água. **f.** Ascosporos (Barras: a= 250 μm b, e = 100 μm , c, f= 10 μm , d = 300 μm)



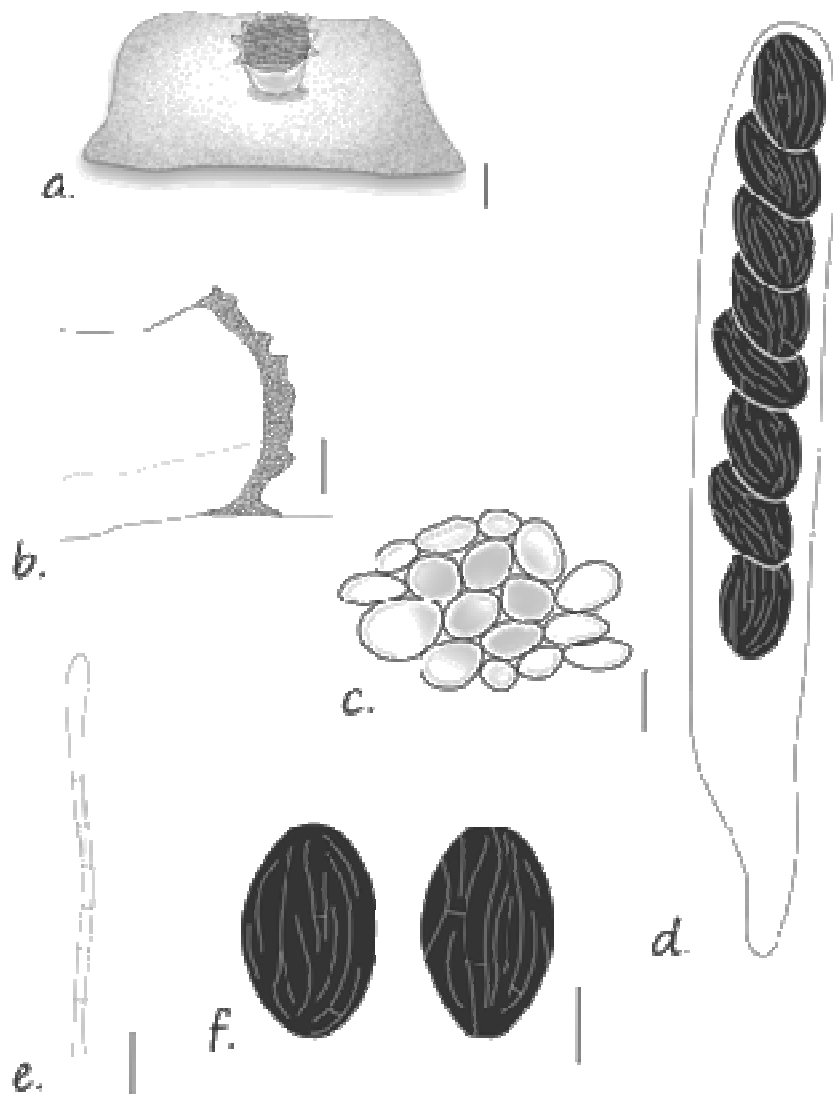
Prancha 70. *Ascobolus americanus*. **a.** Apotécio maduro no substrato. **b.** Asco maduro. **c.** Ascosporo. **d.** Paráfises (Barras: a = 100 μm , b = 20 μm , c, d = 5 μm)



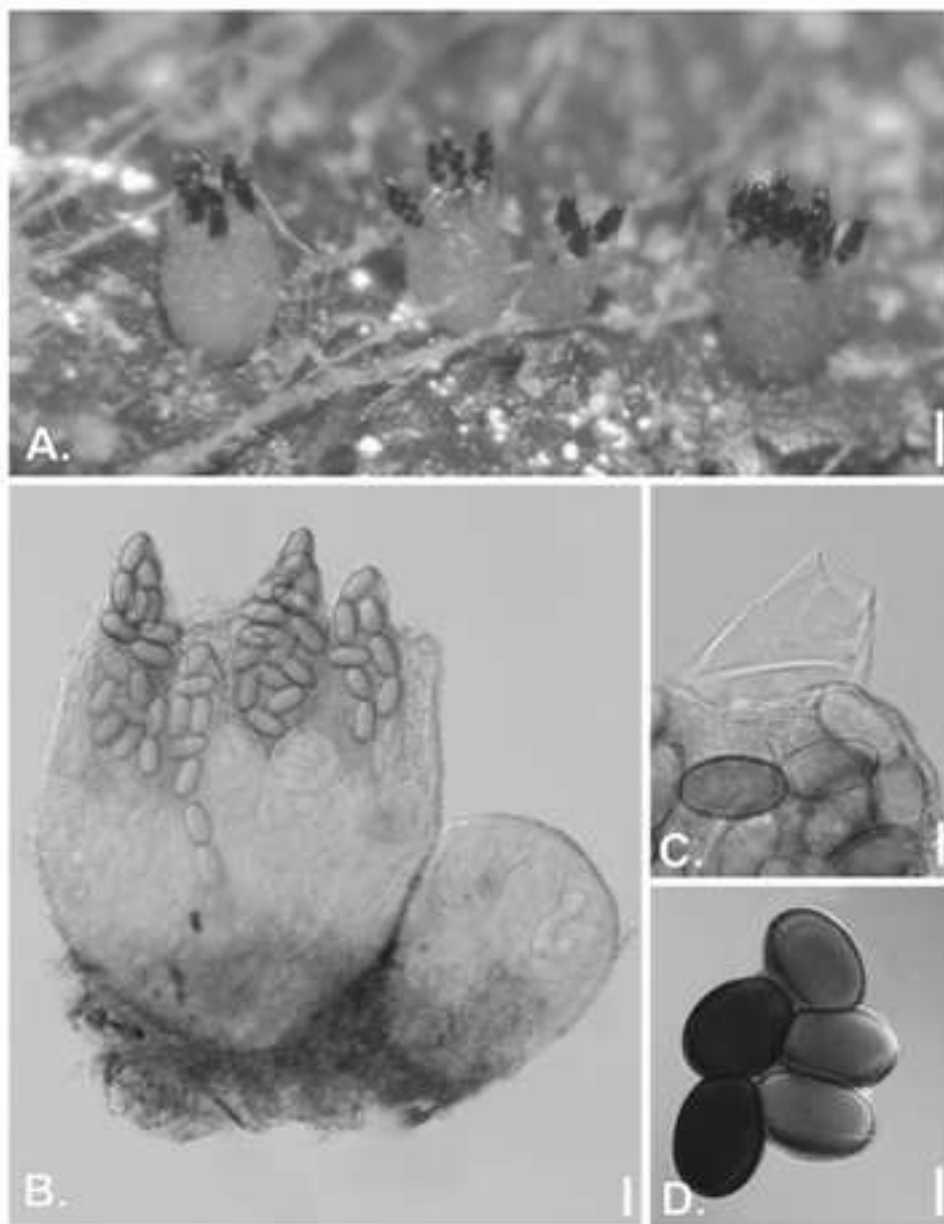
Prancha 71. *Ascobolus elegans*. **a.** Apotécios imaturos e maduros no substrato, mostrando o desenvolvimento cleistogimnohi menial. **b.** Ascos maduros. **c.** Ascosporo maduro, com poucas rachaduras no episporo. **d.** Paráfises (Barras: a = 1 mm, b, c, d = 10 μm)



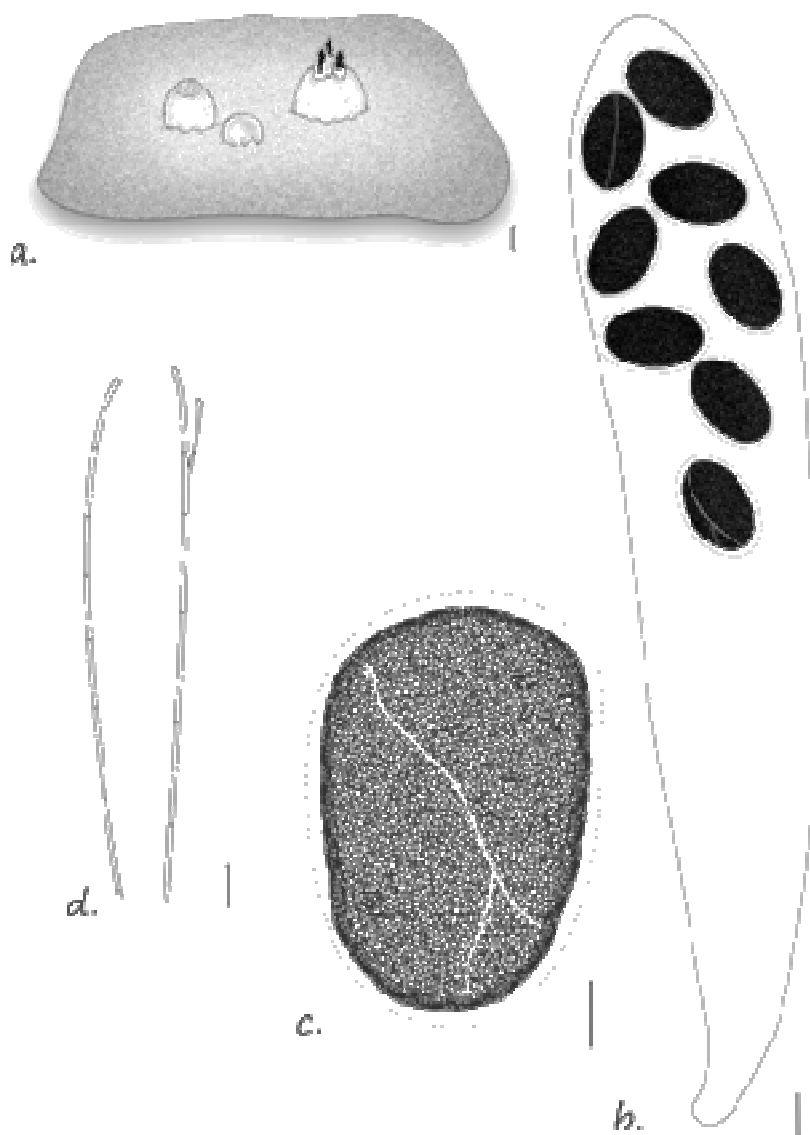
Prancha 72. *Ascobolus crenulatus*. **a.** Apotécio maduro no substrato, com margem crenulada e ascos expostos no disco. **b.** Células do excípulo na região marginal do receptáculo. **c.** Asco em maturação. **d.** Ascosporos jovens. **e.** Ascosporo maduro, com poucas fissuras no episporio (Barras: a = 250 μ m, b, c = 20 μ m, d = 10 μ m, e = 5 μ m)



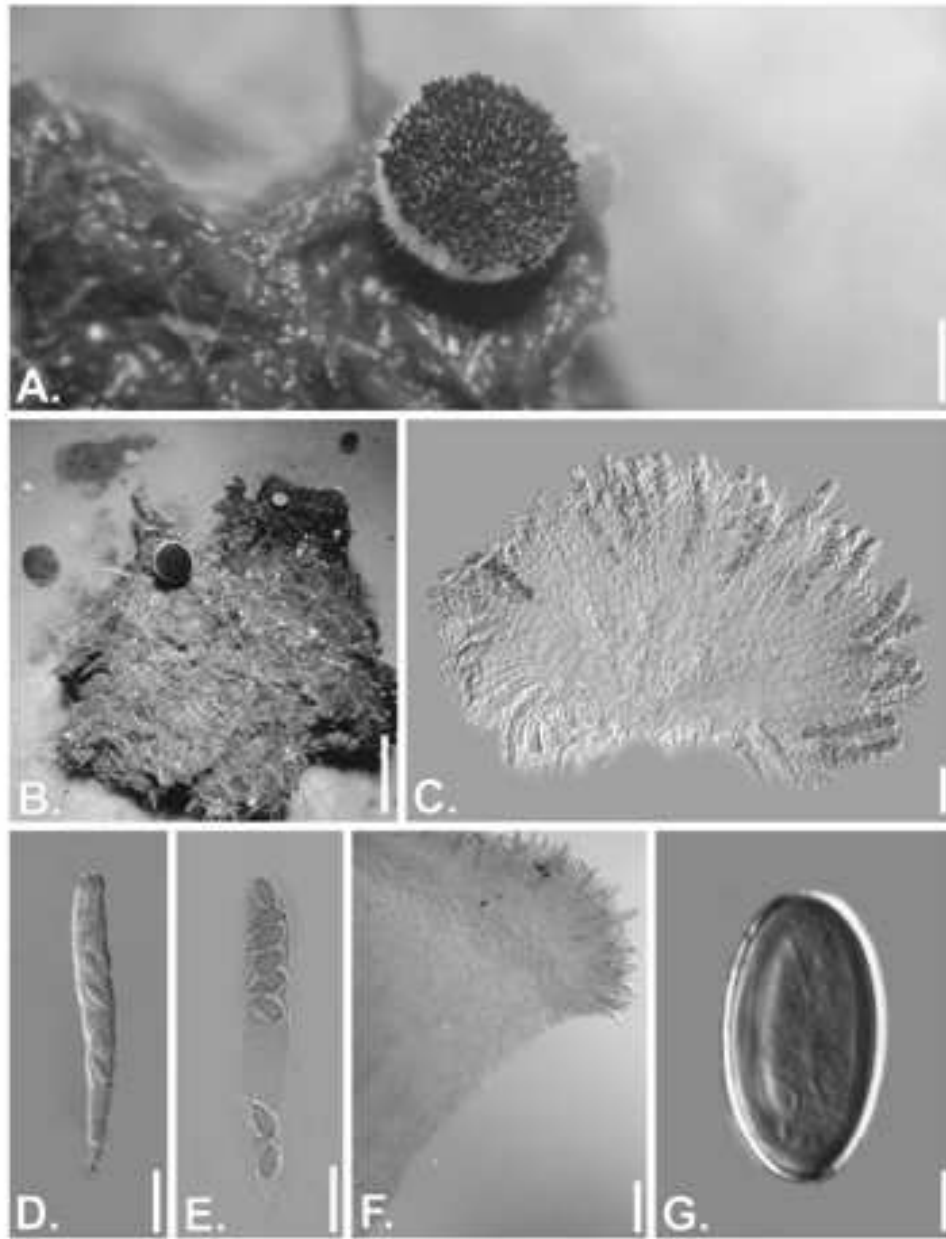
Prancha 73. *Ascobolus crenulatus*. **a.** Apotécio maduro no substrato. **b.** Corte do receptáculo. **c.** Células do excípulo na região maginal do receptáculo. **d.** Asco (Barra = 10 μ m). **e.** Paráfise. **f.** Ascosporos maduros (Barras: a = 0,5 mm b = 150 μ m, c = 25 μ m, d = 10 μ m, e = 15 μ m, f = 5 μ m)



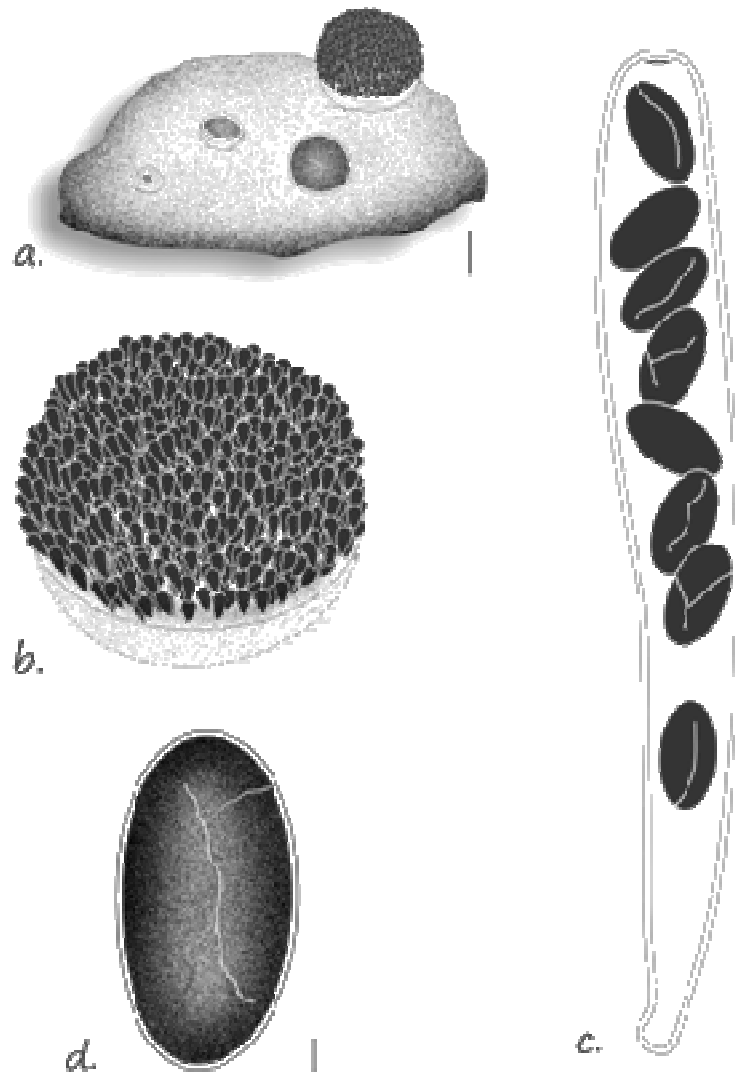
Prancha 74. *Ascobolus immersus*. **a.** Apotécios maduros sobre o substrato. **b.** Dois apotécios montados em PVLG, um com os ascos já expostos (esquerda) e outro ainda fechado (direita). **c.** Asco maduro, após liberação dos ascosporos, com opérculo visível. **d.** Ascosporos maduros, com rachaduras evidentes. (Barras: a=0,5 mm, b=0,1 mm, c=50 μ m, d=25 μ m)



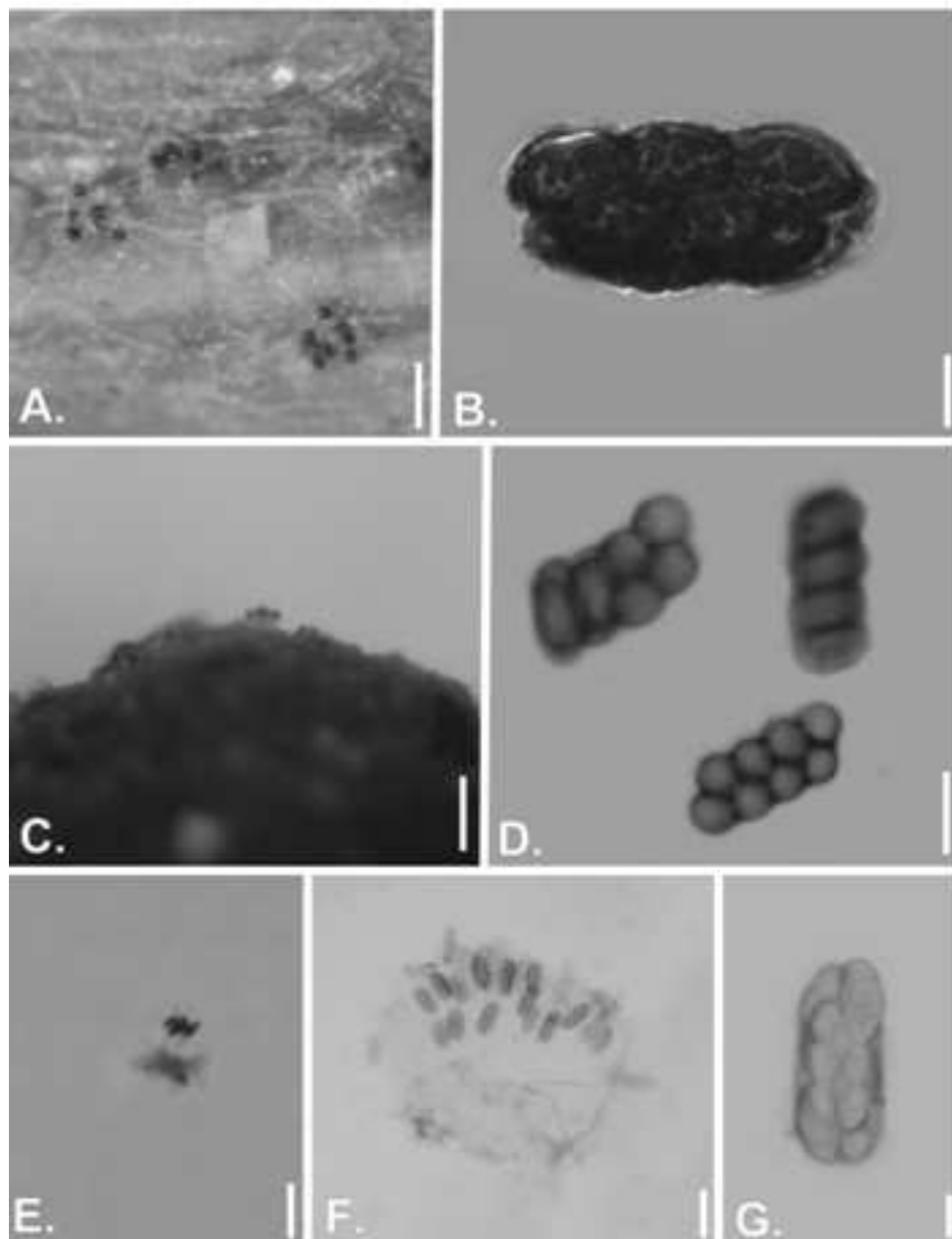
Prancha 75. *Ascobolus immersus*. **a.** Apotécios sobre o substrato, em diferentes estágios de maturação. **b.** Asco maduro e alongado. **c.** Ascosporo. **d.** Paráfises (Barras: a = 0,3 mm, b = 20 μ m, c, d = 25 μ m)



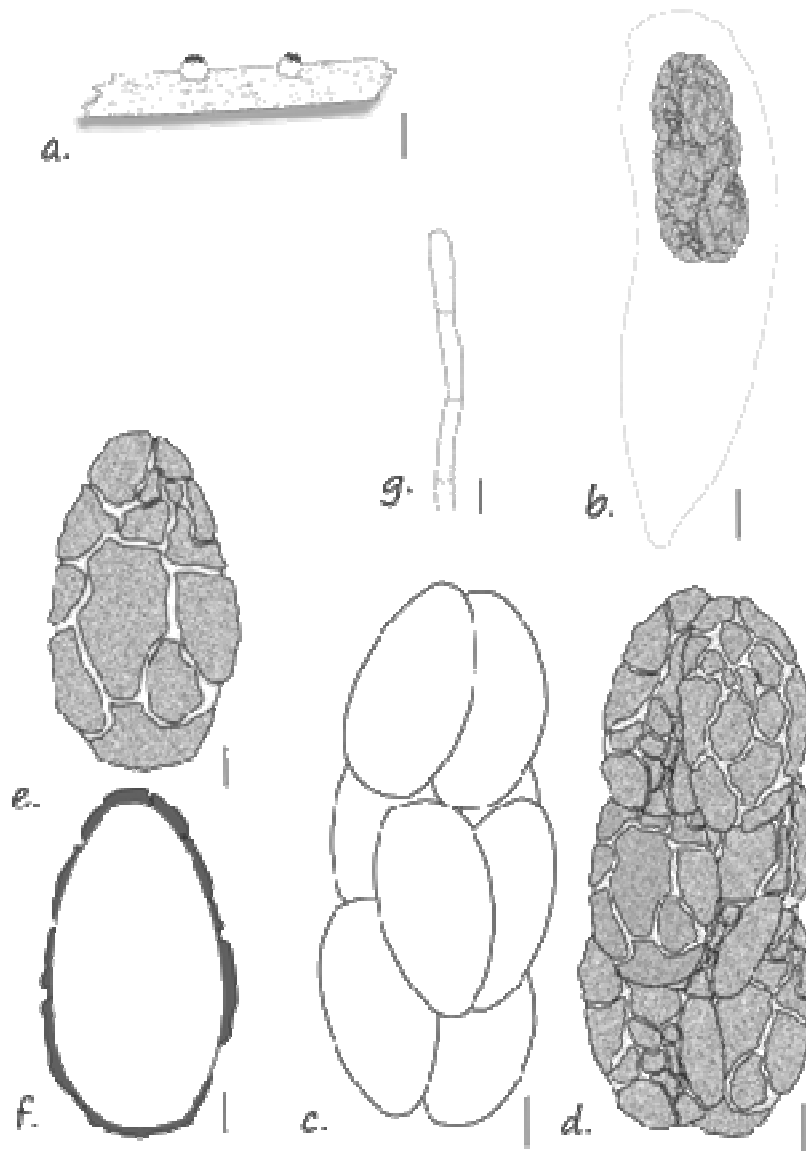
Prancha 76. *Ascobolus scatigenus*. **a.** Apotécio maduro sobre o substrato. **b.** Apotécios em diferentes estágios de maturação no substrato. **c.** Apotécio. **d.** Asco imaturo. **e.** Asco maduro. **f.** Corte do receptáculo, mostrando hiênio, hipotécio e excípulo. **g.** Ascosporo (Barras: a = 1000 μ m, b = 5 mm, c = 250 μ m, d = 40 μ m, e = 50 μ m, f = 100 μ m, g = μ m)



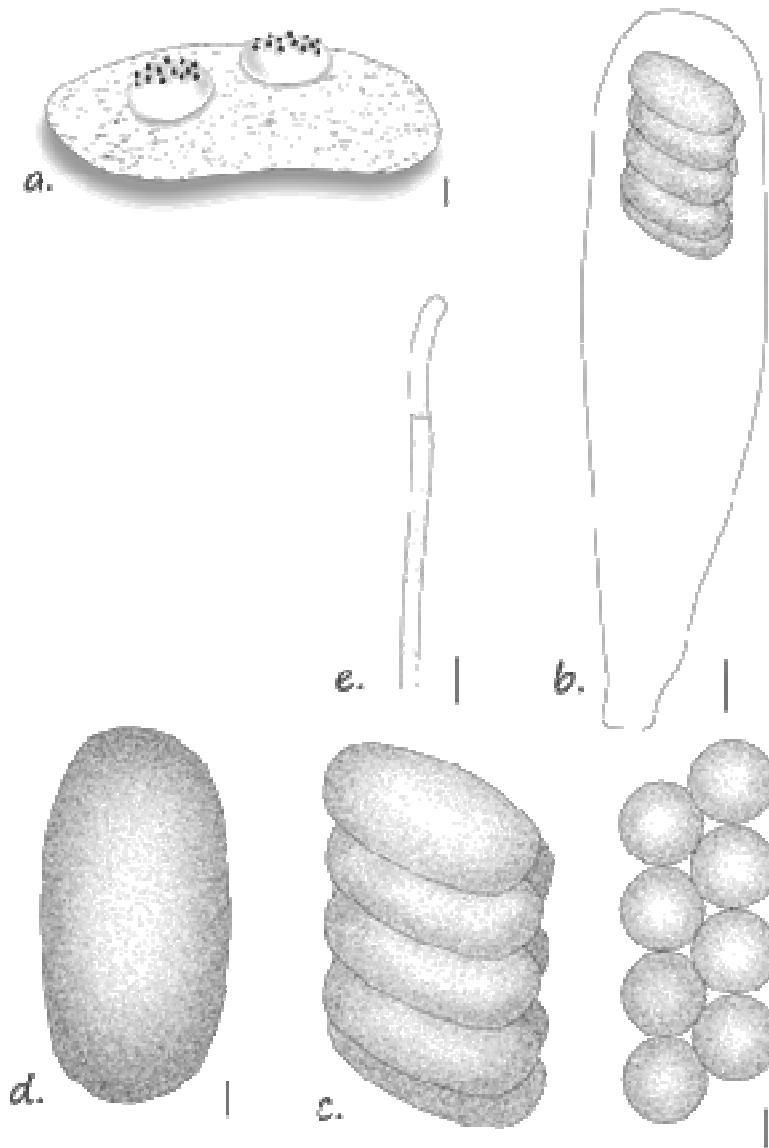
Prancha 77. *Ascobolus scatigenus*. **a.** Apotécios em diferentes estágios de maturação sobre o substrato. **b.** Apotécio maduro, com disco furfúráceo devido aos numerosos ascos expostos simultaneamente. **c.** Asco maduro. **d.** Ascosporo maduro, com poucas rachaduras no episporo (Barras: a = 1000 μ m, b = 500 μ m, c = 10 μ m, d = 2,5 μ m)



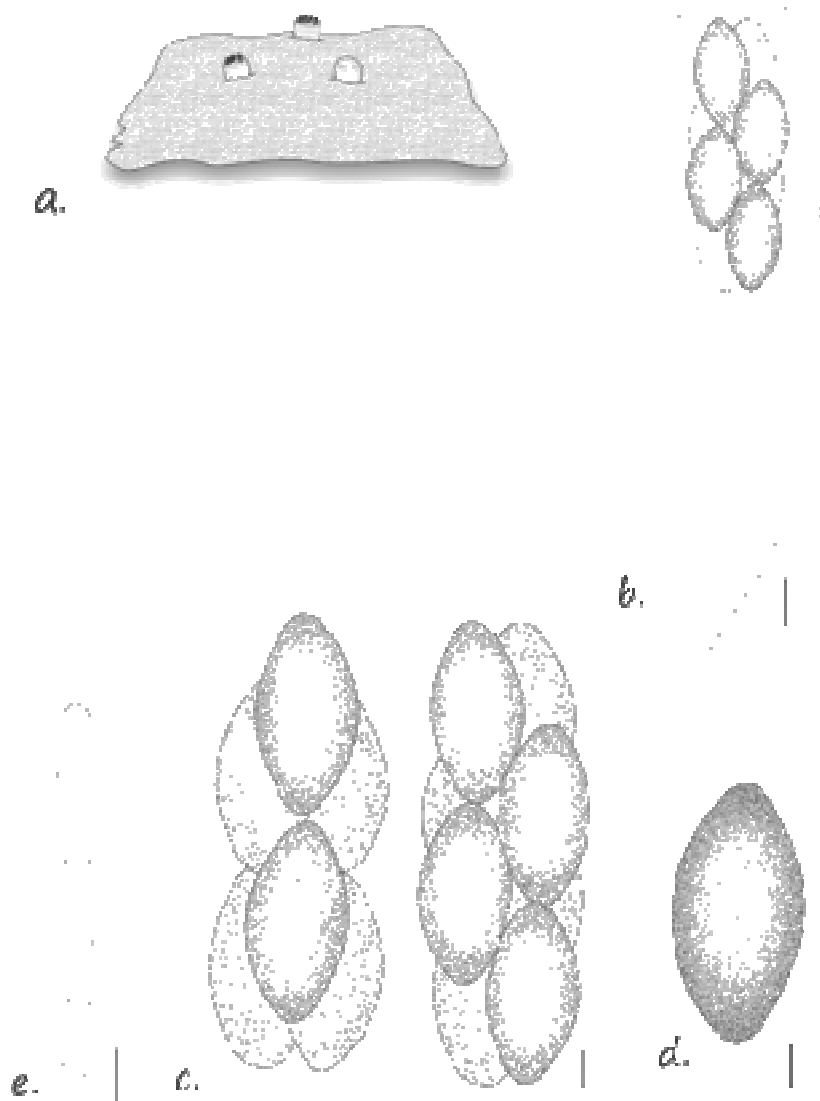
Prancha 78. *Saccobolus beckii*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Agrupamento de ascosporos. *S. infestans*. **c.** Apotécio sobre o substrato. **d.** Agrupamentos de ascosporos em diferentes organizações e planos de visão. *S. minimus*. **e.** Apotécio removido do substrato, em microscopia estereoscópica. **f.** Apotécio montado em PL VG. **g.** Agrupamento de ascosporos (Barras: a = 500 μ m, , d = 10 μ m, c = 250 μ m, e = 150 μ m, f = 25 μ m, g = 5 μ m)



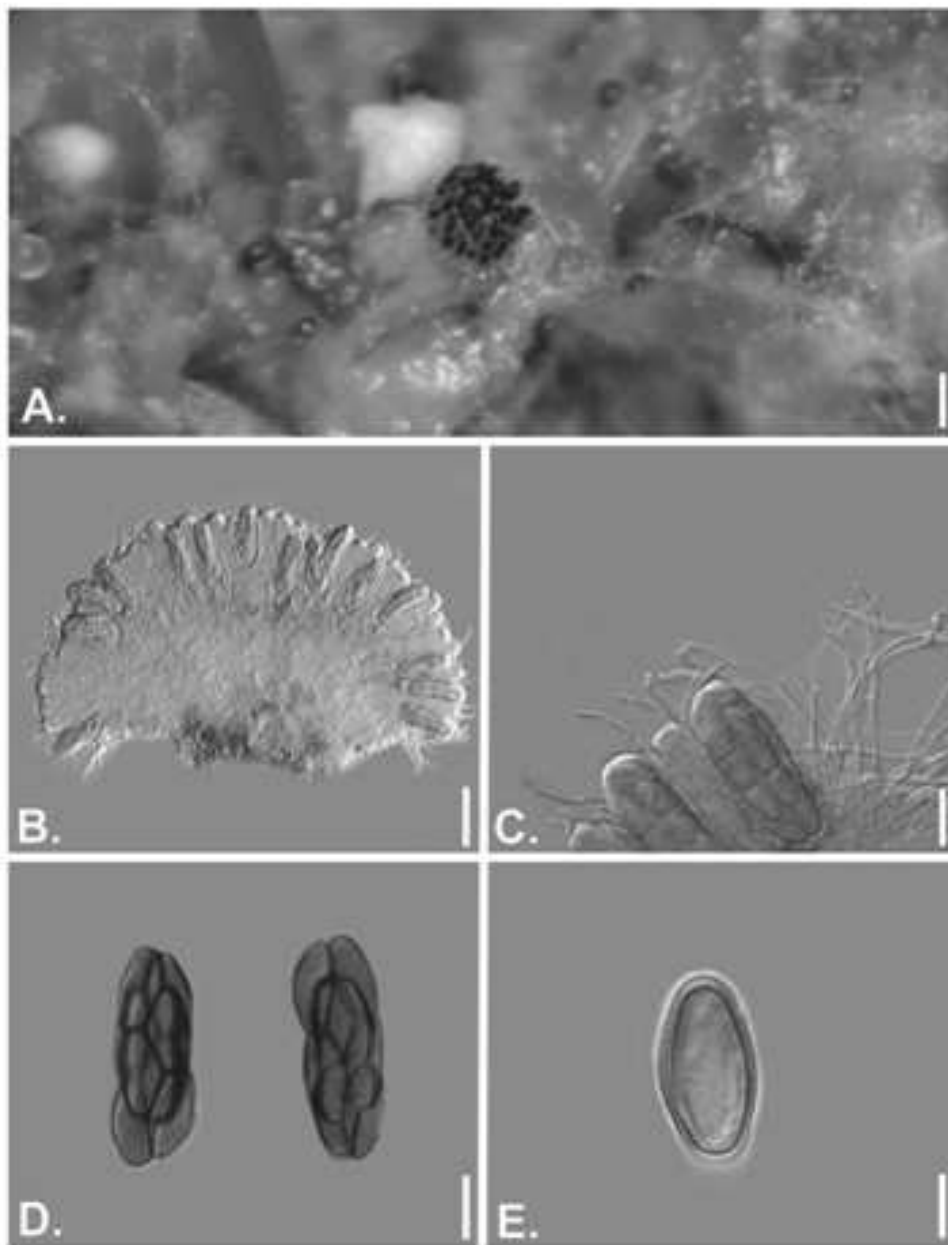
Prancha 79. *Saccobolus beckii*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de ascosporos com episporo removido para visualização da organização. **d.** Agrupamento de ascosporos. **e.** Ascosporo. **f.** Ascosporo cortado para visualização do episporo. **g.** Paráfise (Barras: a = 1 μ m, b = 15 μ m, c, d = 5 μ m, e, f, g = 2,5 μ m)



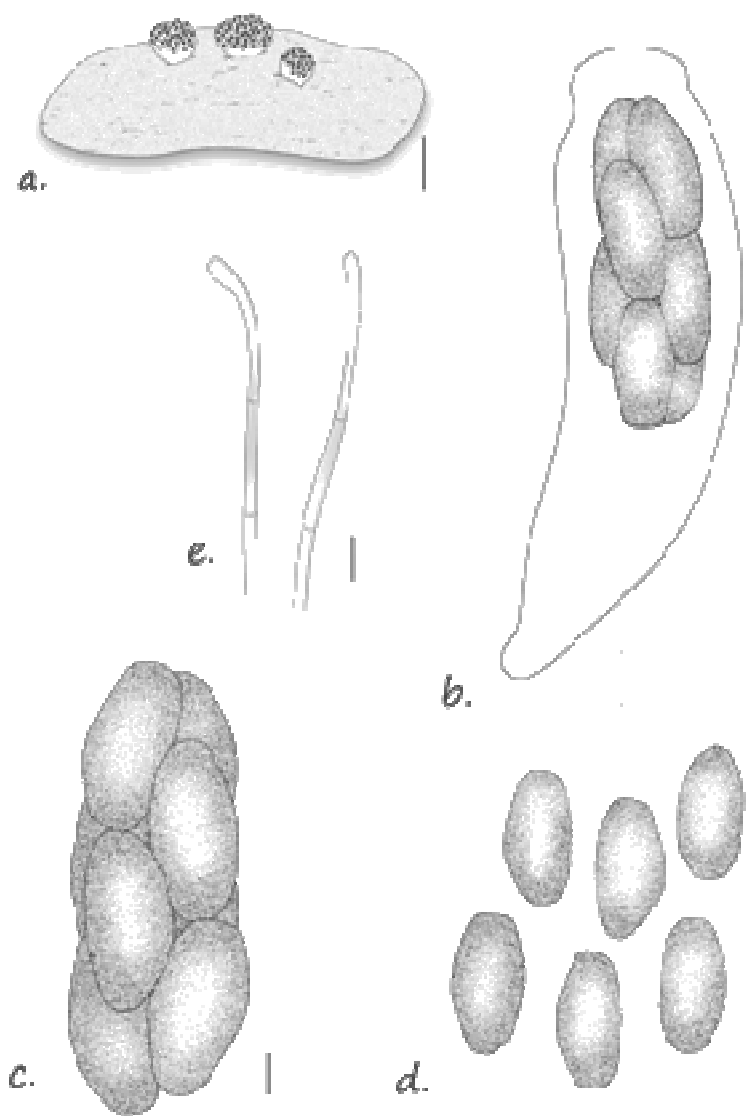
Prancha 80. *Saccobolus infestans*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de ascosporos em diferentes planos de visão. **d.** Ascosporo. **e.** Paráfise (Barras: a = 250 μ m, b, e = 5 μ m, c = 2,5 μ m, d = 1 μ m)



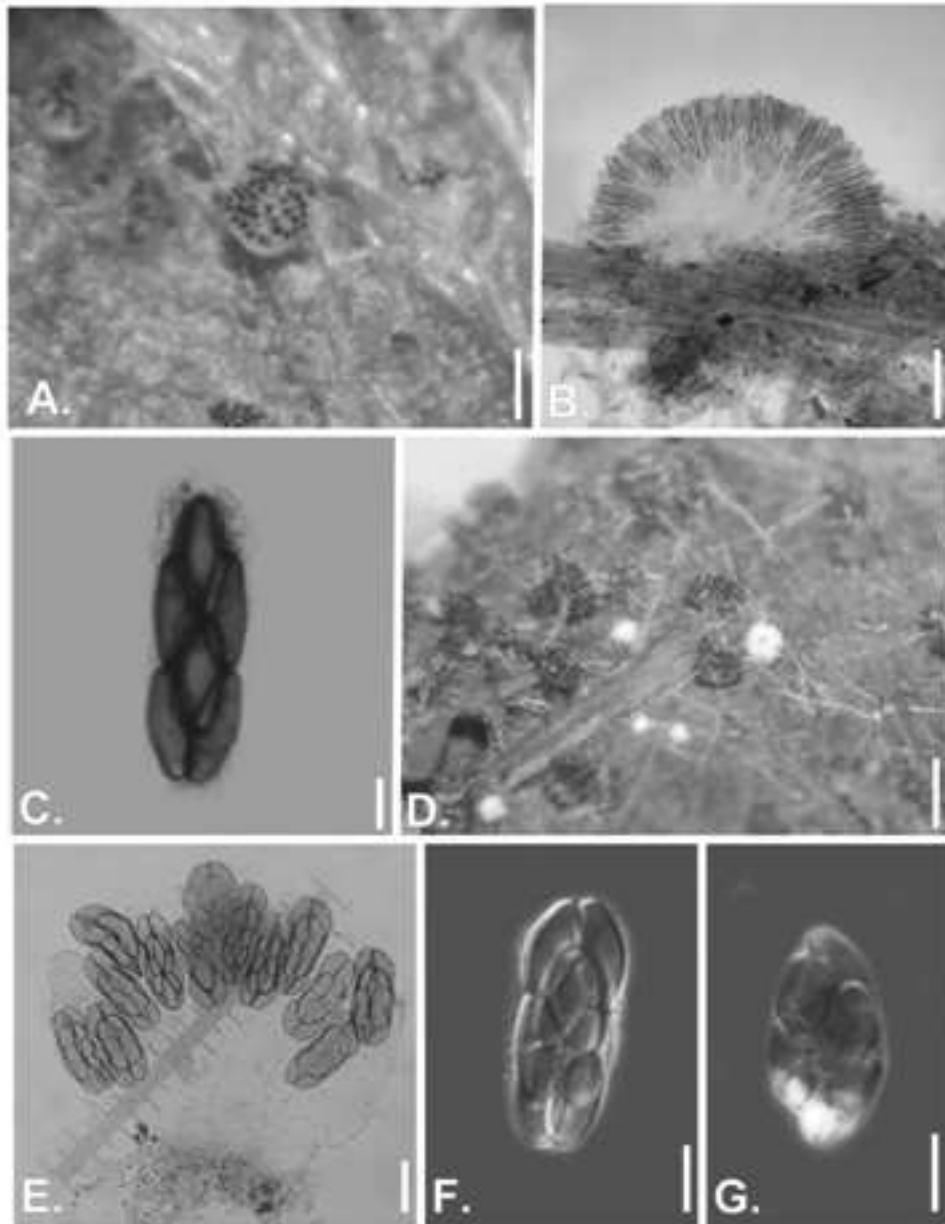
Prancha 81. *Saccobolus minimus*. **a.** Apotécios. **b.** Asco alongado. **c.** Agrupamentos de esporos. **d.** Ascosporos. **e.** Paráfises (Barras: a = 50 µm, b = 10 µm, c = 2,5 µm, d = 1 µm, e = 5 µm)



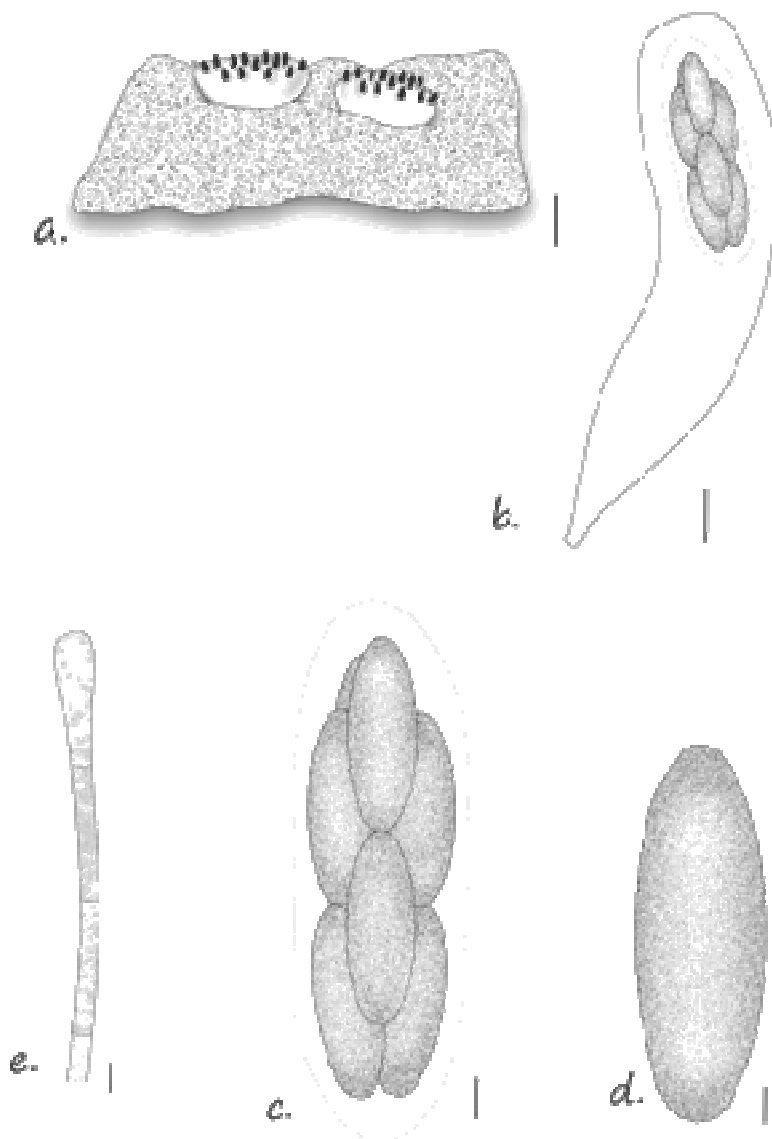
Prancha 82. *Saccobolus citrinus*. **a.** Apotécio maduro sobre o substrato. **b.** Apotécio. **c.** Paráfites. **d.** Agrupamentos de esporos. **e.** Ascosporo (Barras: a = 150 μ m, b = 50 μ m, c = 25 μ m, d = 15 μ m, e = 7,5 μ m)



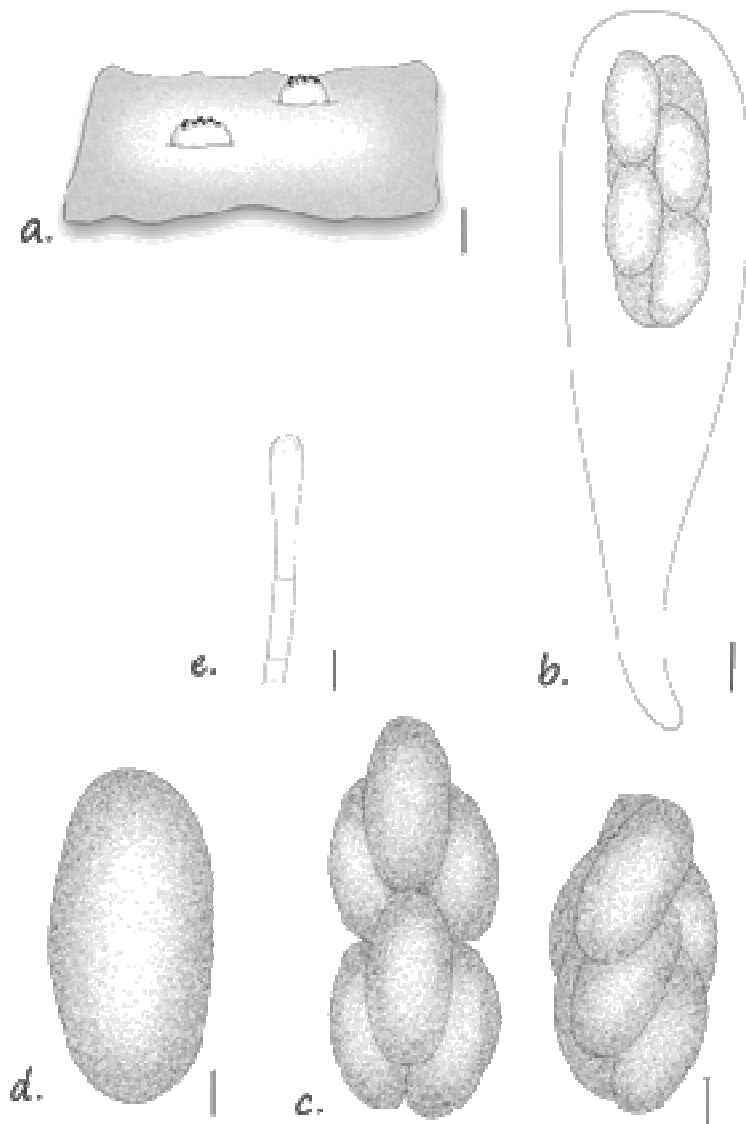
Prancha 83. *Saccobolus citrinus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de ascosporos. **d.** Ascosporos. **e.** Paráfites (Barras: a = 350 μ m, b = 15 μ m, c = 5 μ m, d, e = 10 μ m)



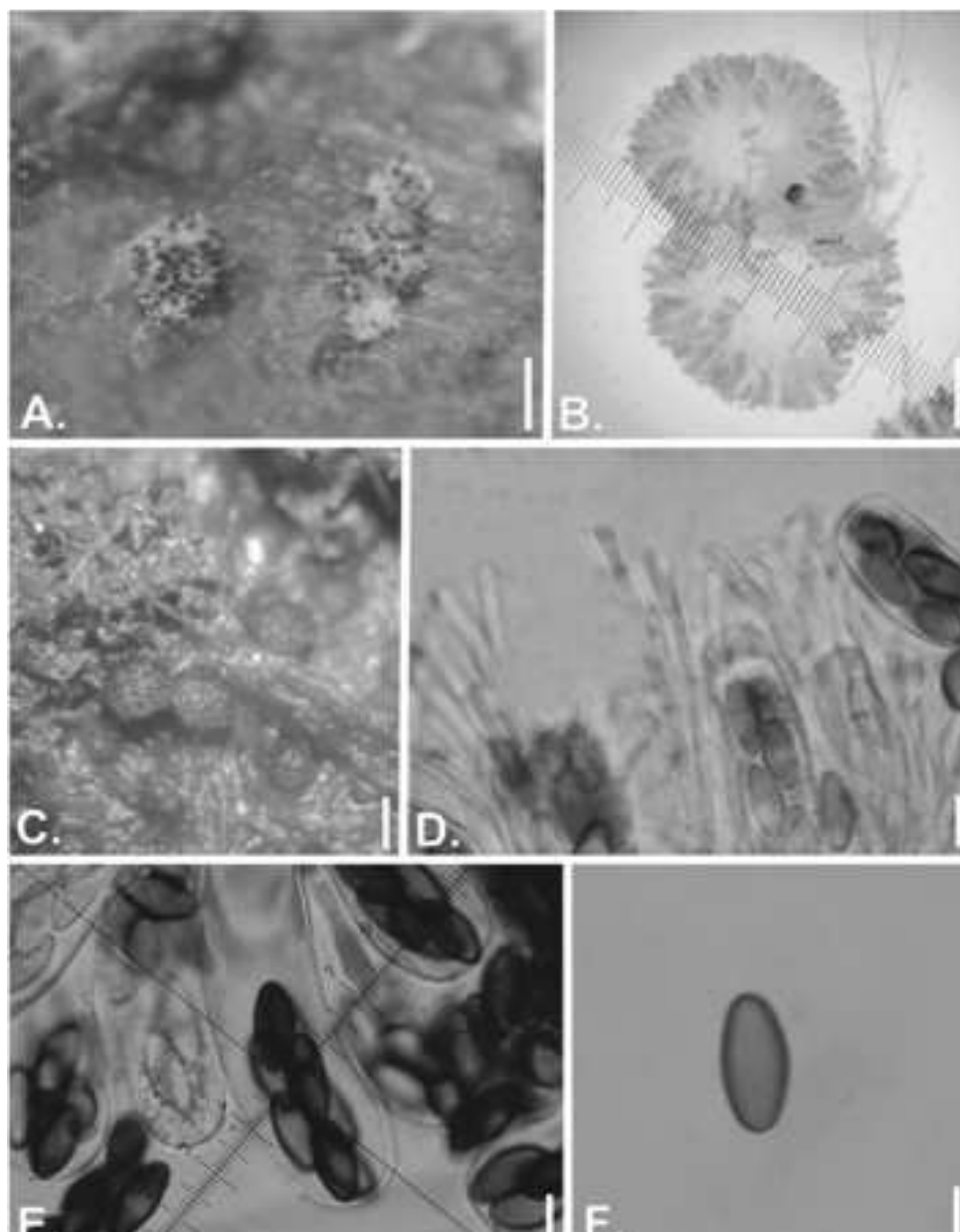
Prancha 84. *Saccobolus glaber*. **a.** Apotécio sobre o substrato. **b.** Apotécio. **c.** Agrupamento de ascosporos. *S. truncatus*. **d.** Apotécio sobre o substrato. **e.** Apotécio. **f.** Agrupamento de ascosporos. **g.** Agrupamento de ascosporos após compactação (Barras: a, d = 500 μ m, b = 200 μ m, c, f, g = 10 μ m, e = 50 μ m)



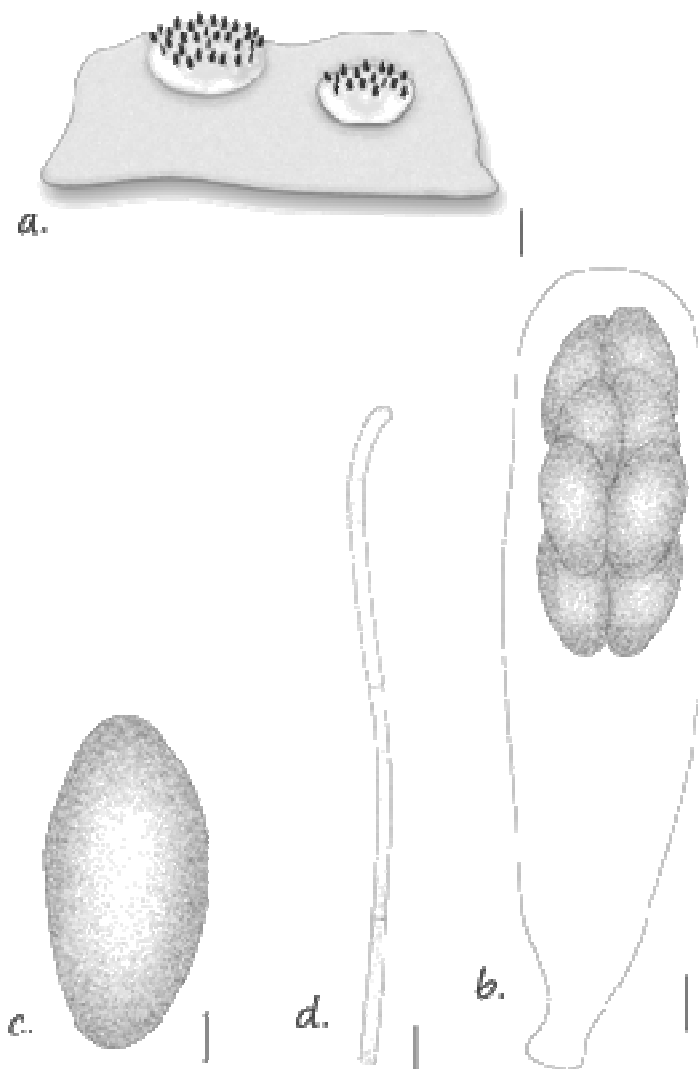
Prancha 85. *Saccobolus glaber*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de ascosporos. **d.** Ascosporo. **e.** Paráfise (Barras: a = 300 μ m, b = 10 μ m, c, e = 5 μ m, d = 25 μ m)



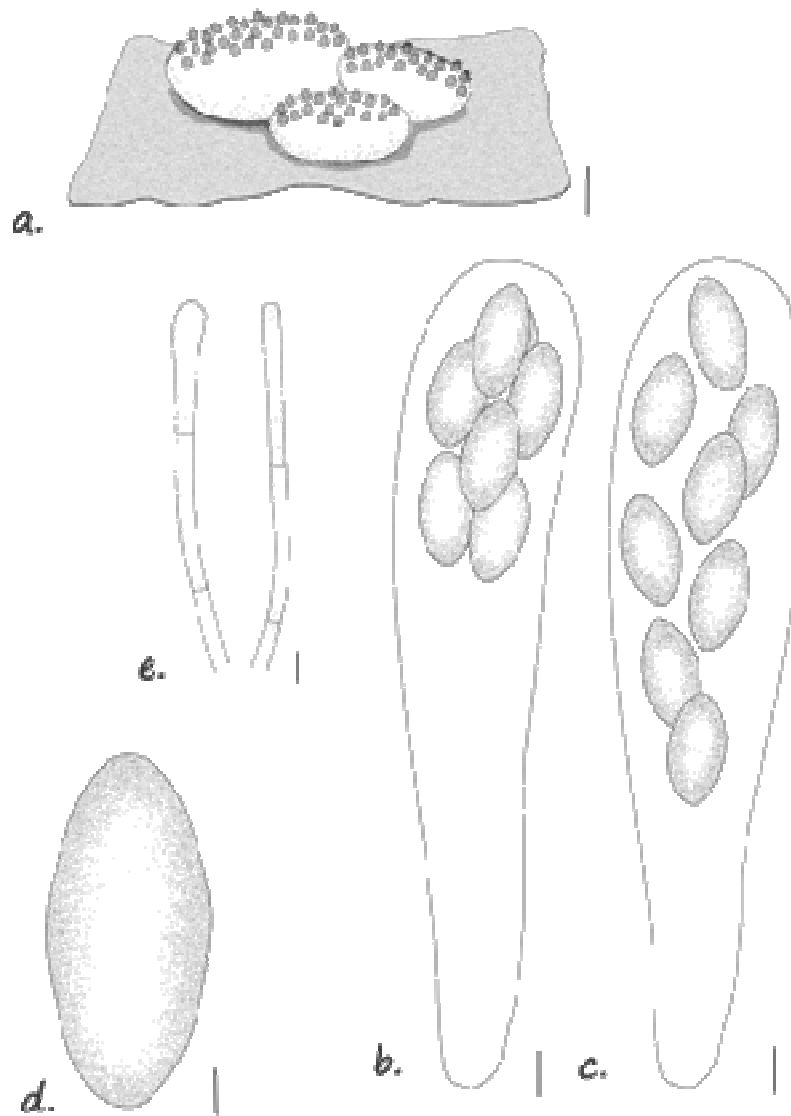
Prancha 86. *Saccobolus truncatus* **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Agrupamento de ascosporos, antes e depois da compactação. **d.** Ascosporo removido do agrupamento. **e.** Paráfise (Barras: a = 200 μ m, b, c, e = 5 μ m, d = 2,5 μ m)



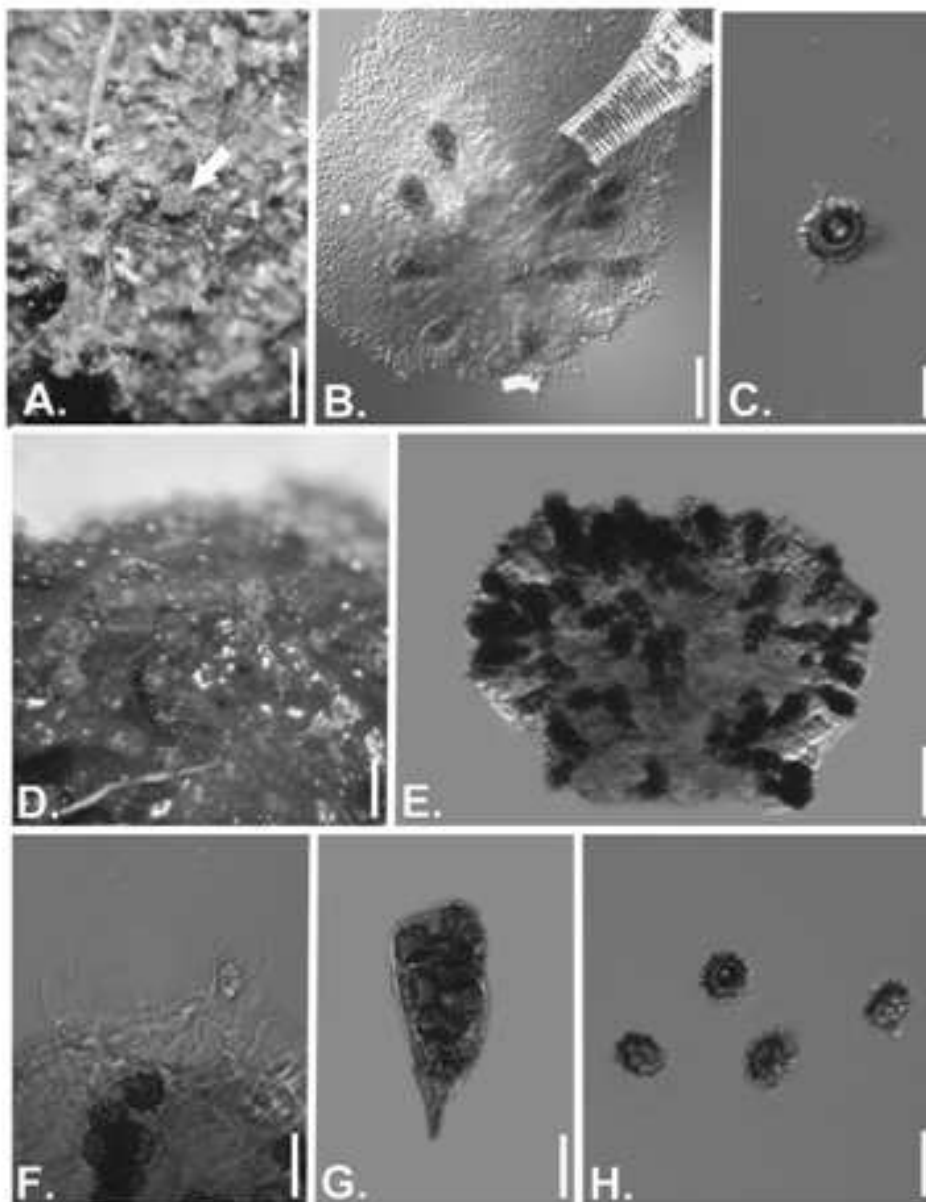
Prancha 87. *Saccobolus depauperatus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Apotécios. *S. saccoboloides*. **c.** Apotécios sobre o substrato. **d.** Paráfises montadas em água, possibilitando a observação dos conteúdos amarelados. **e.** Ascis com agrupamento ainda assumindo conformação organizada, antes da liberação. **f.** Ascosporo (Barras: a = 250 μm , b = 100 μm , c = 500 μm , d, e, f = 10 μm)



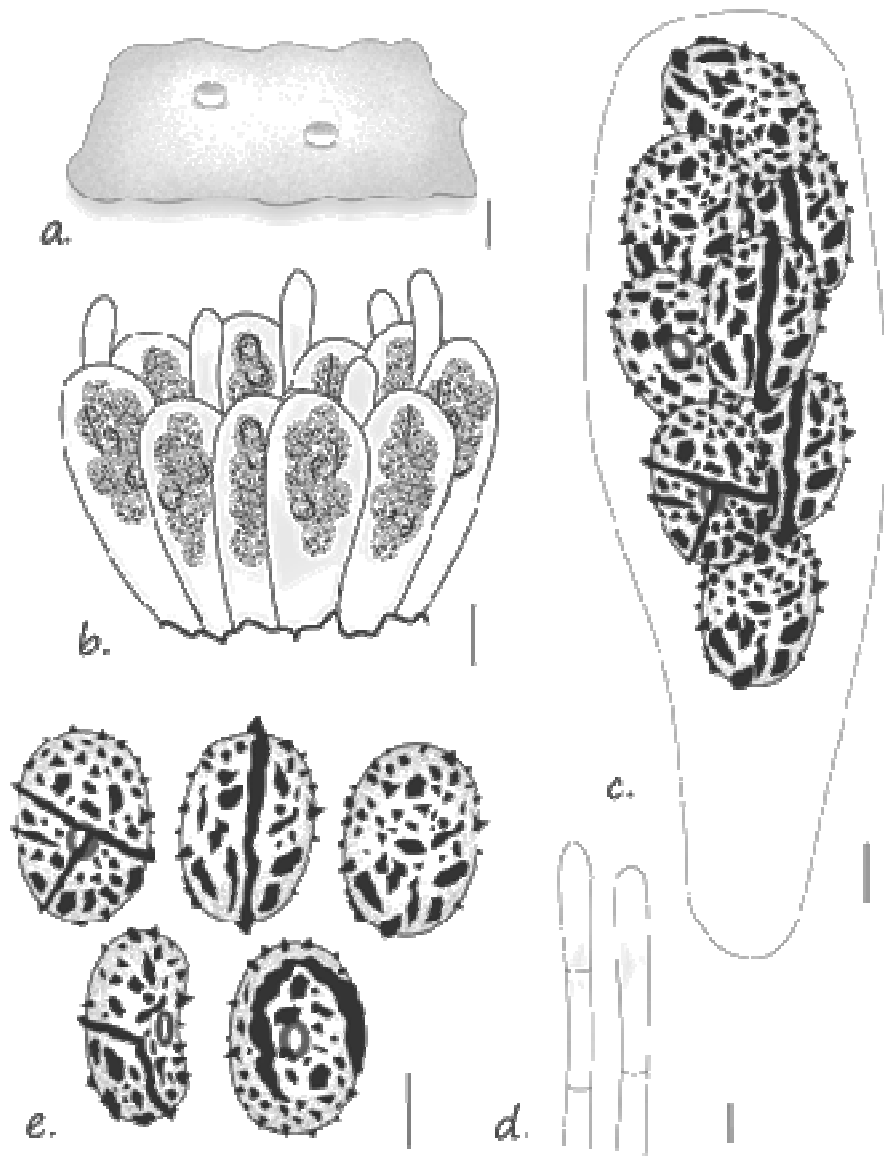
Prancha 88. *Saccobolus depauperatus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Ascosporo removido do agrupamento. **d.** Paráfise (Barras: a = 50 μ m, b, d = 5 μ m, c = 2 μ m)



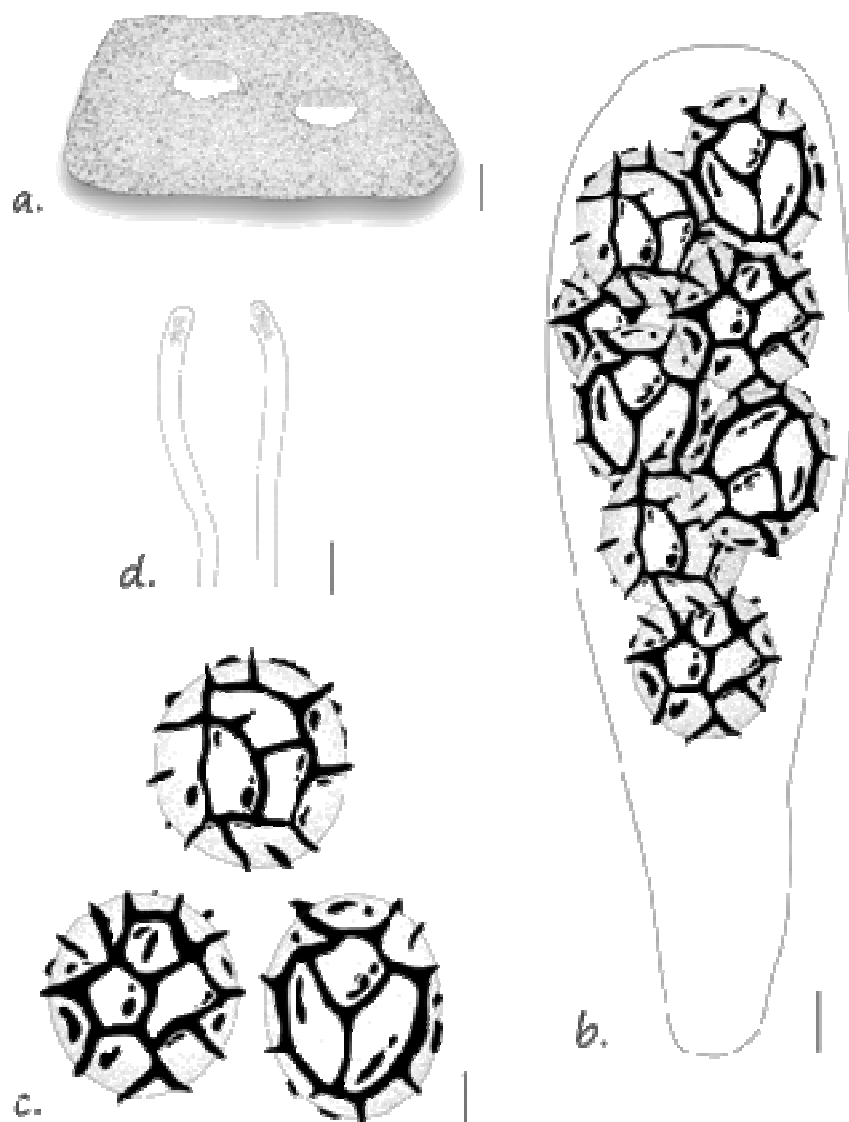
Prancha 89. *Saccolobus saccoloboides*. **a.** Apotécios gregários sobre o substrato (Barra = 200 μ m). **b.** Asco jovem, com ascosporos ainda assumindo conformação em agrupamento, embora frouxos. **c.** Asco maduro, com mas cosporos livres antes da liberação. **d.** Ascosporo. **e.** Paráfises (Barras: a = 200 μ m, b, c, e = 5 μ m, d = 2 μ m)



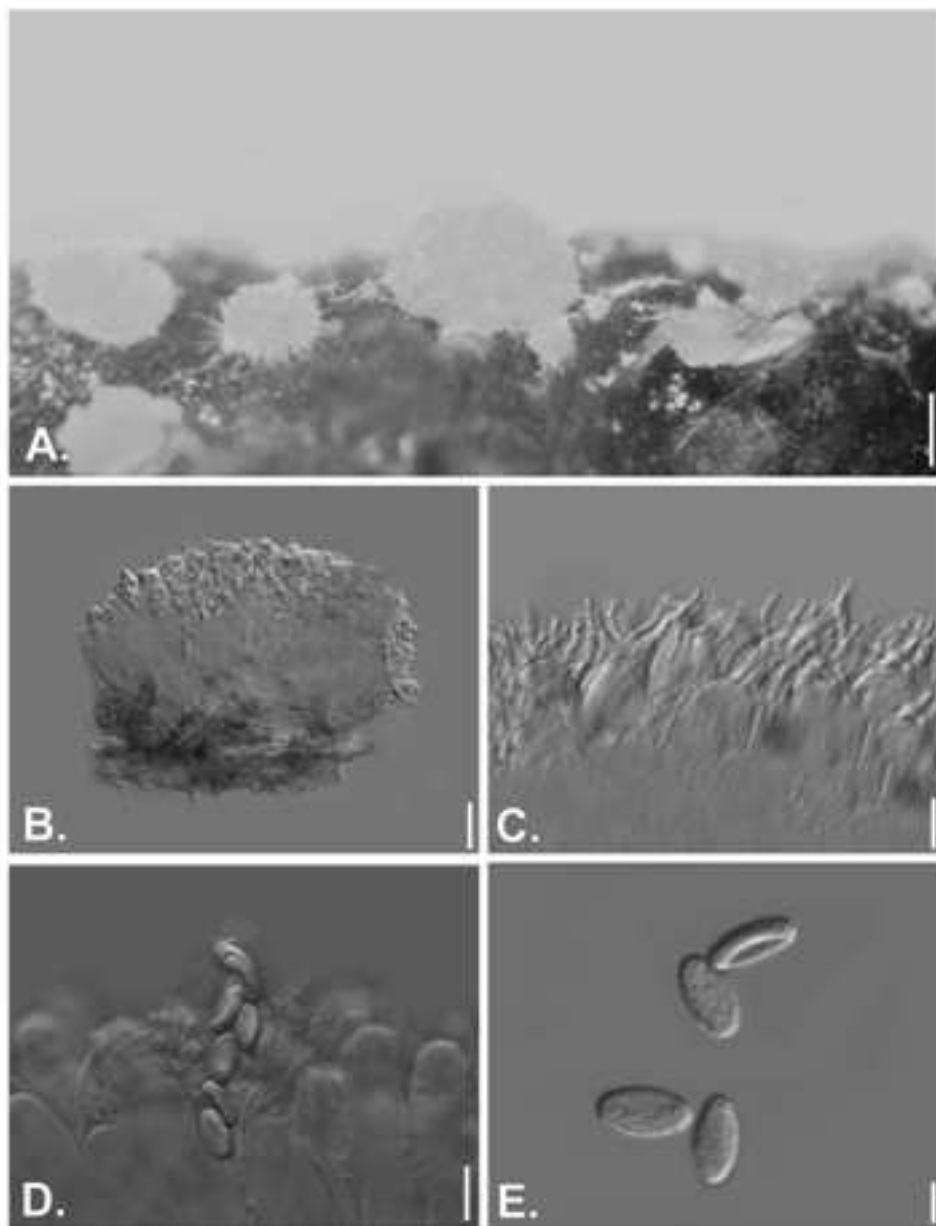
Prancha 90. *Ascodesmis porcina*. **a.** Apotécio sobre o substrato. **b.** Apotécio montado em PVLG. **c.** Ascosporo. *A. sphaerospora*. **d.** Apotécios sobre o substrato. **e.** Apotécio em PVLG. **f.** Paráfises. **g.** Asco. **h.** Ascosporos (Barras: a = 200 μ m, b, e = 50 μ m, c = 10 μ m, d = 500 μ m, f = 25 μ m, g = 20 μ m, h = 15 μ m)



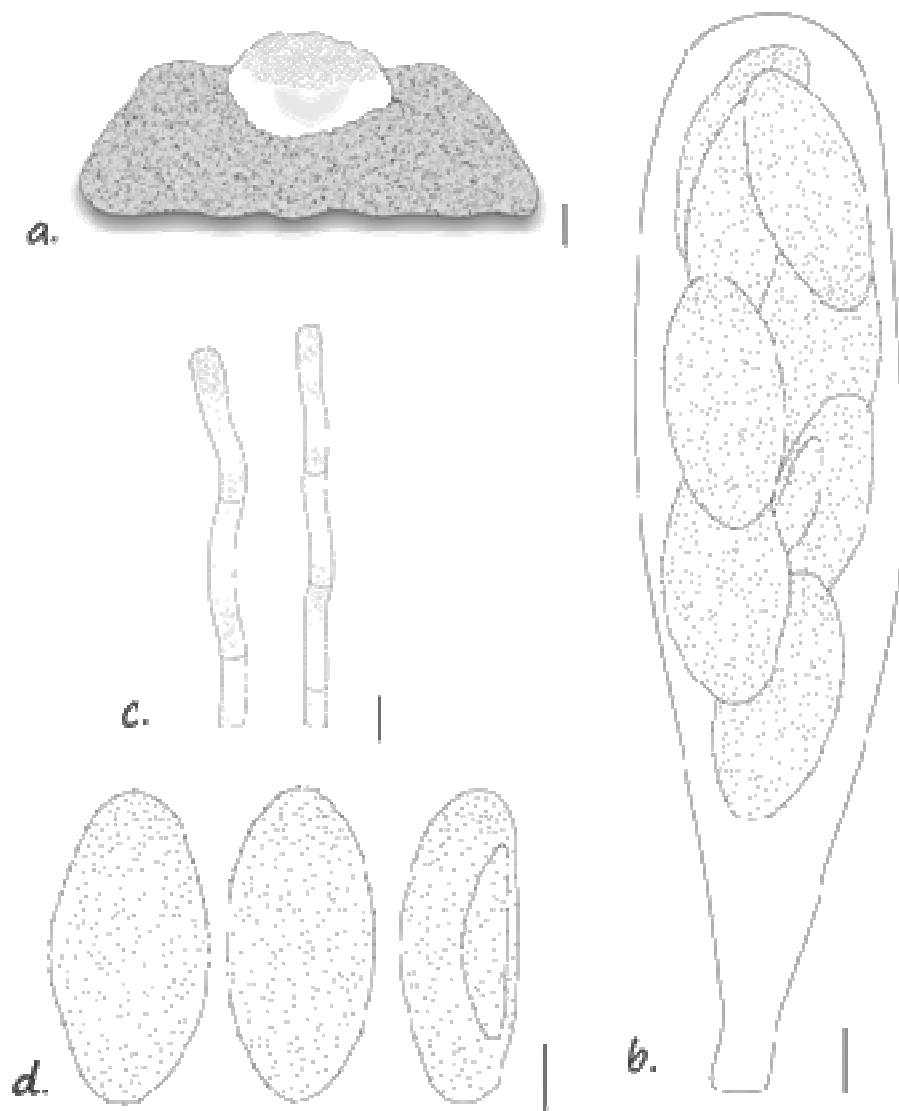
Prancha 91. *Ascodesmis porcina*. **a.** Apotécios. **b.** Organização do apotécio. **c.** Asco. **d.** Paráfses. **e.** Ascosporos (Barras: a = 150 μm , b = 20 μm , c, d, e = 5 μm)



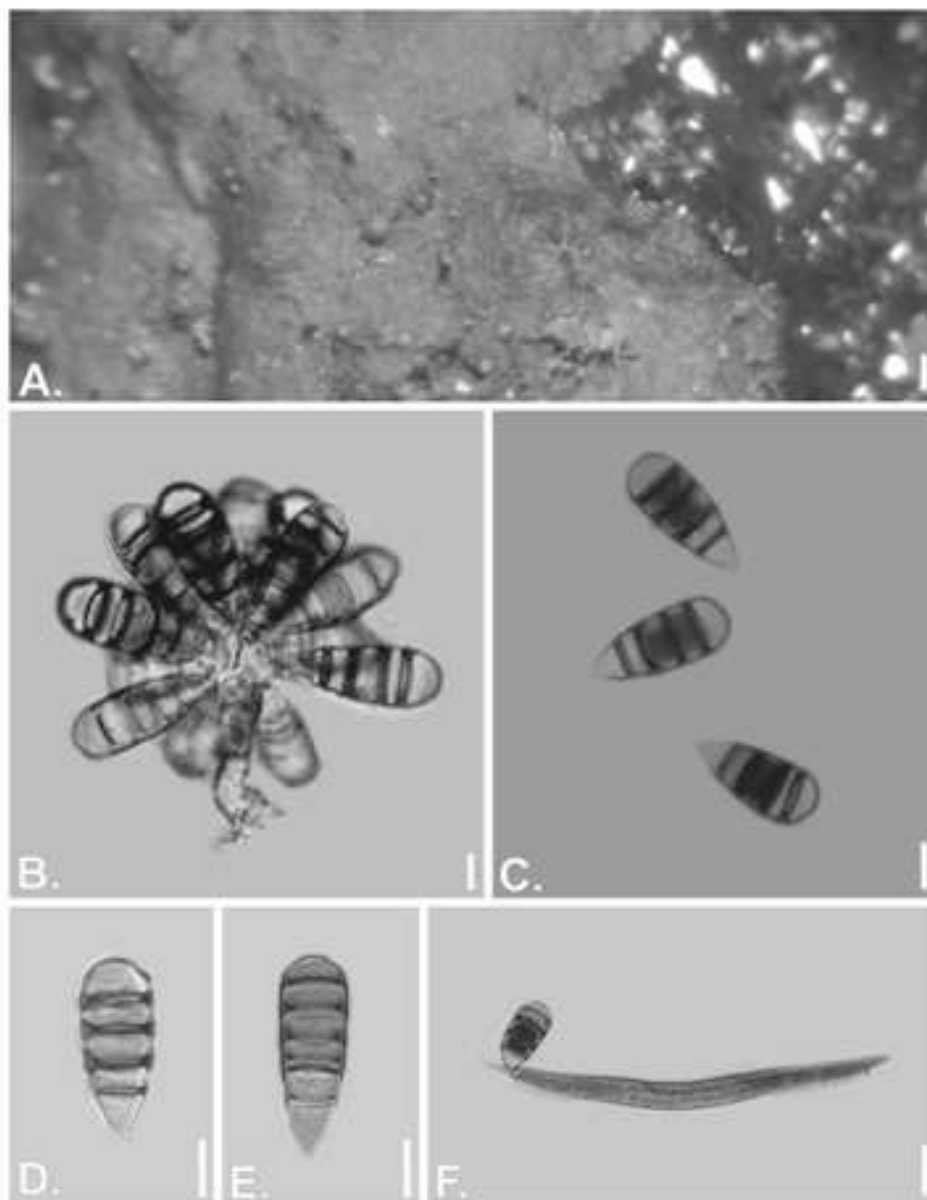
Prancha 92. *Ascodesmis sphaerospora*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Ascosporos. **d.** Paráfises (Barras: a = 150 μ m, b = 5 μ m, c = 2,5 μ m, d = 7,5 μ m)



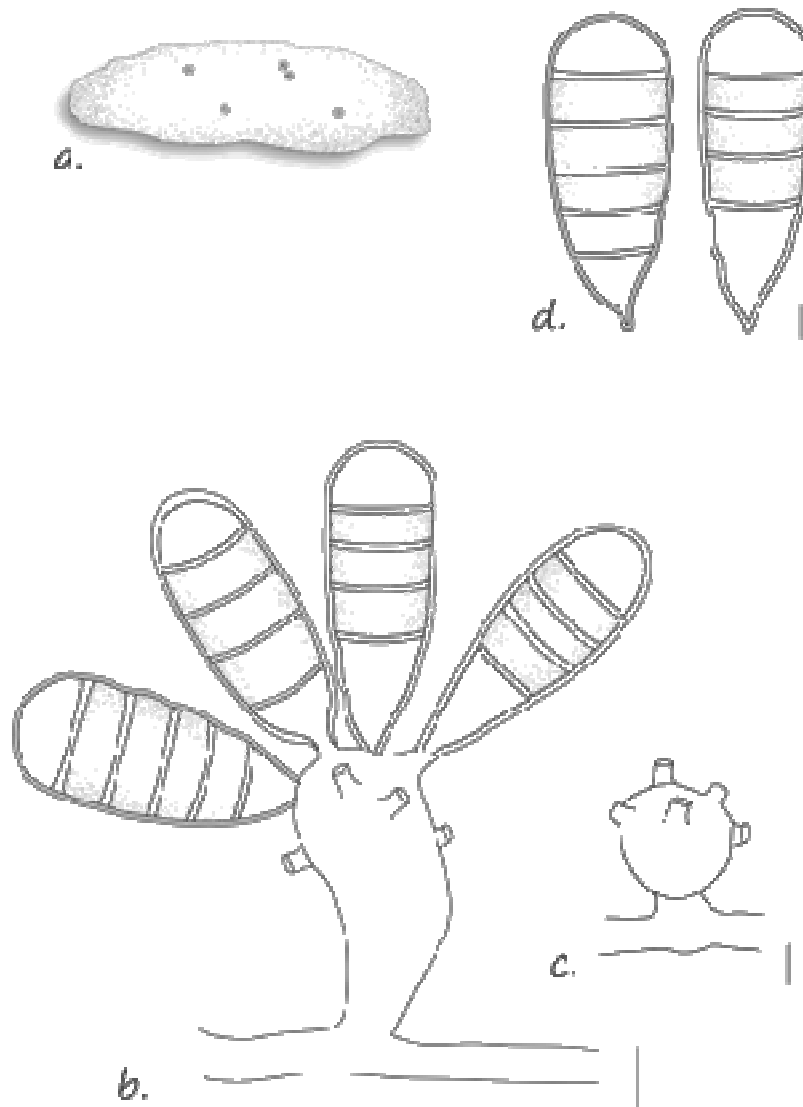
Prancha 93. *Iodophanus carneus*. **a.** Apotécios sobre o substrato. **b.** Apotécio montado. **c.** Hi mênio com paráfises evidentes. **d.** Asco. **e.** Ascosporos (Barras: a, b =250 μ m; c, d =25 μ m; e = 10 μ m)



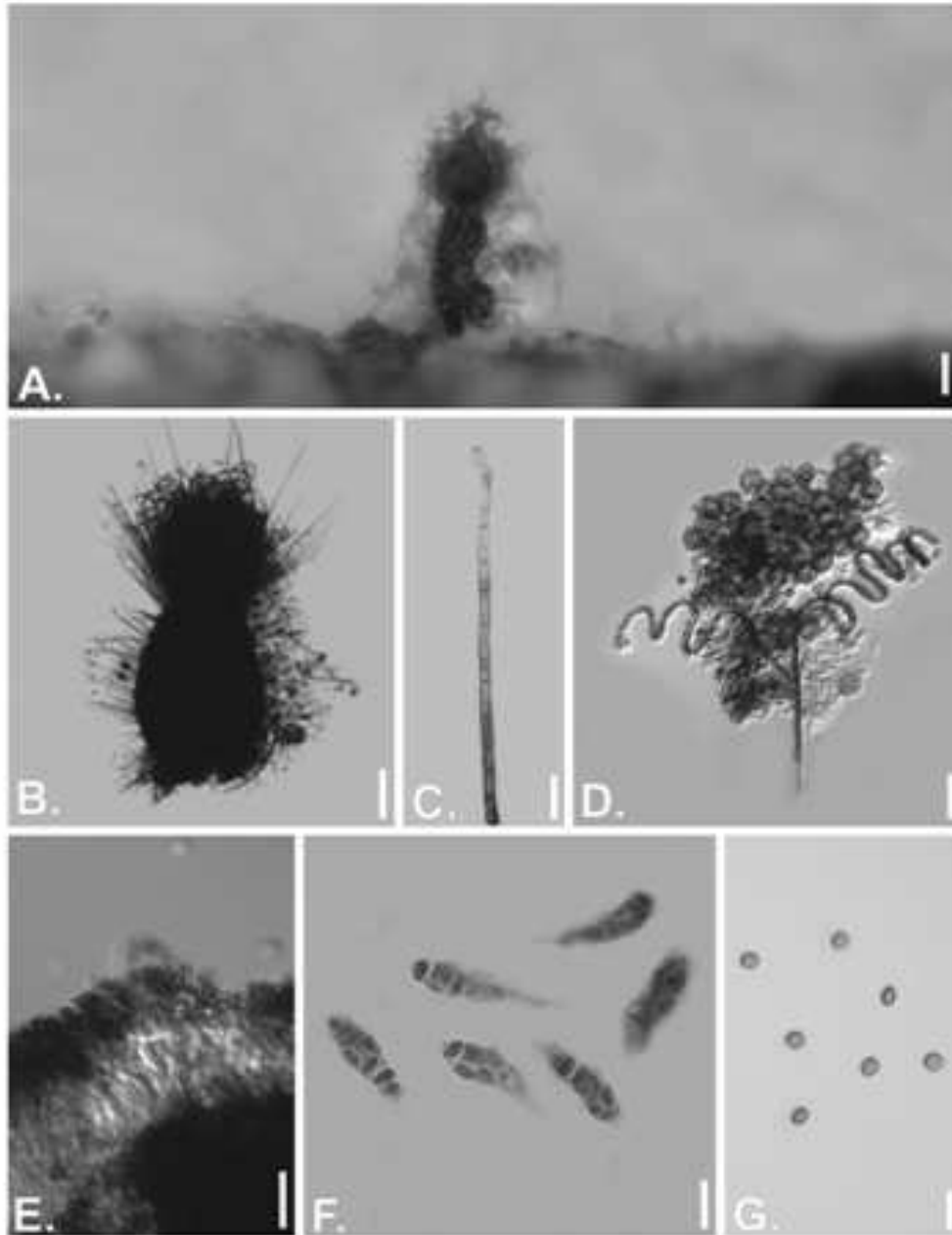
Prancha 94. *Iodophanus carneus*. **a.** Apotécio maduro sobre o substrato. **b.** Asco. **c.** Paráfises. **d.** Ascosporos (Barras: a = 500 μ m, b = 7,5 μ m, c = 10 μ m, d = 5 μ m)



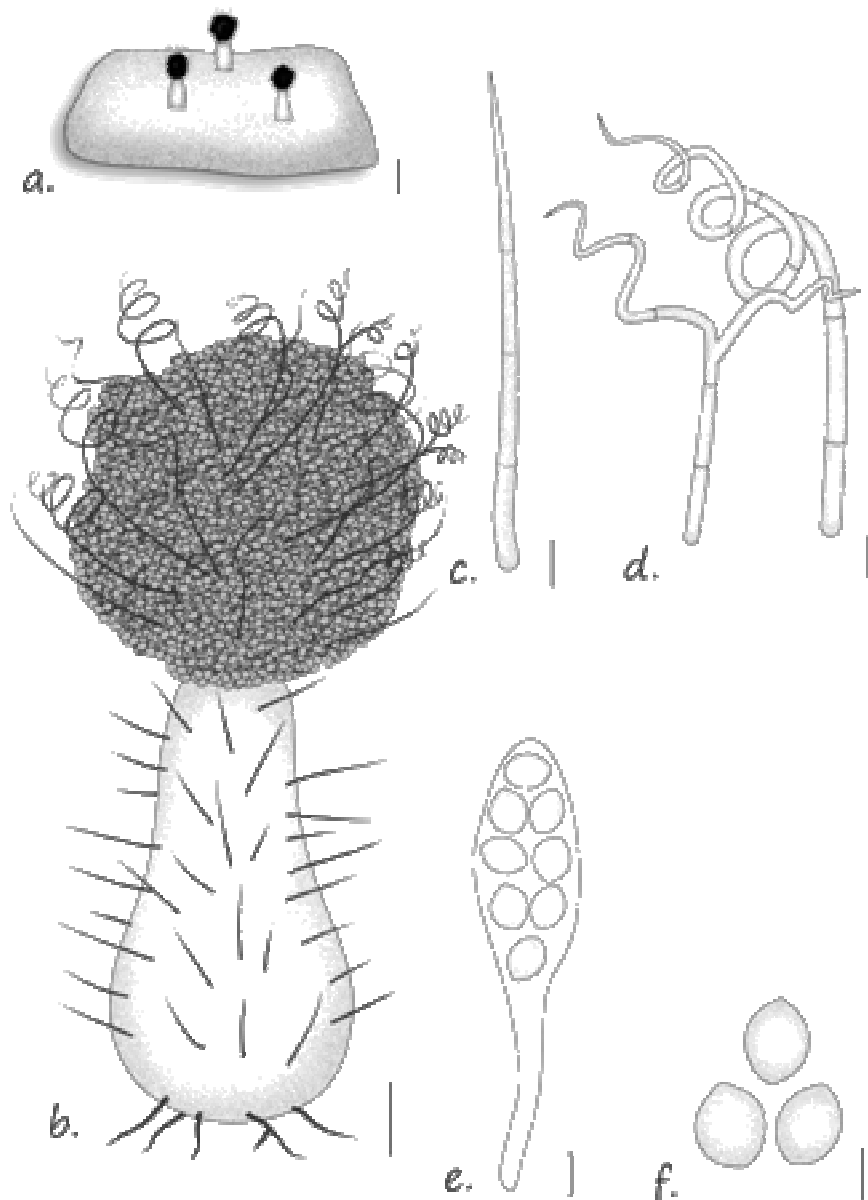
Prancha 95. *Cephalophora tropica*. **a.** Conidióforos sobre o substrato. **b.** Conidióforo em PVLG, ainda com conídios aderidos. **c.** Conídios montados em azul de Aman, mostrando a cianofilia das células mediais. **d.** Conídio com quatro septos. **e.** Conídio com cinco septos. **f.** Conídio aderido a nematóide (Barras: a = 50 μ m, b = 10 μ m, c, d, e = 15 μ m, f = 30 μ m)



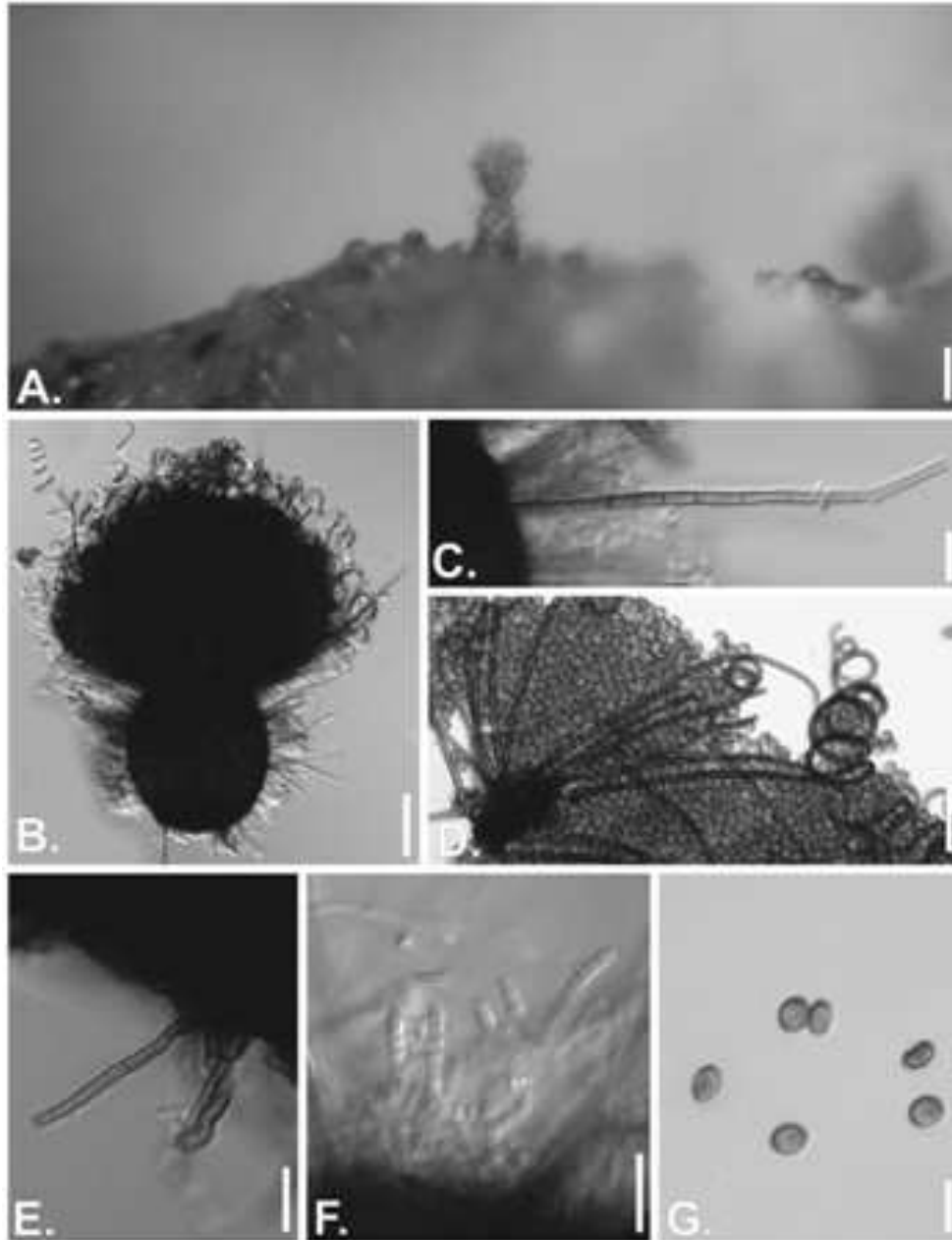
Prancha 96. *Cephalophora tropica*. **a.** Conidióforos sobre o substrato. **b.** Conidióforo, com a maioria dos conídios removidos para melhor visualização. **c.** Célula conidiógena, com os conídios removidos e septo basal. **d.** Conídios (Barras: a = 150 μm , b = 10 μm , c = 15 μm , d = 5 μm)



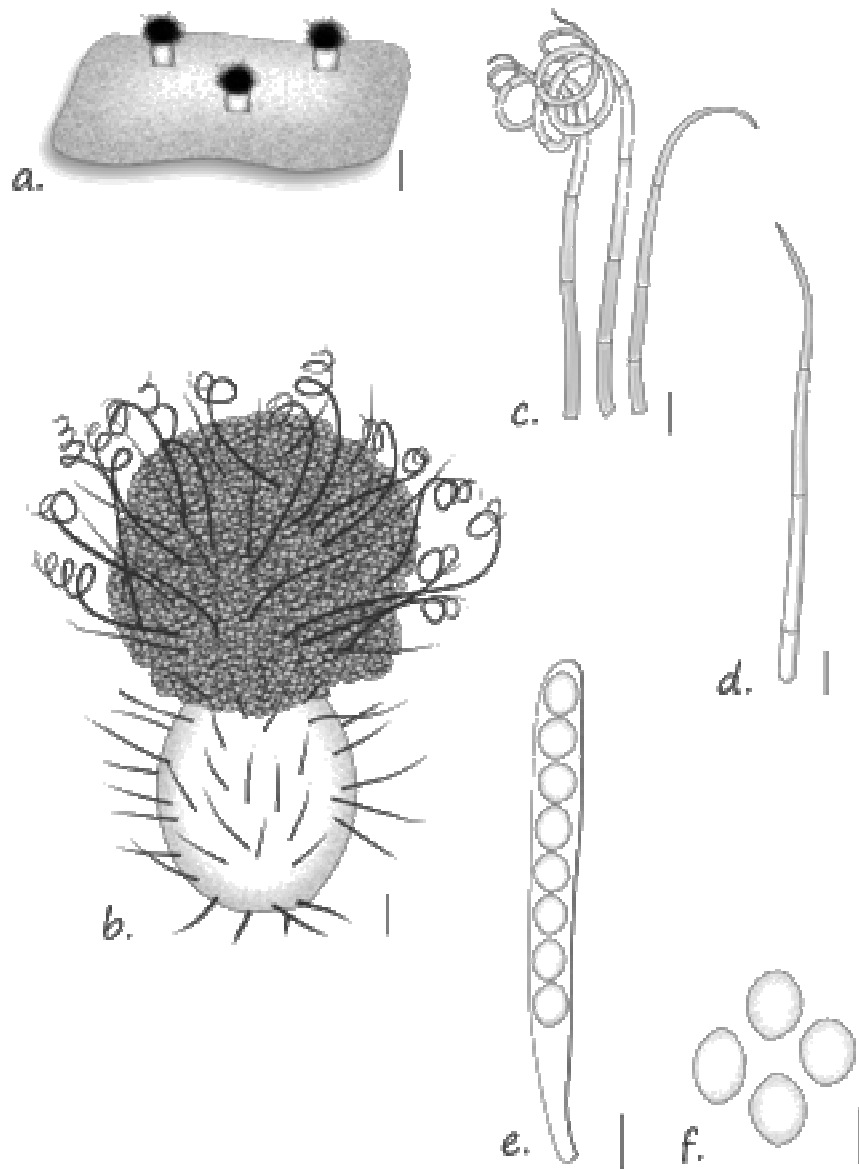
Prancha 97. *Chaetomium bostrychodes*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeadada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelo terminal ramificado (os asporos ornamentados pertencem a *Ascodesmis porcina*). **e.** Himênio removido do peritécio. **f.** Ascus jovens, contendo ascosporos em maturação. **g.** Ascosporos maduros (Barras: a = 100 μ m, b = 75 μ m, c = 20 μ m, d = 25 μ m, e, f = 15 μ m, g = 5 μ m)



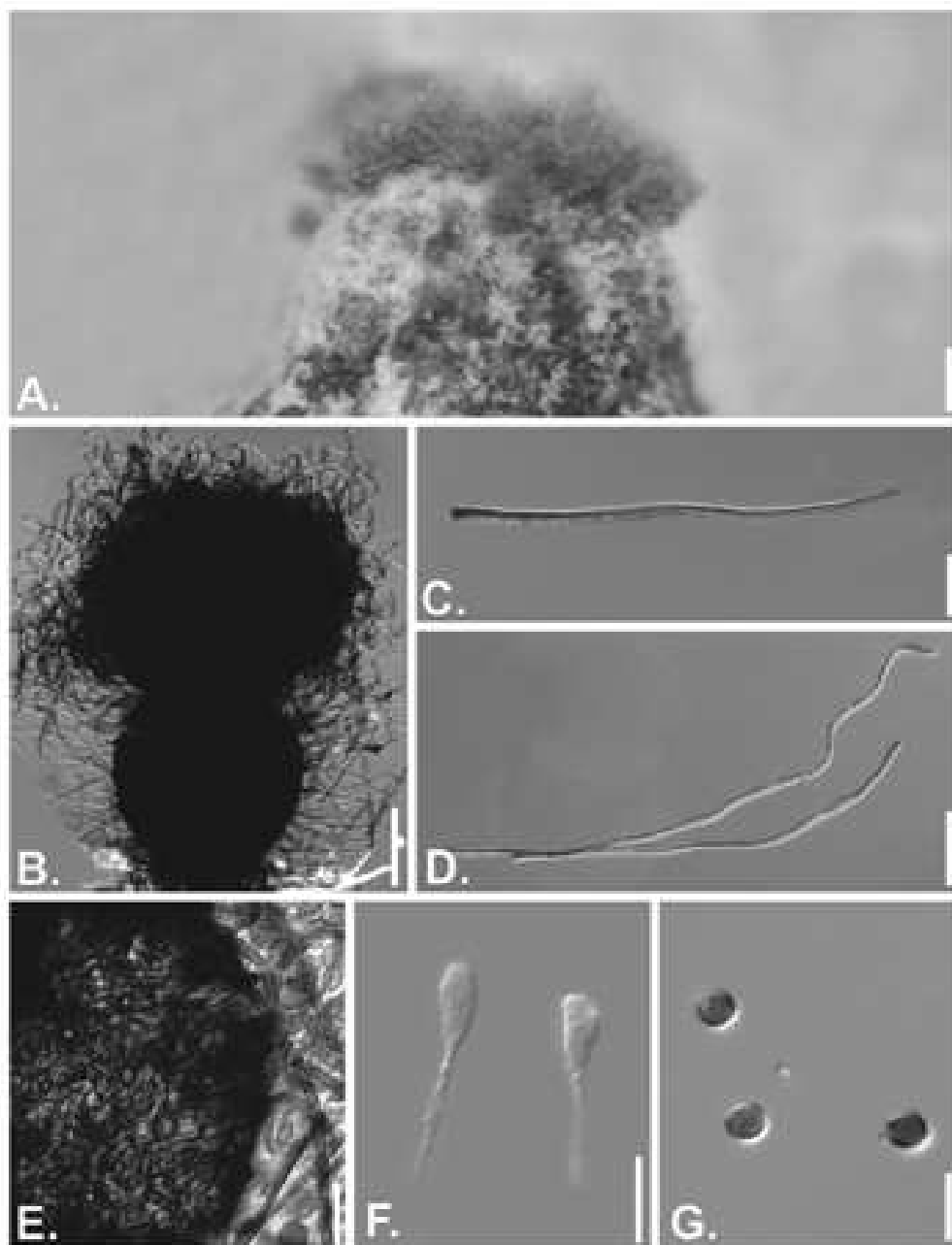
Prancha 98. *Chaetomium bostrychodes*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelo terminal simples e ramificado. **e.** Ascos. **f.** Ascosporos (Barras: a = 300 μm , b = 50 μm , c = 20 μm , d = 10 μm , e, f = 5 μm)



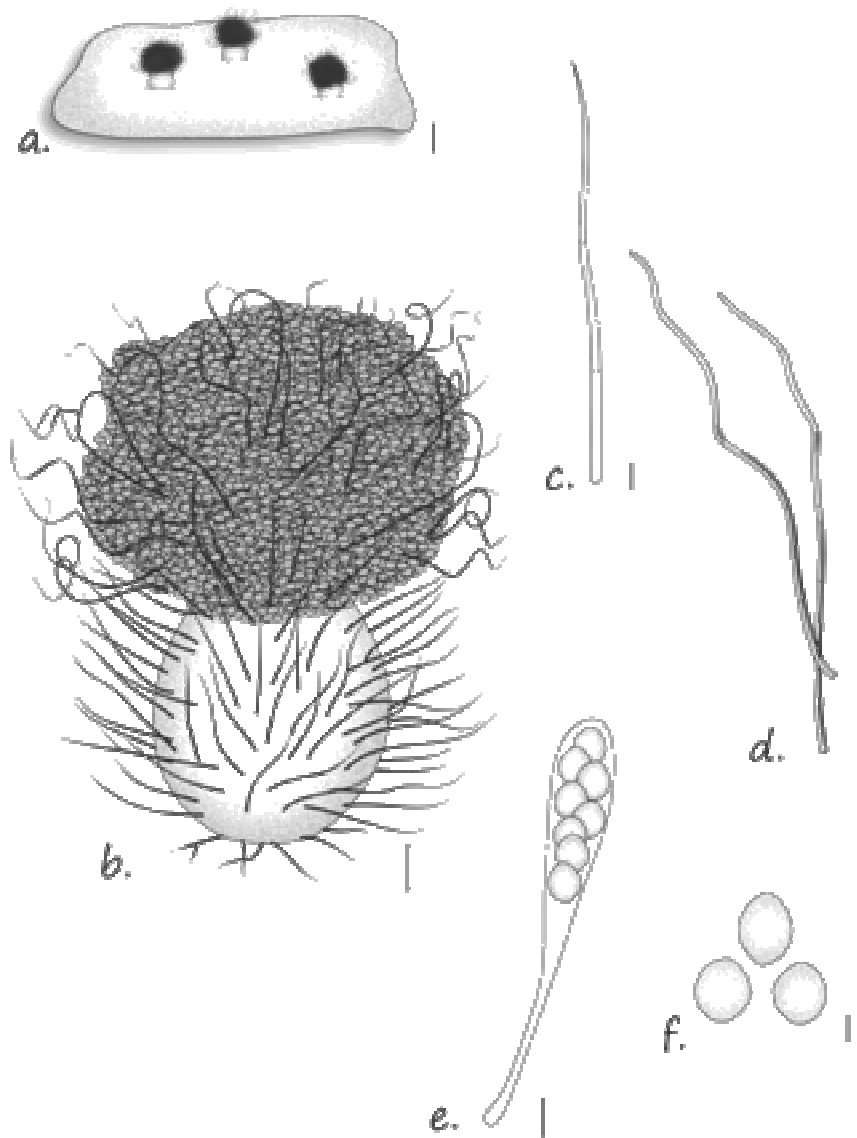
Prancha 99. *Chaetomium brasiliense*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelos terminais. **e.** Rizóides. **f.** Ascospores jovens, contendo ascosporos em maturação. **g.** Ascosporos maduros (Barras: a = 100 μm , b = 50 μm , c, g = 10 μm , d = 40 μm , e, f = 20 μm)



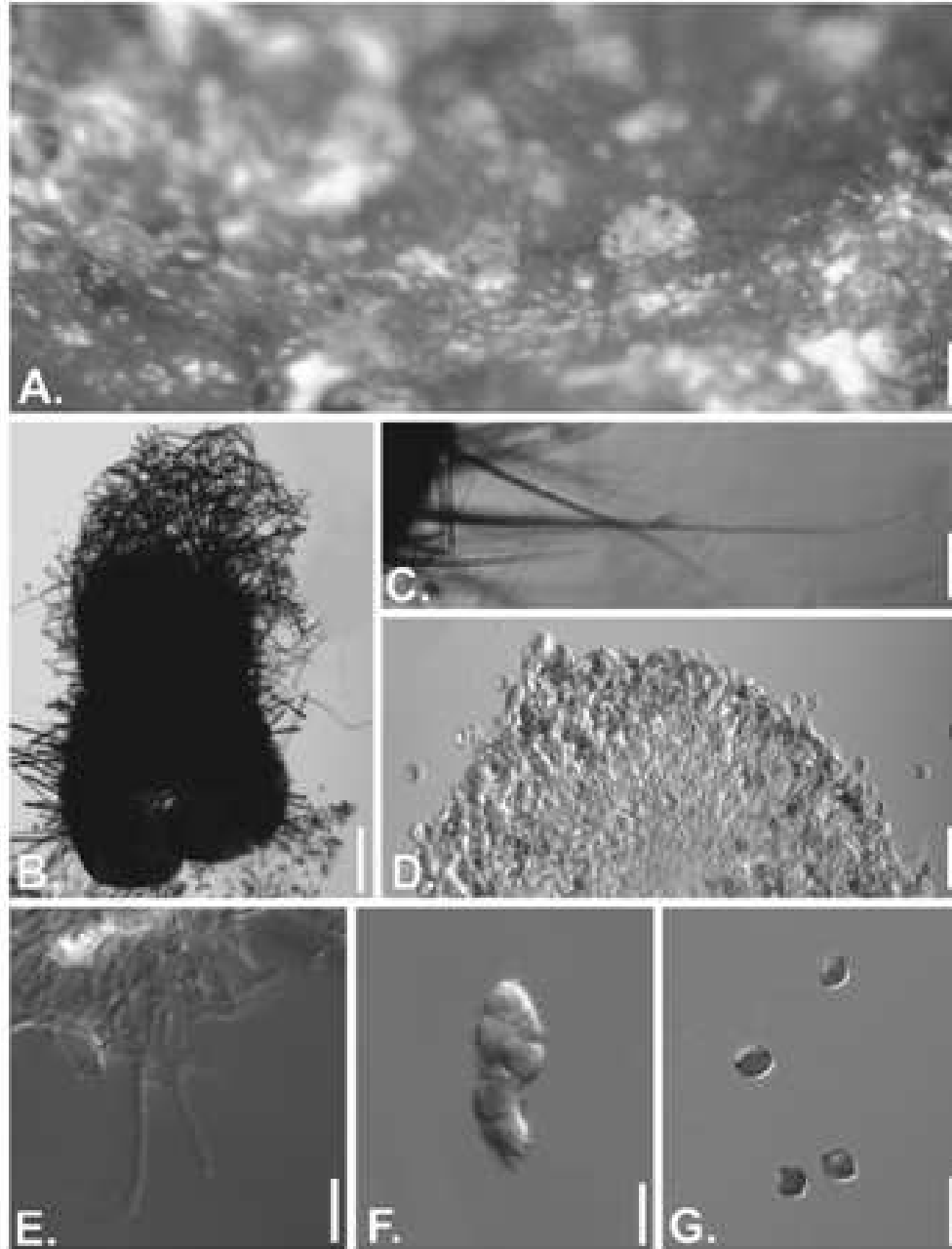
Prancha 100. *Chaetomium brasiliense*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelos terminais. **d.** Pelo lateral. **e.** Asco. **f.** Ascosporos maduros (Barras: a = 150 μm , b = 25 μm , c = 15 μm , d = 10 μm , e, f = 5 μm)



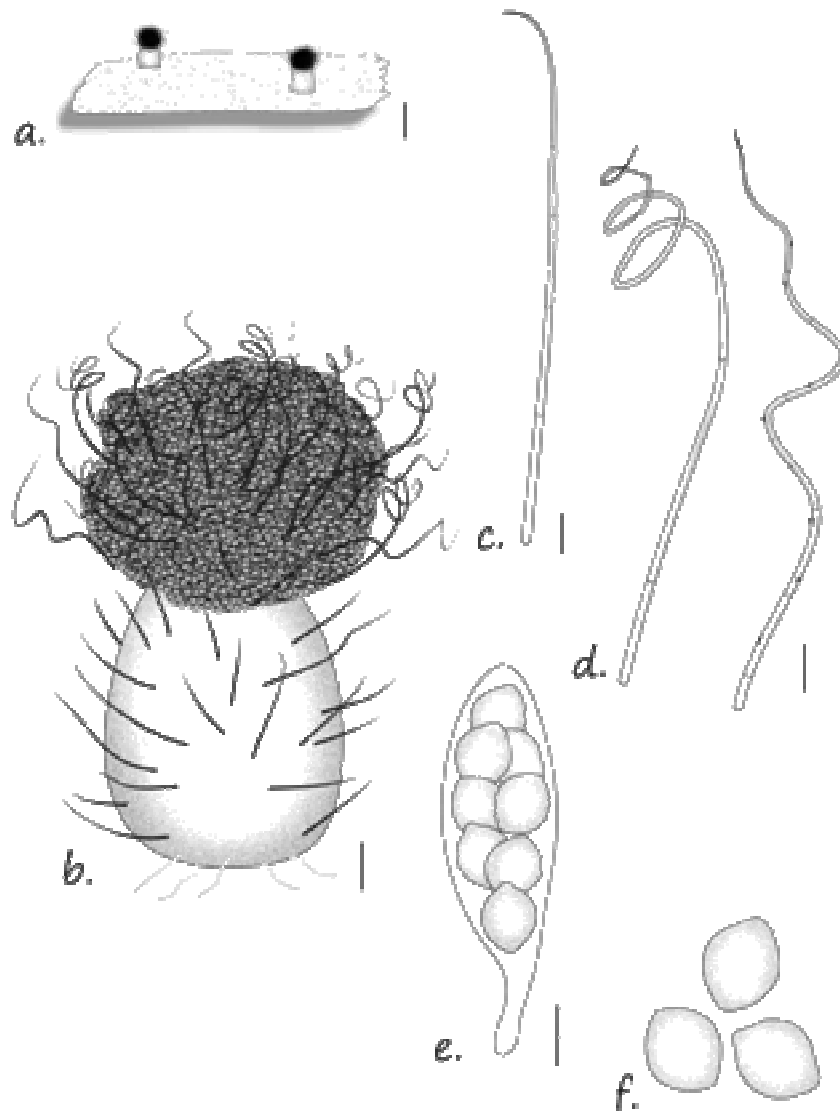
Prancha 101. *Chaetomium citrinum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelos terminais. **e.** Perídio. **f.** Ascospores jovens, contendo ascosporos em maturação. **g.** Ascosporos maduros (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c, e = 10 μ m, d = 20 μ m, f = 5 μ m, g = 15 μ m)



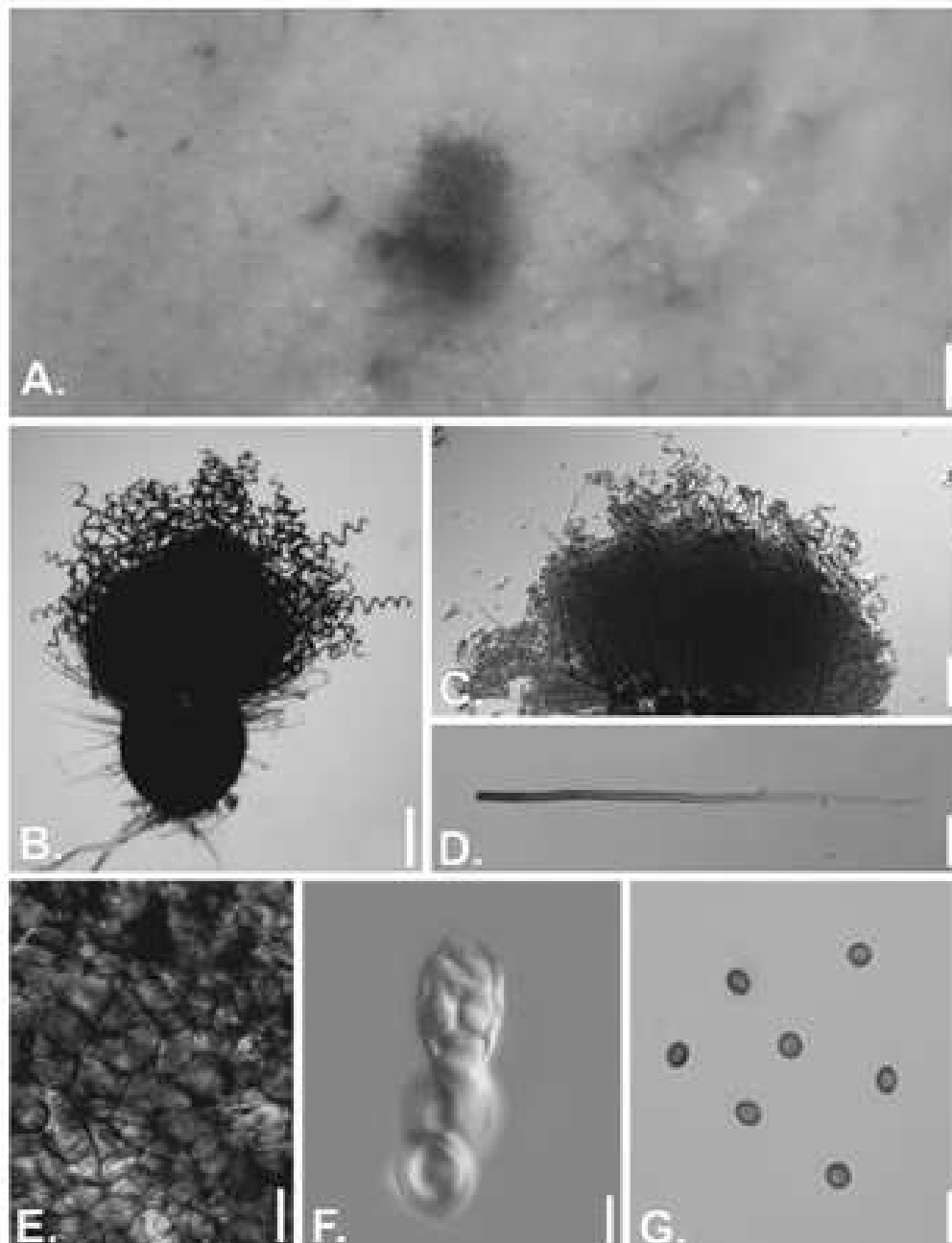
Prancha 102. *Chaetomium citrinum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelos terminais. **e.** Asco. **f.** Ascosporos maduros (Barras: a = 250 μm , b = 50 μm , c, f = 5 μm , d = 15 μm , e = 1 μm)



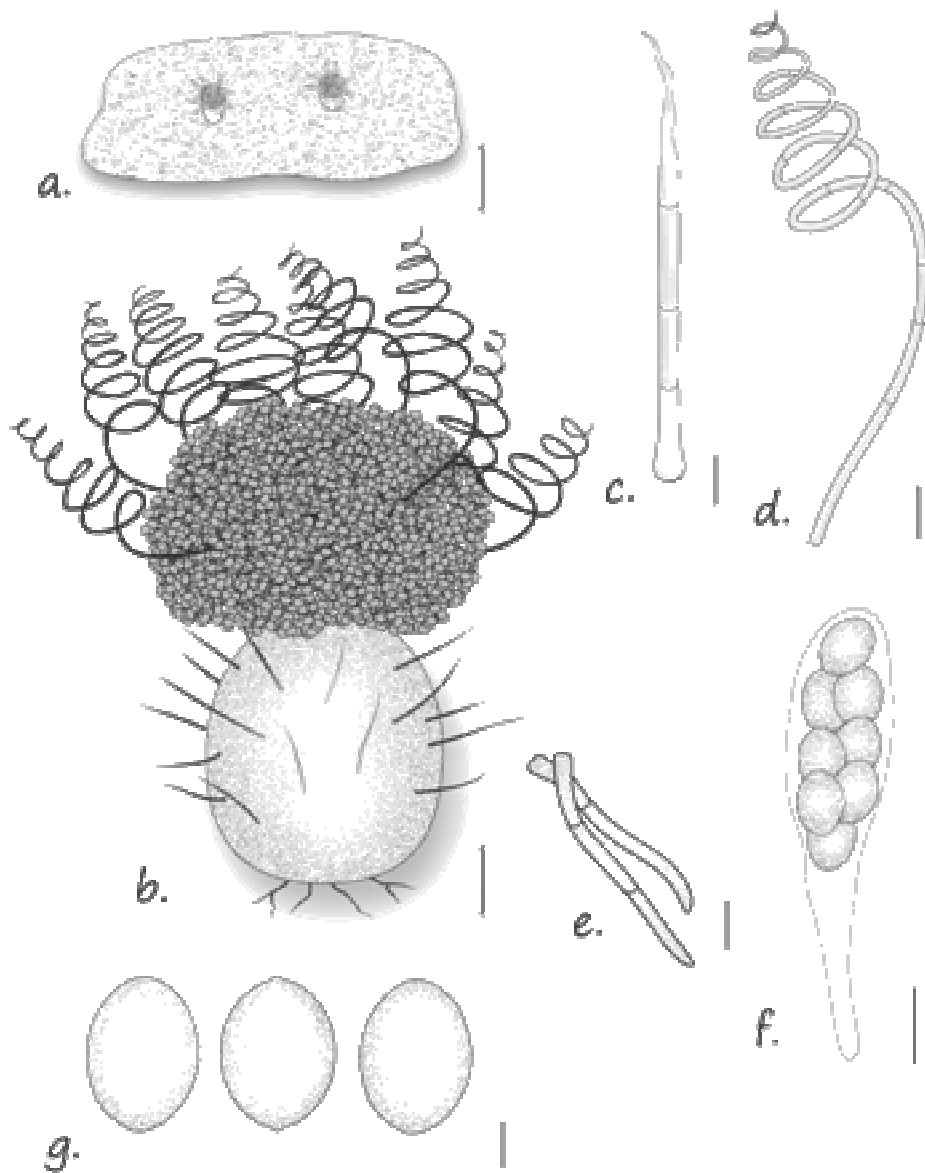
Prancha 103. *Chaetomium cochliodes*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Himênio. **e.** Rizóides. **f.** Asco jovem, contendo ascosporos em maturação. **g.** Ascosporos maduros (Barras: a = 400 μm , b = 100 μm , c = 25 μm , d, e, g = 15 μm , f = 10 μm)



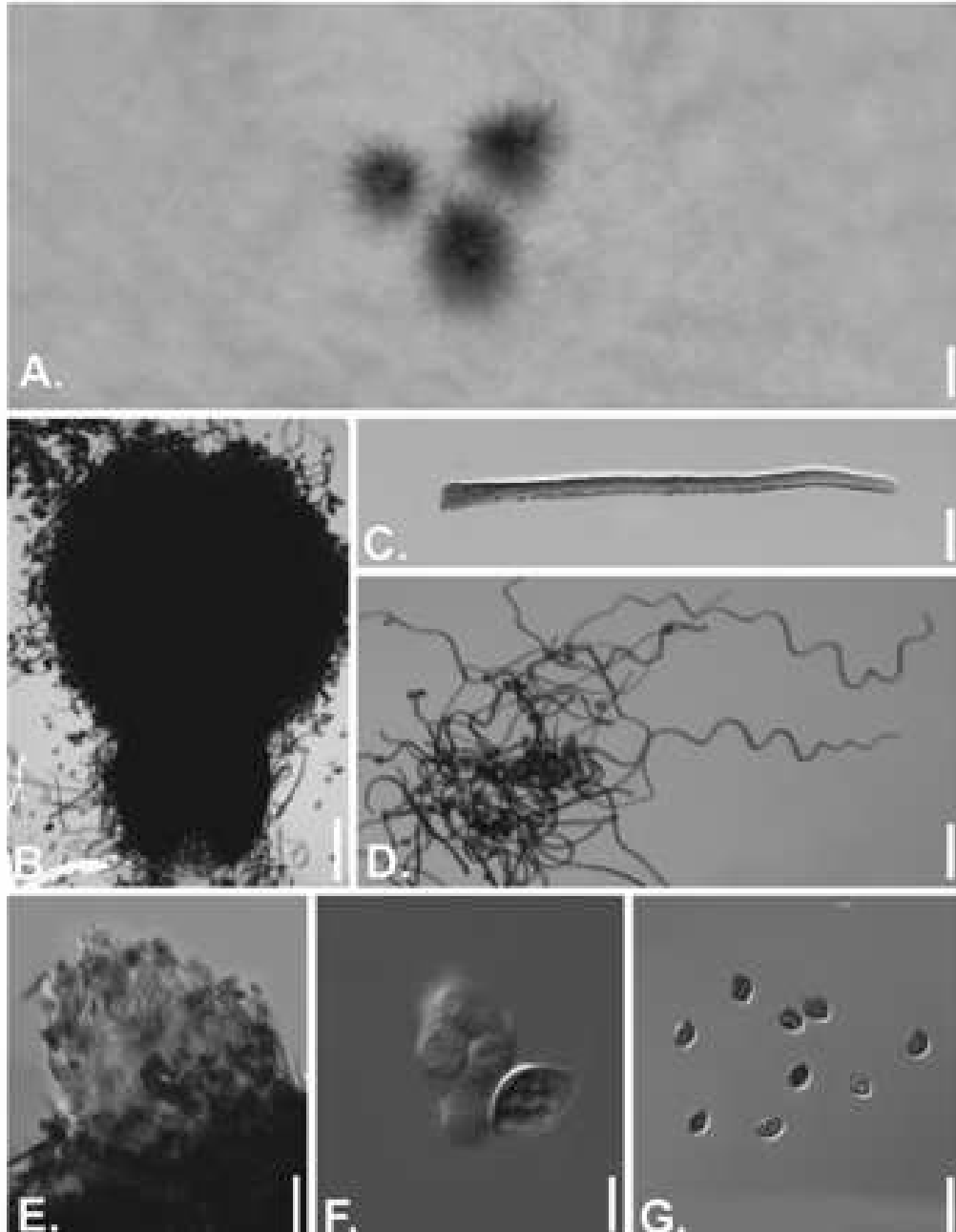
Prancha 104. *Chaetomium cochliodes*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelos terminais. **e.** Asco. **f.** Ascosporos (Barras: a = 350 μ m, b = 50 μ m, c = 15 μ m, d = 25 μ m, e, f = 5 μ m)



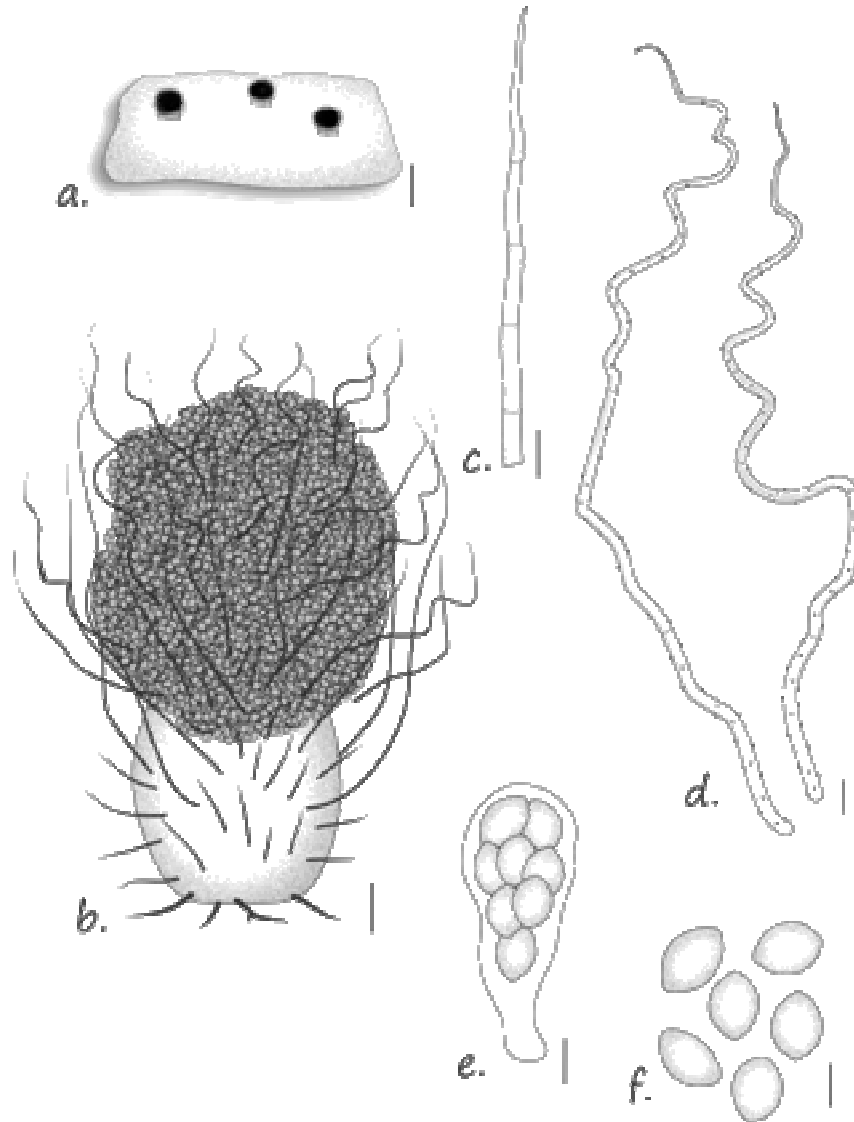
Prancha 105. *Chaetomium convolutum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelos terminais. **d.** Pelo lateral. **e.** Perídio. **f.** Asco jovem, contendo ascosporos em maturação. **g.** Ascosporos maduros (Barras: a = 250 μ m, b = 125 μ m, c = 100 μ m, d = 20 μ m, e, g = 15 μ m, f = 10 μ m)



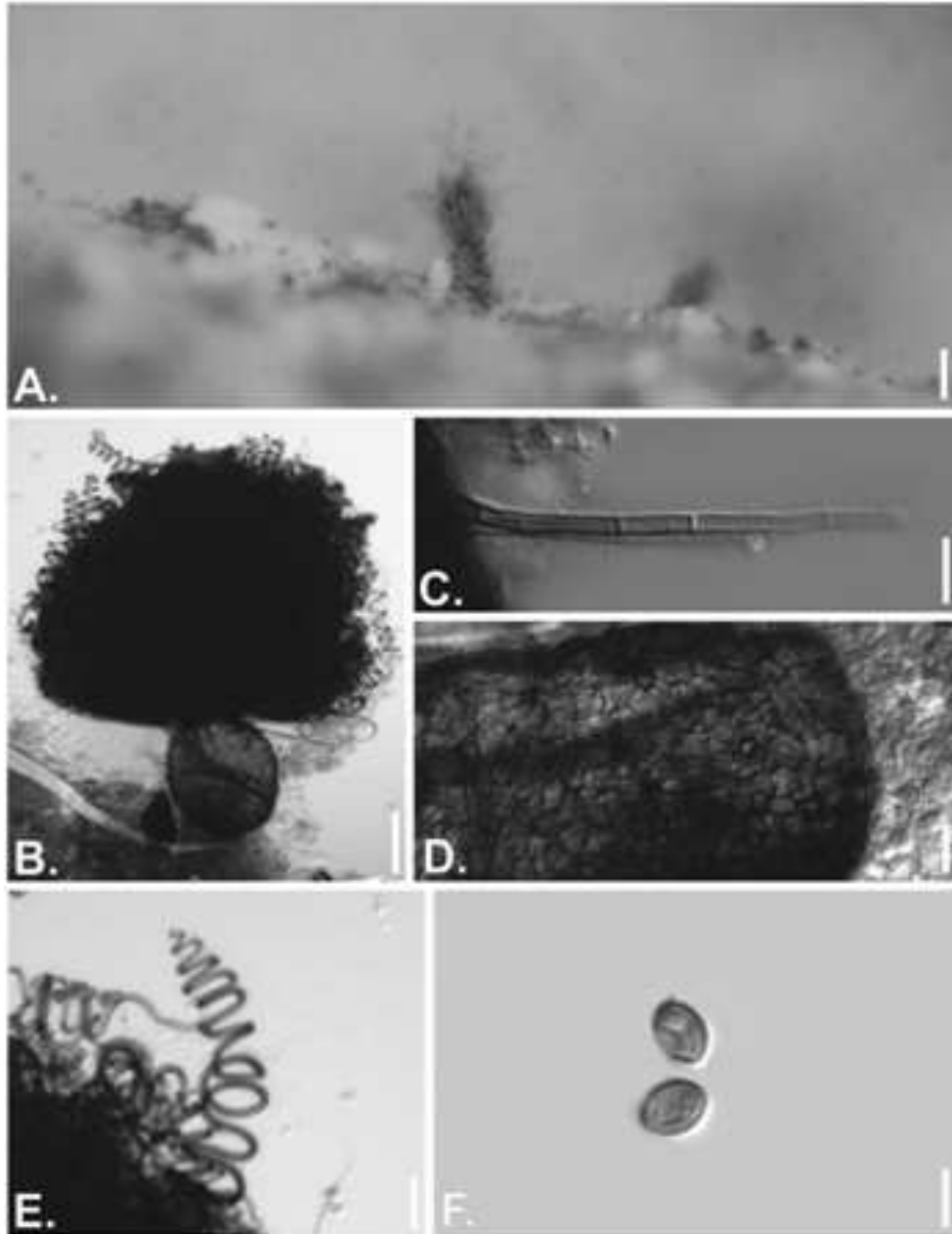
Prancha 106. *Chaetomium convolutum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelo terminal. **e.** Rizóides. **f.** Asco. **g.** Ascosporos maduros (Barras: a = 100 μ m, b = 75 μ m, c = 10 μ m, d = 25 μ m, e, f = 10 μ m, g = 2,5 μ m)



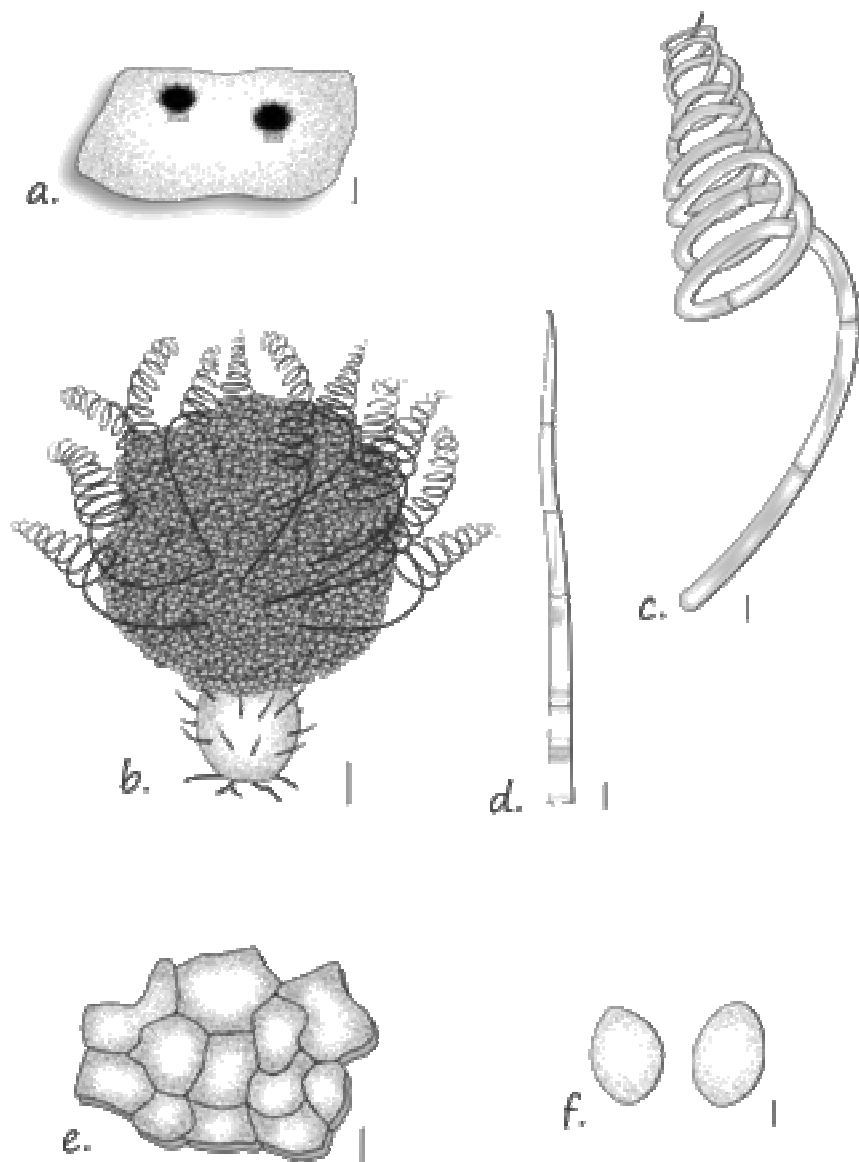
Prancha 107. *Chaetomium globosum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelos lateral. **d.** Pelos terminais. **e.** Himênio. **f.** Asco jovem. **g.** Ascosporos maduros (Barras: a = 200 μm , b = 100 μm , c, f = 10 μm , d = 75 μm , e = 15 μm , g = 20 μm)



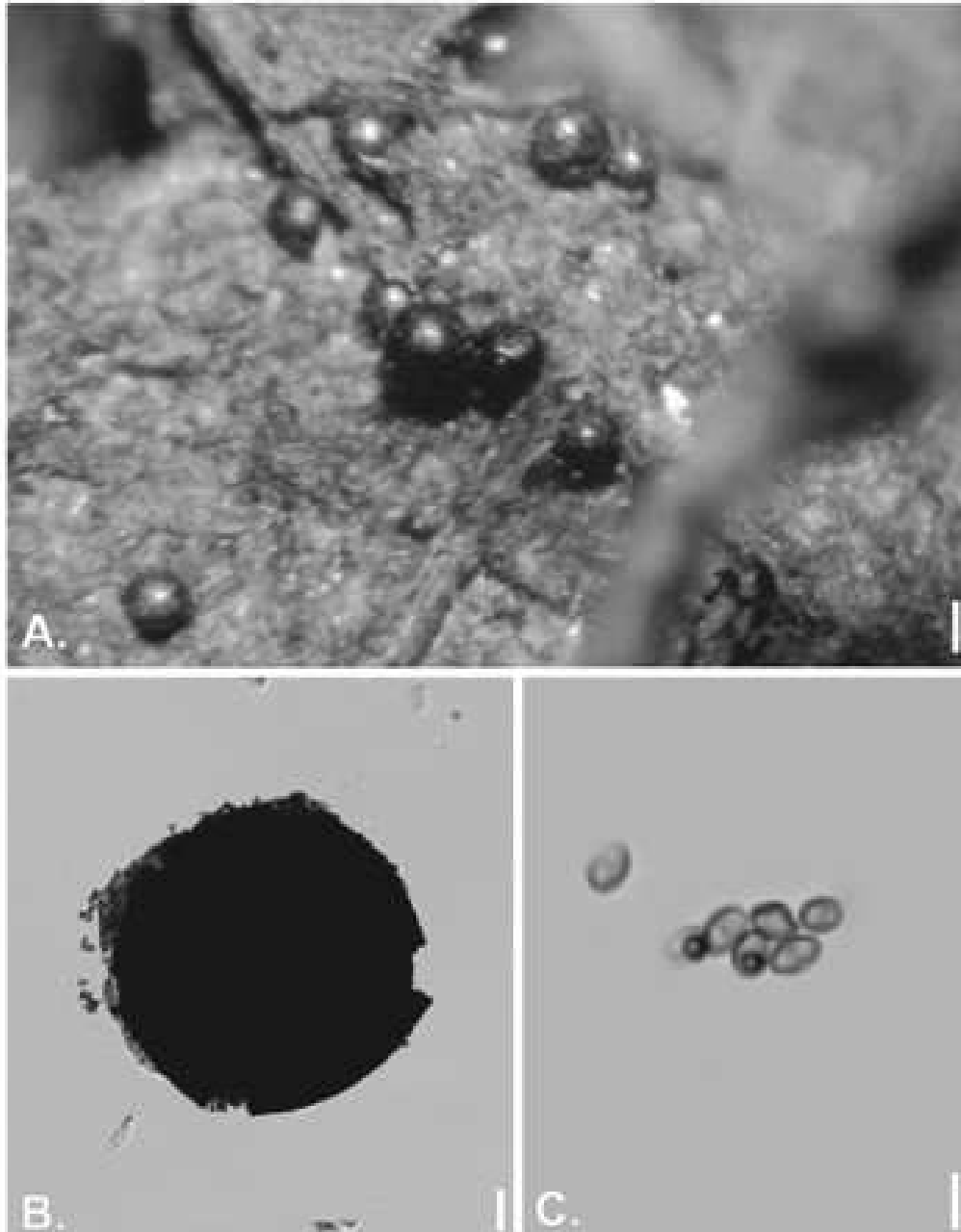
Prancha 108. *Chaetomium globosum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Pelos terminais. **e.** Asco. **f.** Ascosporos (Barras: a = 500 μm , b = 50 μm , c, d = 10 μm , e = 5 μm , f = 7,5 μm)



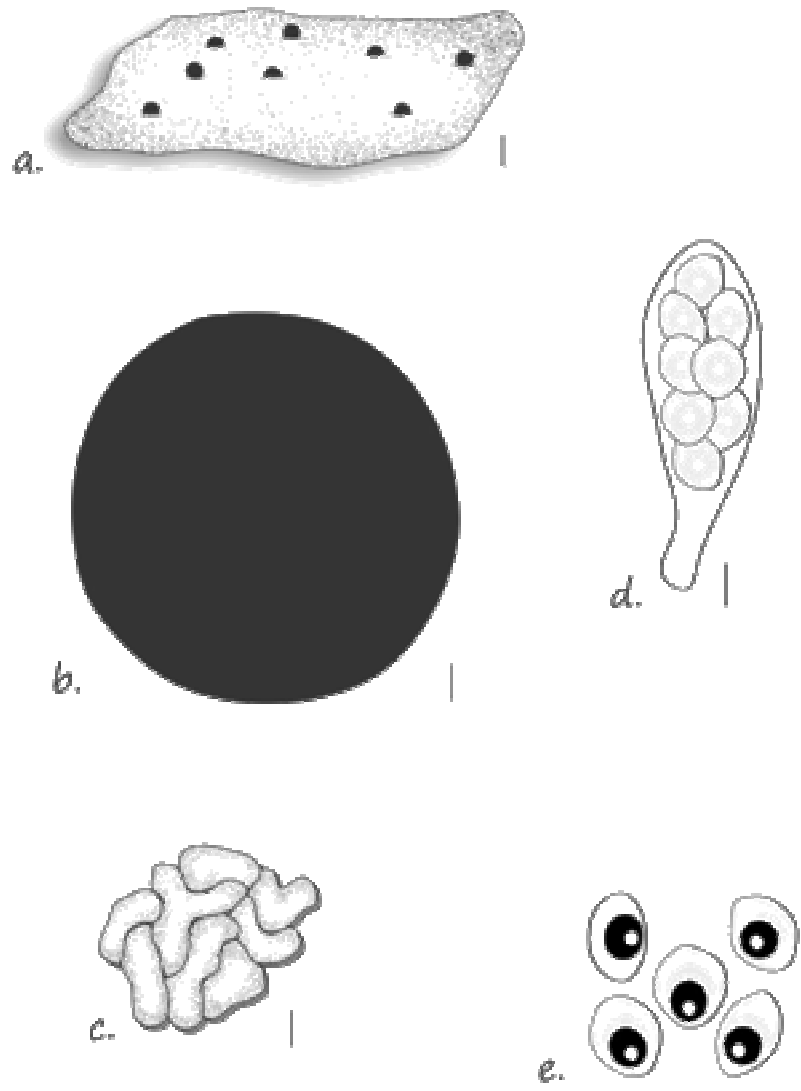
Prancha 109. *Chaetomium spirale*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo lateral. **d.** Perídio. **e.** Pelos terminais. **f.** Ascosporos maduros (Barras: a = 100 μm , b = 75 μm , c, d = 15 μm , e = 20 μm , f = 7,5 μm)



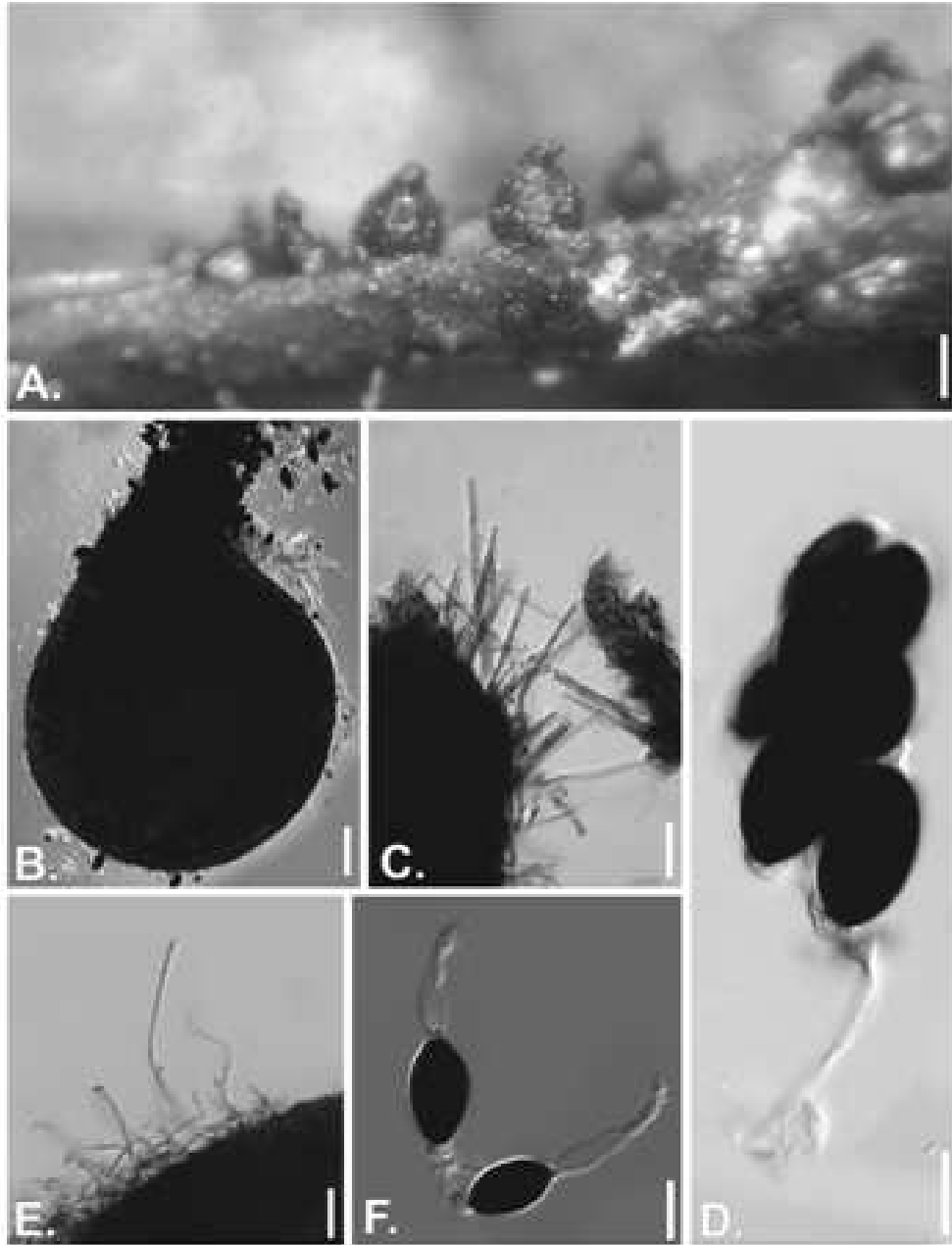
Prancha 110. *Chaetomium spirale*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, apresentando massa de ascosporos entremeada ao tufo de pelos terminais. **c.** Pelo terminal. **d.** Pelo lateral. **e.** Perídio. **f.** Ascosporos (Barras: a = 250 μm , b = 150 μm , c, d, e = 5 μm , f = 2,5 μm)



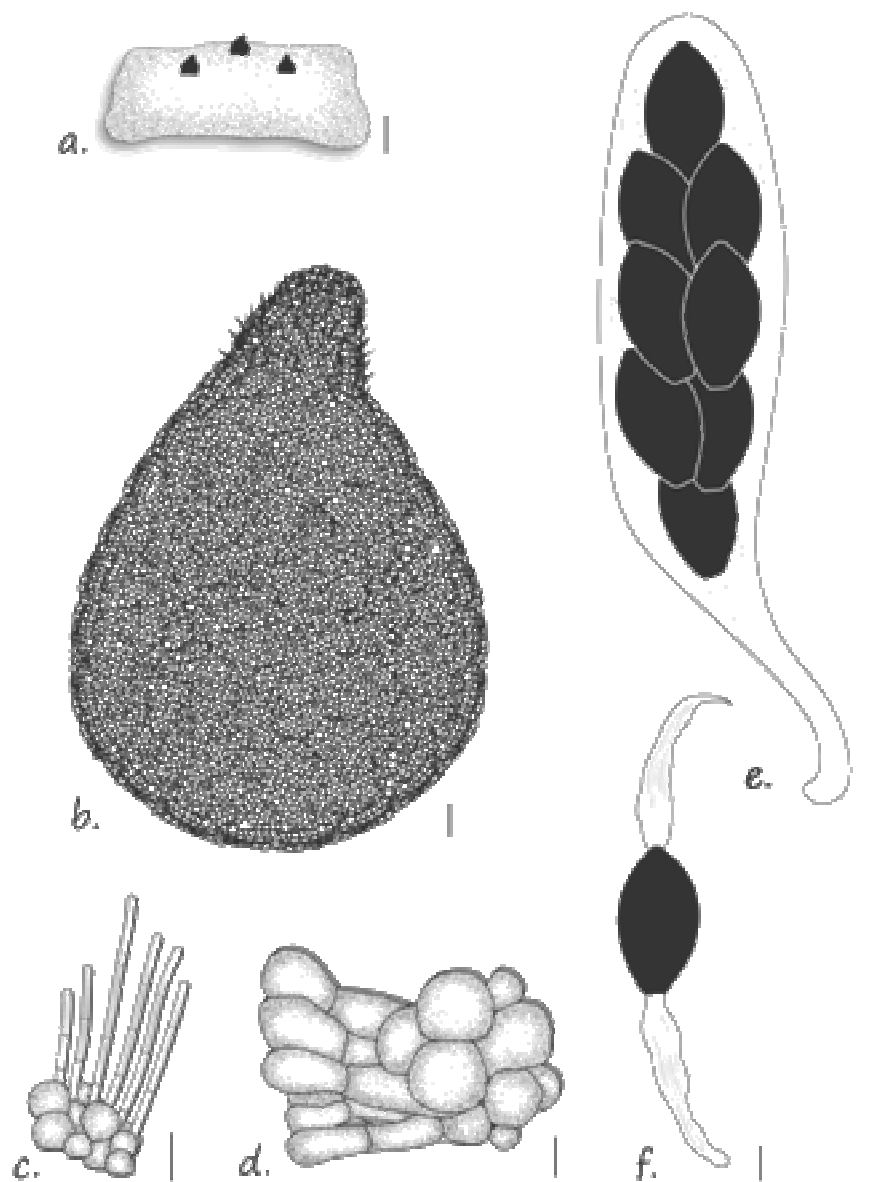
Prancha 111. *Thielavia terrestris*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio maduro em montagem, liberando massa de ascosporos após rompimento. **c.** Ascosporos maduros (Barras: a = 100 μm , b = 25 μm , c = 2,5 μm)



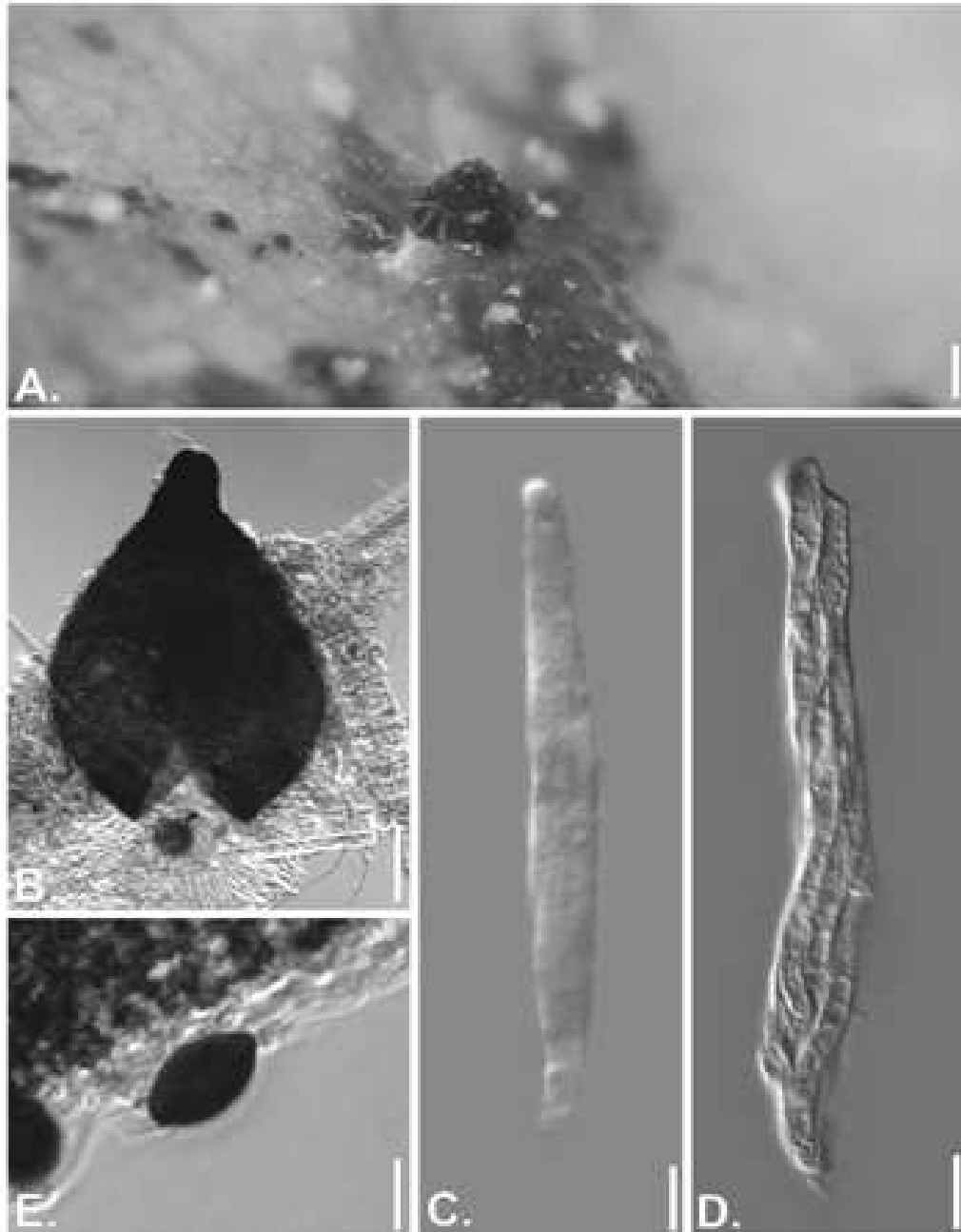
Prancha 112. *Thielavia terrestris*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Perídio. **d.** Asco. **e.** Ascosporos maduros (Barras: a = 400 μm , b = 50 μm , c = 5 μm , d = 2,5 μm , e = 2 μm)



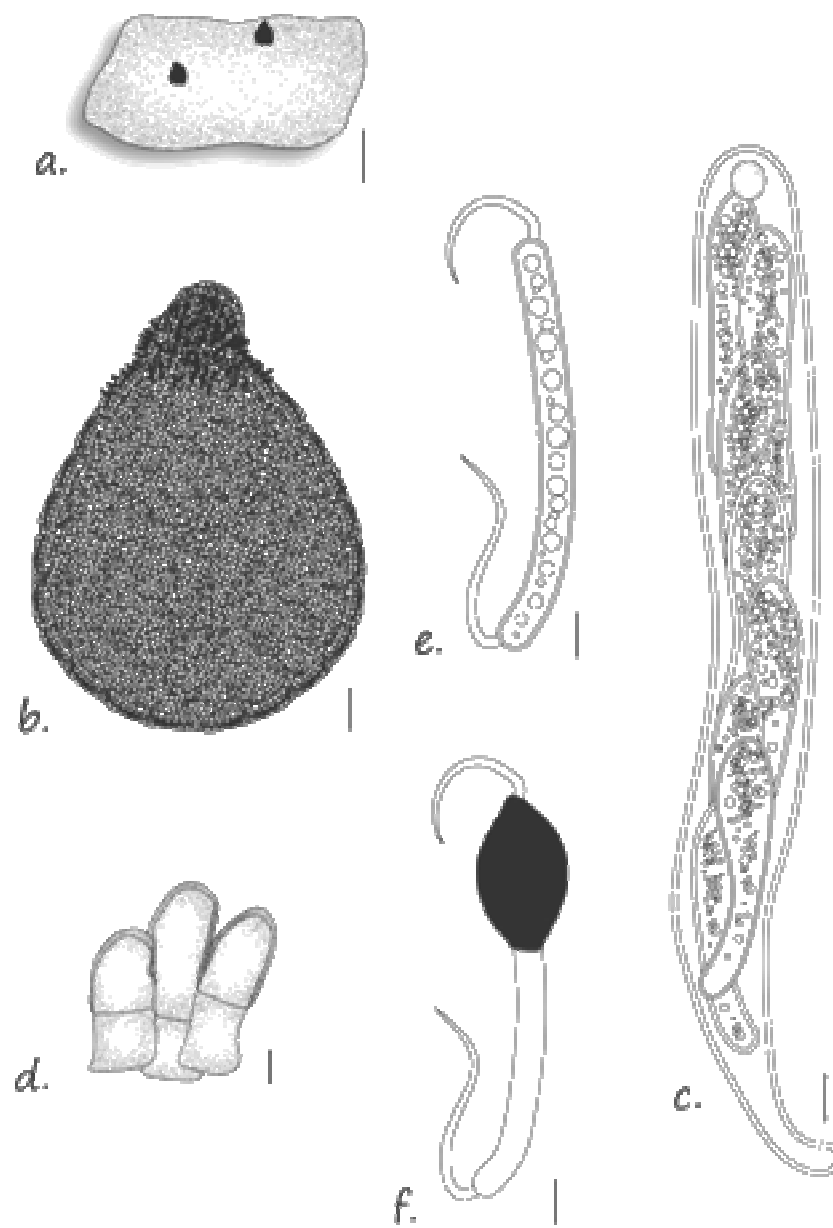
Prancha 113. *Arniun hirtum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais do pescoço (aglutinados, à direita) e do ventre (hifóides, à esquerda). **d.** Asco maduro. **e.** Pelos periteciais hifóides. **f.** Ascosporos maduros (Barras: a = 500 μm , b = 100 μm , c, f = 25 μm , d = 50 μm , e = 10 μm)



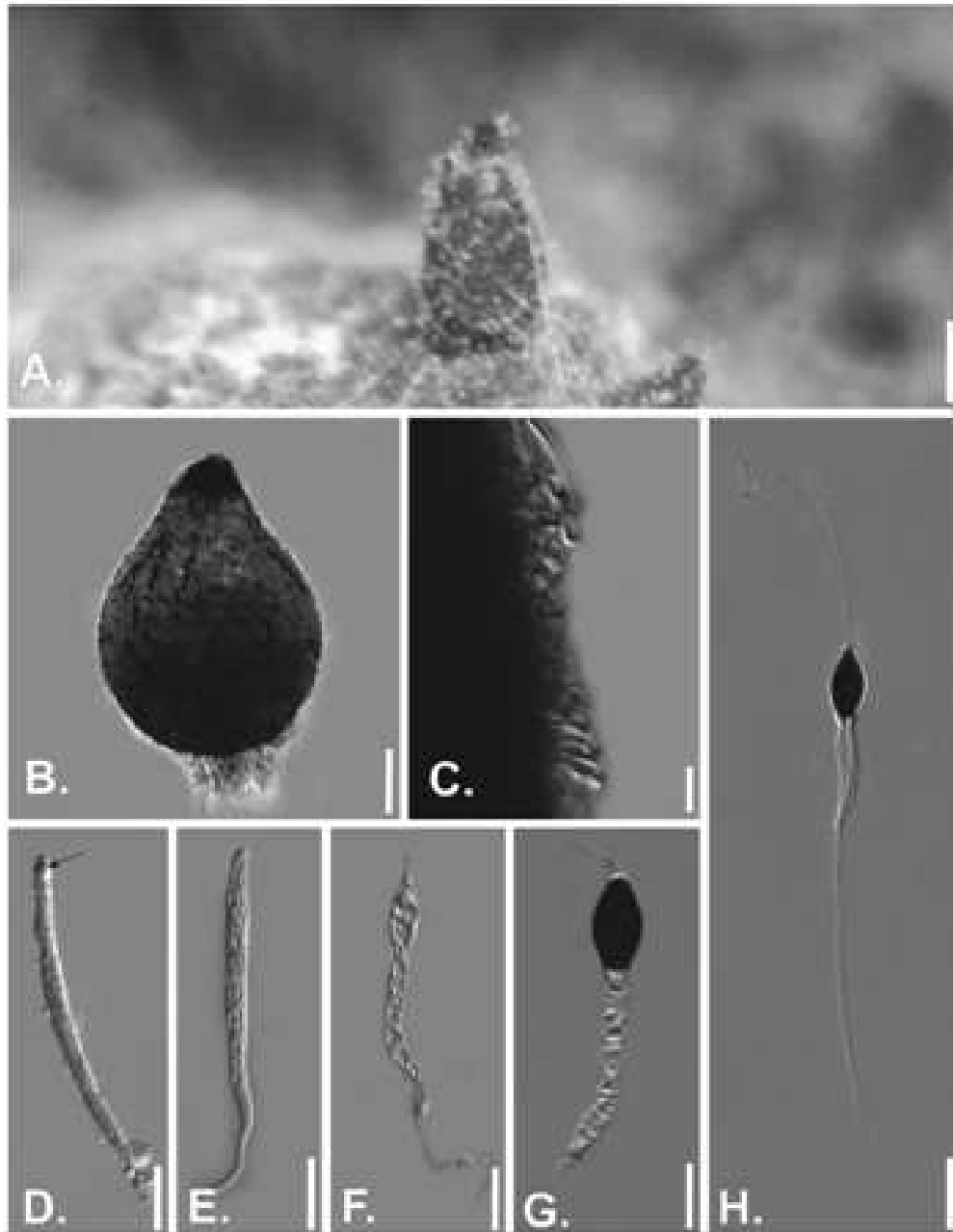
Prancha 114. *Arnium hirtum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais do ventre (hifóides). **d.** Pelos periteciais do pescoço (aglutinados). **e.** Asco. **f.** Ascosporo (Barra = 10 μm) (Barras: a = 2000 μm , b = 50 μm , c = 15 μm , d, f = 10 μm , e = 25 μm)



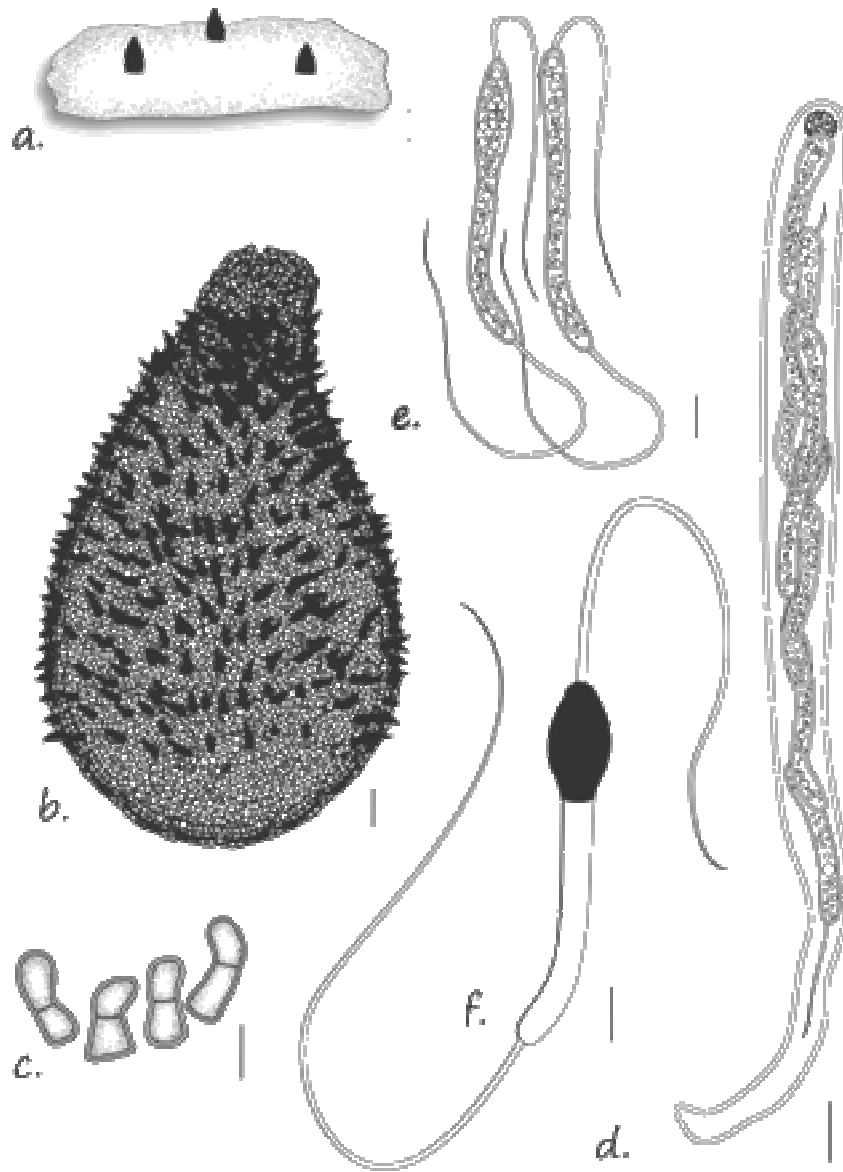
Prancha 115. *Cercophora anisura*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Asco em formação. **d.** Asco contendo ascosporos hialinos. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c, d = 20 μ m, e = 10 μ m)



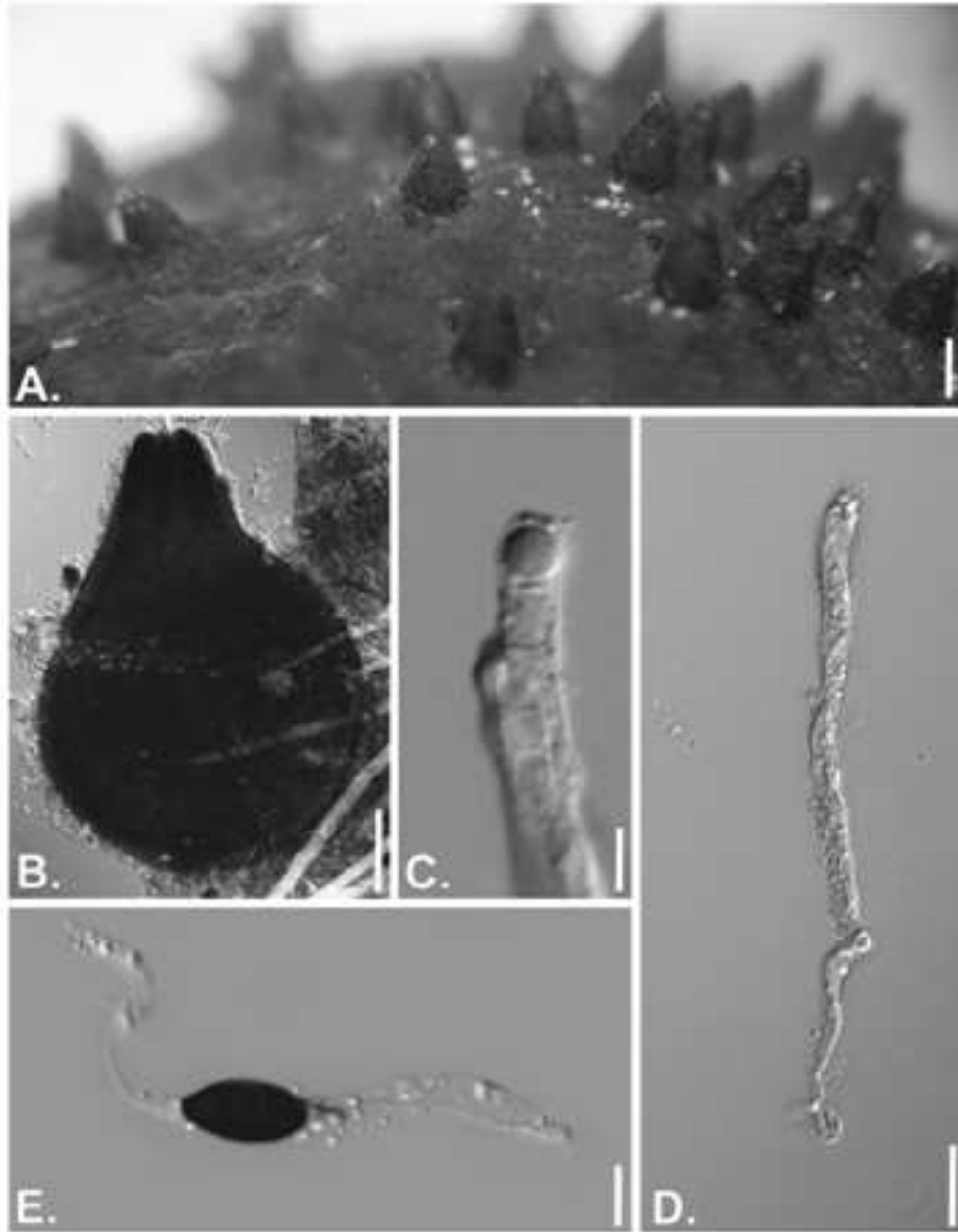
Prancha 116. *Cercophora anisura*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Asco. **d.** Pelos periteciais. **e.** Ascosporo imaturo. **f.** Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μm, b = 50 μm, c = 10 μm, d = 0,5 μm, e, f = 5 μm)



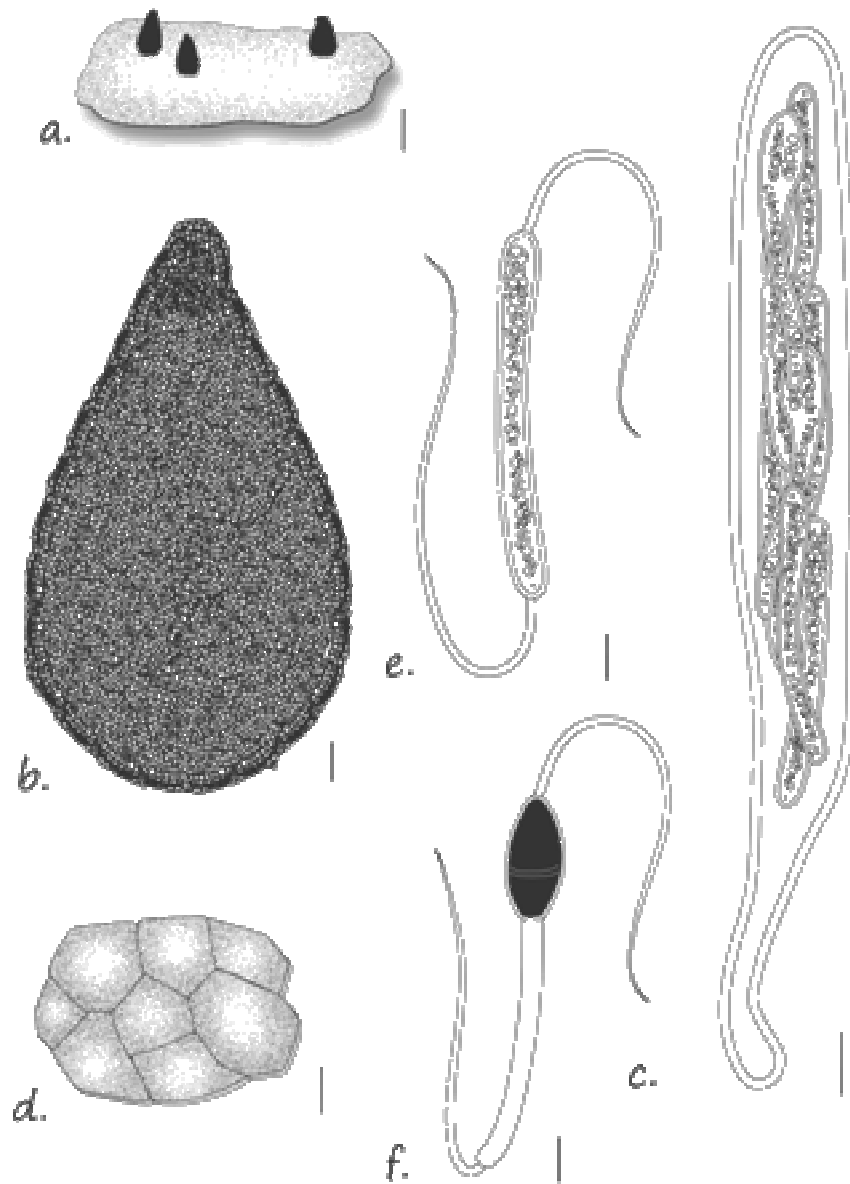
Prancha 117. *Cercophora mirabilis*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais inflados. **d.** Asco em formação, apresentando glóbulo apical evidente (seta). **e.** Asco contendo ascosporos hialinos. **f.** Ascosporo imaturo. **g.** Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 150 μ m, c = 5 μ m, d = 20 μ m, e = 50 μ m, f, g = 15 μ m)



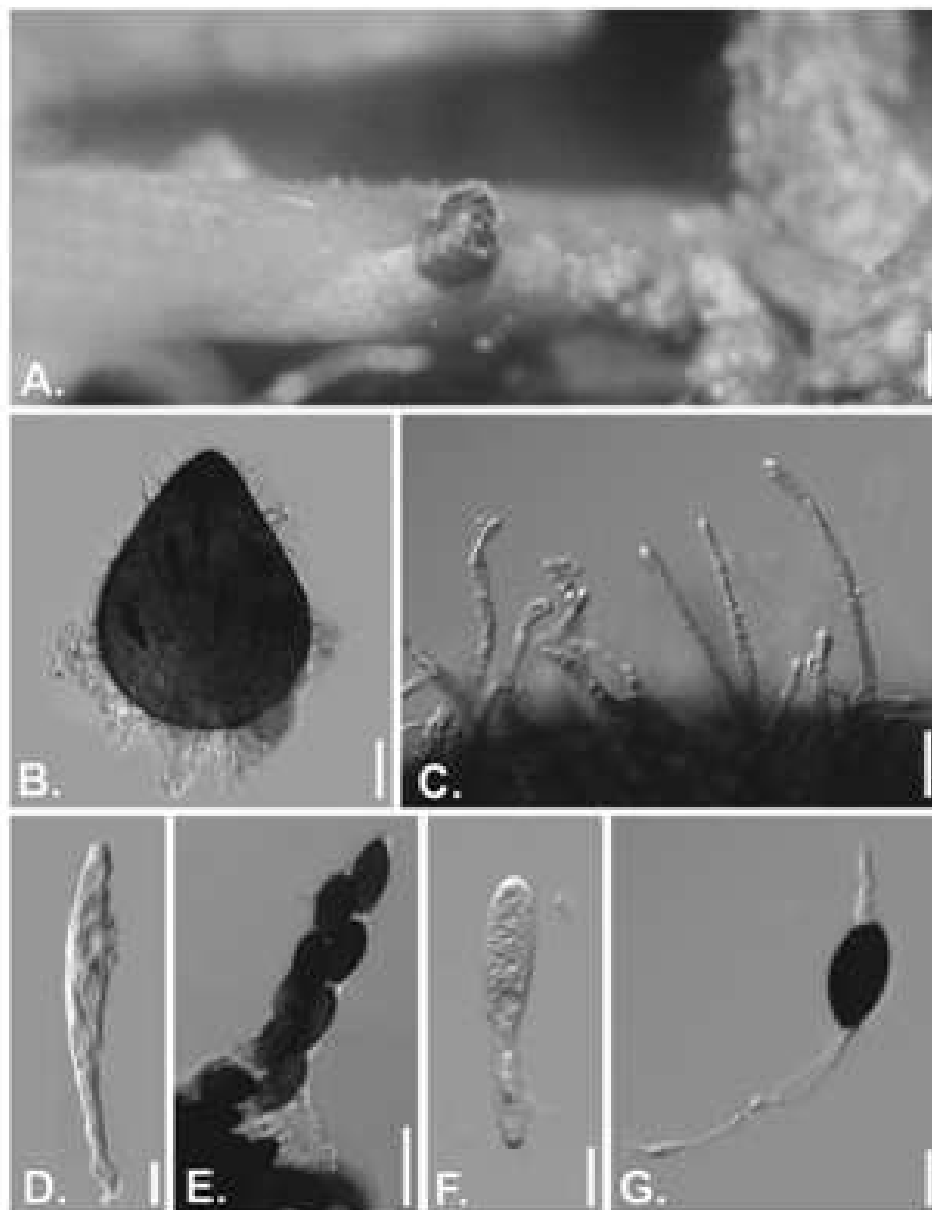
Prancha 118. *Cercophora mirabilis*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais inflados. **d.** Asco. **e.** Ascosporos imaturos. **f.** Ascosporo maduro (Barras: a= 750 μ m, b = 50 μ m, c = 2,5 μ m, d = 15 μ m, e, f = 10 μ m)



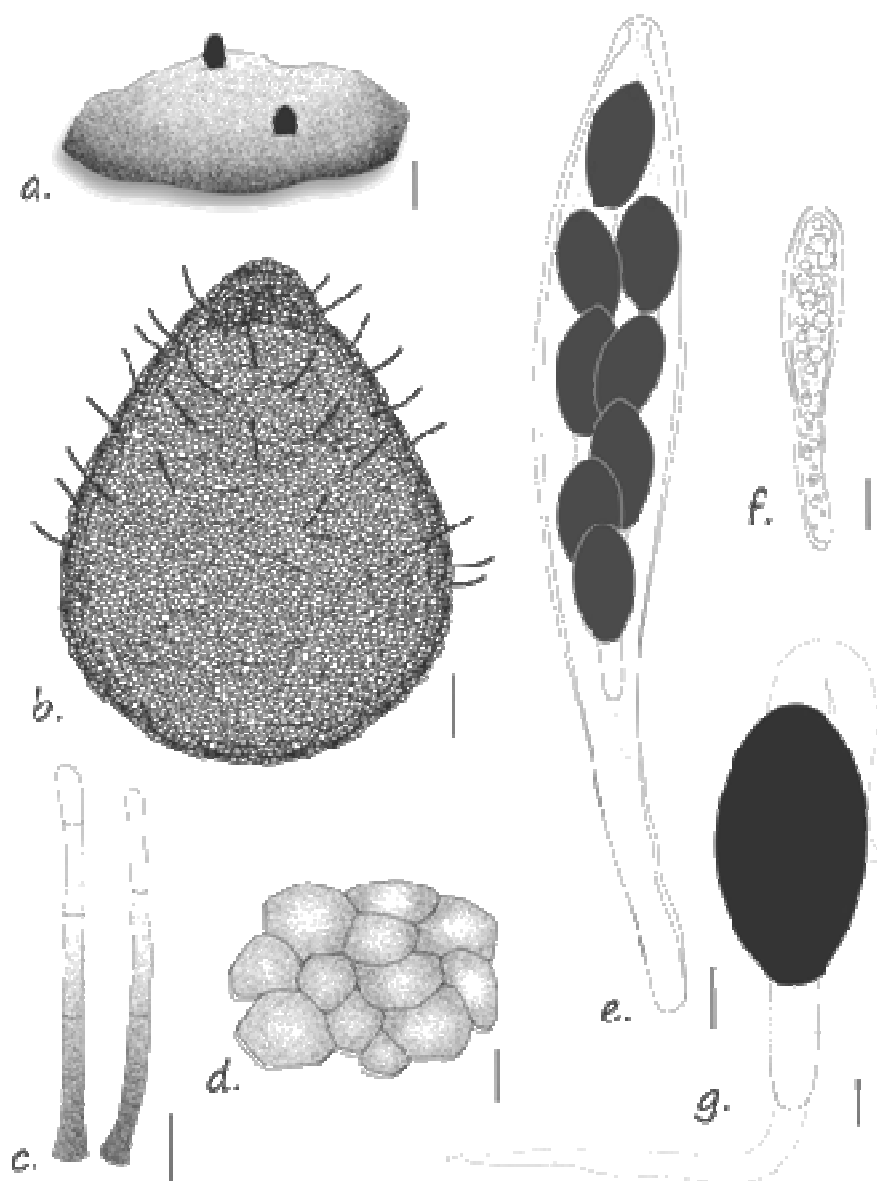
Prancha 119. *Cercophora sordarioides*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Glóbulo apical do asco. **d.** Asco em formação. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 150 μ m, c = 5 μ m, d = 20 μ m, e = 15 μ m)



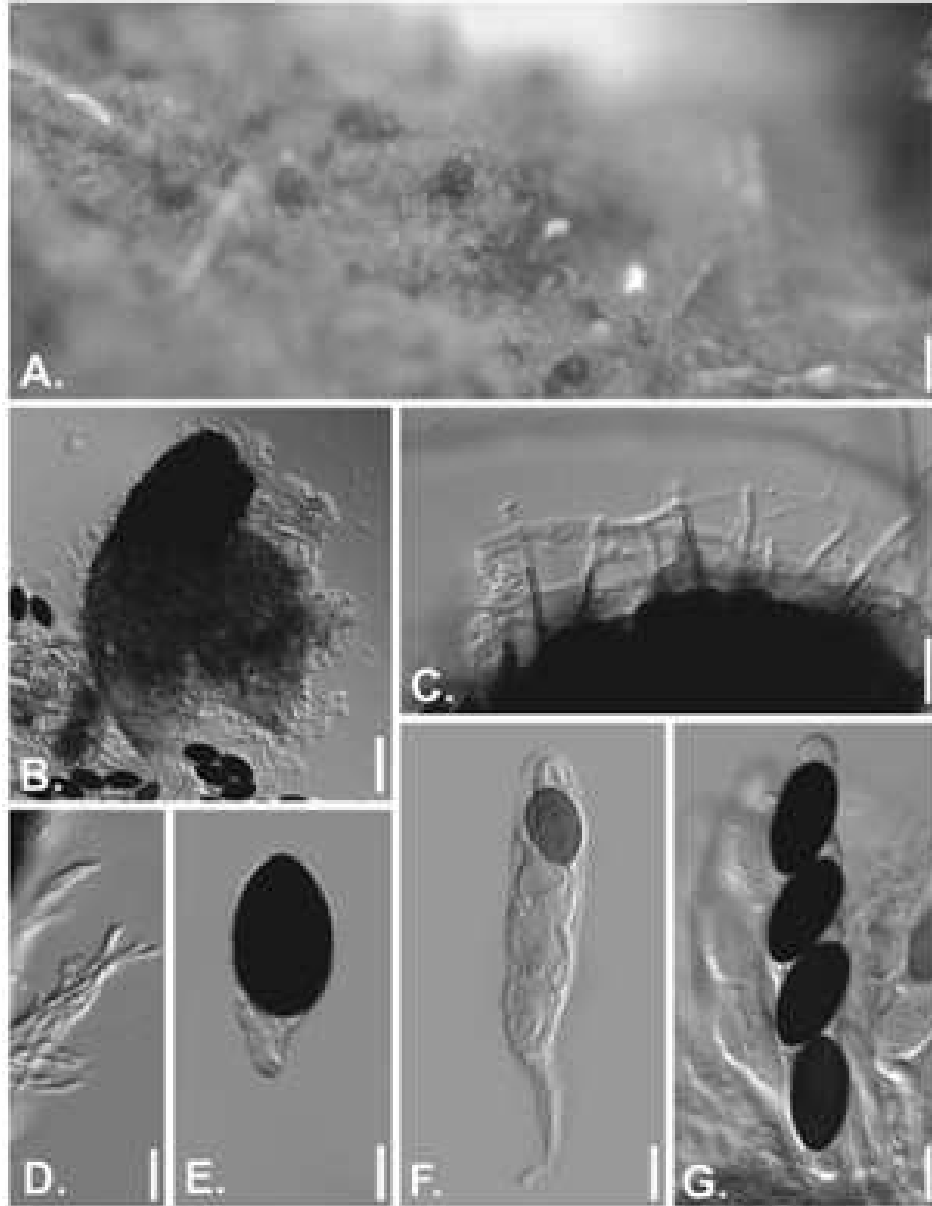
Prancha 120. *Cercophora sordarioides*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Asco. **d.** Perídio. **e.** Ascosporo imaturo. **f.** Ascosporo maduro (Barras: a = 750 μm , b = 50 μm , c = 10 μm , d = 5 μm , e, f = 7,5 μm)



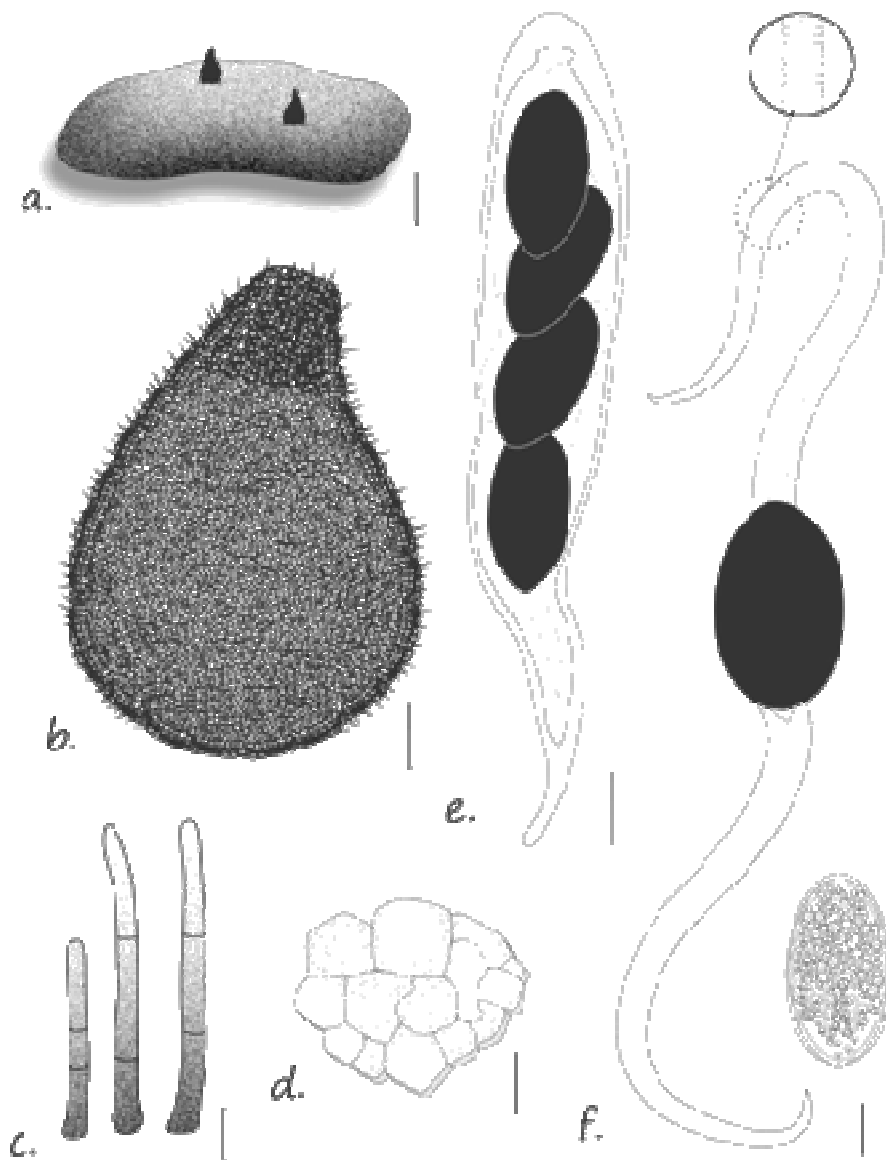
Prancha 121. *Podospora appendiculata*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais. **d.** Asco imaturo. **e.** Asco maduro. **f.** Ascosporo i maturo. **g.** Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μm, b, e = 150 μm, c, g = 15 μm, d = 25 μm)



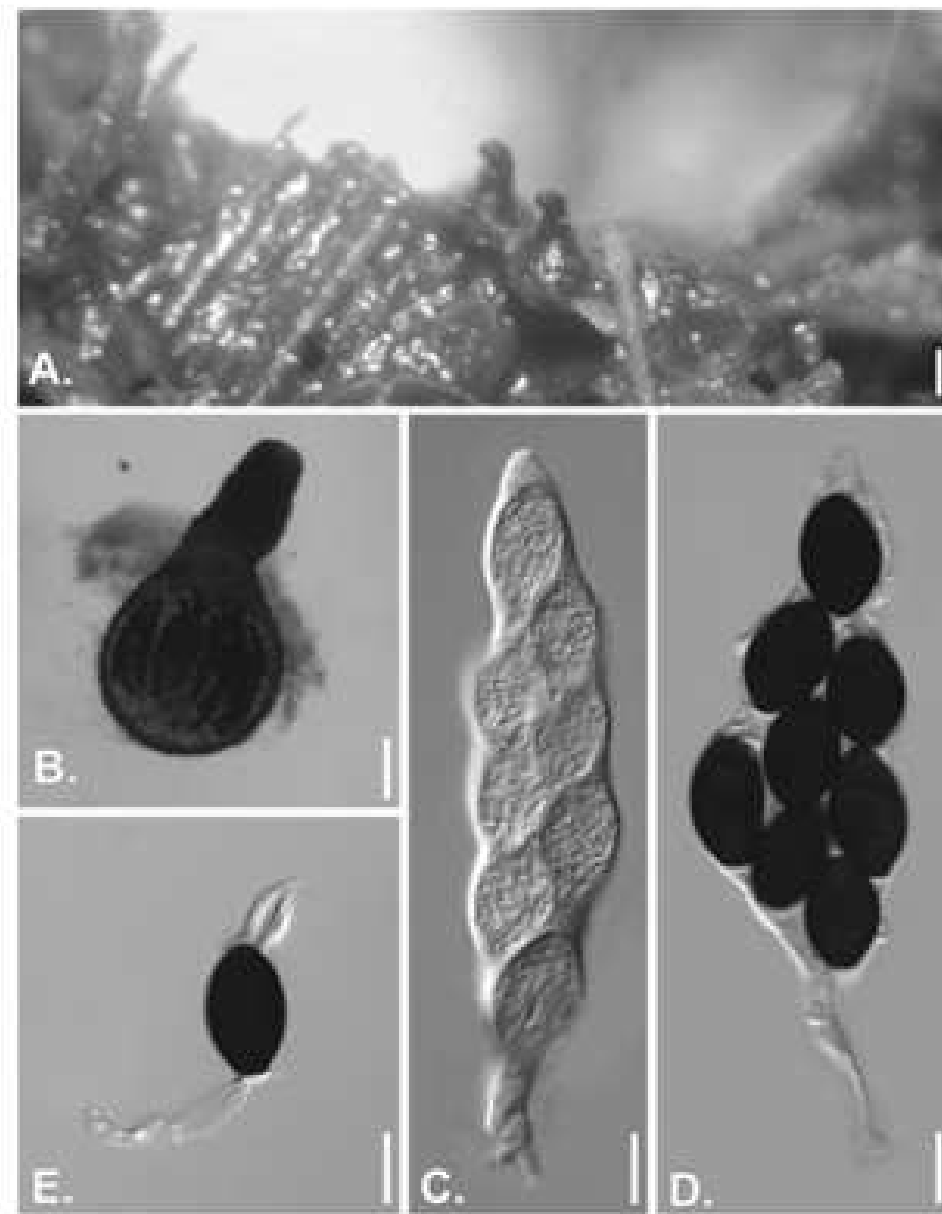
Prancha 122. *Podospora appendiculata*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais. **d.** Perídio. **e.** Asco maduro. **f.** Ascosporo imaturo. **g.** Ascosporo maduro (Barras: a = 1500 μ m, b = 50 μ m, c, d = 10 μ m, e = 15 μ m, f, g = 5 μ m)



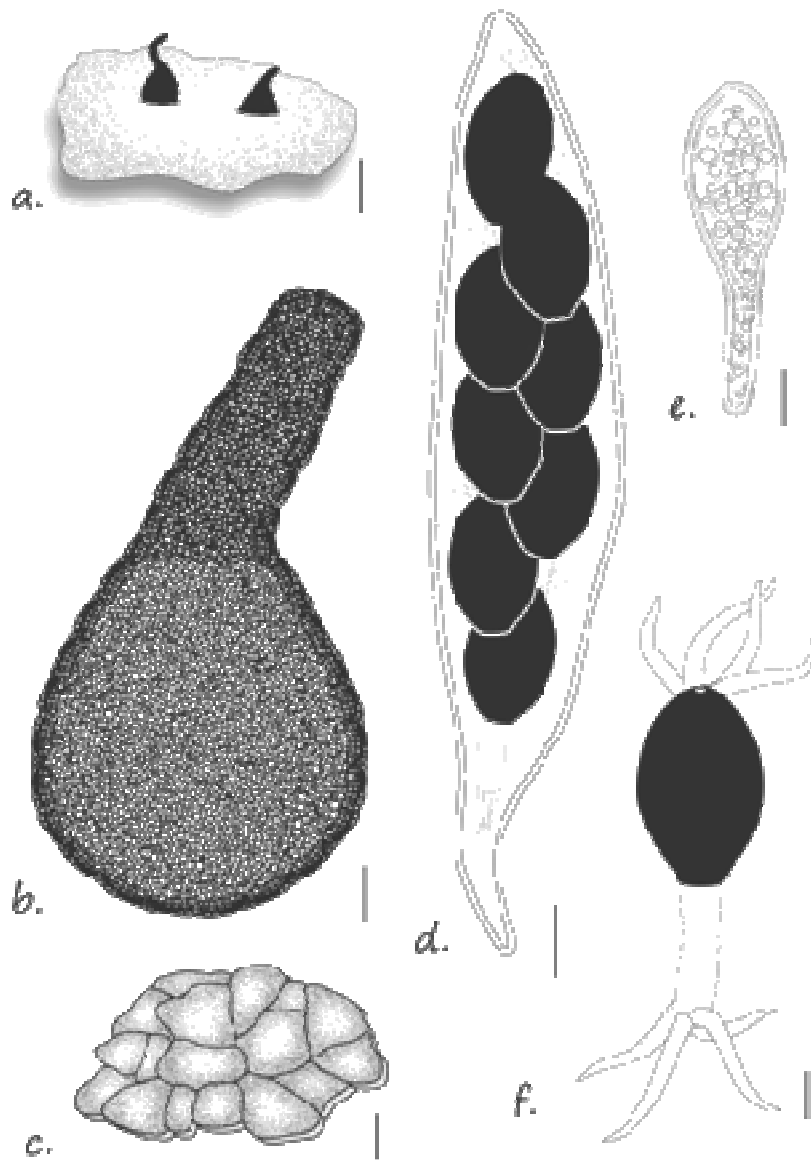
Prancha 123. *Podospora australis*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos peritéciais. **d.** Paráfses. **e.** Ascosporo maduro. **f.** Ascó imaturo. **g.** Asco maduro (Barras: a= 400 μm, b =150 μm, c =25 μm, d= 75 μm, e =20 μm, fg =40 μm)



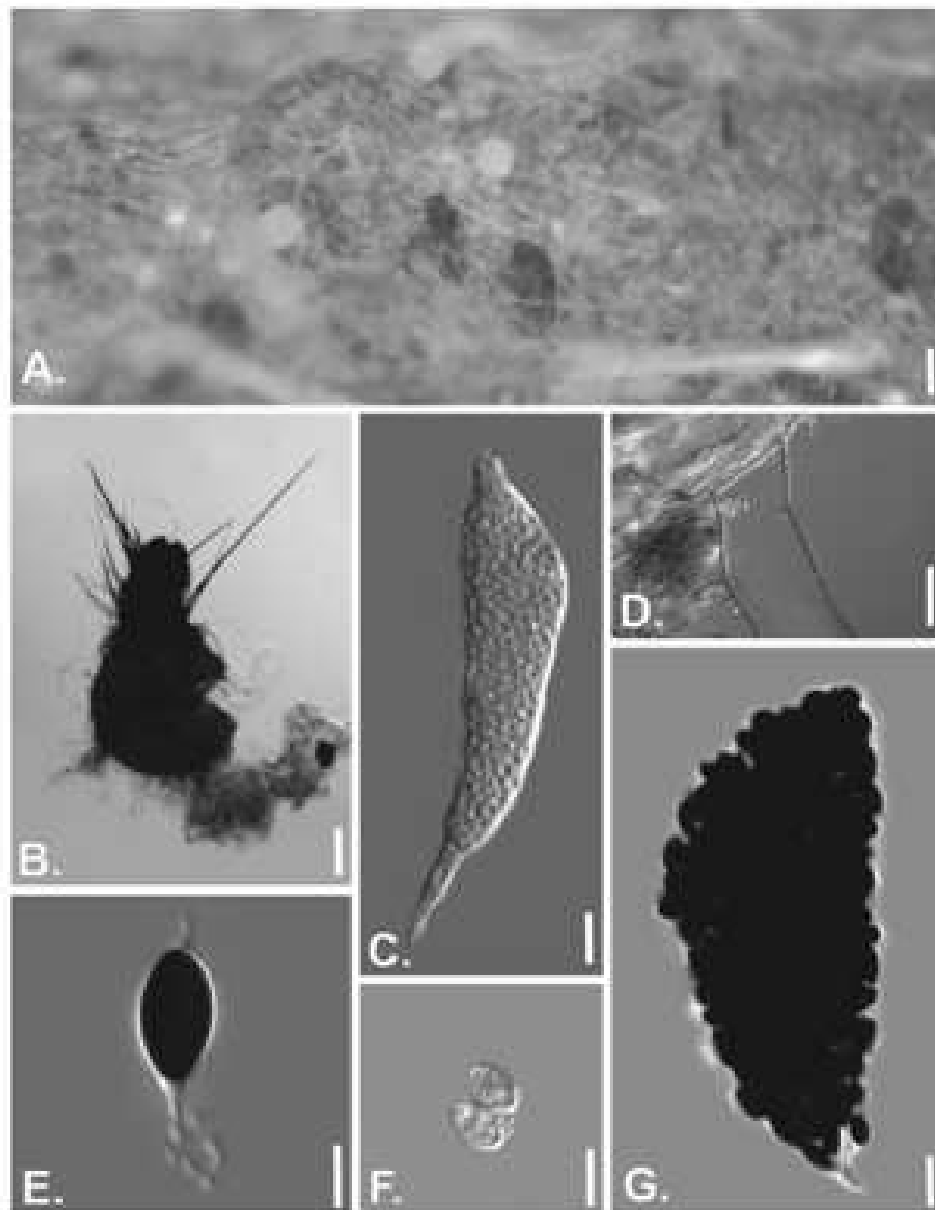
Prancha 124. *Podospora australis*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais. **d.** Perídio. **e.** Asco maduro. **f.** Ascosporo imaturo (direita) e maduro (esquerda) (Barras: a = 1000 μ m, b = 100 μ m, c, d = 10 μ m, e = 25 μ m, f = 15 μ m)



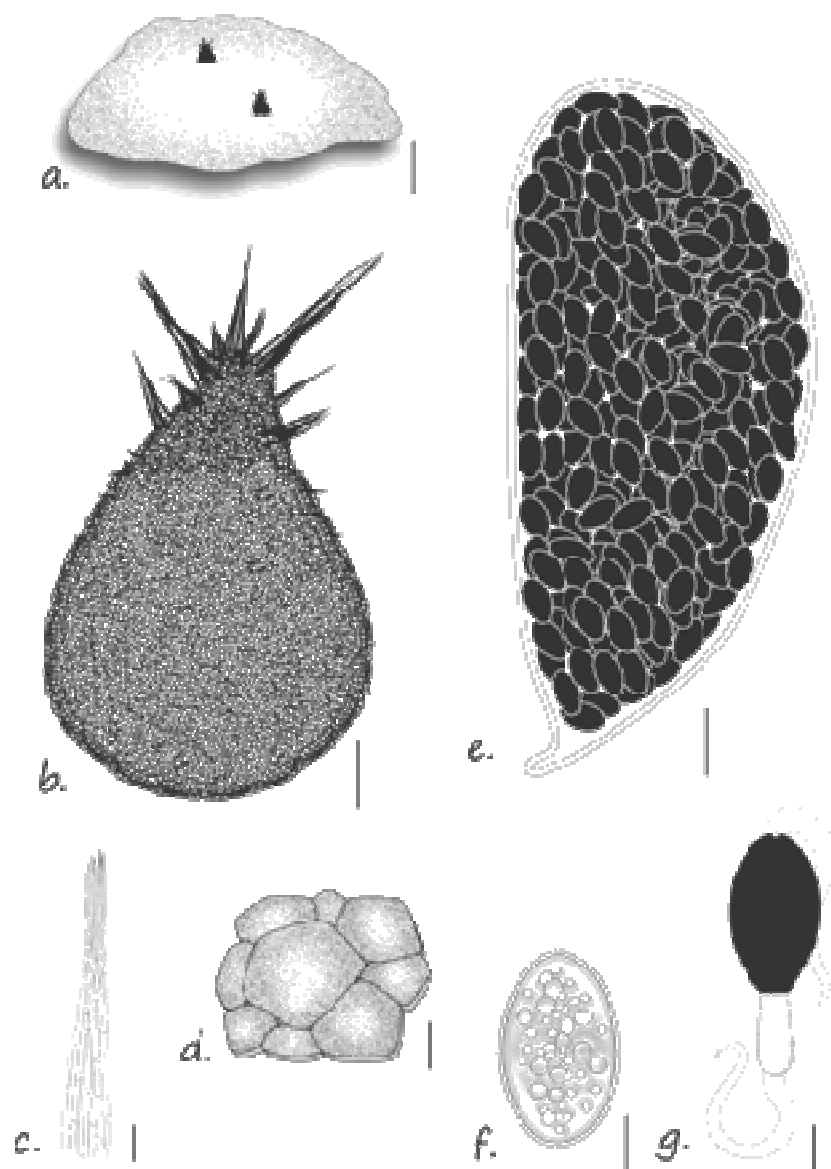
Prancha 125. *Podospora communis*. **a.** Hábito (Barra = 300 μ m). **b.** Peritécio maduro (Barra = 150 μ m). **c.** Asco i maturo (Barra = 25 μ m). **d.** Asco (Barra = 25 μ m). **e.** Ascosporo maduro (Barra = 20 μ m)



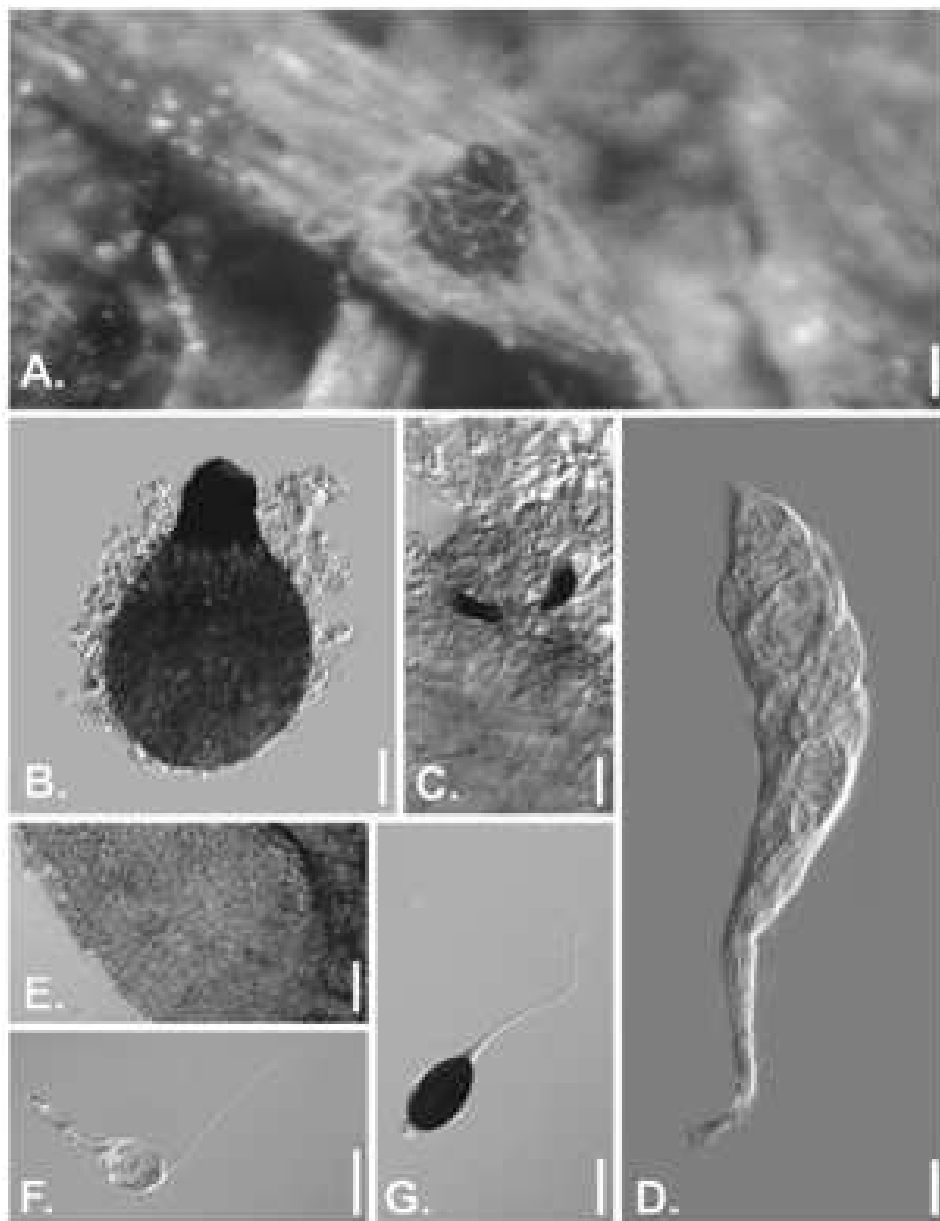
Prancha 126. *Podospora communis*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Perídio. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo imaturo. **f.** Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 75 μ m, c, e, f = 10 μ m, d = 20 μ m)



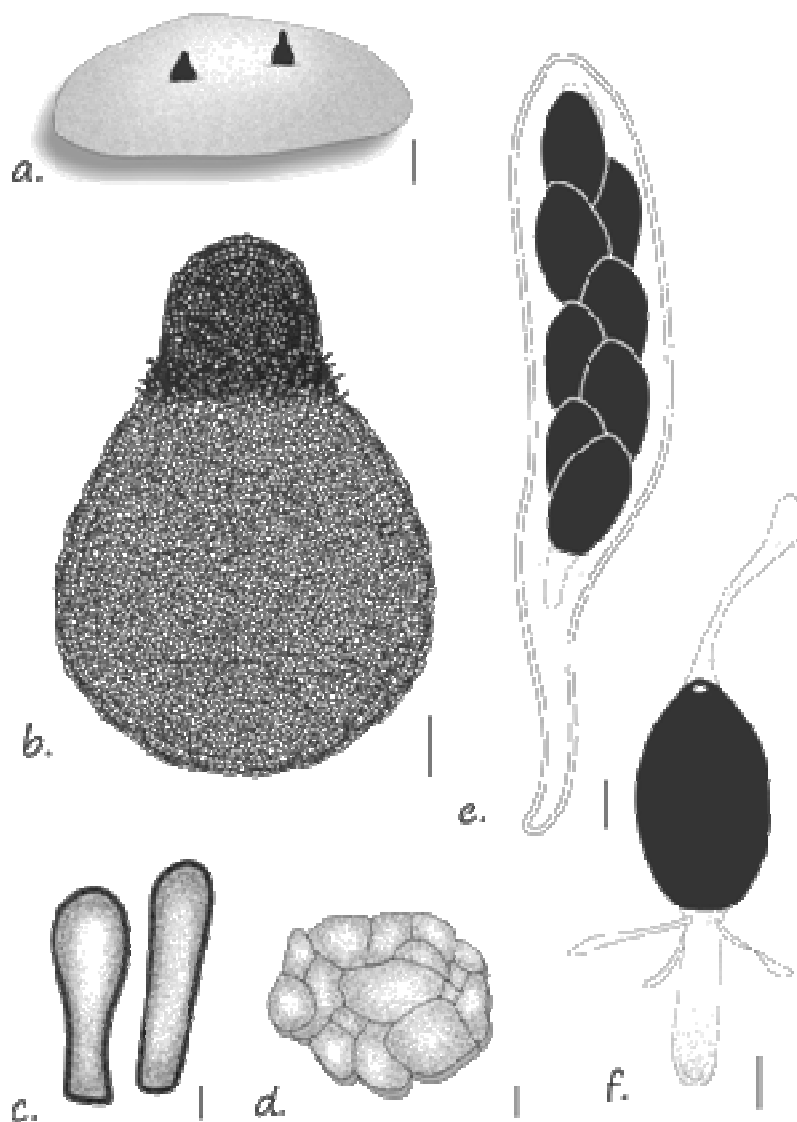
Prancha 127. *Podospora curvicolla*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro, com tufo de pelos periteciais evidentes no pescoço. **c.** Asco imaturo. **d.** Pelos periteciais hifóides. **e.** Ascosporo maduro. **f.** Ascosporo imaturo. **g.** Asco maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c, g = 25 μ m, d = 40 μ m, e = 7,5 μ m, f = 15 μ m)



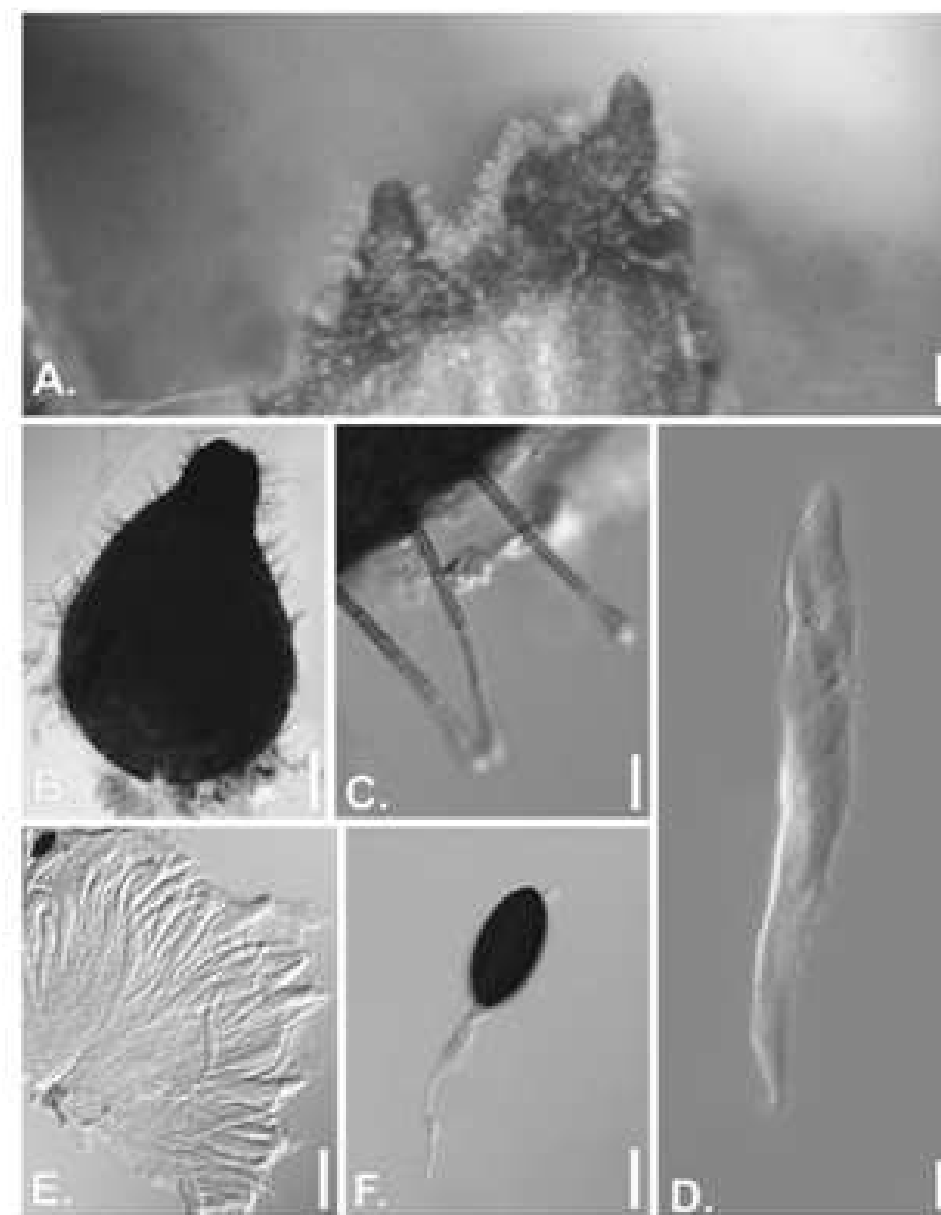
Prancha 128. *Podospora curvicolla*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Tufo de pelos periteciais do pescoço. **d.** Perídio. **e.** Asco. **f.** Ascosporo i maturo. **g.** Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 75 μ m, c, e = 25 μ m, d = 10 μ m, f, g = 5 μ m)



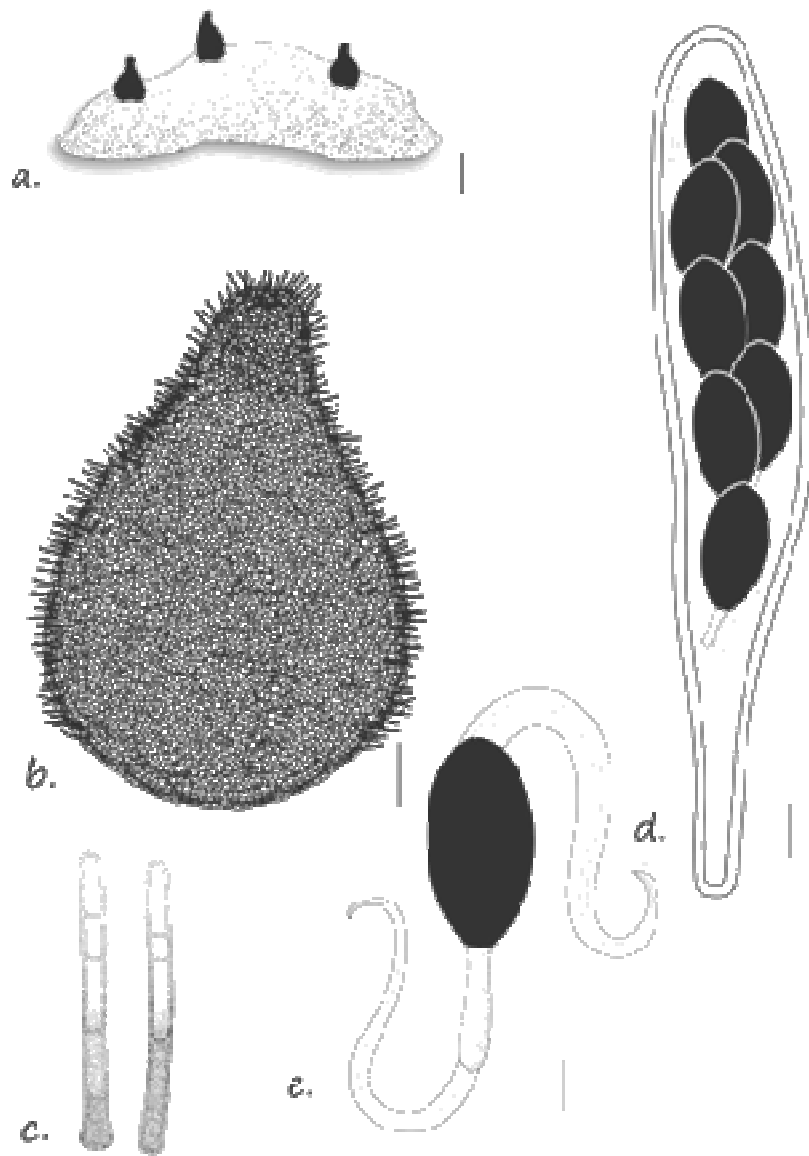
Prancha 129. *Podospora decipiens*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Tubérculos. **d.** Asco imaturo. **e.** Perídio. **f.** Ascosporo imaturo. **g.** Ascosporo maduro (Barras: a = 300 μ m, b = 150 μ m, c = 10 μ m, d, g = 25 μ m, e, f = 30 μ m)



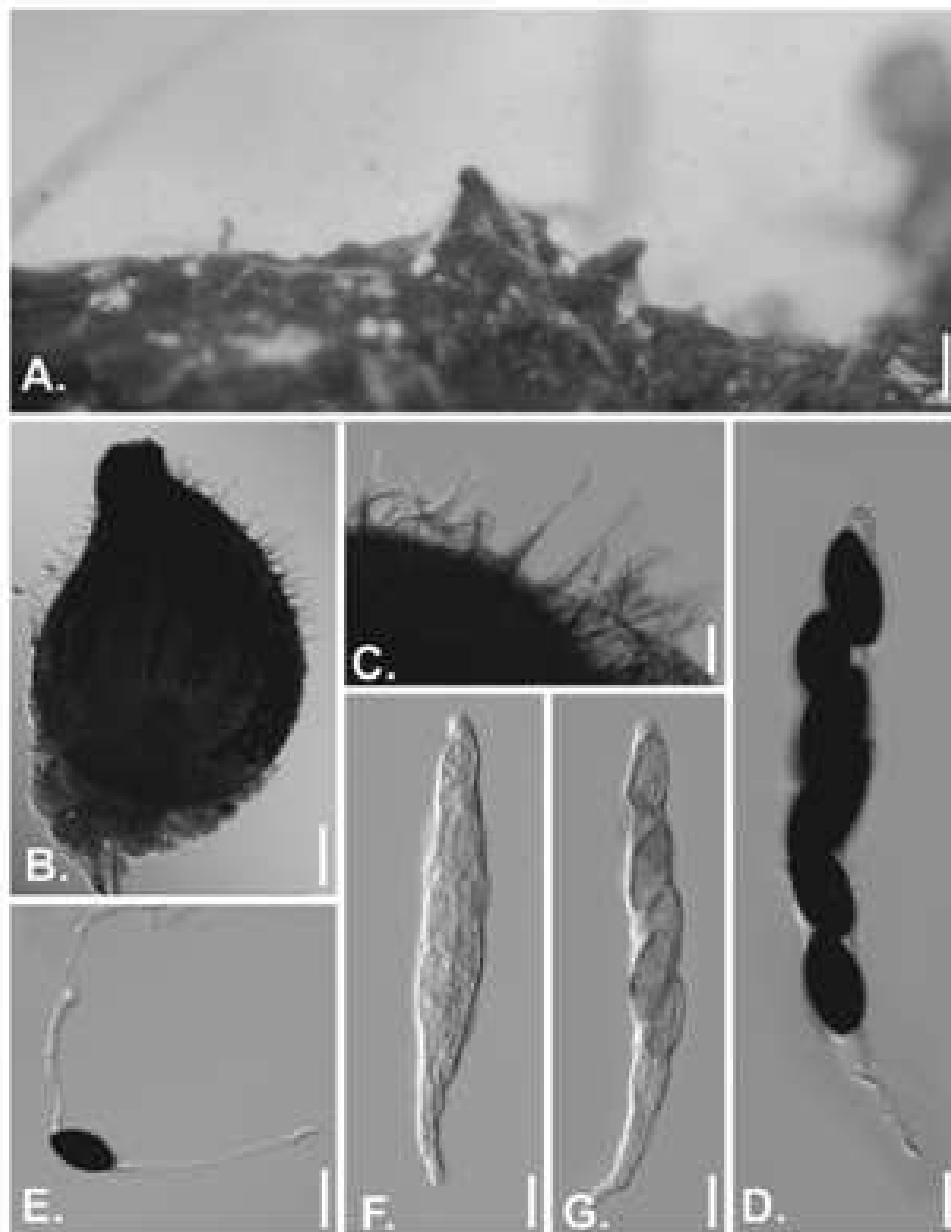
Prancha 130. *Podospora decipiens*. a. Hábito. b. Peritécio. c. Tubérculos. d. Peídio. e. Asco. f. Ascosporo maduro
(Barras: a = 1000 μ m, b = 100 μ m, c = 2,5 μ m, d = 5 μ m, e = 20 μ m, f = 10 μ m)



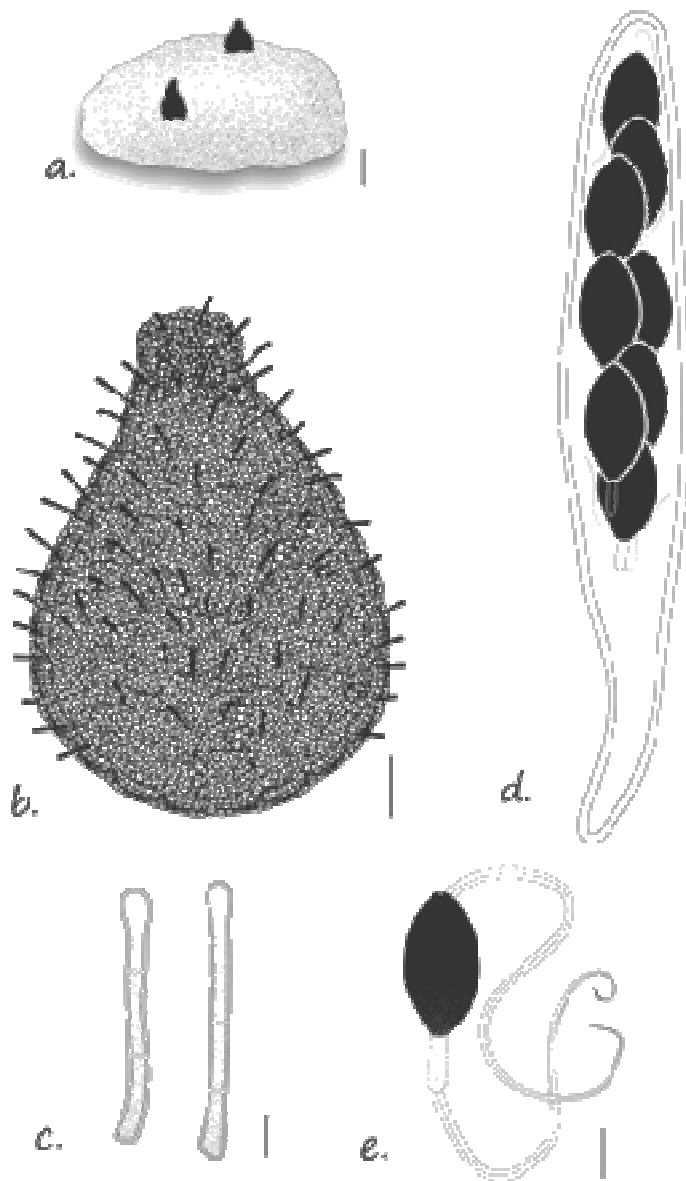
Prancha 131. *Podospora fimiseda*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais rígidos. **d.** Asco imaturo. **e.** Himênio. **f.** Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 150 μ m, c = 20 μ m, d = 30 μ m, e = 75 μ m, f = 25 μ m)



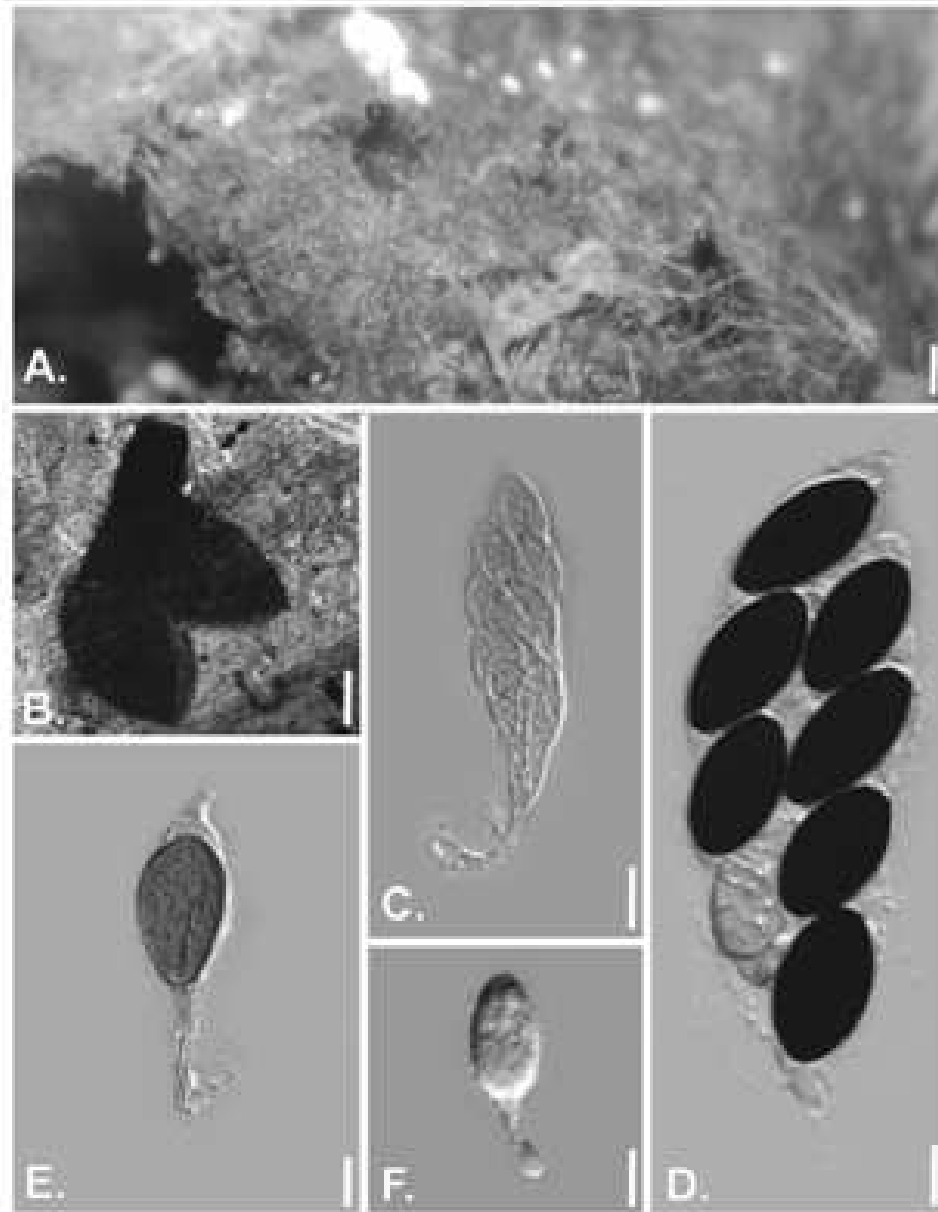
Prancha 132. *Podospora fimiseda*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais rígidos. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a =750 μ m, b = 100 μ m, c = 5 μ m, d =25 μ m, e = 15 μ m)



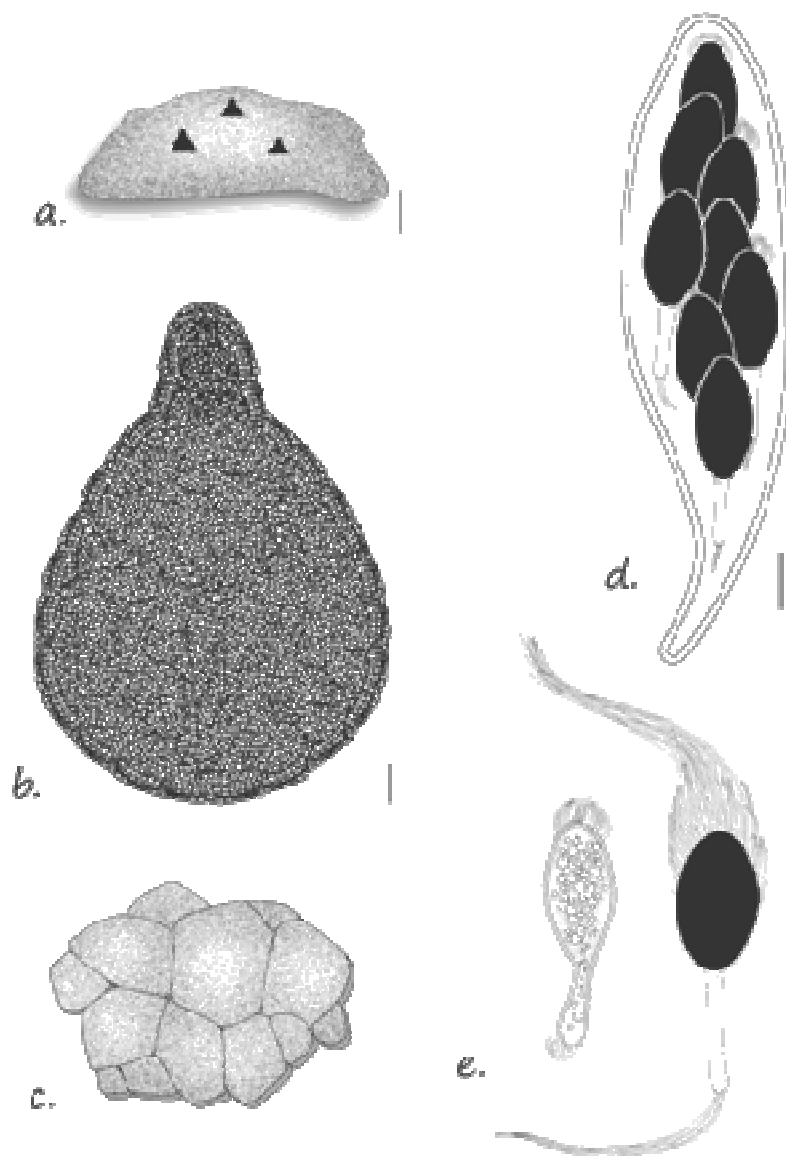
Prancha 133. *Podospora inflatula*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos penteciais inflados. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo maduro. **f-g.** Ascosporos imaturos (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c, e = 25 μ m, d = 15 μ m, fg = 20 μ m)



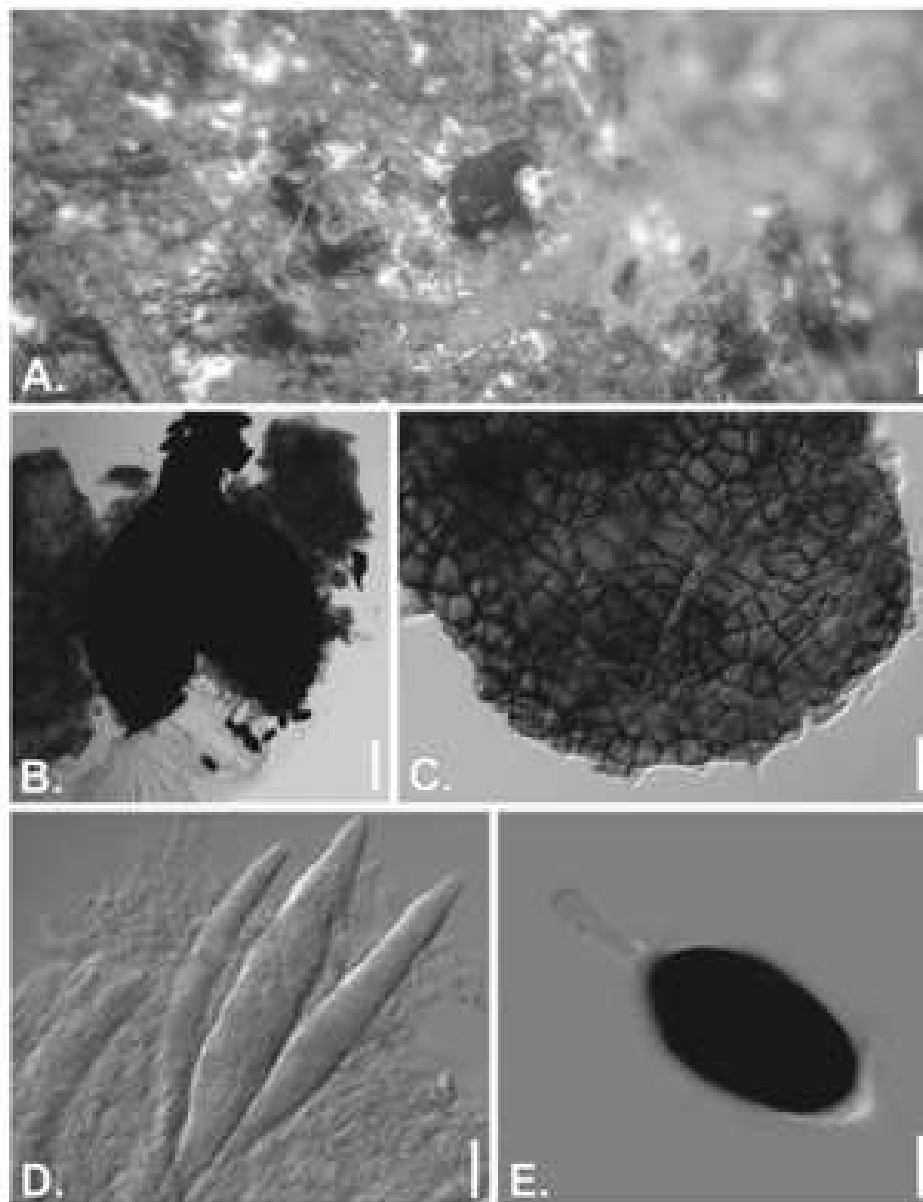
Prancha 134. *Podospora inflatula*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Pelos periteciais inflados. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 75 μ m, c, d, e = 10 μ m)



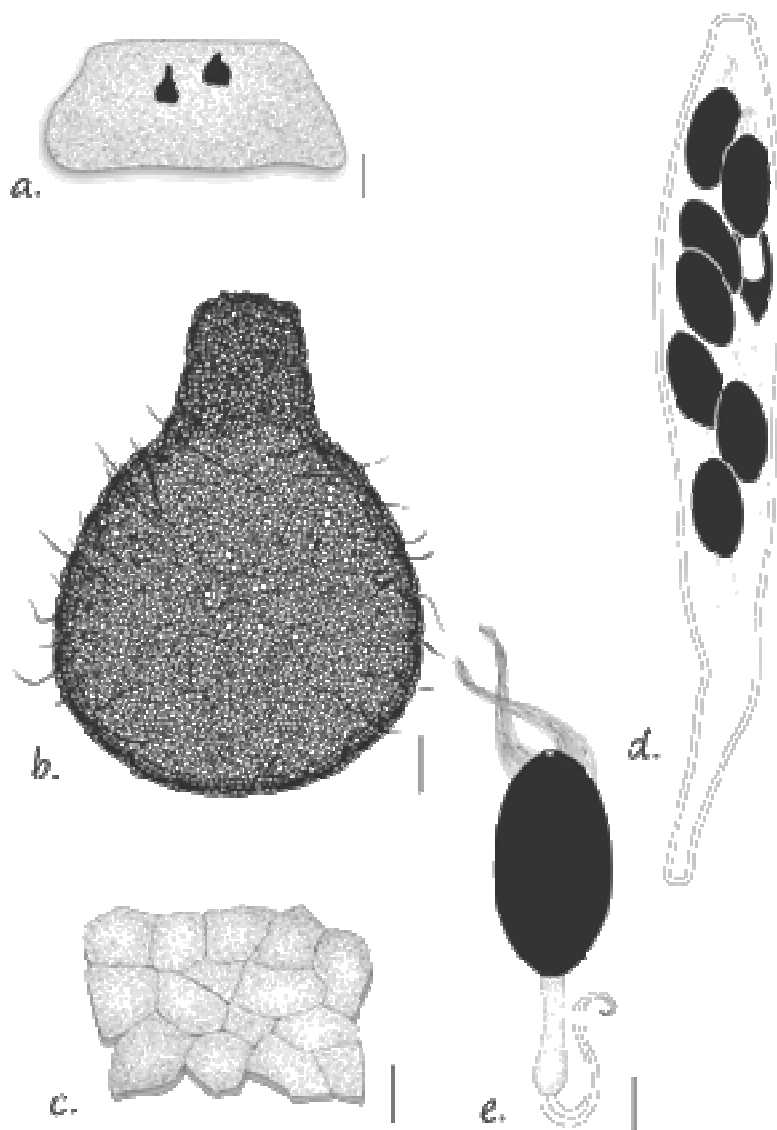
Prancha 135. *Podospora longicaudata*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Asco imaturo. **d.** Asco. **e-f.** Ascósporos em maturação
(Barras: a =250 μ m, b =125 μ m, c = 40 μ m, d =25 μ m, e = 15 μ m, f =20 μ m)



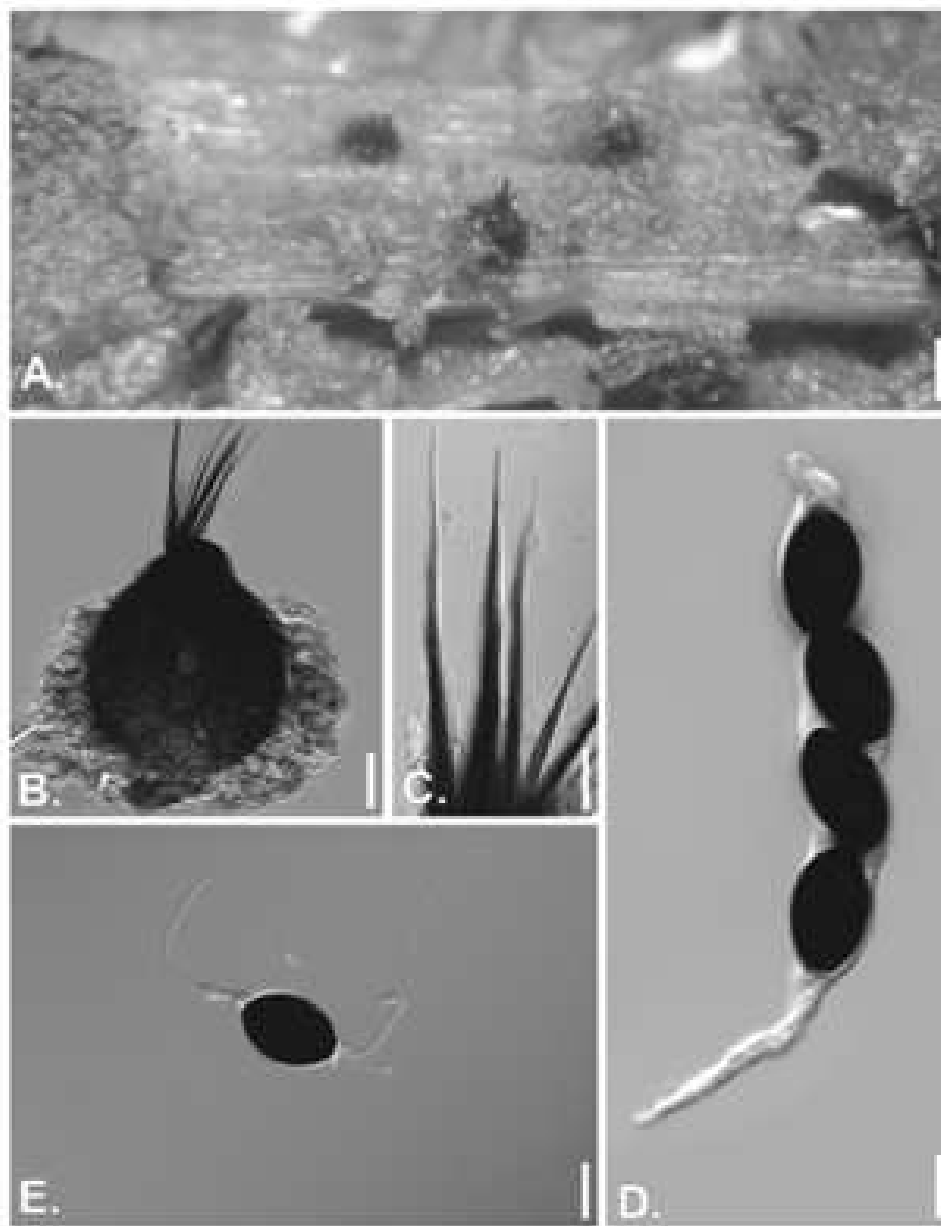
Prancha 136. *Podospora longicaudata*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Perídio. **d.** Asco. **e.** Ascosporos imaturo e maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c = 5 μ m, d = 25 μ m, e = 20 μ m)



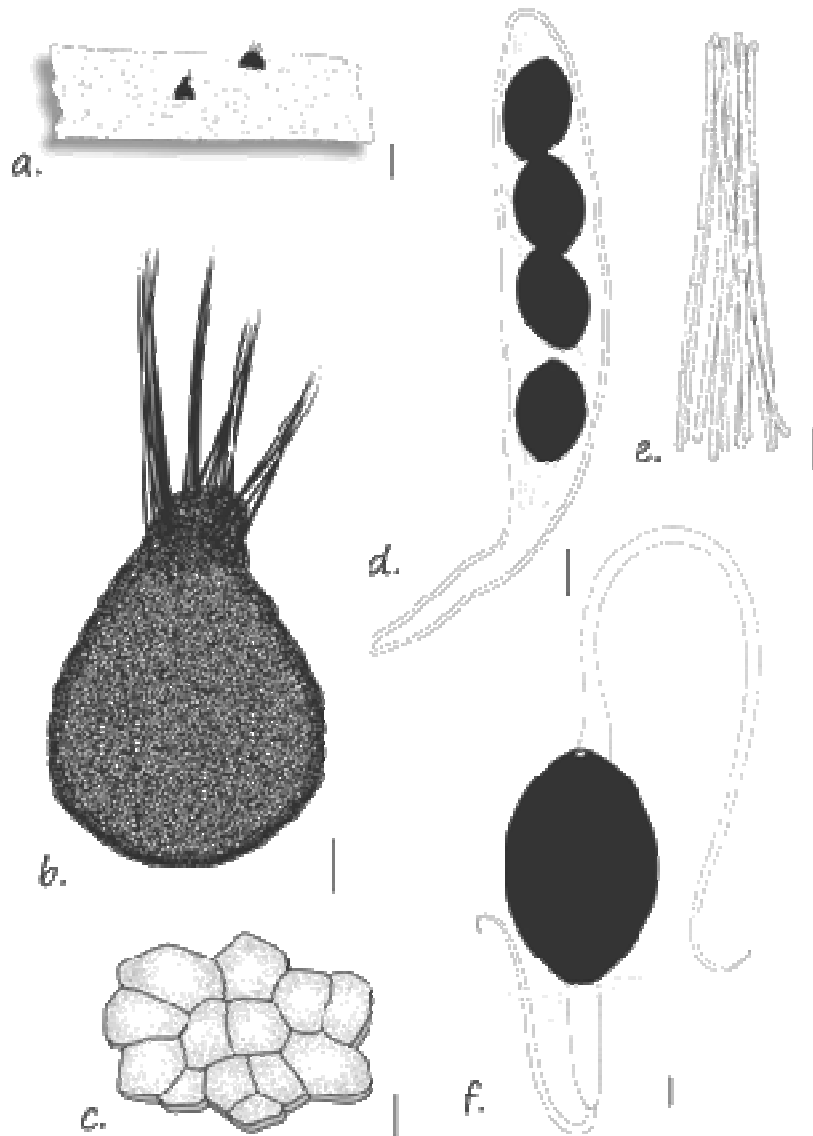
Prancha 137. *Podospora ostlingospora*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Perídio. **d.** Ascis imaturos. **e.** Ascospore maduro (Barras: a = 350 μ m, b = 150 μ m, c = 20 μ m, d = 40 μ m, e = 15 μ m)



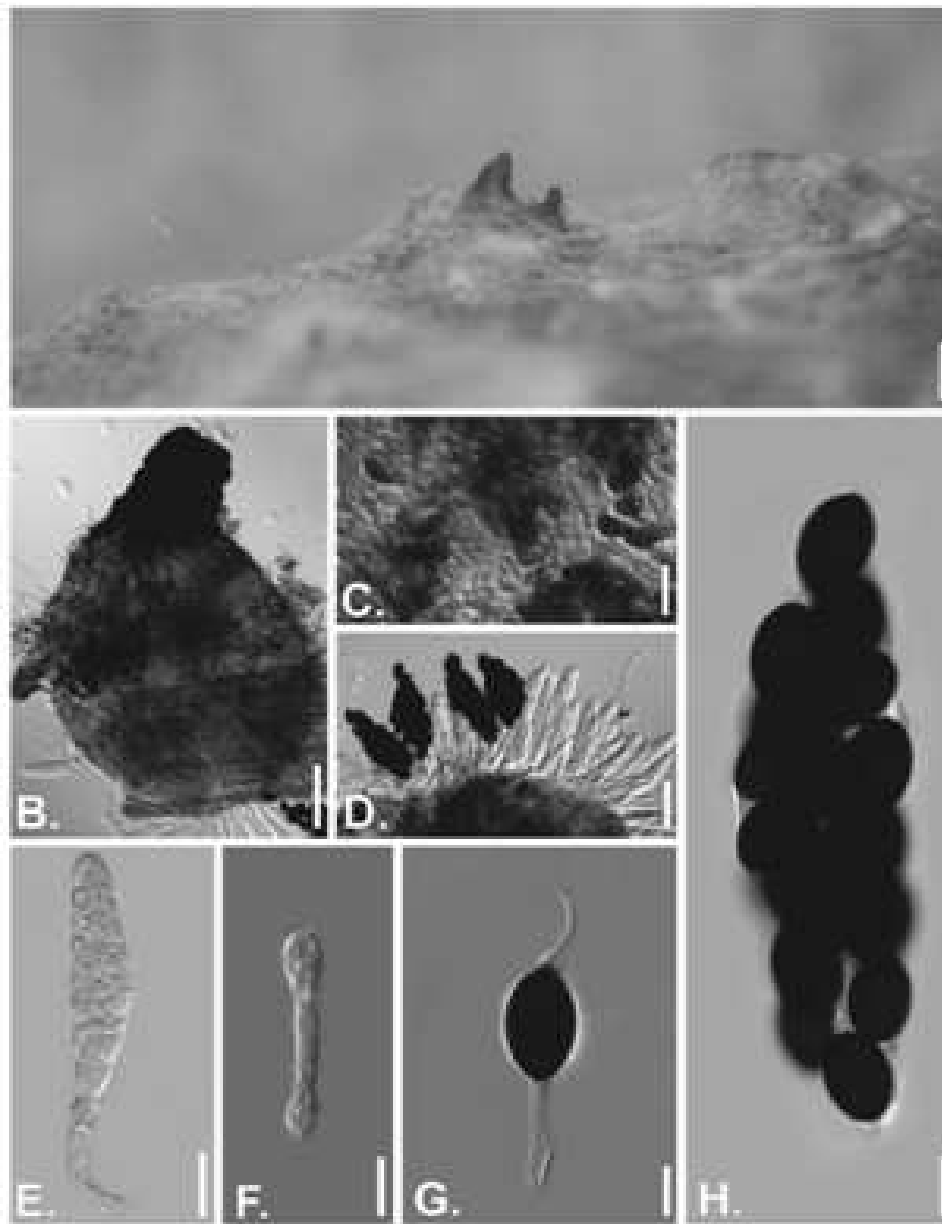
Prancha 138. *Podospora ostlingospora*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Perídio. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo maduro
(Barras: a = 1000 μ m, b = 100 μ m, c, e = 15 μ m, d = 20 μ m)



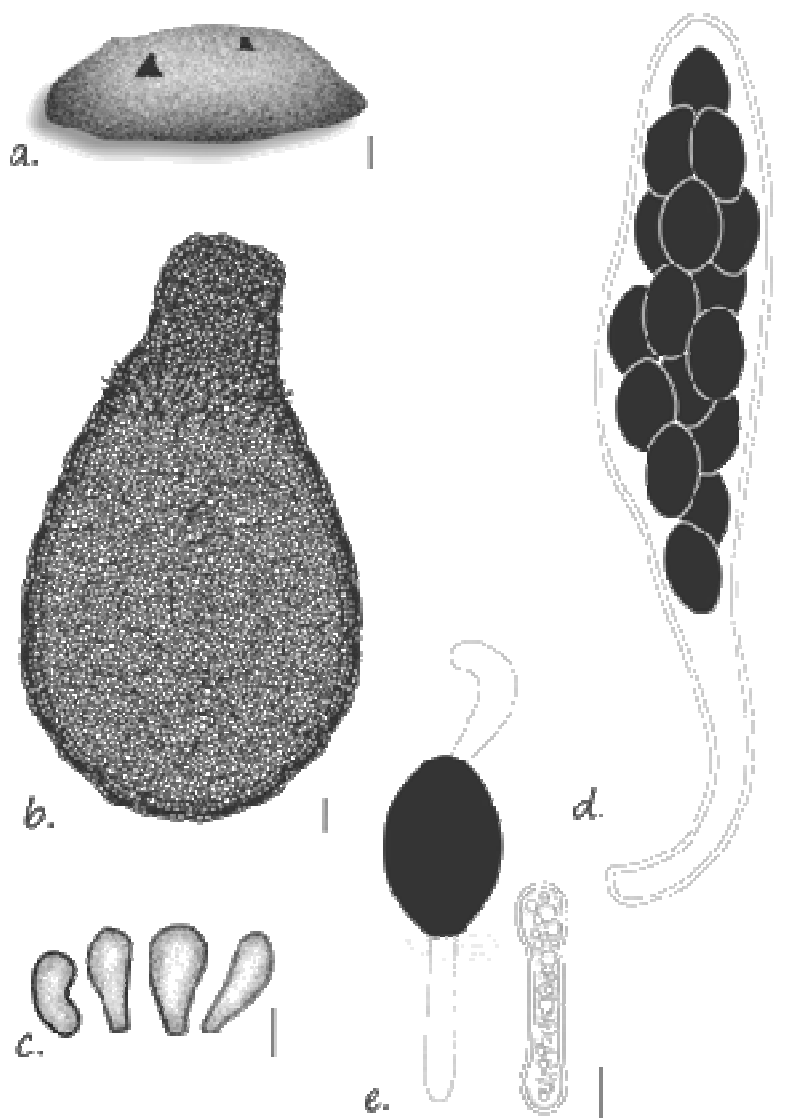
Prancha 139. *Podospora pauciseta*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Tufo de pelos periteciais aglutinados. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 150 μ m, c = 15 μ m, d, e = 20 μ m)



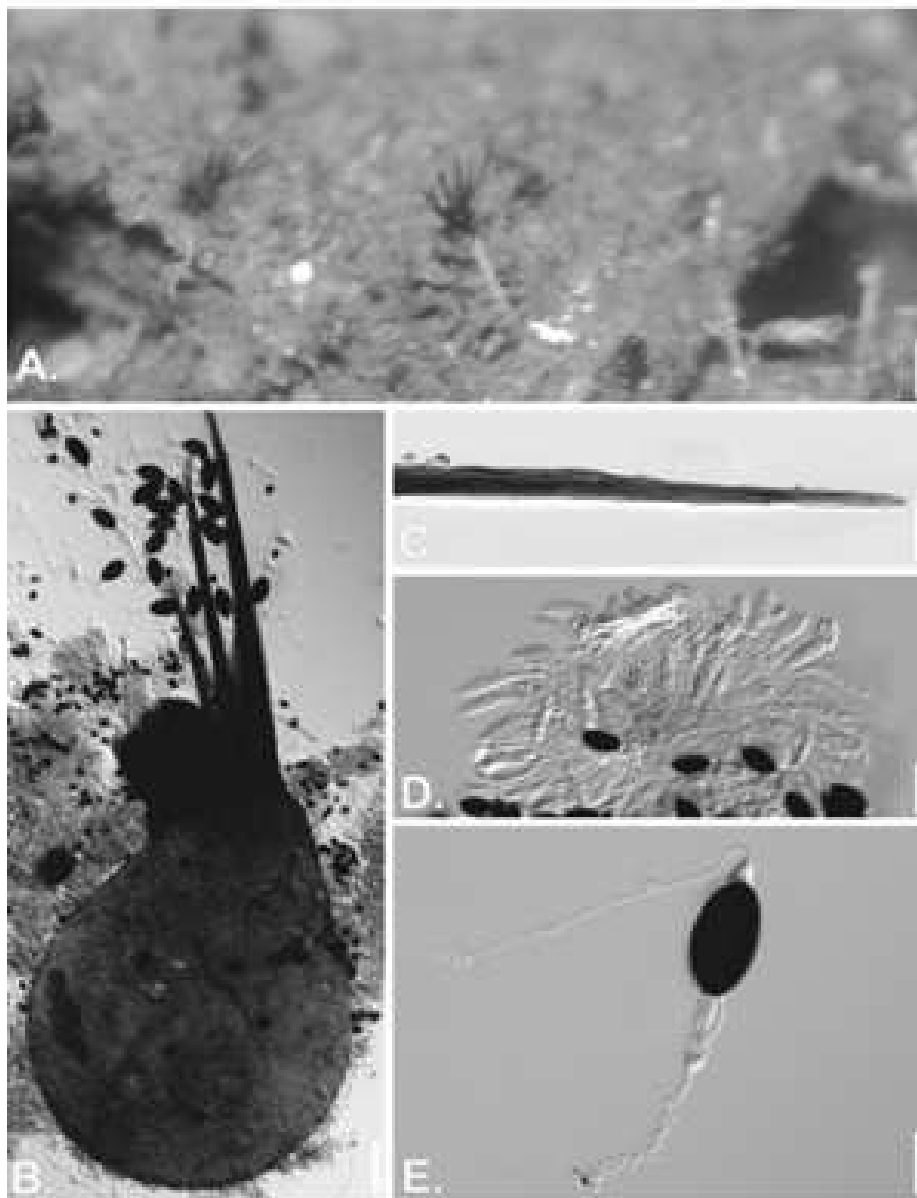
Prancha 140. *Podospora pauciseta*. a. Hábito. b. Peritécio maduro. c. Perídio. d. Asco maduro. e. Tufo de pelos periteciais inflados. f. Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 100 μ m, c, e = 10 μ m, d = 20 μ m, f = 5 μ m)



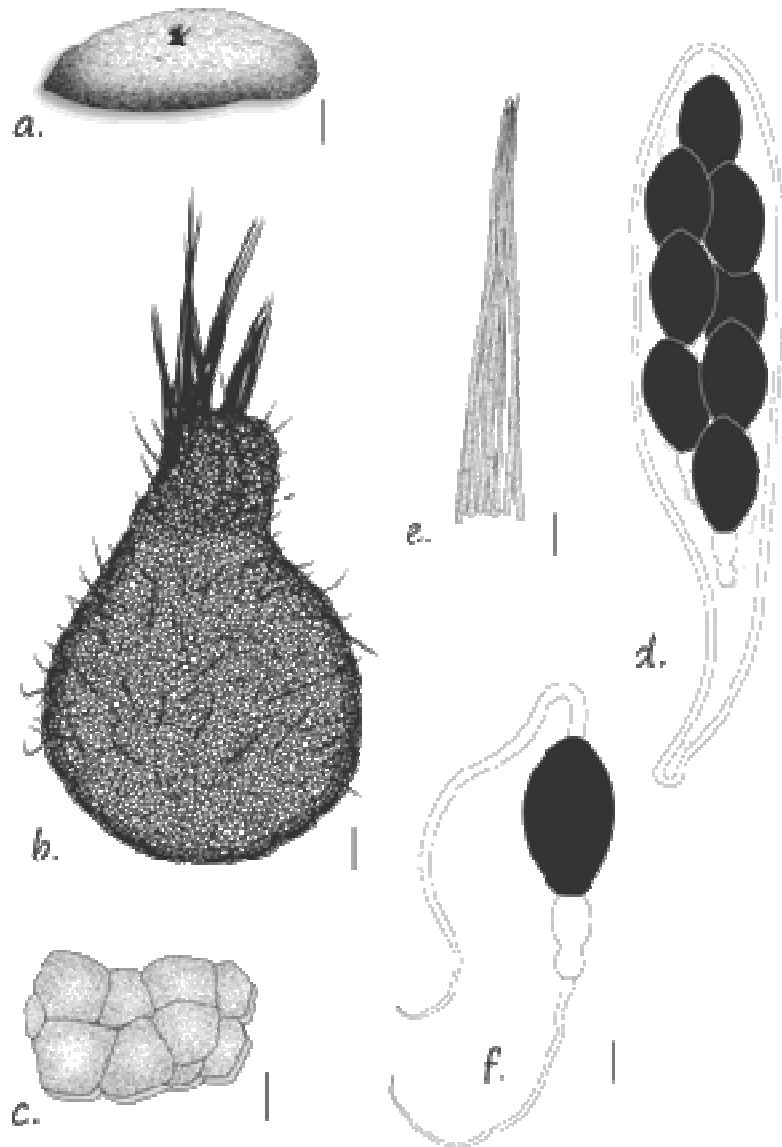
Prancha 141. *Podospora pleiospora*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Tubérculos. **d.** Hímênio. **e.** Asco imaturo. **f.** Ascosporo imaturo. **g.** Ascosporo maduro (Barras: a = 400 μm , b = 150 μm , c = 15 μm , d = 100 μm , e = 50 μm , f = 25 μm)



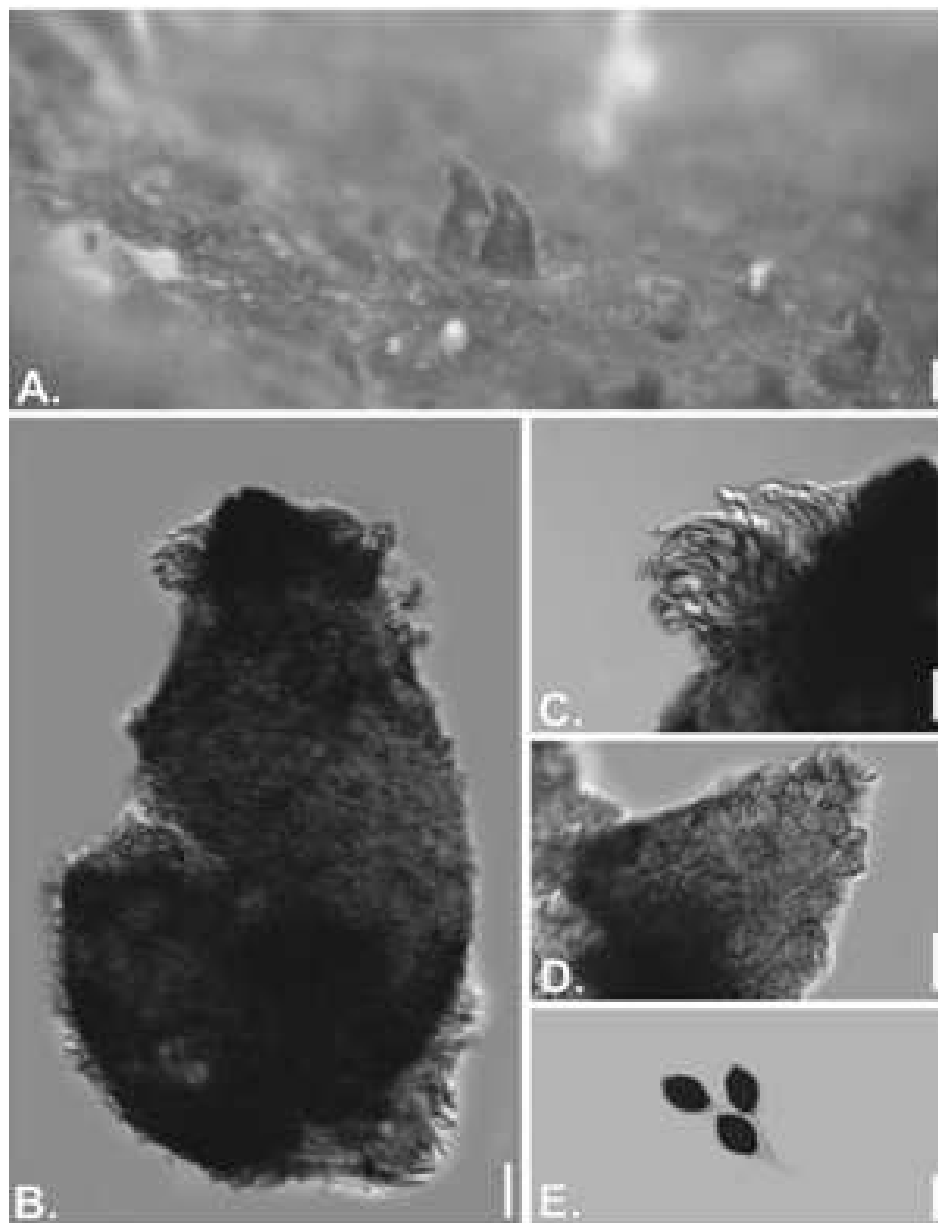
Prancha 142. *Podospora pleiospora*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Tubérculos. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo maduro (esquerda) e imaturo (direita) (Barras: a = 500 μ m, b = 50 μ m, c, e = 10 μ m, d = 20 μ m)



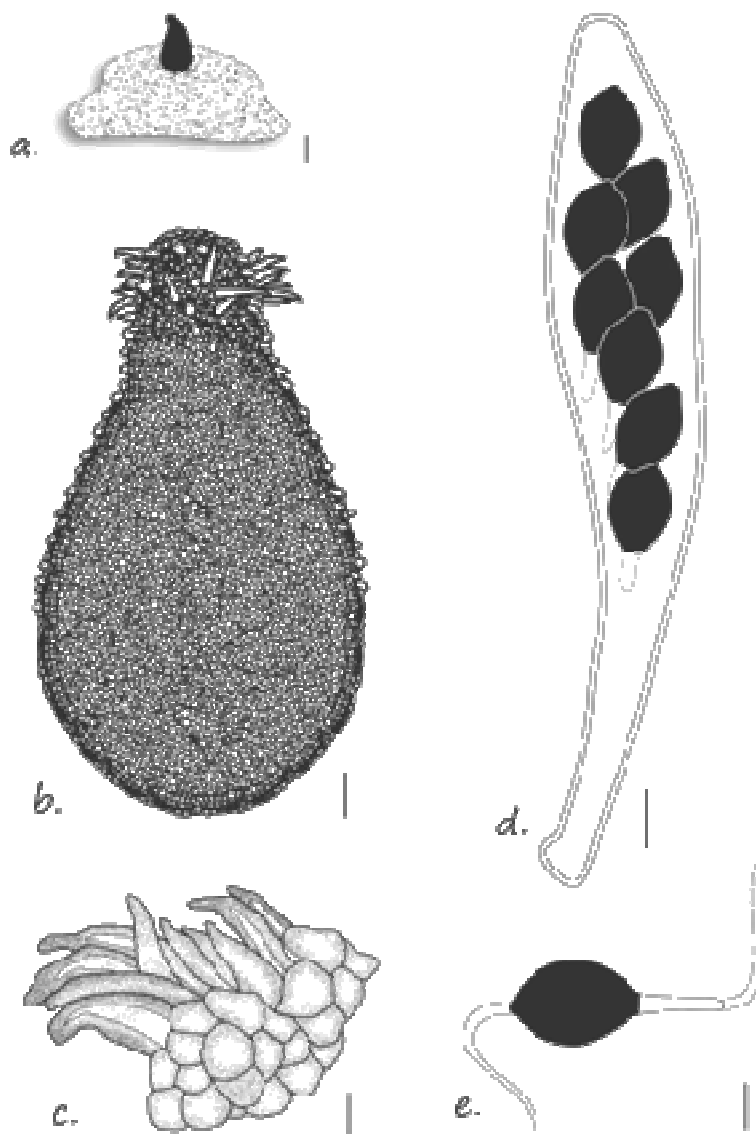
Prancha 143. *Podospora prethopodalis*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Tufo de pelos periteciais aglutinados. **d.** Hímênio. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 300 μ m, b, d = 50 μ m, c, e = 20 μ m)



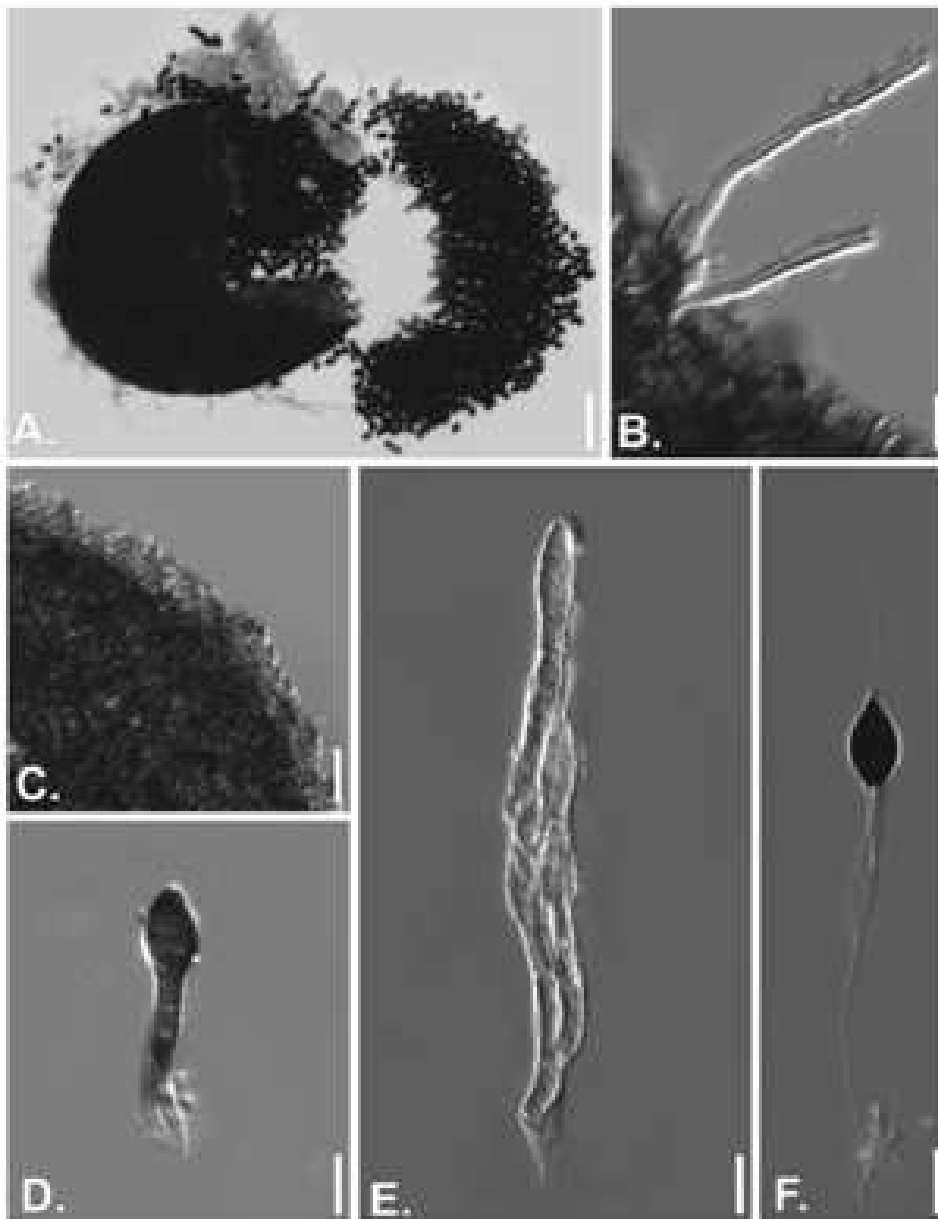
Prancha 144. *Podospora prahopodalis*. **a.** Hábito. **b.** Peitécio. **c.** Perídio. **d.** Asco. **e.** Tufo de pelos periticiais aglutinados. **f.** Ascospore (Barras: a = 750 μ m, b = 50 μ m, c, f = 10 μ m, d = 15 μ m, e = 25 μ m)



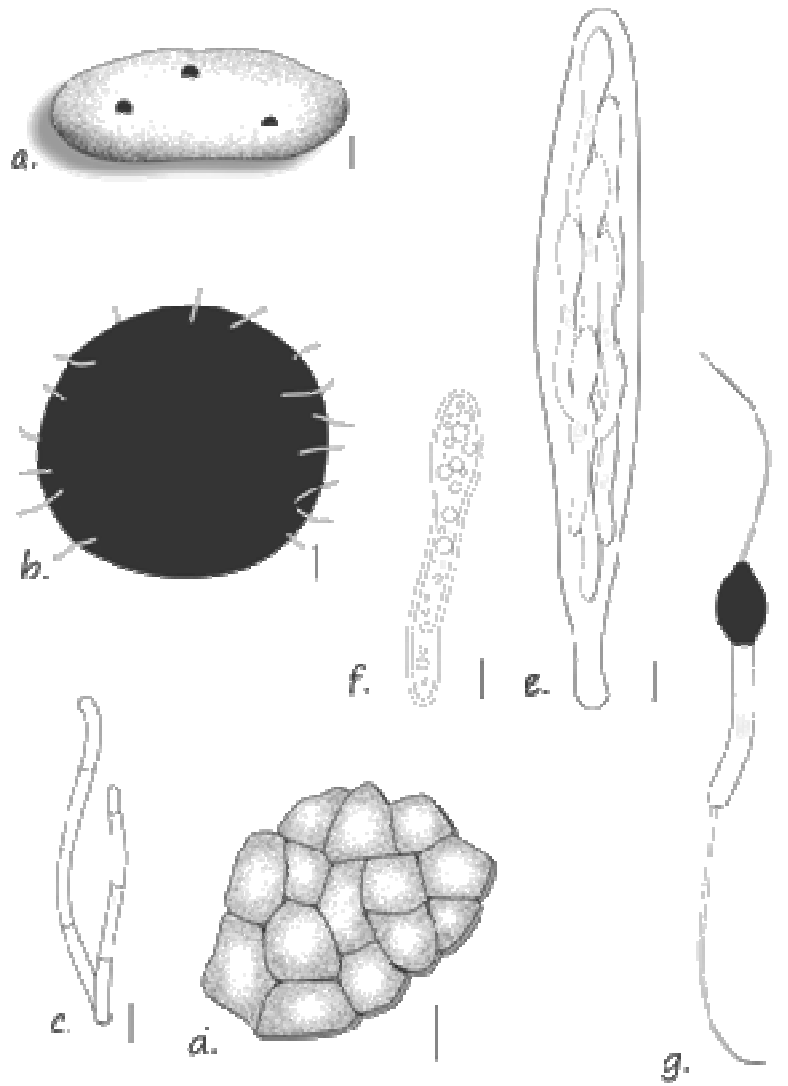
Prancha 145. *Schizothecium conicum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Tufo de pelos periteciais. **d.** Pérídio. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 50 μ m, c, d = 20 μ m, e = 25 μ m)



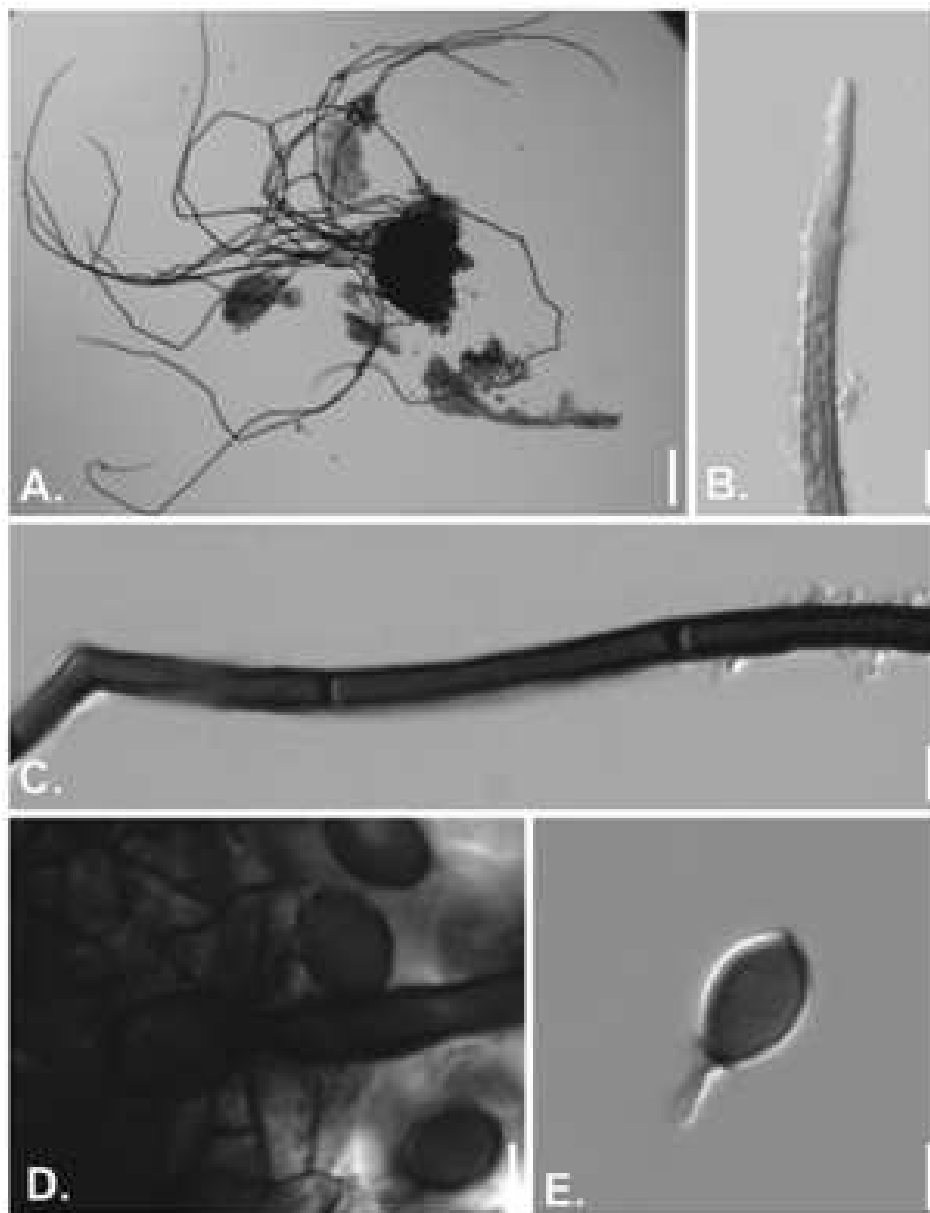
Prancha 146. *Schizothecium conicum*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio maduro. **c.** Tufo de pelos periteciais inflados. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 250 μ m, b = 50 μ m, c, d = 10 μ m, e = 5 μ m)



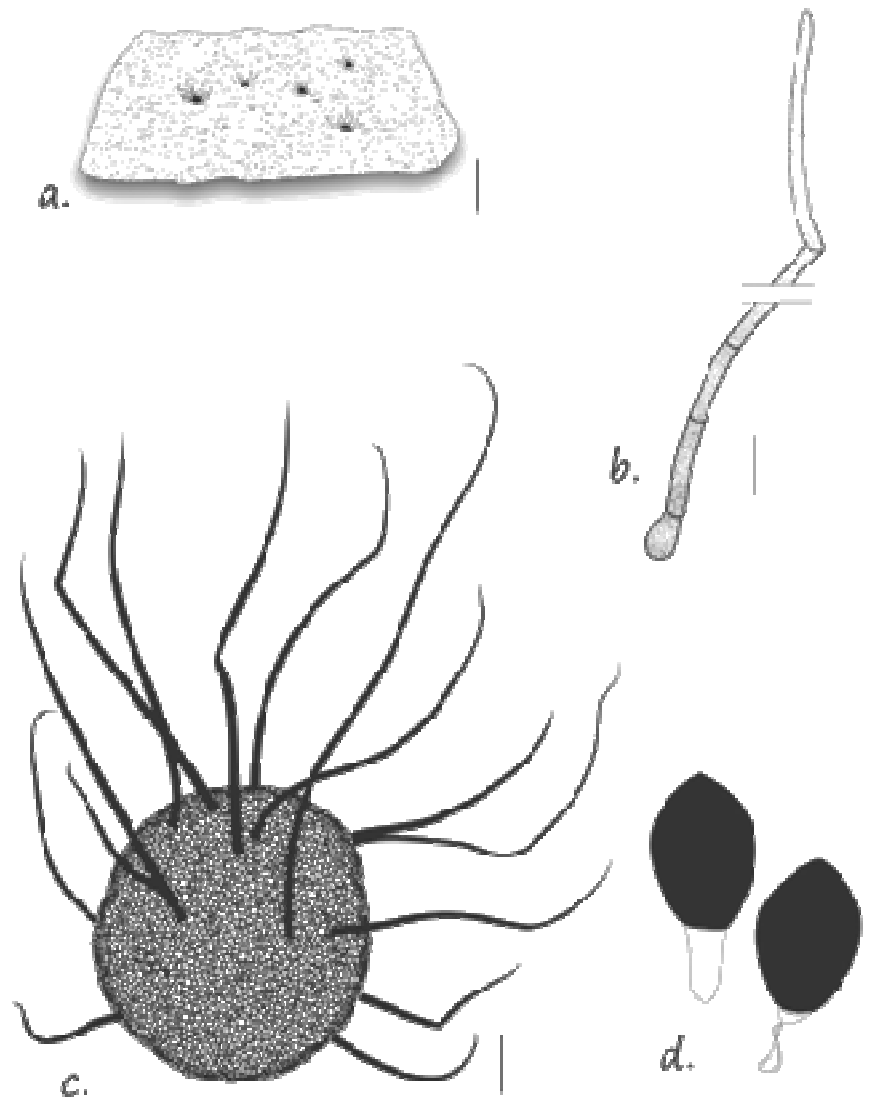
Prancha 147. *Tripterospora pakistanii*. **a.** Cleistotécio maduro rompido. **b.** Pelos cleistoteciais hímbides. **c.** Perídio. **d.** Ascosporo imaturo. **e.** Asco com ascoporos em maturação. **f.** Ascosporo maduro (Barras: a = 75 μ m, b = 7,5 μ m, c = 25 μ m, d = 20 μ m, e = 15 μ m)



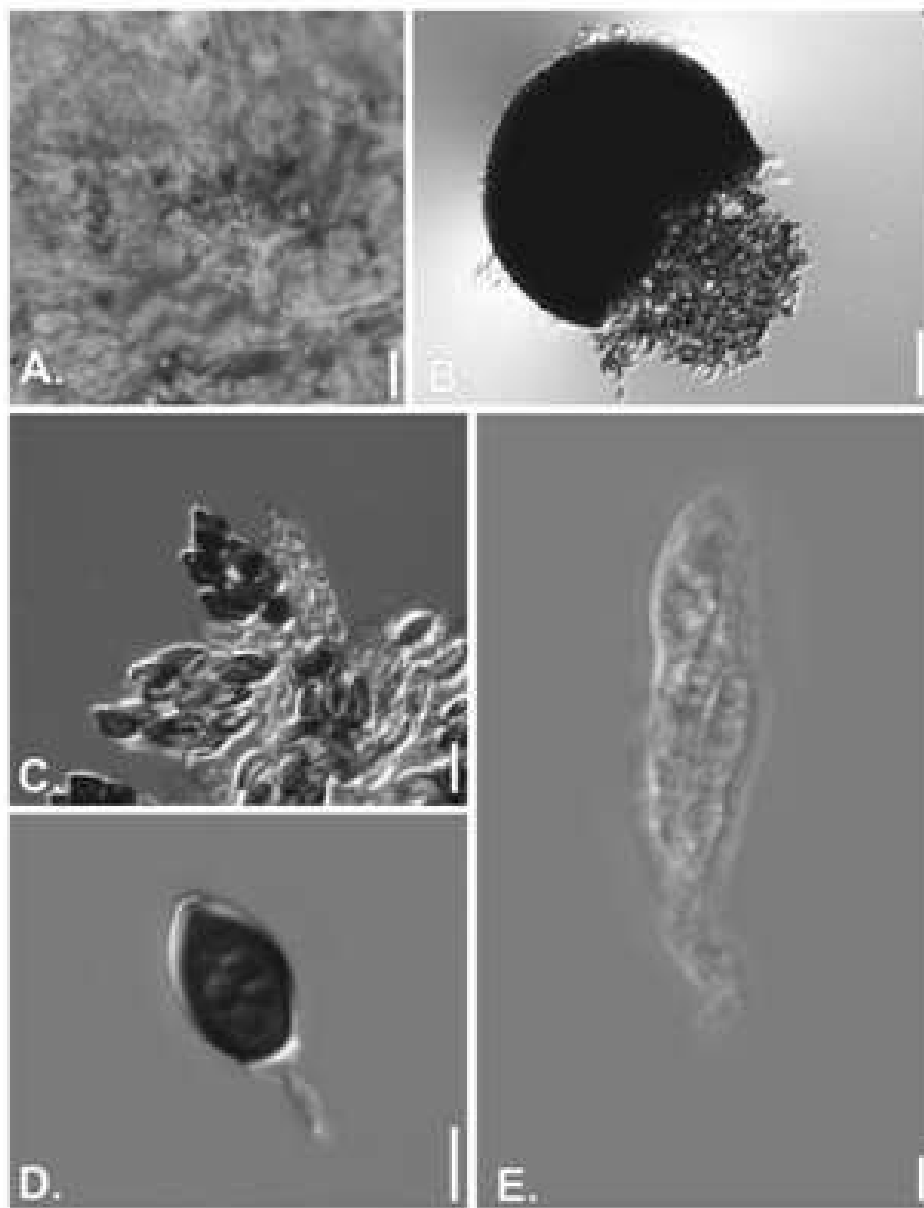
Prancha 148. *Tripterosporella pakistani*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio maduro. **c.** Pelos cleistoteciais hifóides. **d.** Perídio. **e.** Asco com ascosporos em maturação. **f.** Ascosporo i maturo. **g.** Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c = 7,5 μ m, d, g = 10 μ m, e, f = 20 μ m)



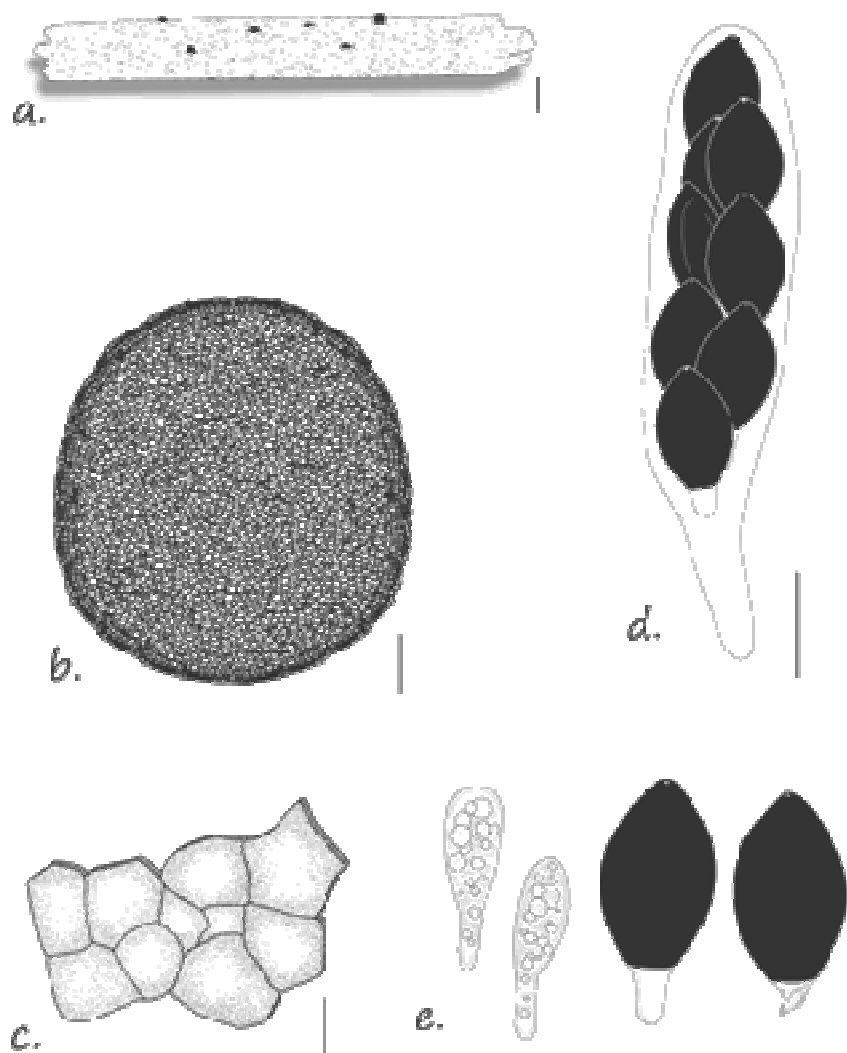
Prancha 149. *Zopfiella erostrata*. **a.** Cleistotécio maduro rompido. **b.** Ápice de um pelo cleistotecial. **c.** Pelo cleistotecial. **d.** Perídio, evidenciando a base de um pelo cleistotecial. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 200 μm , b, c = 7,5 μm , d = 5 μm)



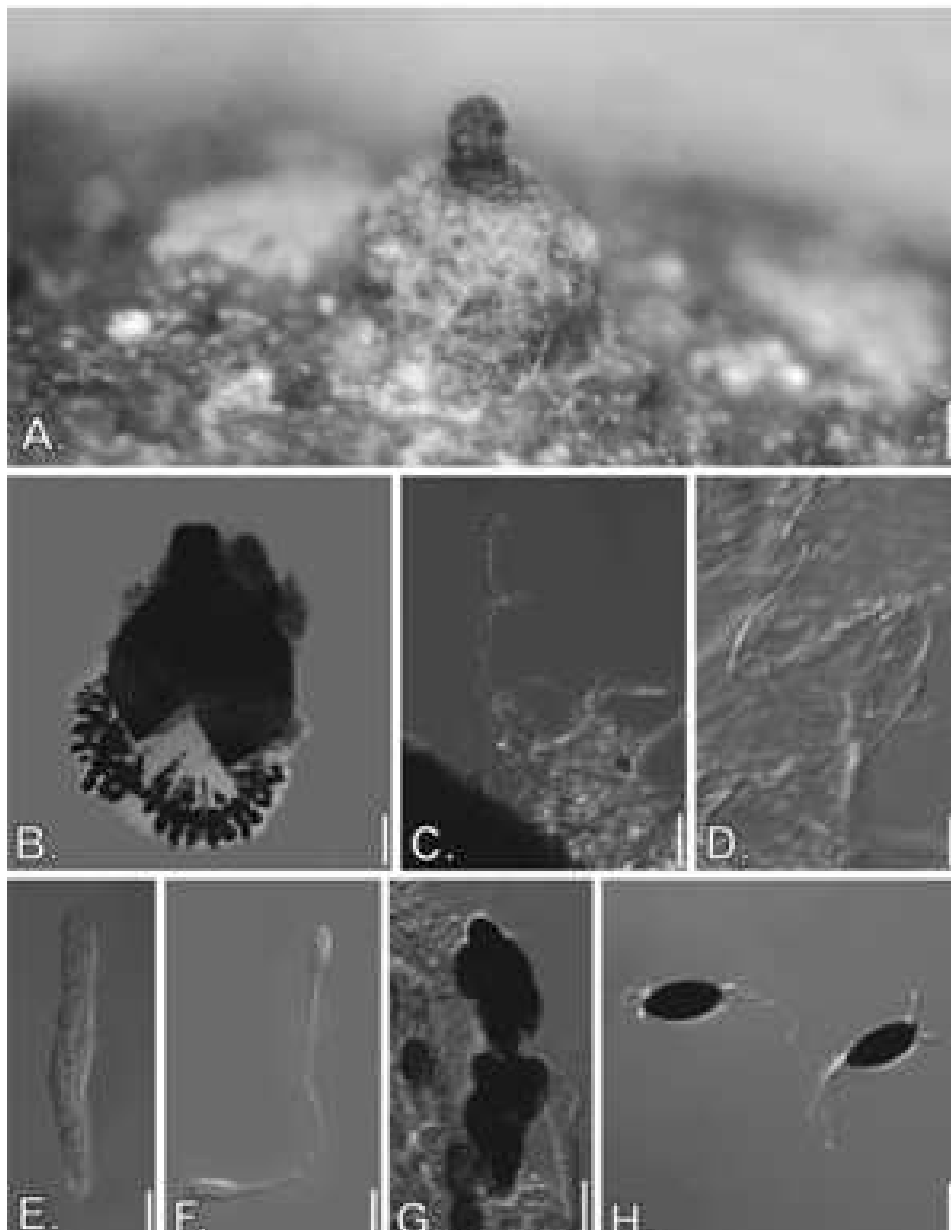
Prancha 150. *Zopfiella erostrata*. **a.** Hábito. **b.** Pelos cleistoteciais hifóides. **c.** Cleistotécio. **d.** Ascosporos, com pedicelo persistente ecolapsado (Barras: a = 3000 μ m, b = 20 μ m, c = 75 μ m, d = 5 μ m)



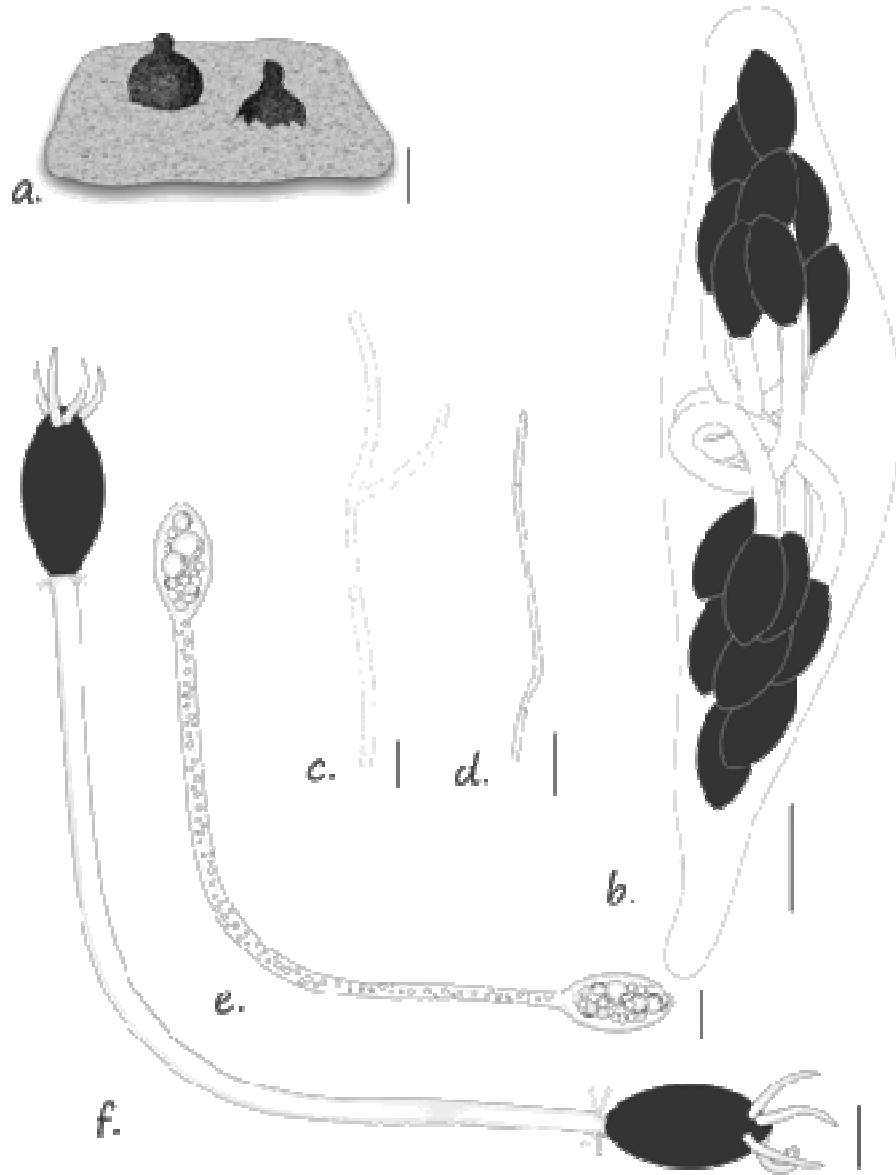
Prancha 151. *Zopfiella longicaudata*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio maduro rompido. **c.** Hímênio, apresentando ascos unitunicados maduros e imaturos. **d.** Ascosporo maduro. **e.** Asco (Barras: a = 750 μ m, b = 75 μ m, c = 7,5 μ m, d = 5 μ m, e = 2,5 μ m)



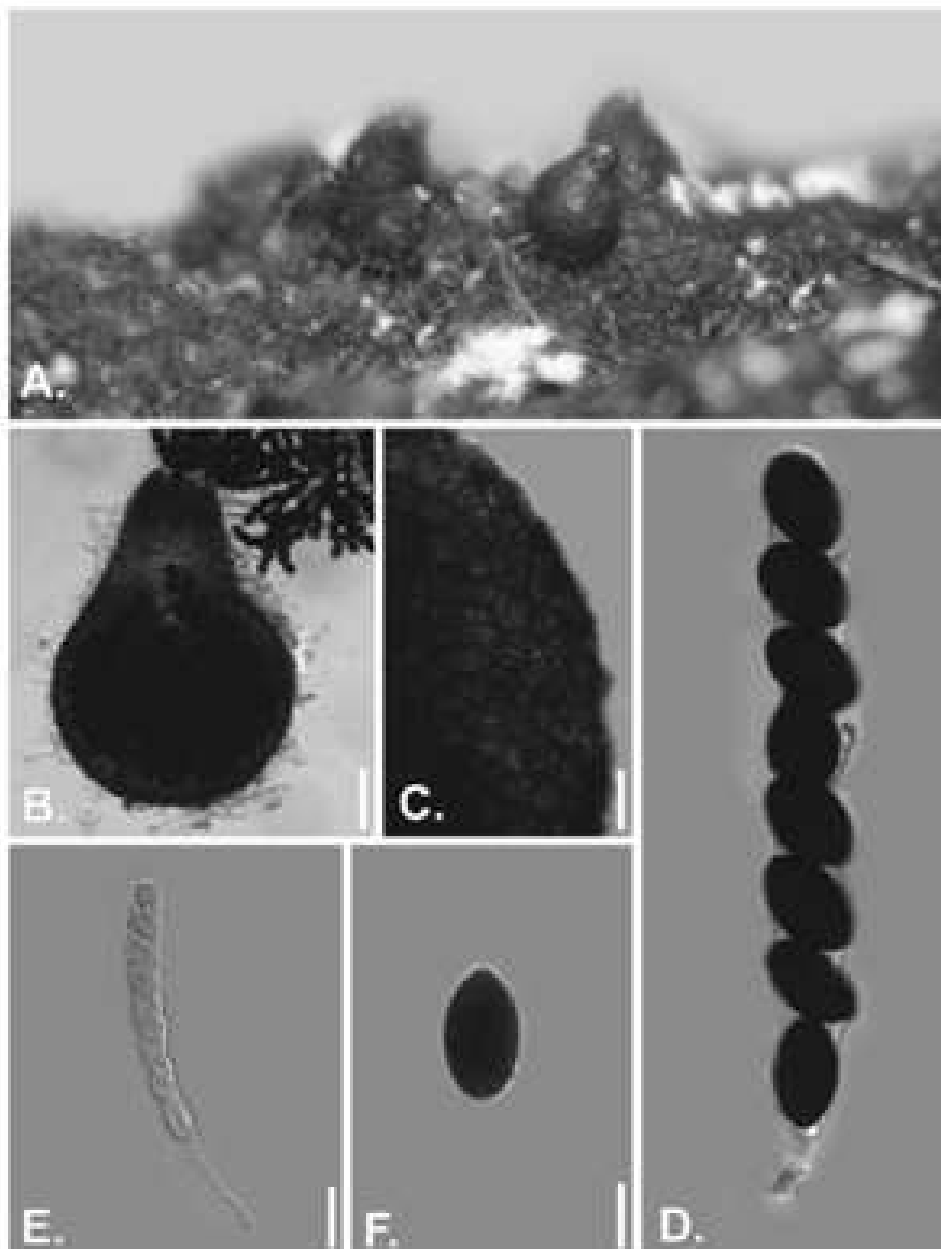
Prancha 152. *Zopfiella longicaudata*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio maduro. **c.** Perídio. **d.** Asco. **e.** Ascosporos imaturos (esquerda) e maduros (direita), com pedicelos persistente e colapsados (Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c, d, e = 5 μ m)



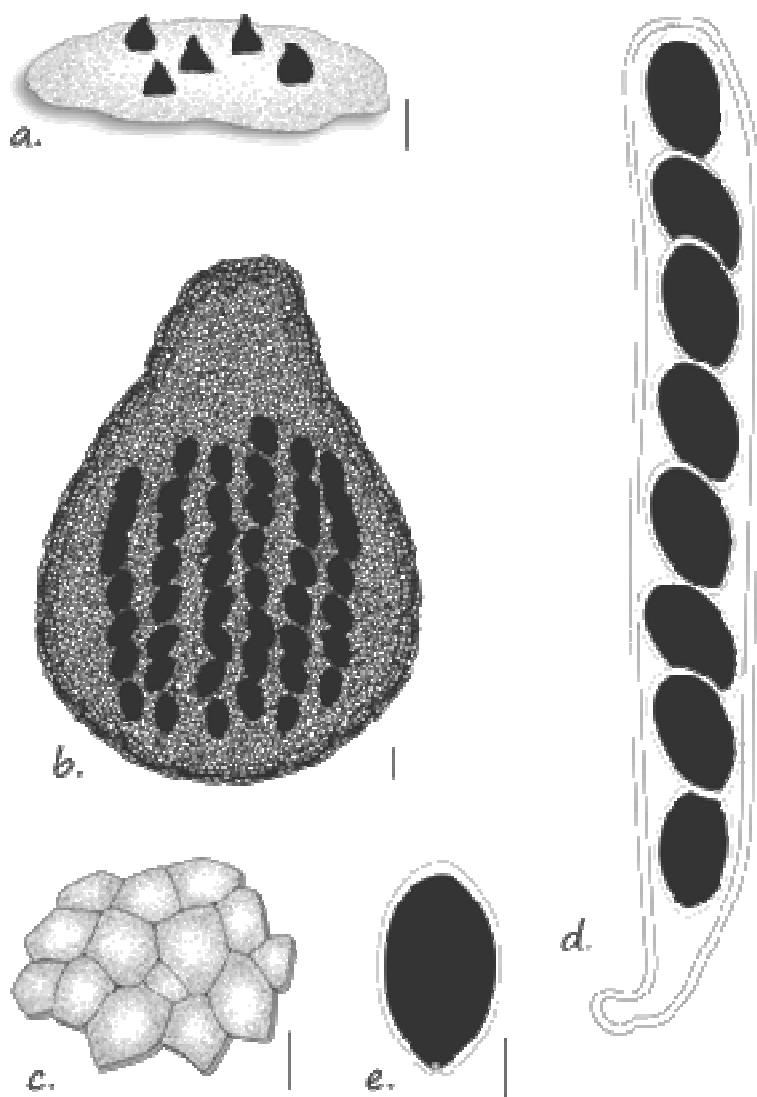
Prancha 153. *Zygopleurage zygospora*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Pelos peniciliais. **d.** Paráfitises. **e.** Asco imaturo. **f.** Ascosporo imaturo. **g.** Asco maduro. **h.** Ascosporo maduro (Barras: a = 100 μ m, b = 150 μ m, c = 3 μ m d = 10 μ m, e = 30 μ m, f, h = 25 μ m, g = 10 μ m)



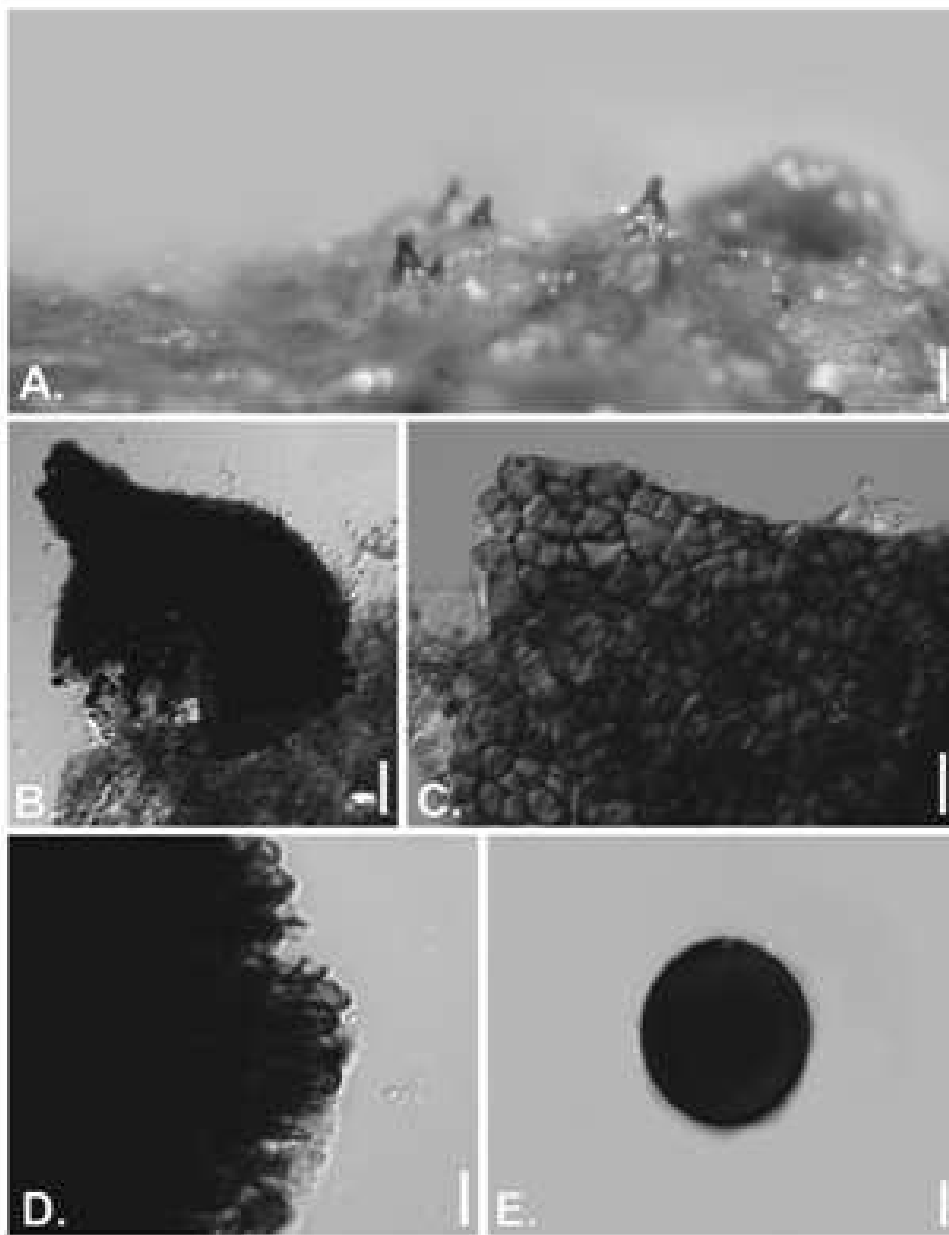
Prancha 154. *Zygopleurage zygospora*. **a.** Hábito. **b.** Asco. **c.** Pelos periteciais. **d.** Paráfises. **e.** Ascosporo imaturo. **f.** Ascosporo (Barras: a = 350 μ m, b = 25 μ m, c = 2 μ m, d = 10 μ m, e, f = 15 μ m)



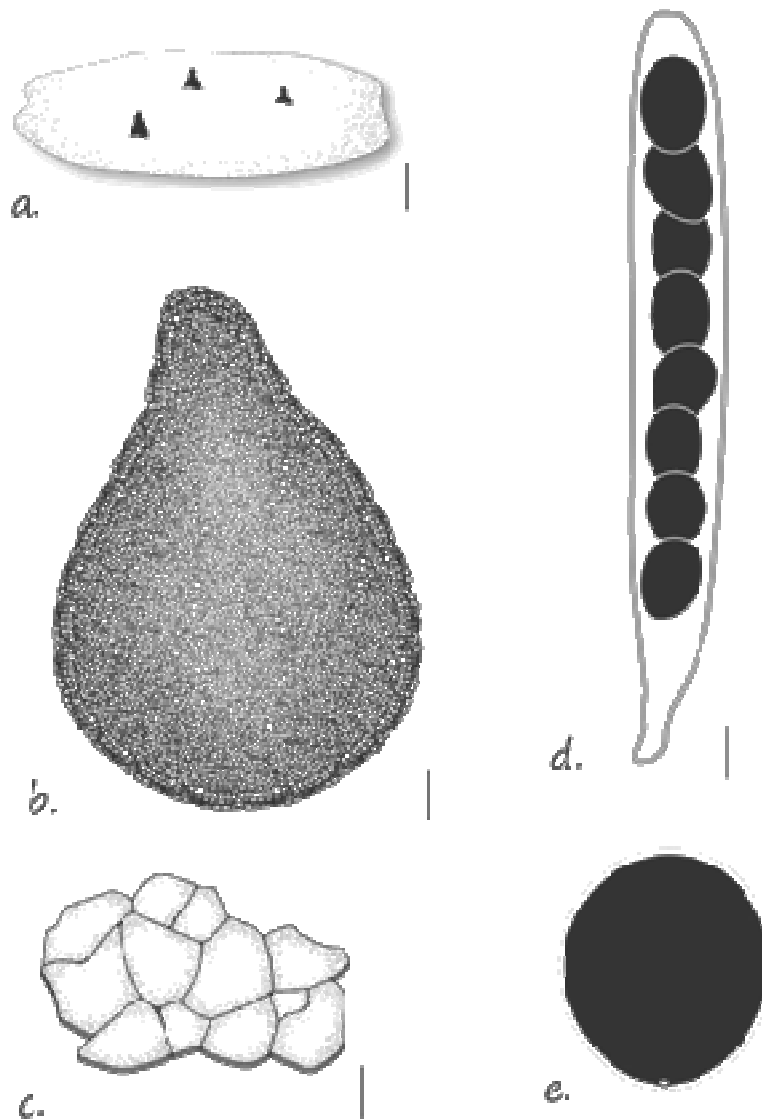
Plancha 155. *Sordaria fimicola*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Perídio. **d.** Asco. **e.** Asco imaturo. **f.** Ascosporo maduro
(Barras: a =200 μ m, b =75 μ m, c, d = 15 μ m, e = 30 μ m, f = 10 μ m)



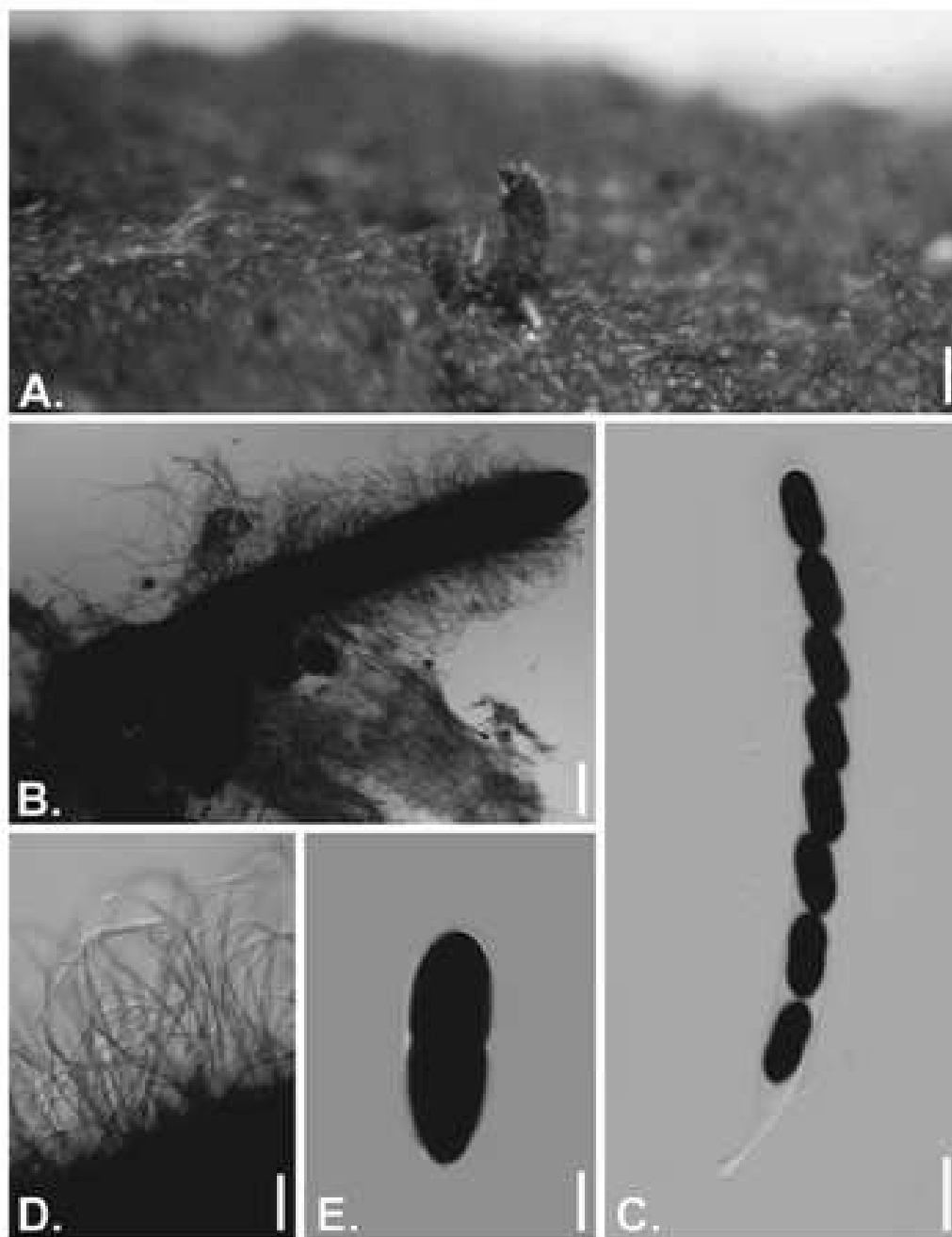
Prancha 156. *Sordaria fimicola*. **a.** Hábito (500 μ m). **b.** Peritécio (25 μ m). **c.** Peírdio (10 μ m). **d.** Asco (10 μ m). **e.** Ascosporo maduro (5 μ m)(Barras: a = 500 μ m, b = 25 μ m, c, d = 10 μ m, e = 5 μ m)



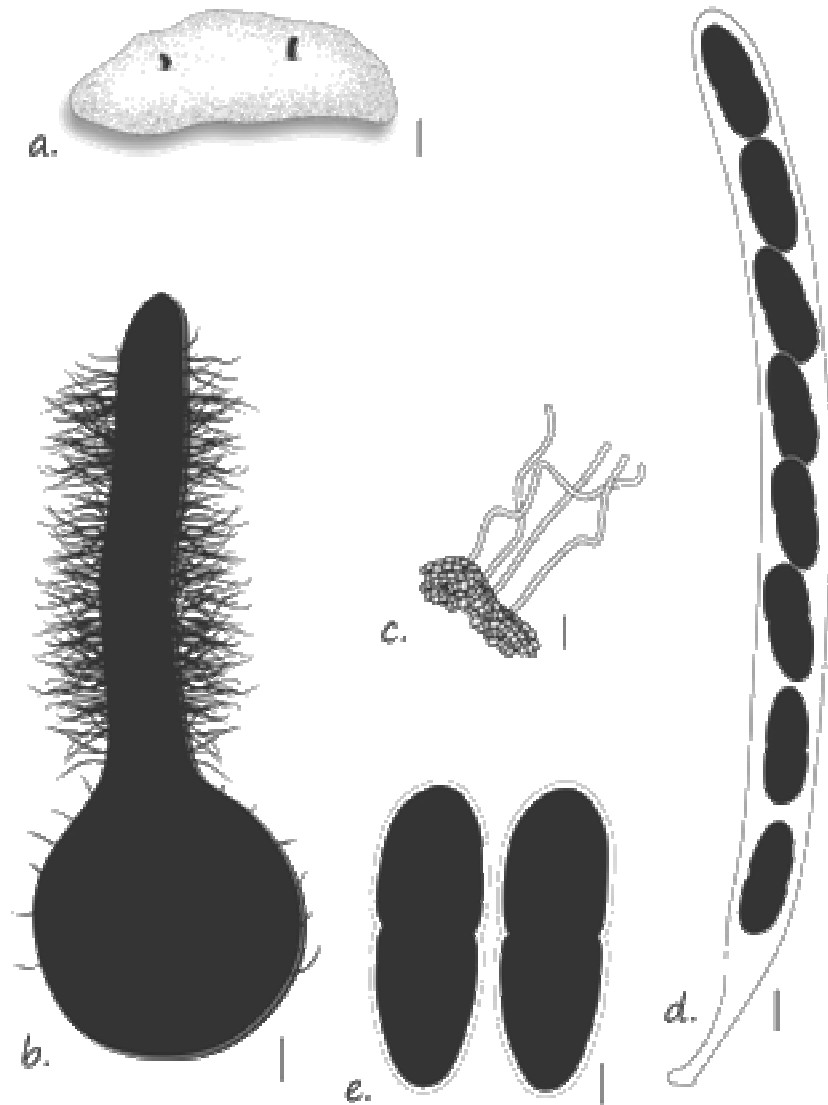
Prancha 157. *Sordaria lappae*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Perídio. **d.** Pelos periteciais. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 350 μ m, b = 75 μ m, c = 15 μ m, d = 50 μ m, e = 5 μ m)



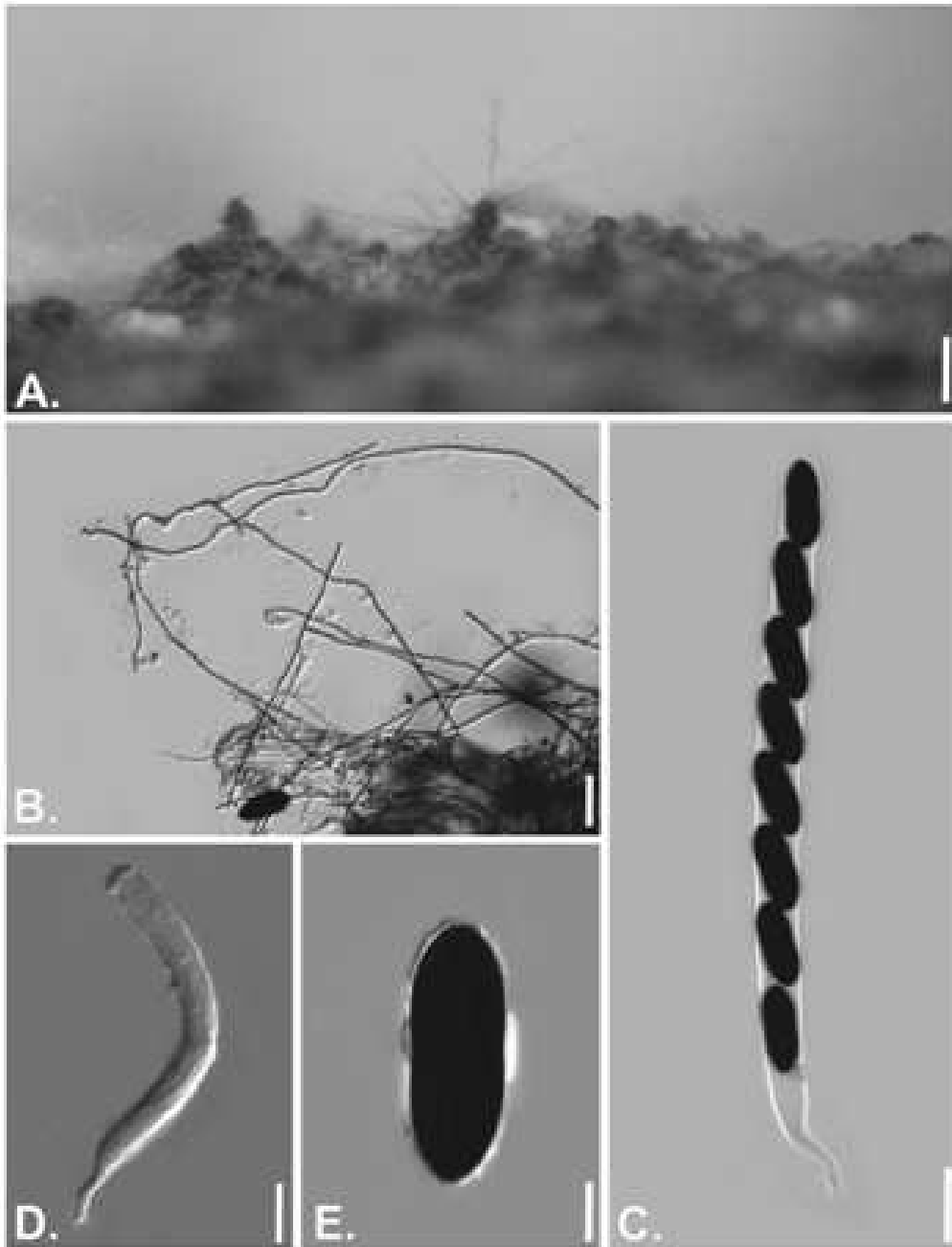
Prancha 158. *Sordaria lappae*. **a.** Hábito. **b.** Peritécio. **c.** Perídio. **d.** Asco. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 1000 μ m, b = 50 μ m, c = 7,5 μ m, d = 15 μ m, e = 5 μ m)



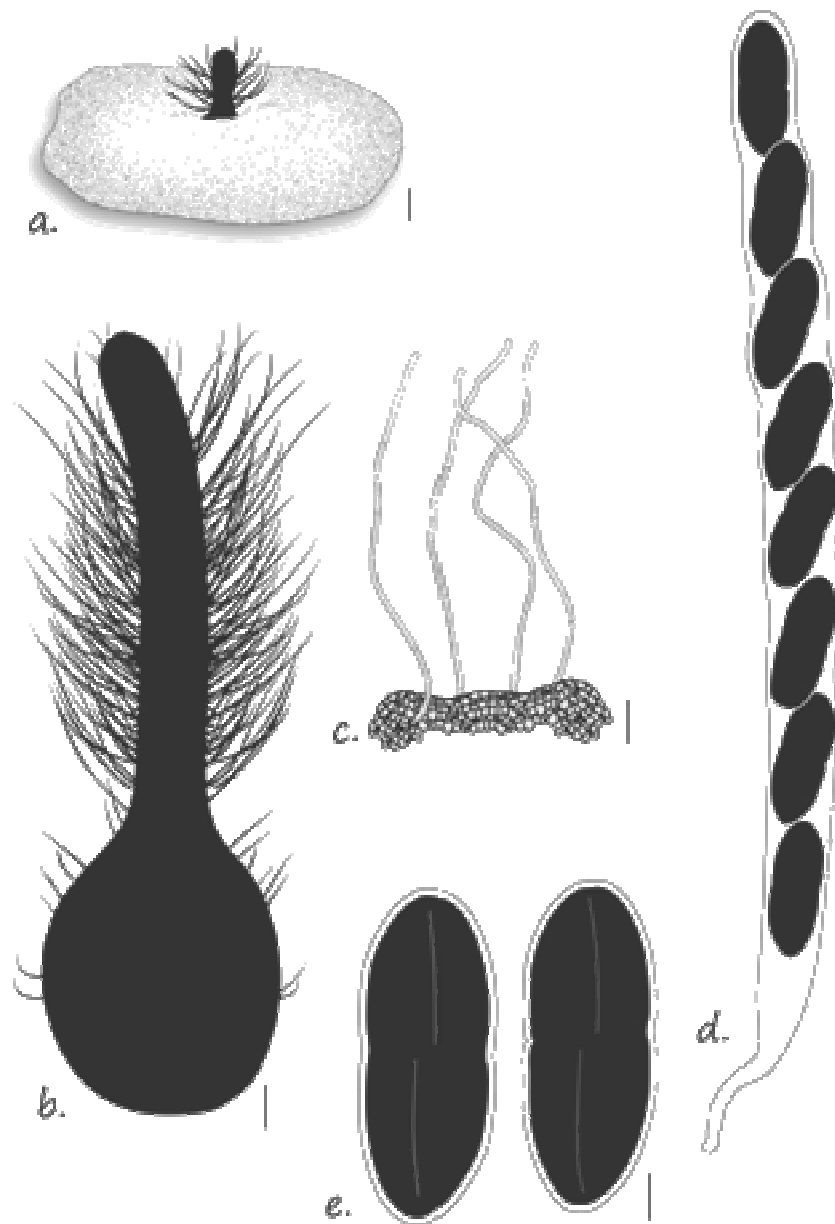
Prancha 159. *Delitschia chaetomioides*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Asco. **d.** Pelos pseudoteciais hífoides. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 500 μ m, b = 150 μ m, c = 30 μ m, d = 100 μ m, e = 10 μ m)



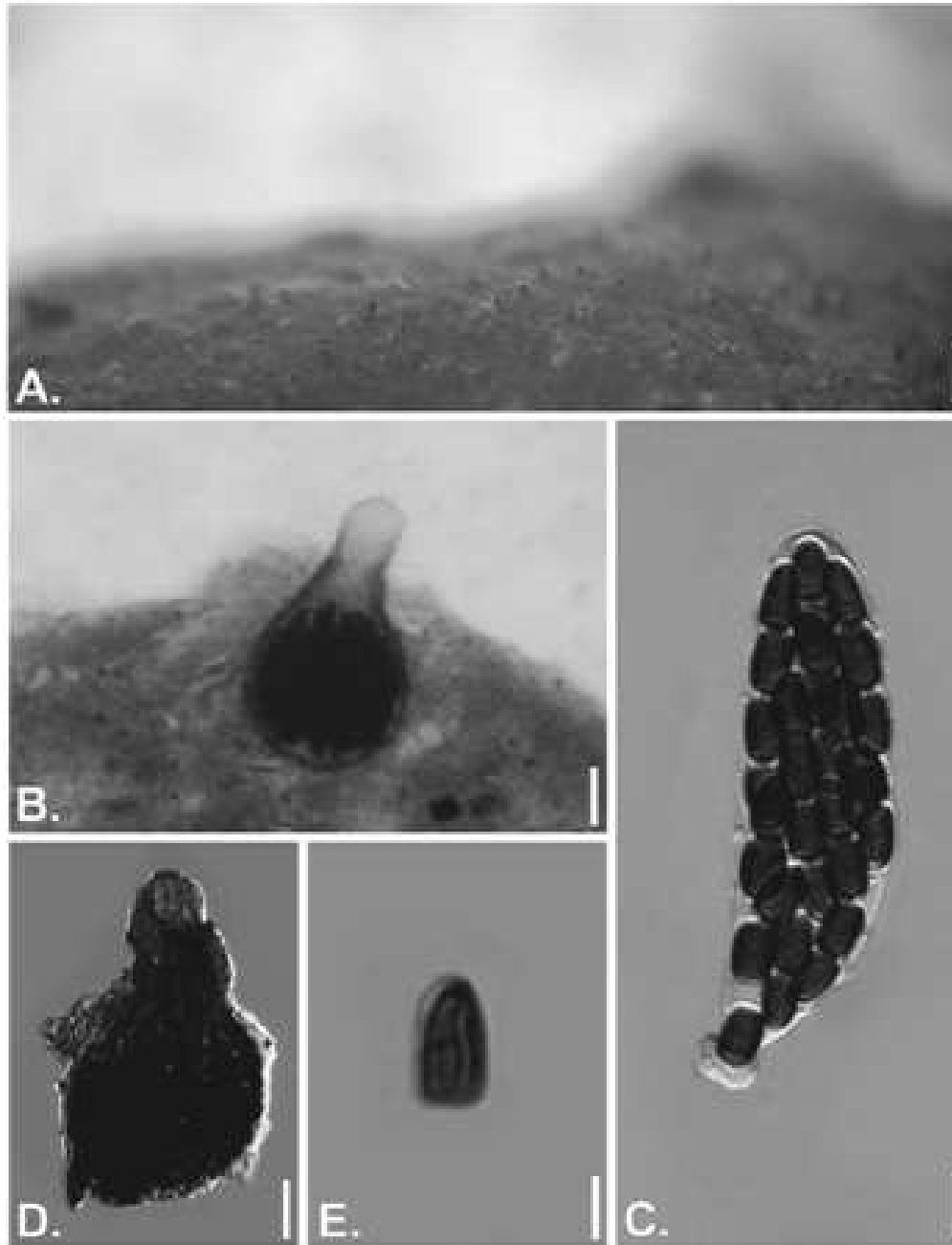
Prancha 160. *Delitschia chaetomioides*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Pelos pseudoteciais hífidés. **d.** Asco maduro. **e.** Ascosporos (Barras: a = 2000 μm , b = 100 μm , c, d = 10 μm , e = 5 μm)



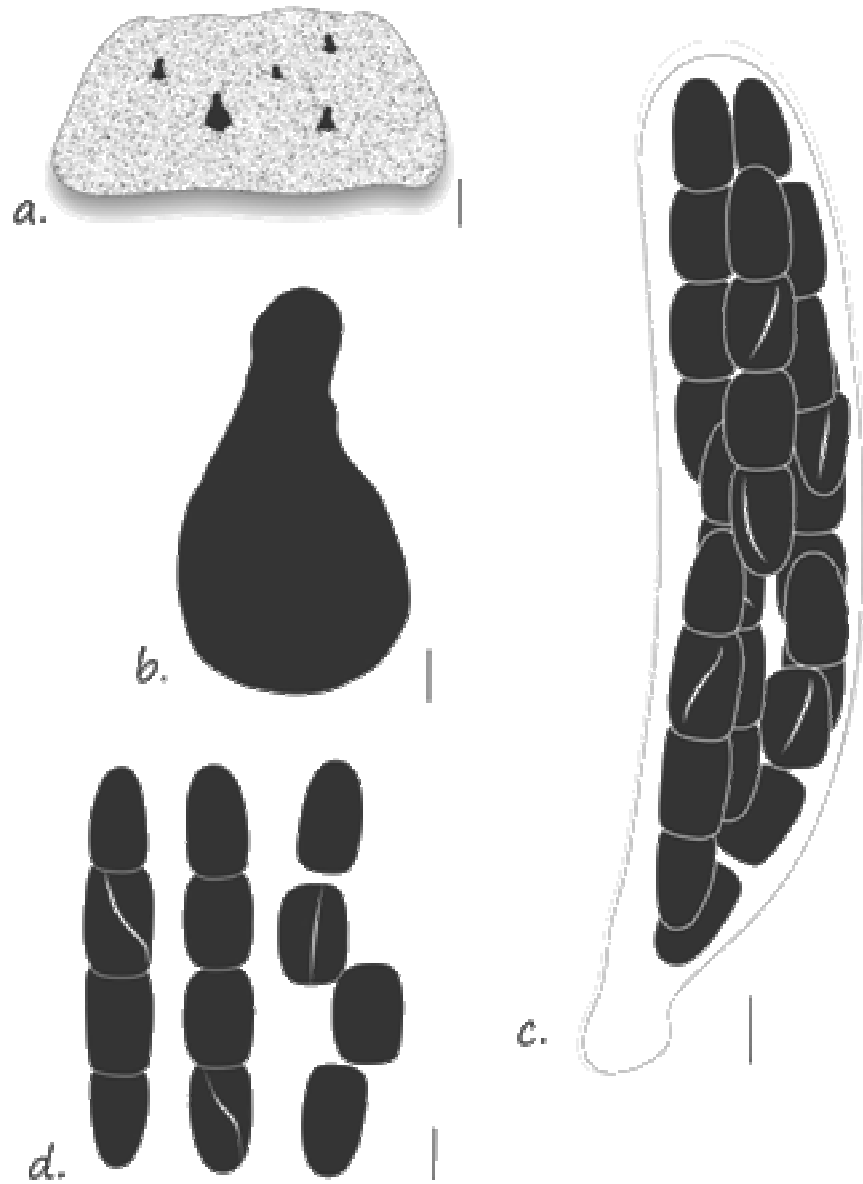
Prancha 161. *Delitschia vulgaris*. **a.** Hábito. **b.** Pelos pseudoteciais hífidés. **c.** Asco maduro. **d.** Asco imaturo. **e.** Ascosporo maduro (Barras: a = 750 μ m, b = 15 μ m, c = 30 μ m, d = 100 μ m, e = 10 μ m)



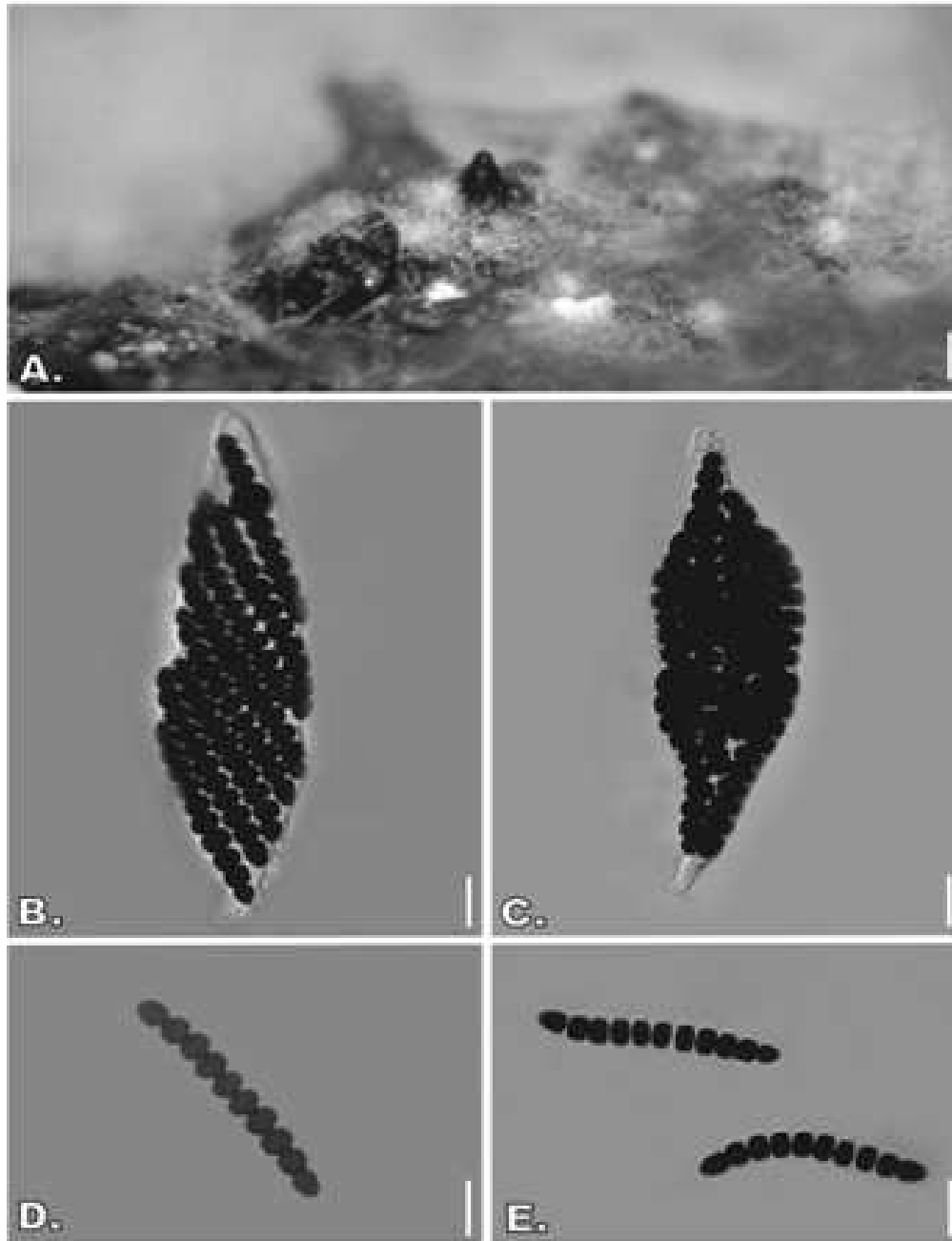
Prancha 162. *Delitschia vulgaris*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Pelos pseudoteciais hífidés. **d.** Asco. **e.** Ascosporos
 (Barras: a = 500 μ m, b = 75 μ m, c, d = 15 μ m, e = 5 μ m)



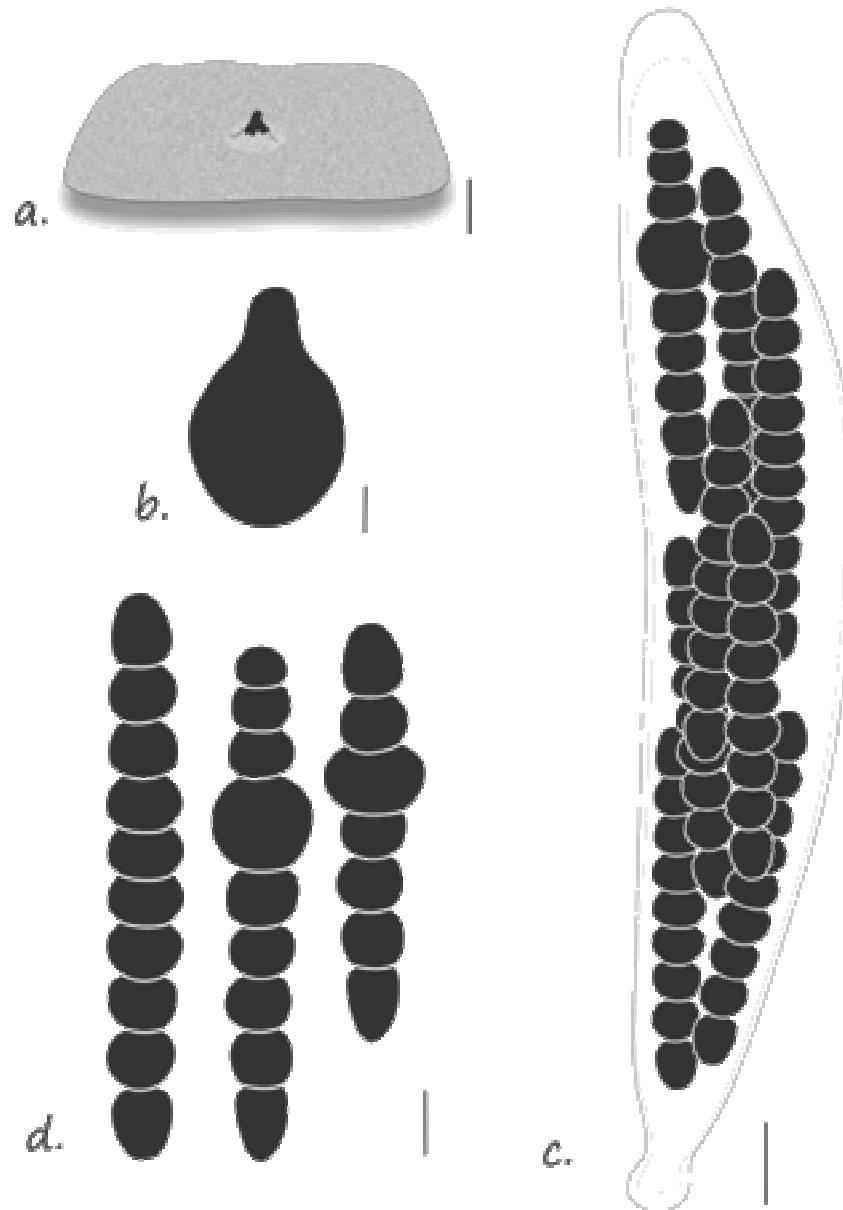
Prancha 163. *Sporormiella australis*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio imerso em maturação. **c.** Asco maduro, com ascosporos em diferente grau de separação. **d.** Pseudotécio maduro preservado. **e.** Célula terminal de um ascosporo, apresentando fenda germinativa evidente (Barras: a = 500 μm , b = 40 μm , c = 15 μm , d = 35 μm , e = 5 μm)



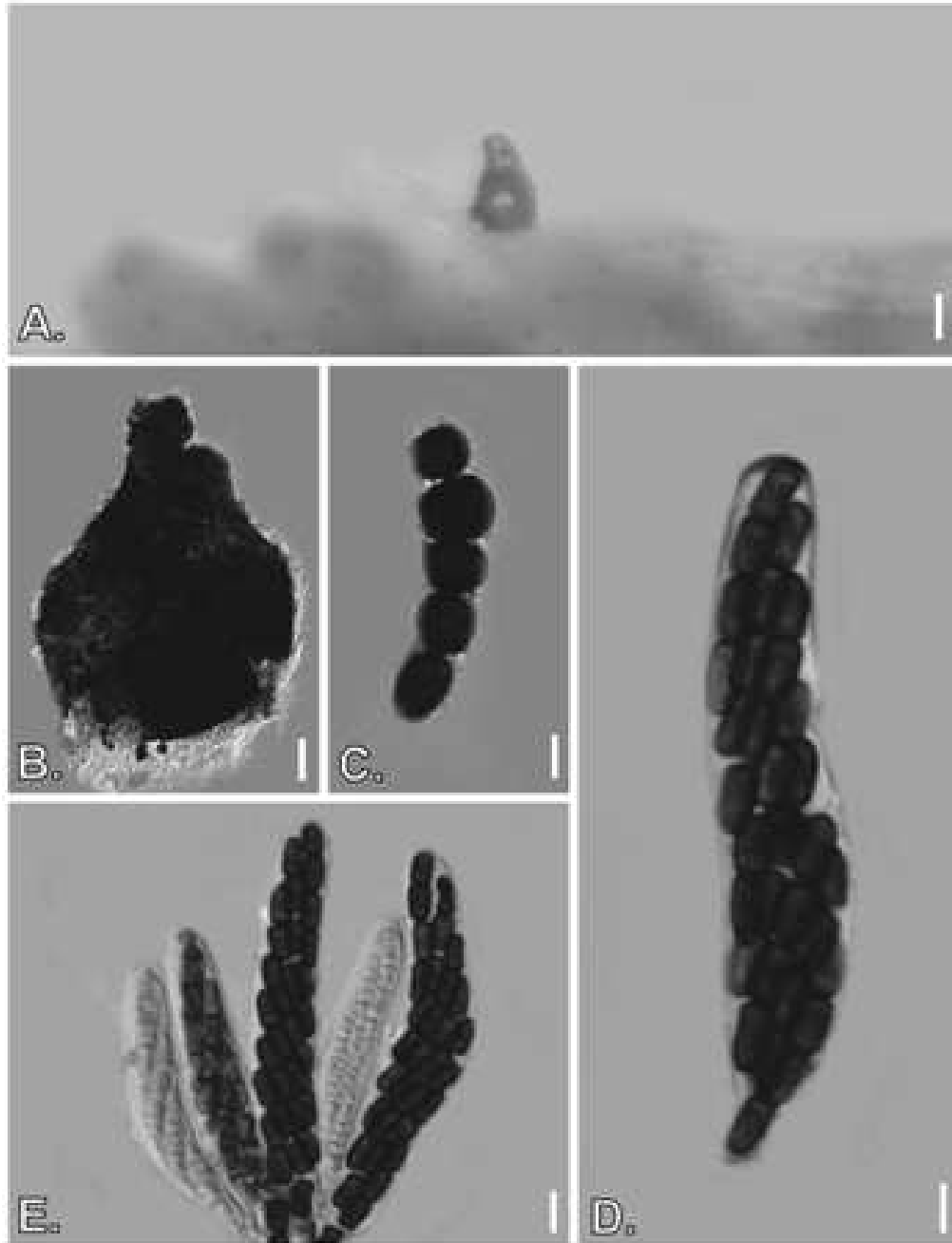
Prancha 164. *Sporormiella australis*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Asco. **d.** Ascosporos (Barras: a = 200 μm , b = 25 μm , c, d = 5 μm)



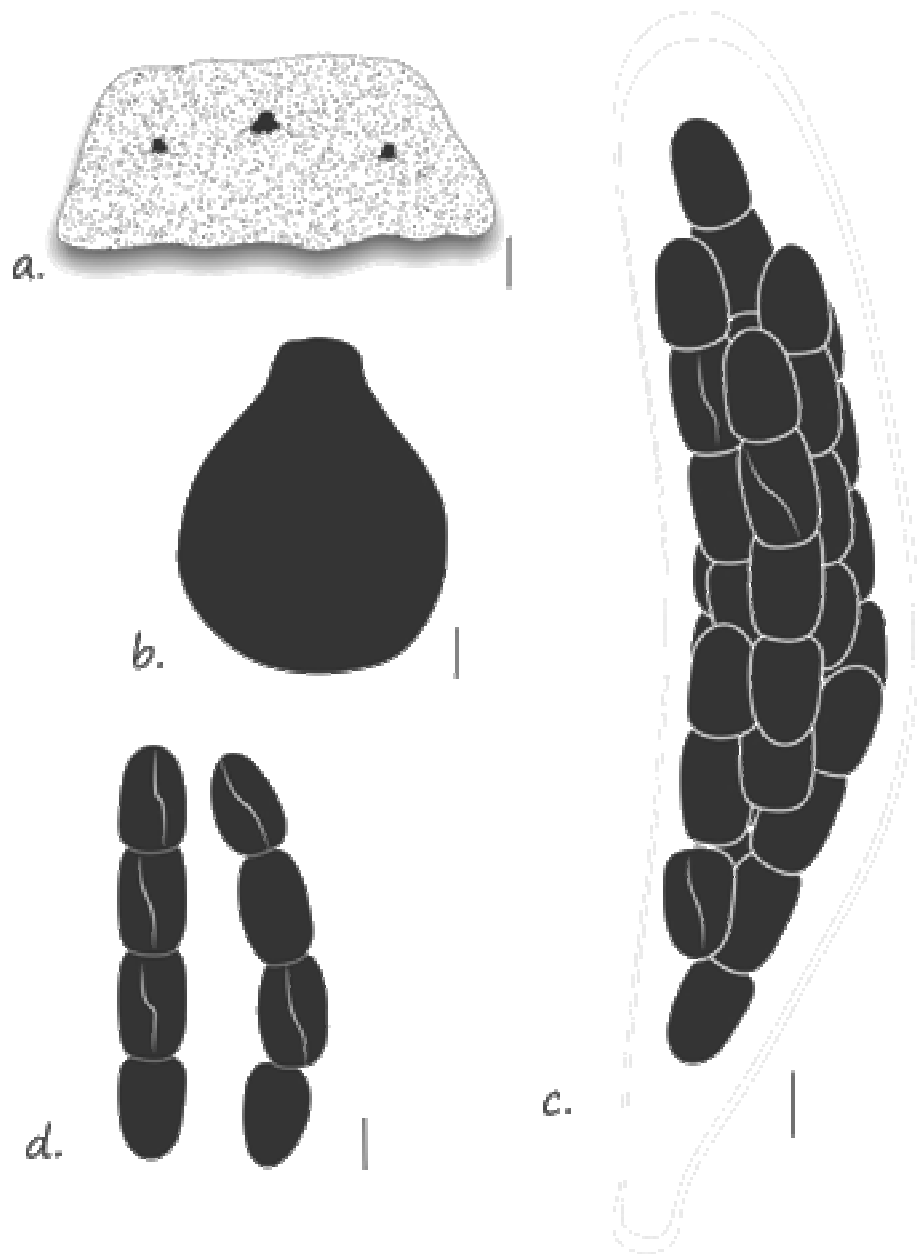
Prancha 165. *Sporormiella herculea*. **a.** Hábito. **b-c.** Ascospores maduros, com diferente organização. A célula maior no esporos apical do ascos é evidenciada. **d-e.** Ascospores (Barras = 20 e 25 μm) (Barras: a = 200 μm , b, c, e = 25 μm , d = 20 μm)



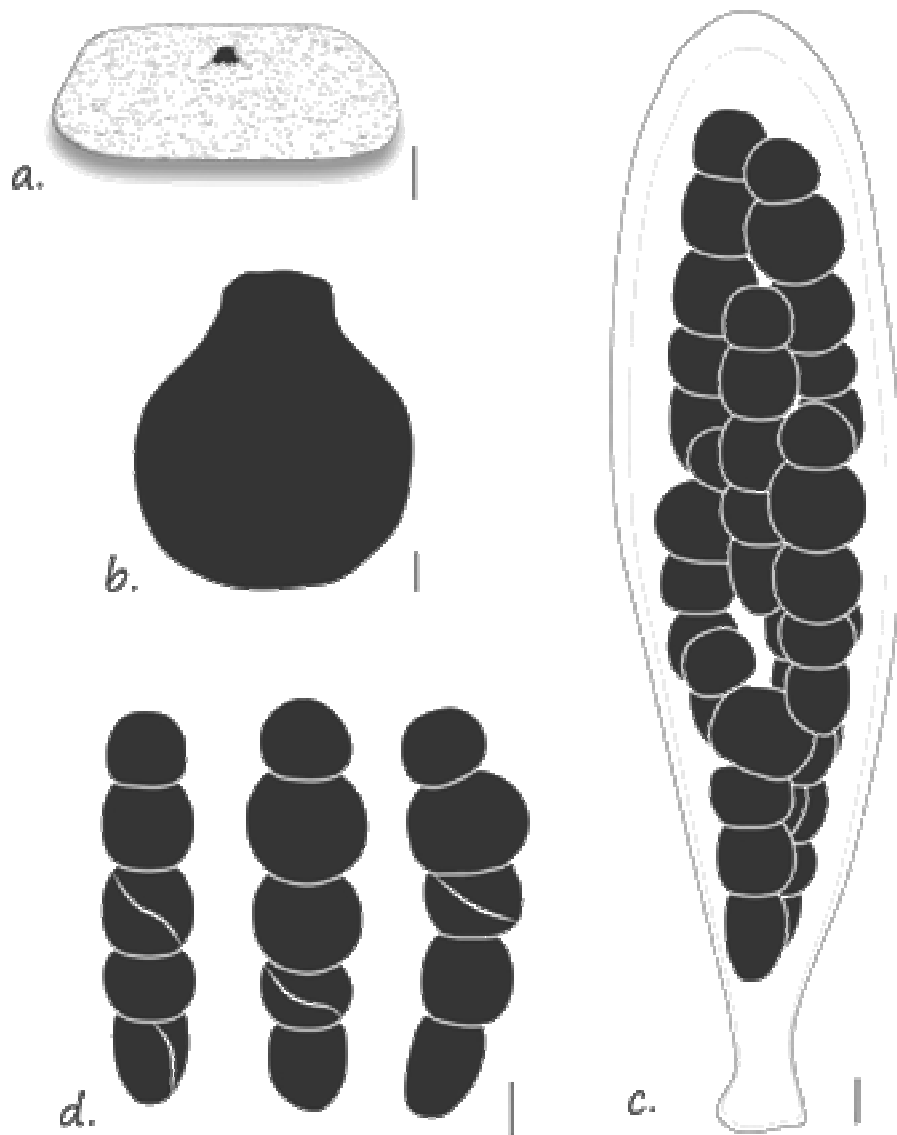
Prancha 166. *Sporormiella herculea*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Asco. **d.** Ascosporo (Barras: a = 400 μm , b, c = 50 μm , d = 2 μm)



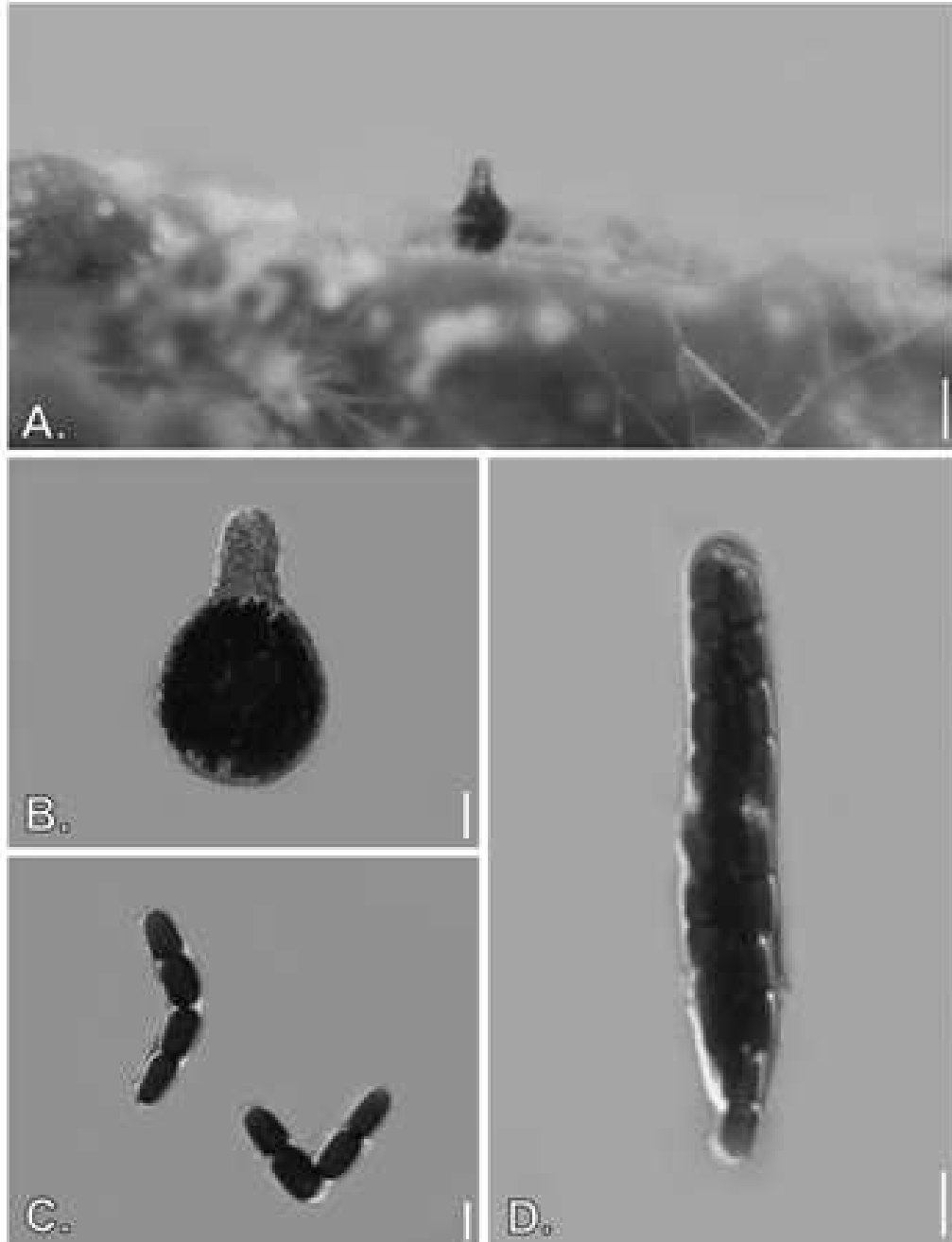
Prancha 167. *Sporormiella pentamera*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Ascosporo. *S. isomera* **d.** Asco maduro. **e.** Ascus e ascosporos (Barras: a = 100 μ m, b = 25 μ m, c, d = 10 μ m, e = 15 μ m)



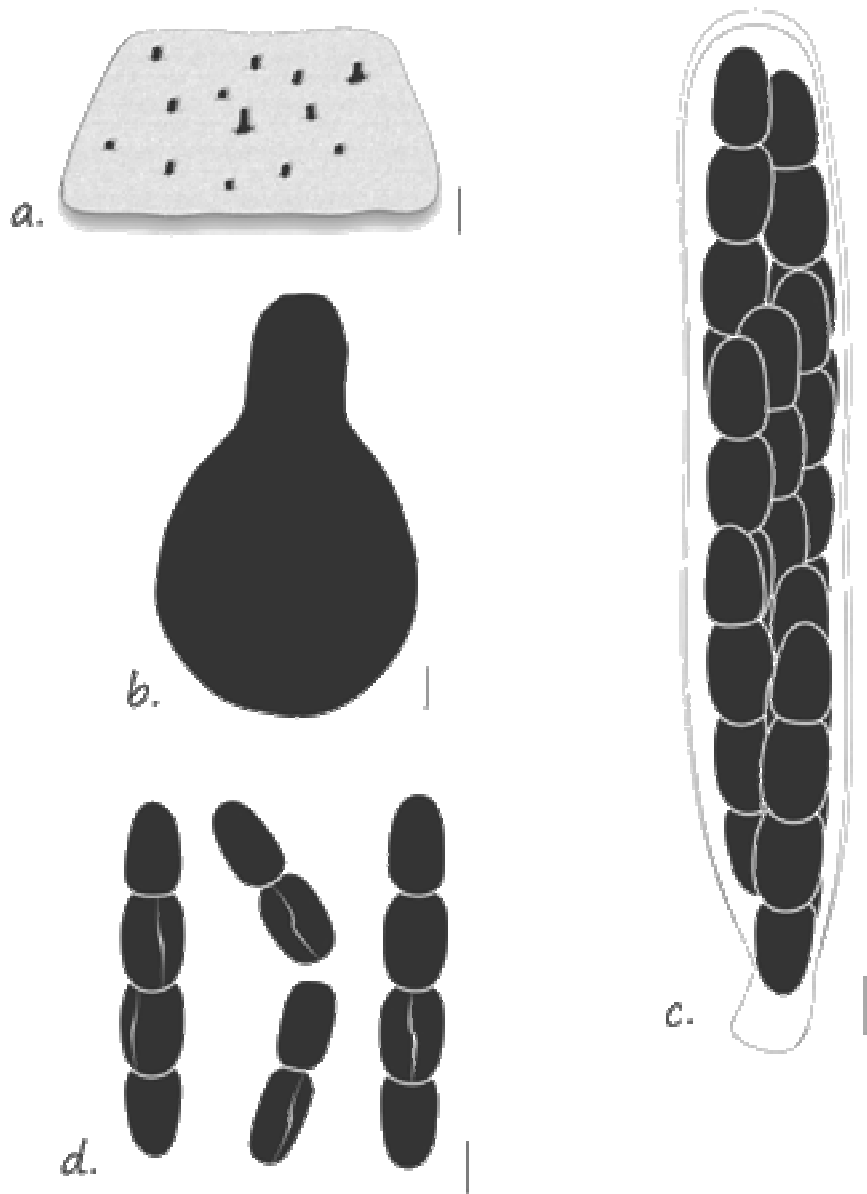
Prancha 168. *Sporormiella isomera*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Asco. **d.** Ascosporos (Barras: a = 250 μm , b = 35 μm , c, d = 5 μm)



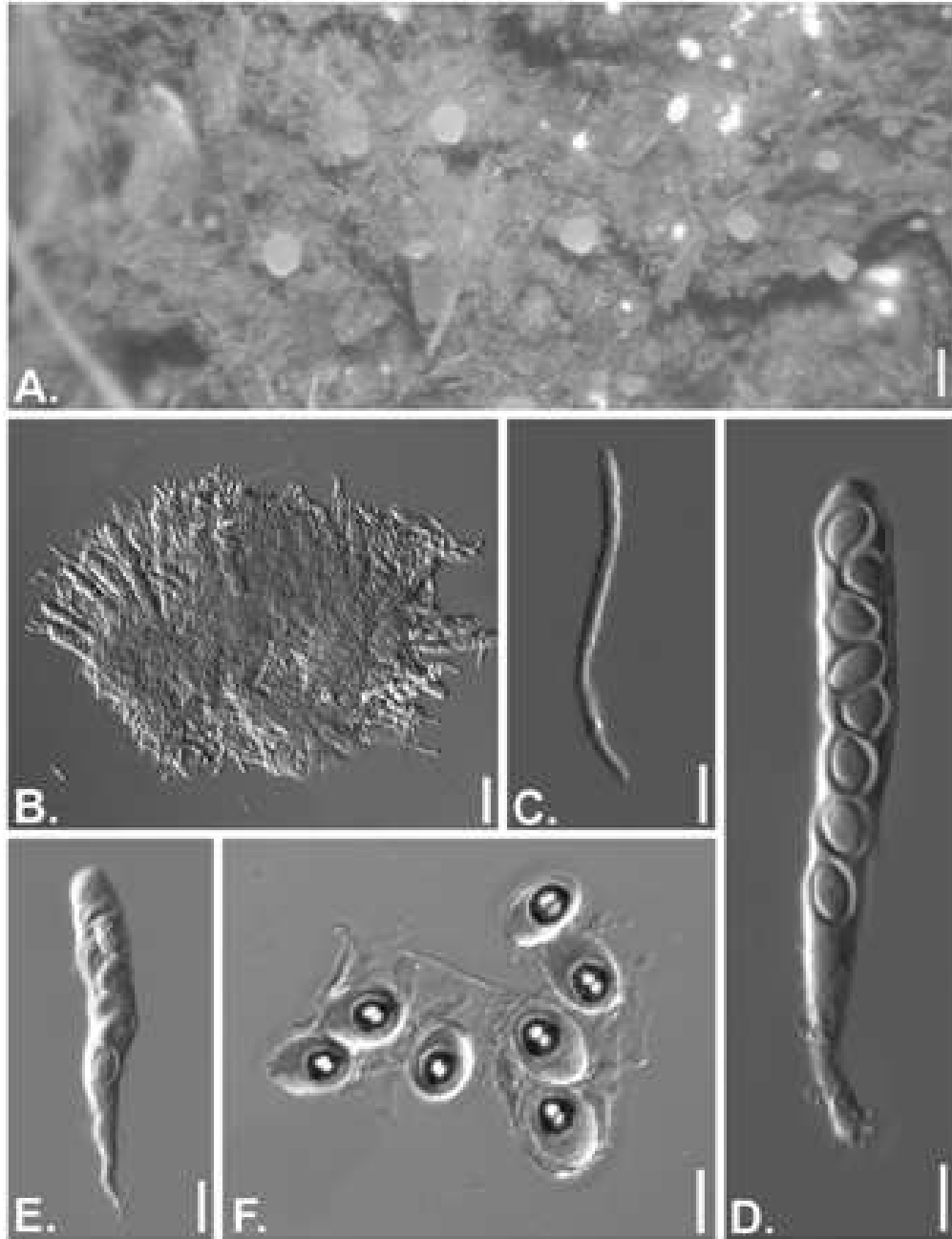
Prancha 169. *Sporormiella pentamera*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Asco. **d.** Ascosporos (Barras: a = 300 μm , b = 25 μm , c = 2,5 μm , d = 10 μm)



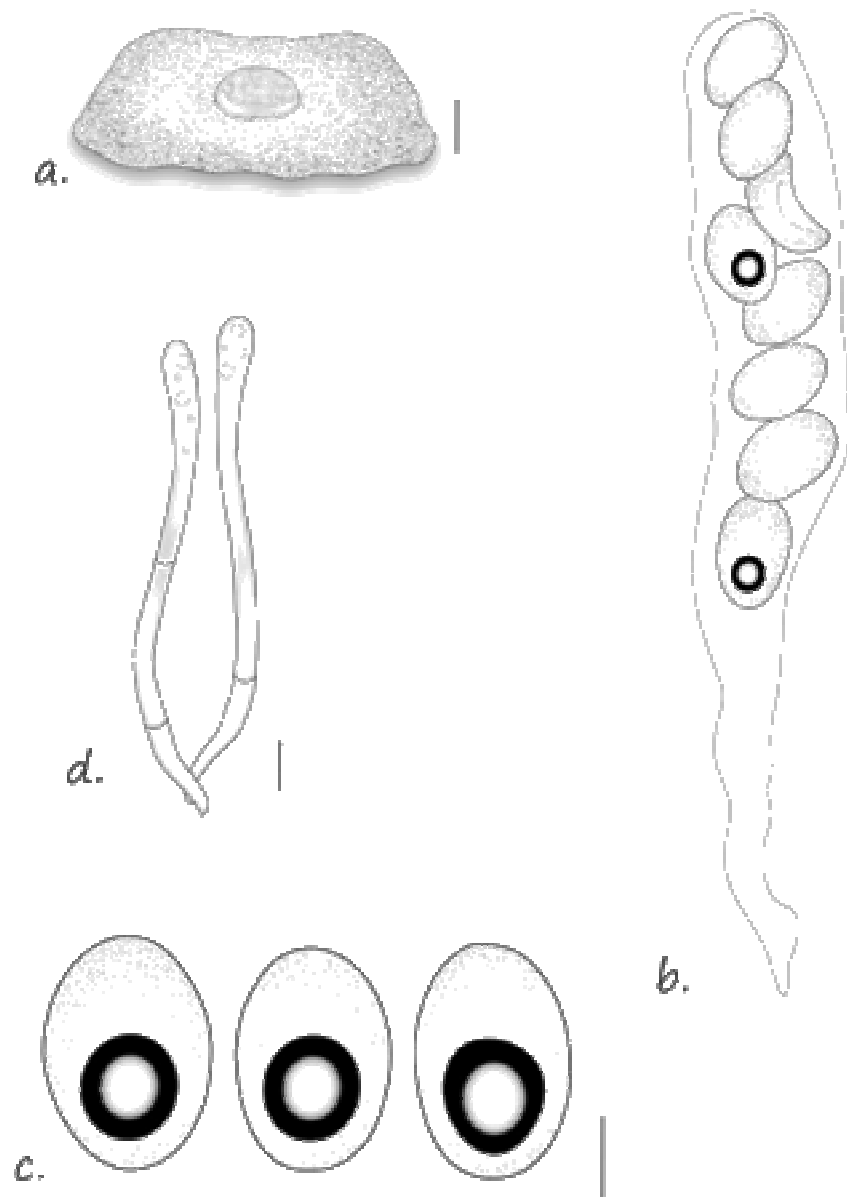
Prancha 170. *Sporormiella minima*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Ascosporos, evidenciando a tendência de fragmentação no septo central (direita). **d.** Asco maduro (Barras: a = 100 μ m, b = 25 μ m, c = 5 μ m, d = 10 μ m)



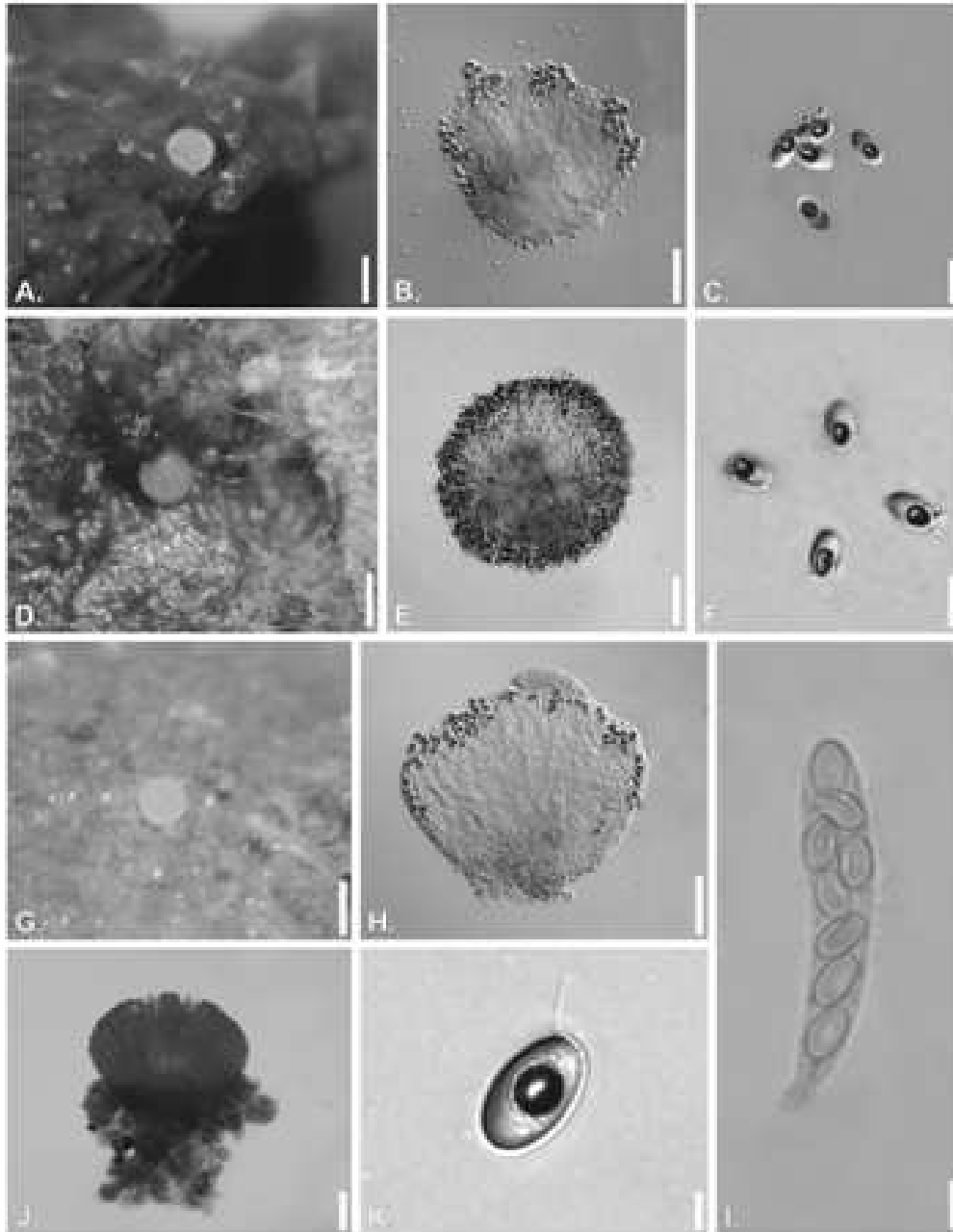
Prancha 171. *Sporormiella minima*. **a.** Hábito. **b.** Pseudotécio. **c.** Asco maduro. **d.** Ascosporos, com fragmentação no septo central (centro) (Barras: a = 200 μ m, b = 15 μ m, c = 5 μ m, d = 4 μ m)



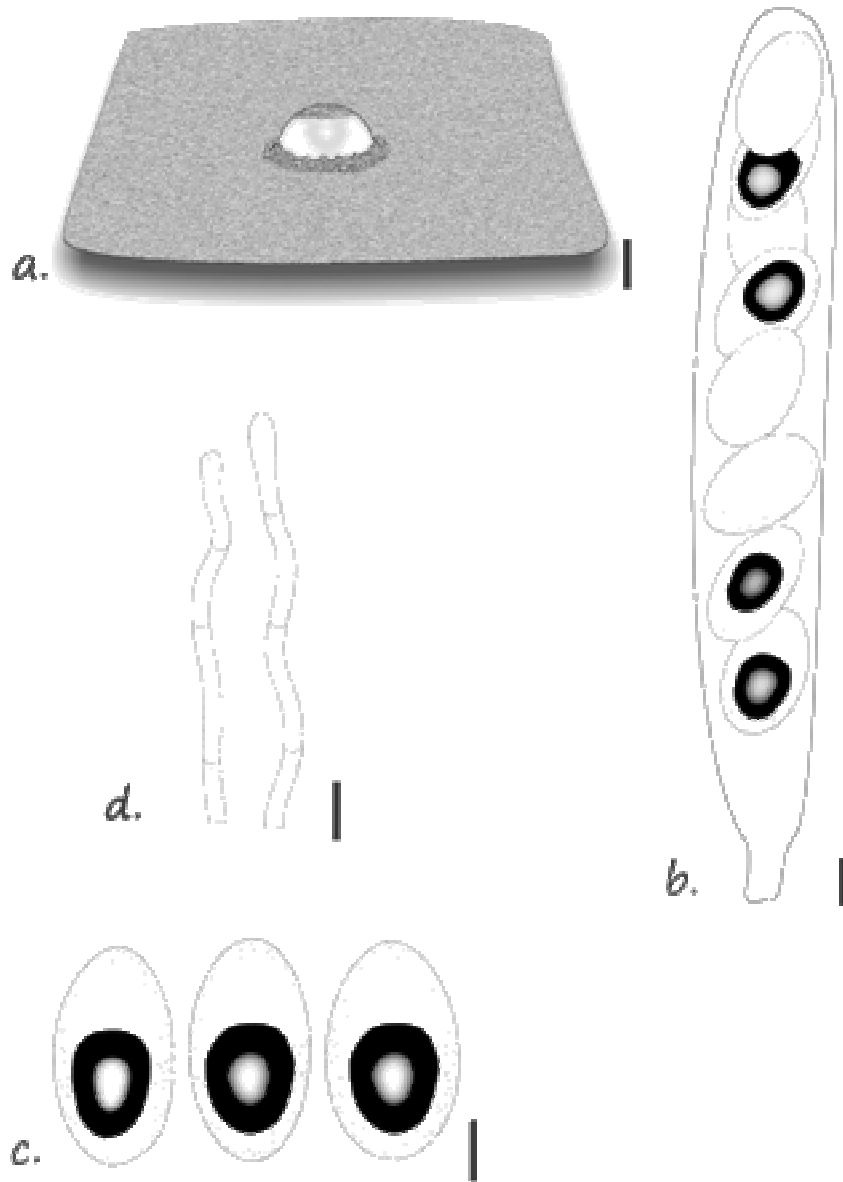
Prancha 172. *Coprotus aurora*. **a.** Hábito. **b.** Apotécio montado. **c.** Paráfise. **d.** Asco jovem. **e.** Asco maduro. **f.** Ascosporos
 (Barras: a = 300 μ m, b = 50 μ m, c = 7,5 μ m, d, f = 10 μ m, e = 15 μ m)



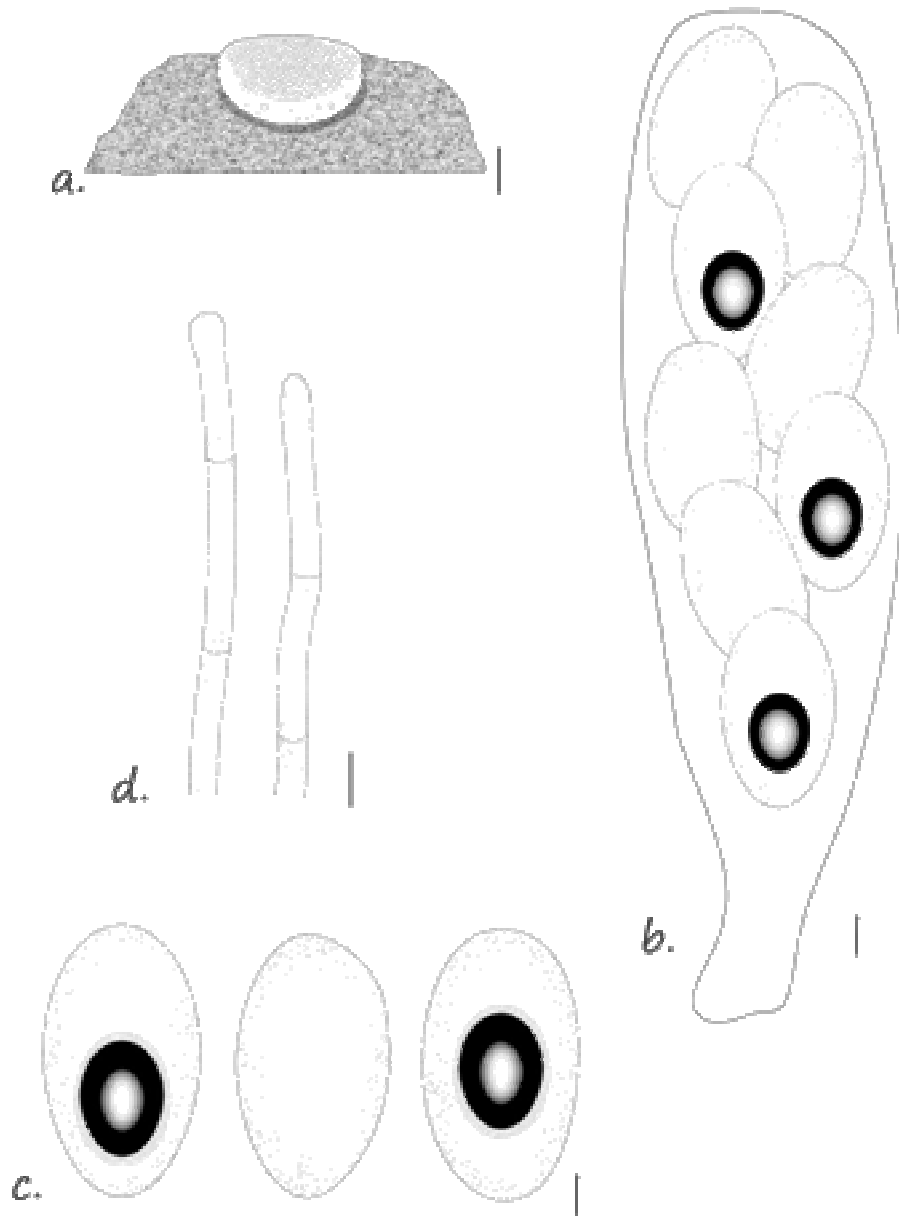
Prancha 173. *Coprotus aurora*. **a.** Hábito. **b.** Asco. **c.** Ascosporos maduros. **d.** Paráfises (Barras: a = 200 μm , b = 10 μm , c, d = 5 μm)



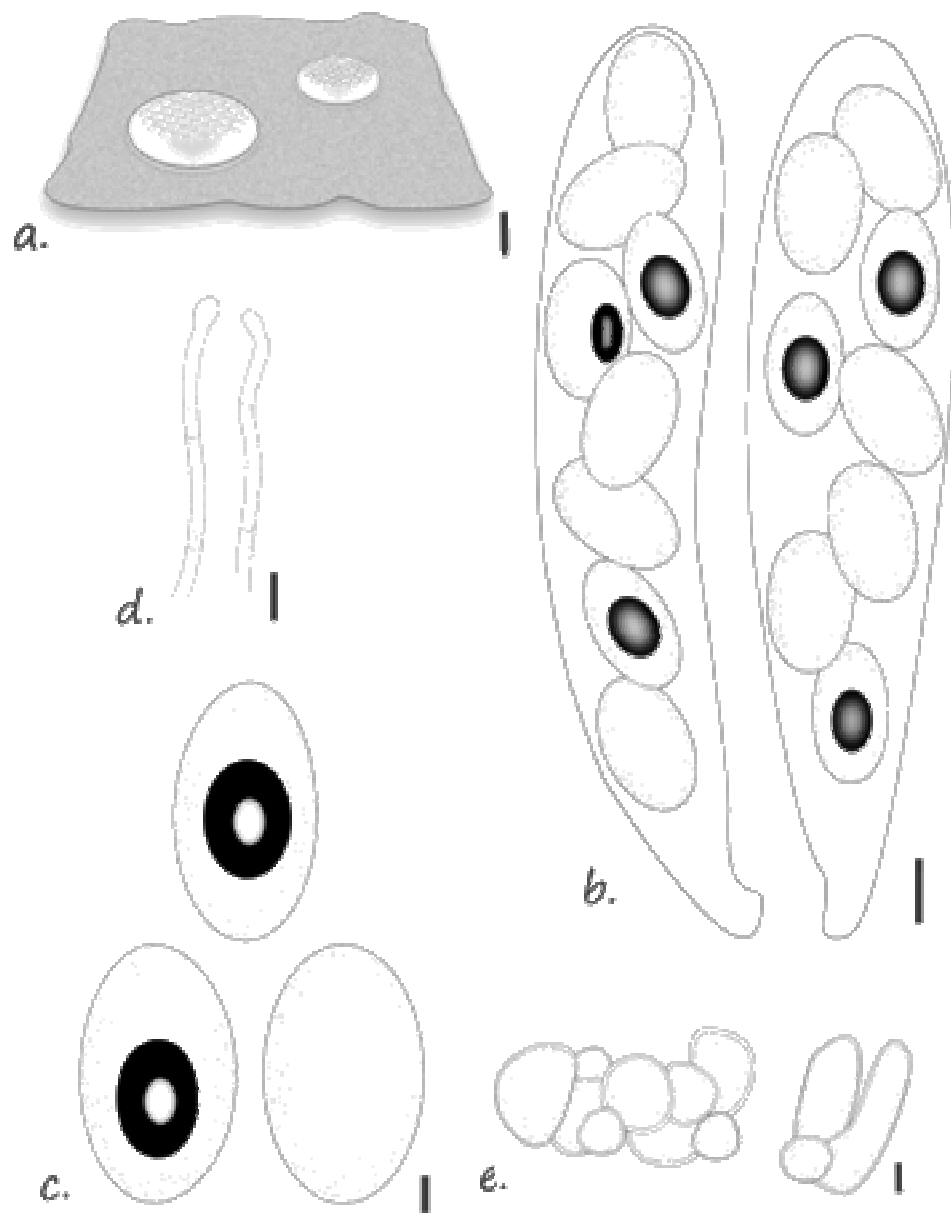
Prancha 174. *Coprotus disculus*. **a.** Hábito. **b.** Apotécio. **c.** Ascosporos. *C. lacteus*. **d.** Hábito. **e.** Apotécio. **f.** Ascosporos. *C. leucopocillum*. **g.** Hábito. **h.** Apotécio. **i.** Asco. **j.** Apotécio corado com Azul de Algodão, evidenciando sua cianofilia. **k.** Ascosporo (Barras: a = 1000 μ m, b = 250 μ m, c = 15 μ m, d = 300 μ m, e = 75 μ m, f = 10 μ m, g = 450 μ m, h = 100 μ m, i = 15 μ m, j = 100 μ m, k = 5 μ m)



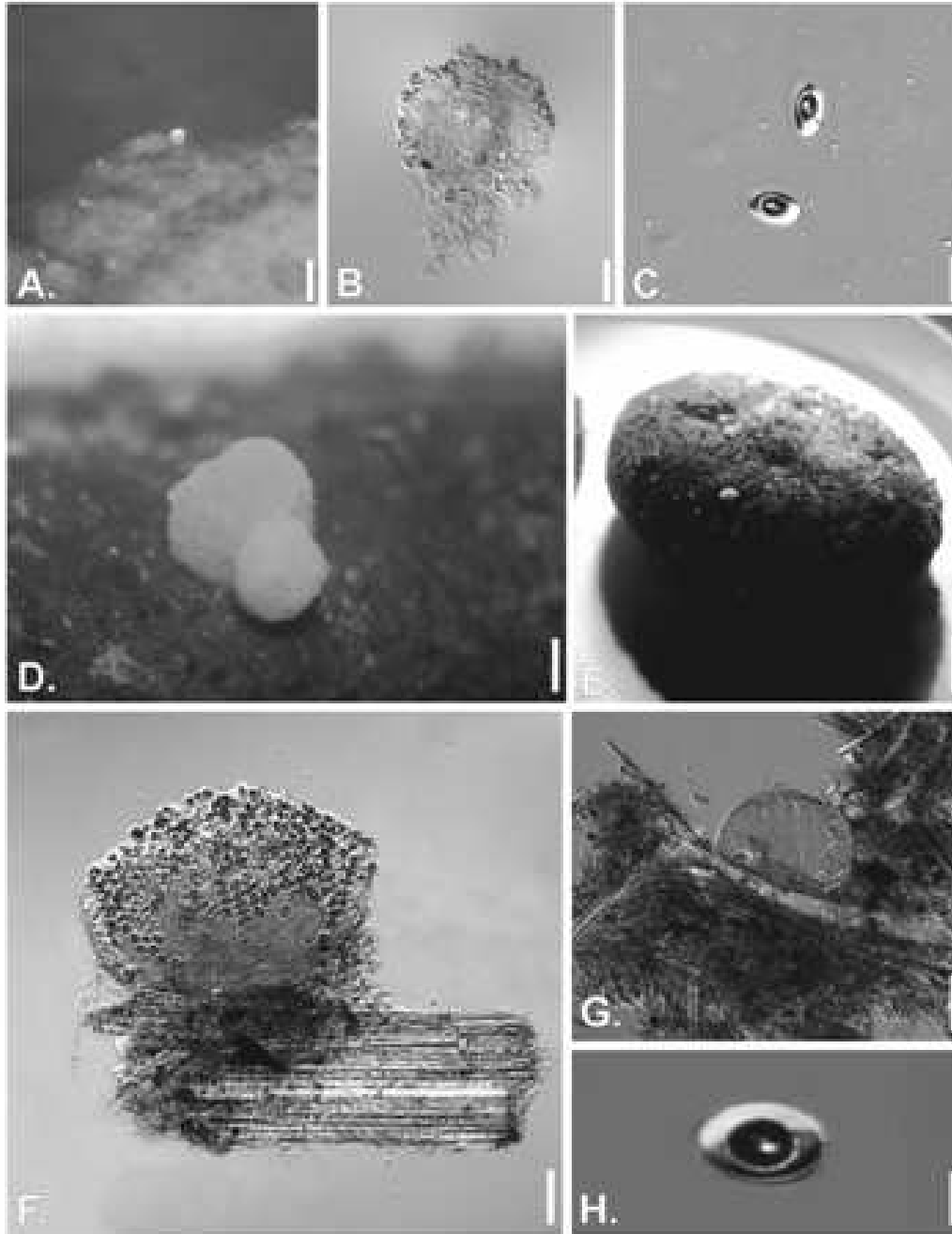
Prancha 175. *Coprotus disculus*. **a.** Hábito. **b.** Asco. **c.** Ascosporos. **d.** Paráfises (Barras: a = 400 μm , b = 5 μm , c = 2 μm , d = 10 μm)



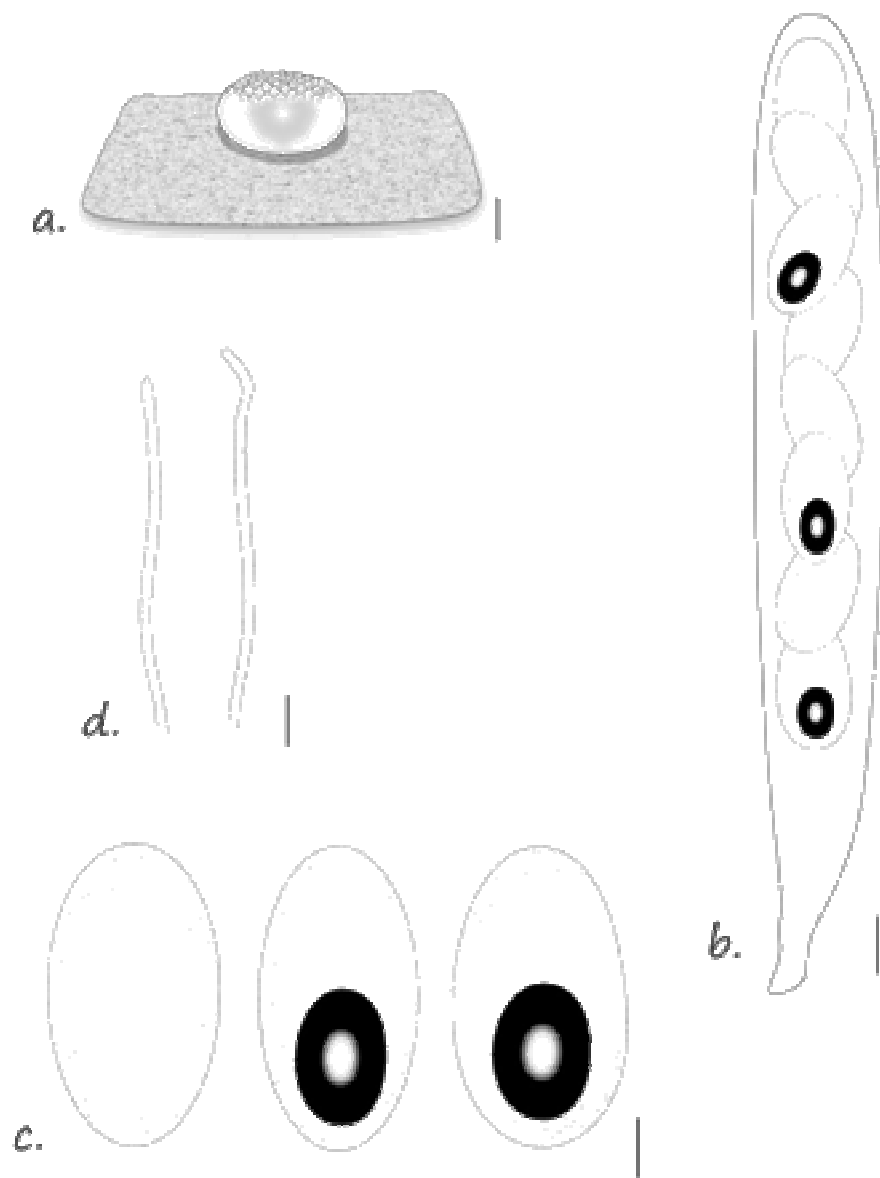
Prancha 176. *Coprotus lacteus*. **a.** Hábito. **b.** Asco. **c.** Ascosporos. **d.** Paráfises (Barras: a = 100 μ m, b = 2,5 μ m, c = 1 μ m, d = 3 μ m)



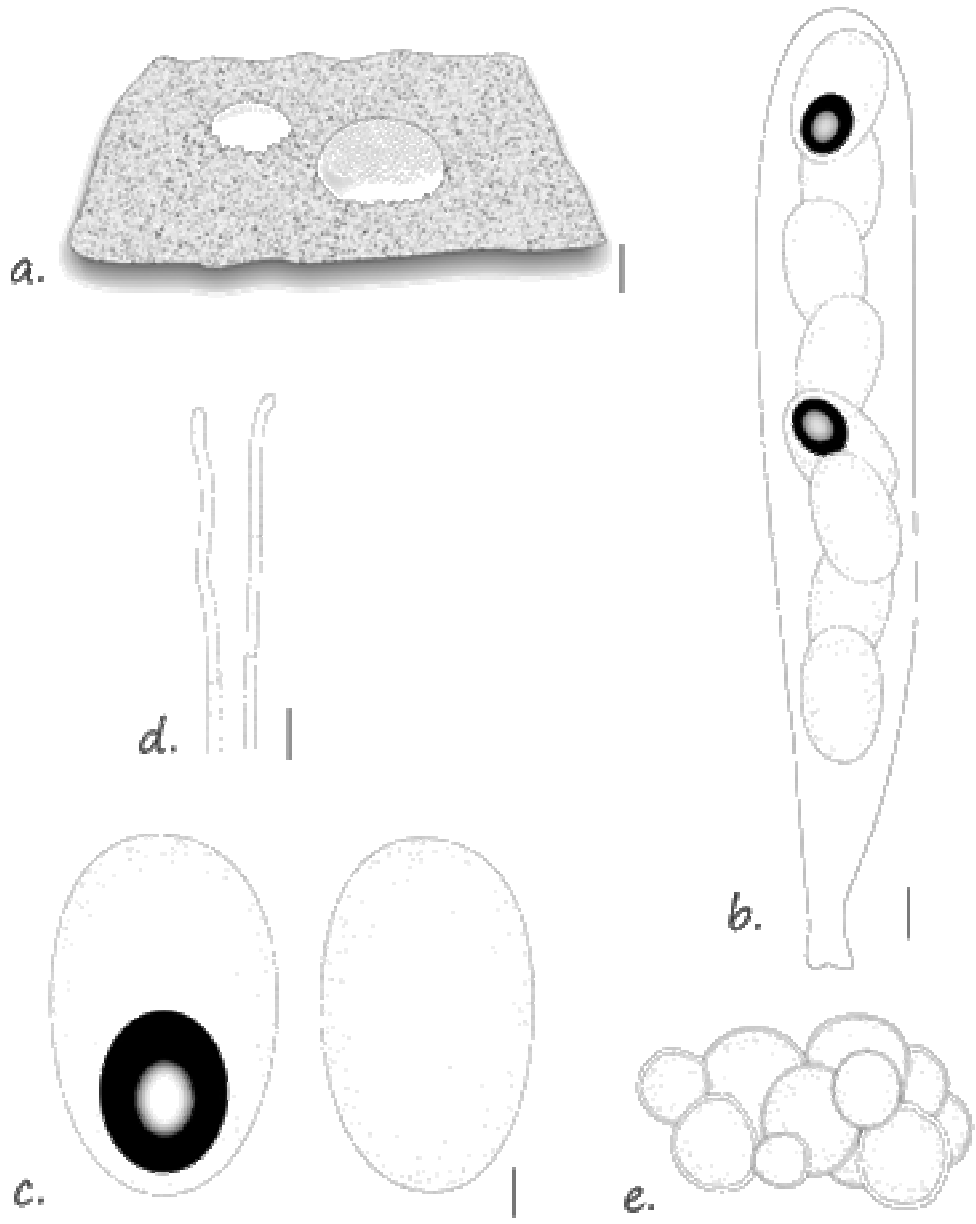
Prancha 177. *Coprotus leucopocillum*. **a.** Hábito. **b.** Ascos. **c.** Ascosporos. **d.** Paráfises. **e.** Células do excípulo
 (Barras: a = 300 μ m, b, e = 5 μ m, c = 1 μ m, d = 10 μ m)



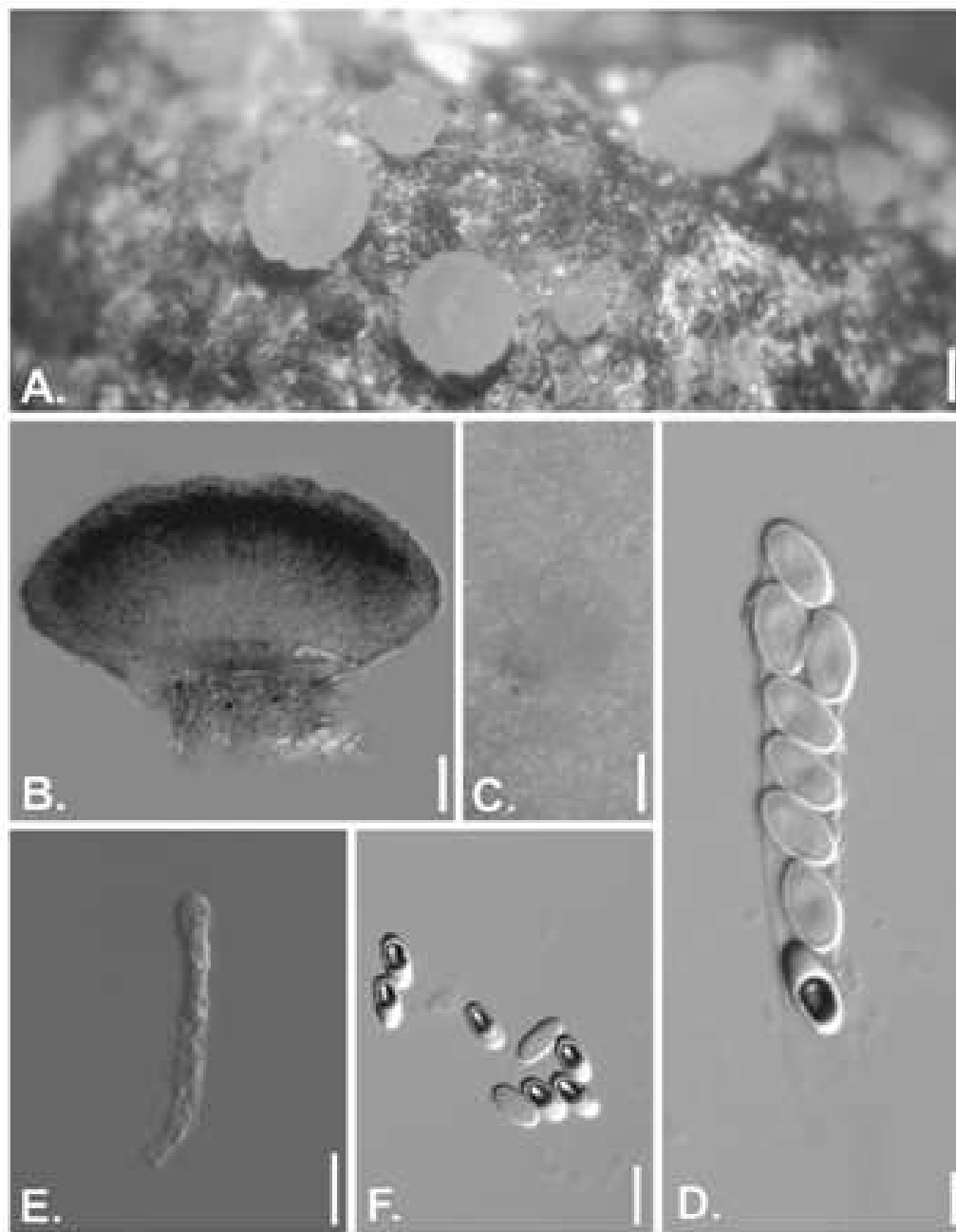
Prancha 178. *Coprotus luteus*. **a.** Hábito. **b.** Apotécio. **c.** Ascosporos. *C. ochraceus*. **d-e.** Hábito. **f.** Apotécio maduro. **g.** Apotécio em maturação. **h.** Ascosporo (Barras: a = 1000 μ m, b = 100 μ m, c = 7,5 μ m, d = 500 μ m, e = 4000 μ m, f = 100 μ m, g = 200 μ m, h = 10 μ m)



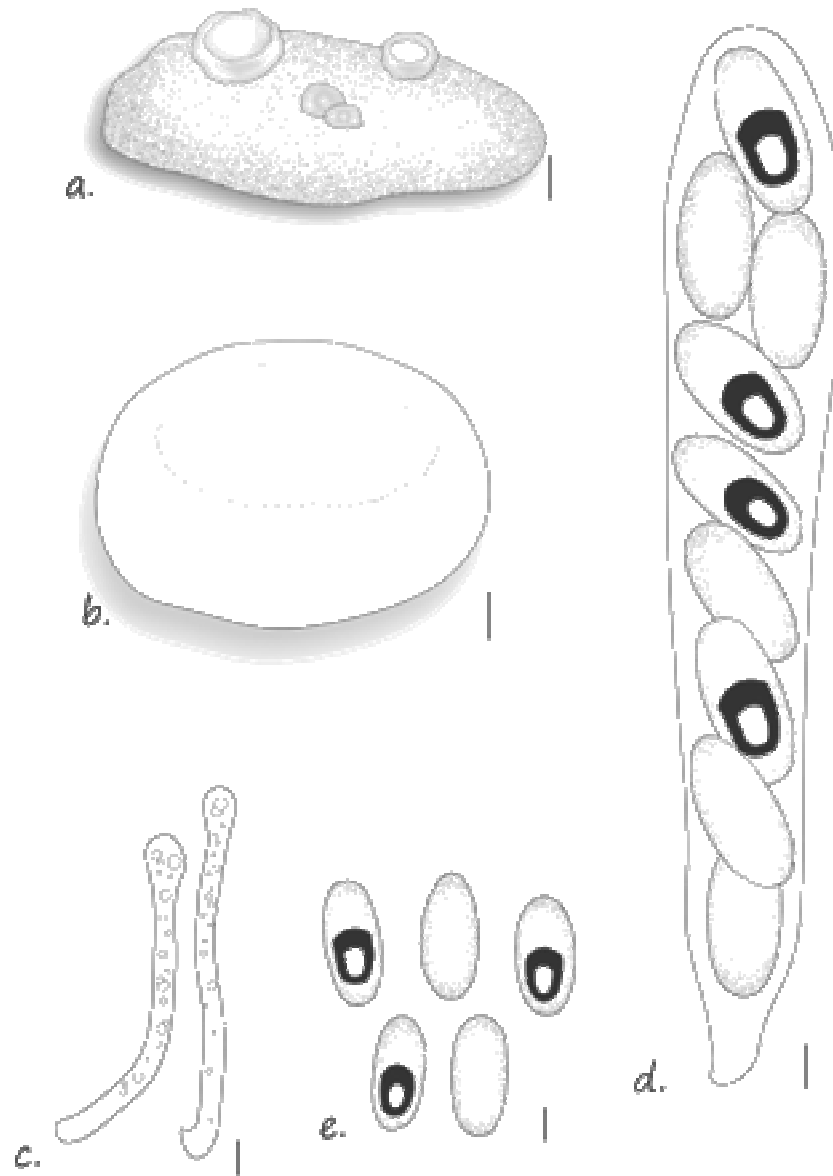
Prancha 179. *Coprotus luteus*. **a.** Hábito. **b.** Asco. **c.** Ascosporos. **d.** Paráfises (Barras: a = 150 μm , b = 5 μm , c = 1 μm , d = 7,5 μm)



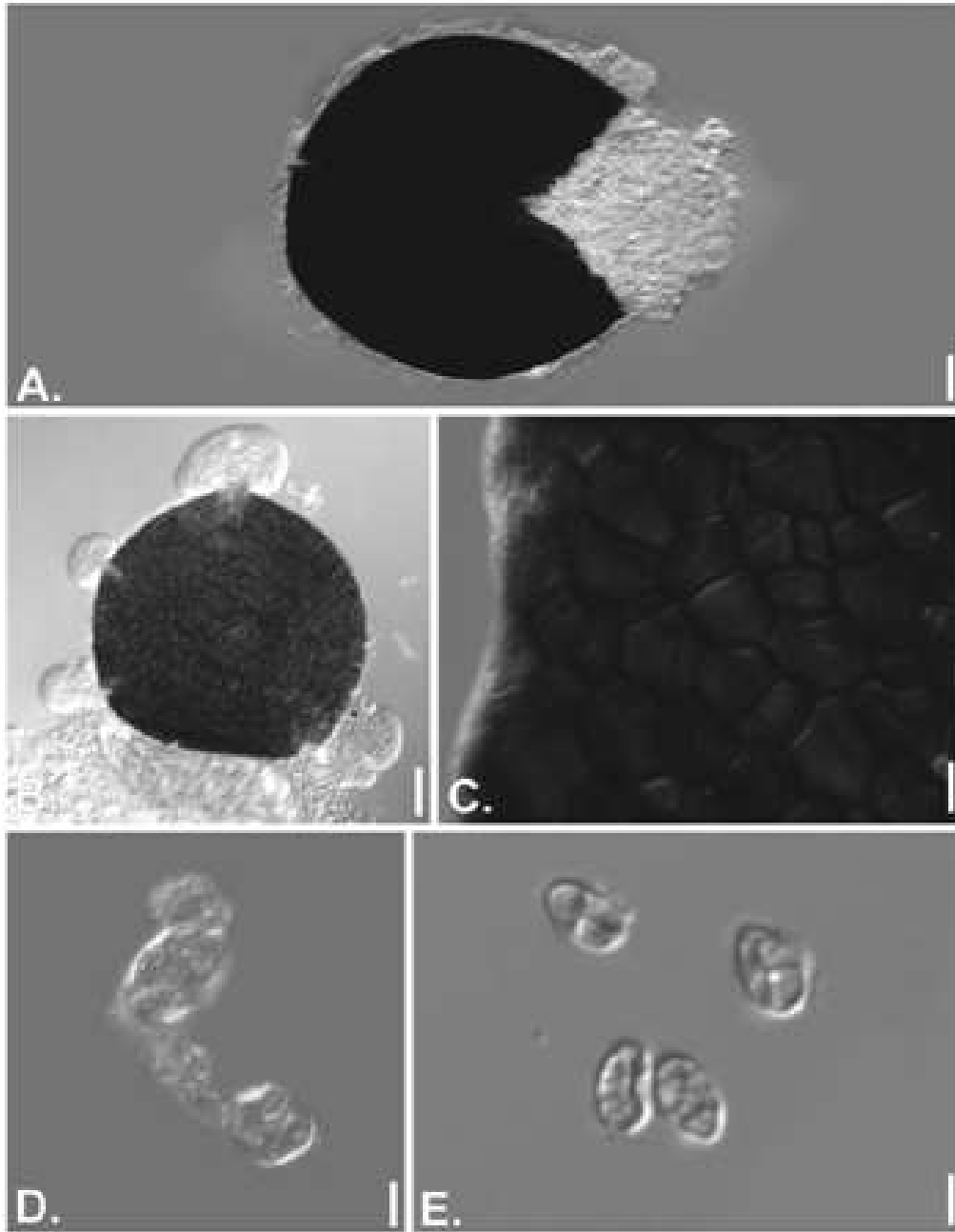
Prancha 180. *Coprotus ochraceus*. **a.** Hábito. **b.** Asco. **c.** Ascosporos. **d.** Paráfises. **e.** Células do excípulo (Barras: a = 500 μm , b = 5 μm , c = 2,5 μm , d = 10 μm , e = 7,5 μm)



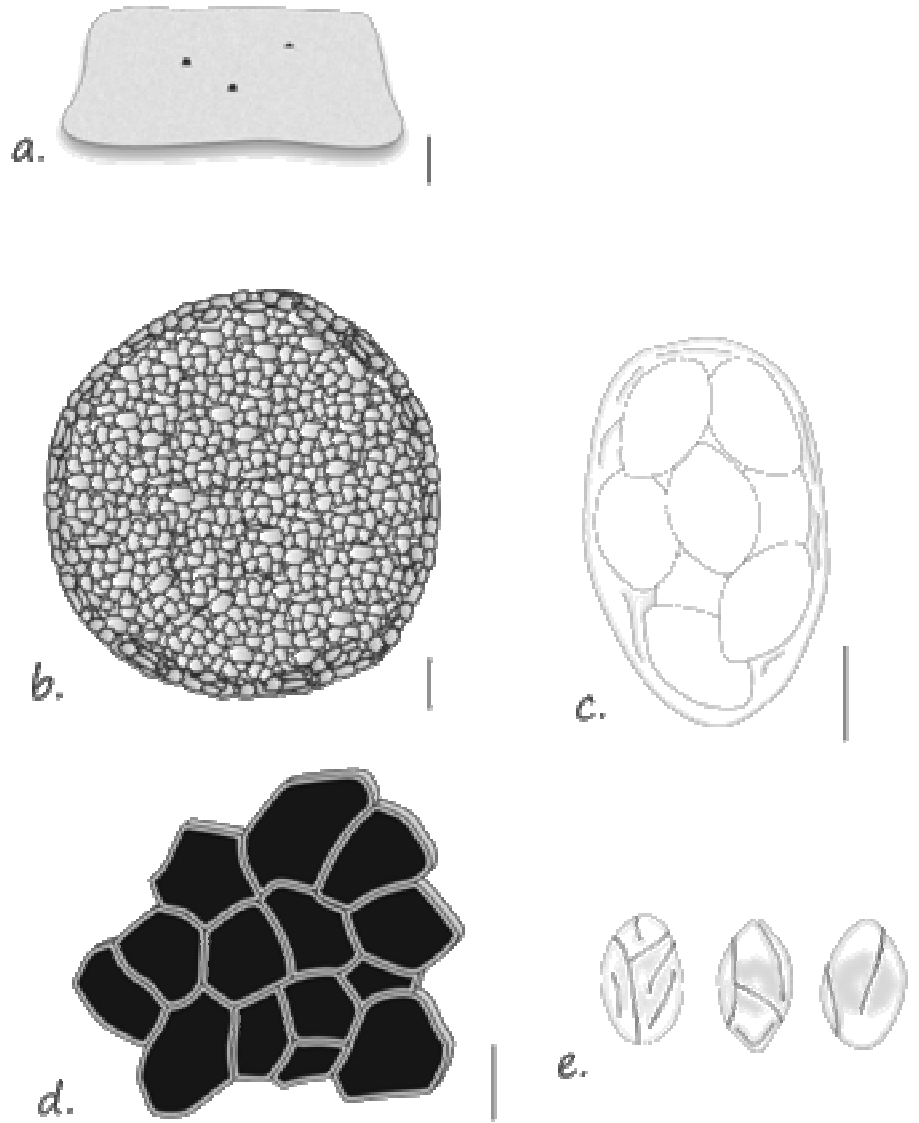
Prancha 181. *Thelebolus microsporus*. **a.** Hábito. **b.** Apotécio em maturação em microscopia óptica. **c.** Apotécios em maturação em microscopia estereoscópica. **d.** Asco. **e.** Paráfise. **f.** Ascosporos (Barras: a = 75 μm , b = 25 μm , c = 80 μm , d = 7,5 μm , e = 15 μm , f = 10 μm)



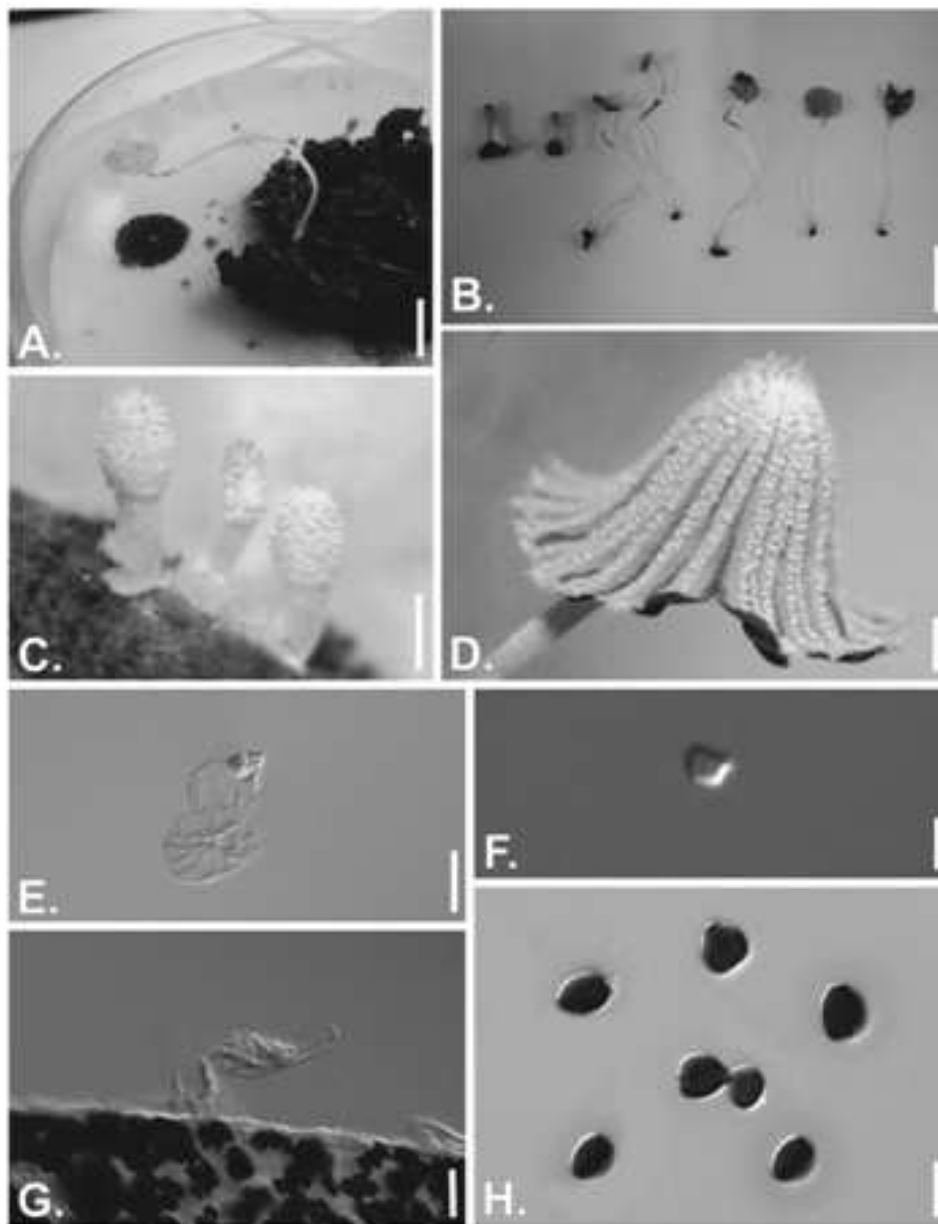
Prancha 182. *Thelebolus microsporus*. **a.** Hábito (100 μm). **b.** Apotécio (25 μm). **c.** Paráfises (5 μm). **d.** Asco (2,5 μm). **e.** Ascosporos (2,5 μm) (Barras: a = 100 μm , b = 25 μm , c = 5 μm , d = 2,5 μm)



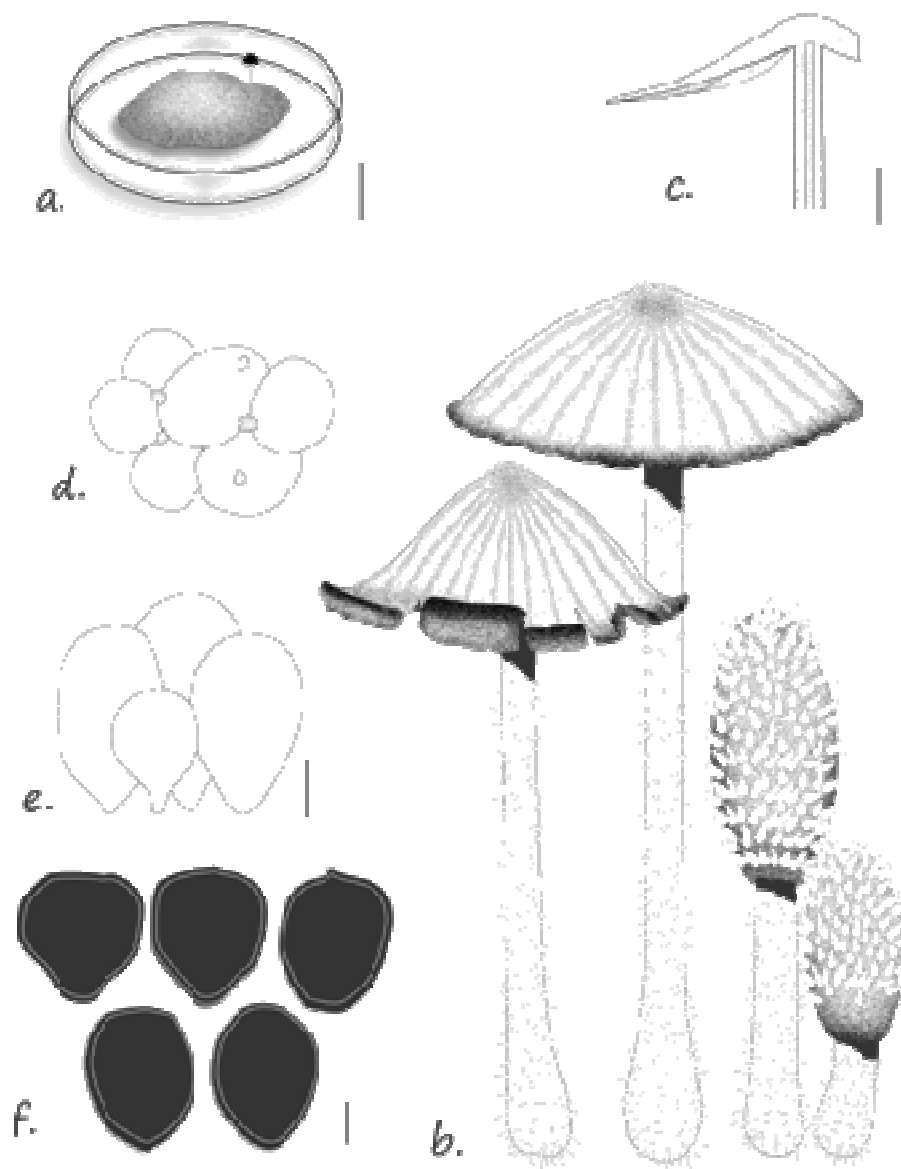
Prancha 183. *Leuconeurospora pulcherrima*. **a.** Cleistotécio maduro rompido, liberando massa de ascosporos. **b.** Cleistotécio em maturação rompido, liberando ascos e ascosporos. **c.** Perídio cefalotecóide. **d.** Ascos. **e.** Ascosporos (Barras: a = 25 μ m, b = 35 μ m, c = 10 μ m, d, e = 5 μ m)



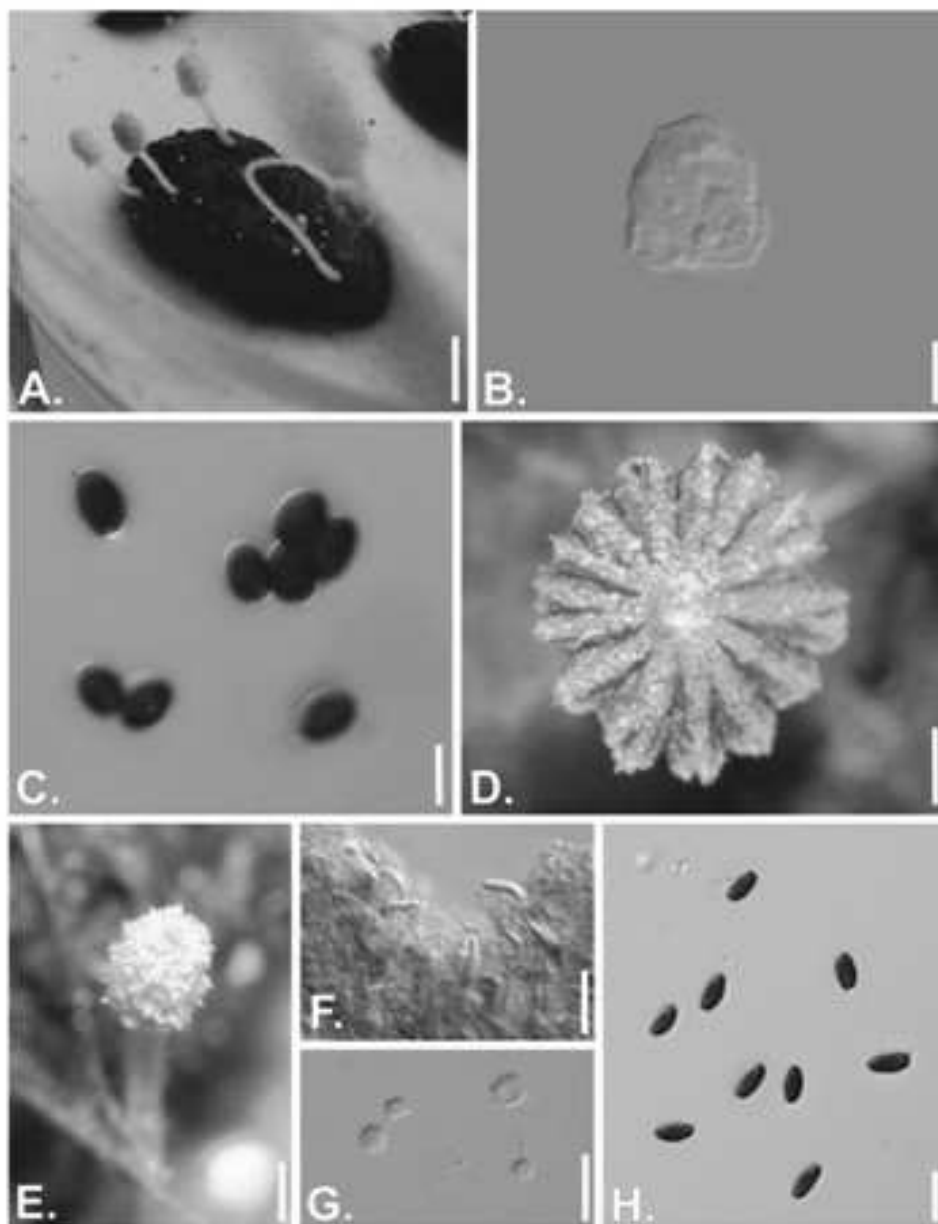
Prancha 184. *Leuconeurospora pulcherrima*. **a.** Hábito. **b.** Cleistotécio. **c.** Asco. **d.** Placas do perídio. **e.** Ascosporos
 (Barras: a = 1000 μ m, b = 25 μ m, c = 2,5 μ m, d = 15 μ m, e = 5 μ m)



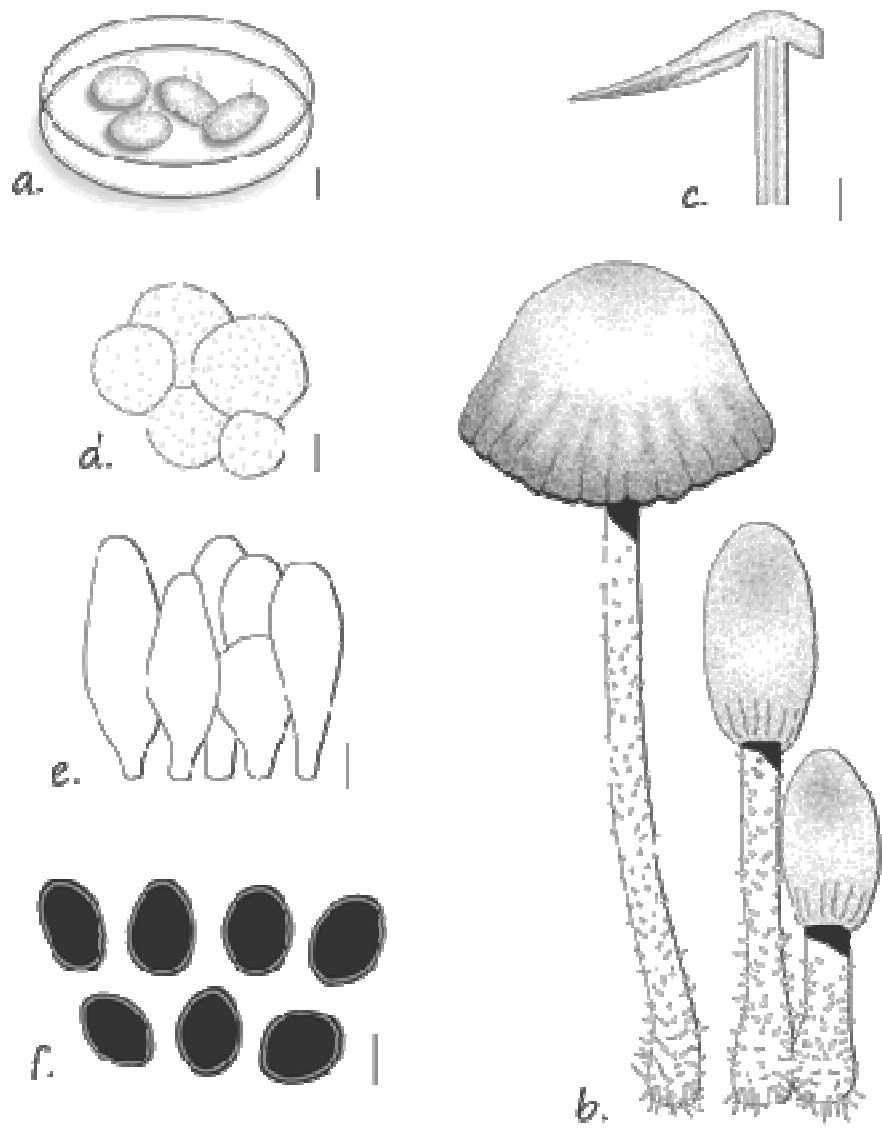
Prancha 185. *Coprinus patouillardii*. **a.** Hábito. **b.** Basídios removidos do substrato, em diversos estágios de maturação. **c.** Basídios jovens, apresentando píleo fechado evidentemente ornamentado por elementos velares formando flocos piramidais. **d.** Píleo expandido, com elementos velares formando flocos piramidais radialmente em relação ao centro. **e.** Elemento velar globoso. **f.** Cristal removido da trama velar. **g.** Queilocistídio colapsado. **h.** Basidiosporos (Barras: a = 15 mm, b = 20 mm, c = 5 mm, d = 2,5 mm, e = 15 μ m, f = 2,5 μ m, g = 10 μ m, h = 7,5 μ m)



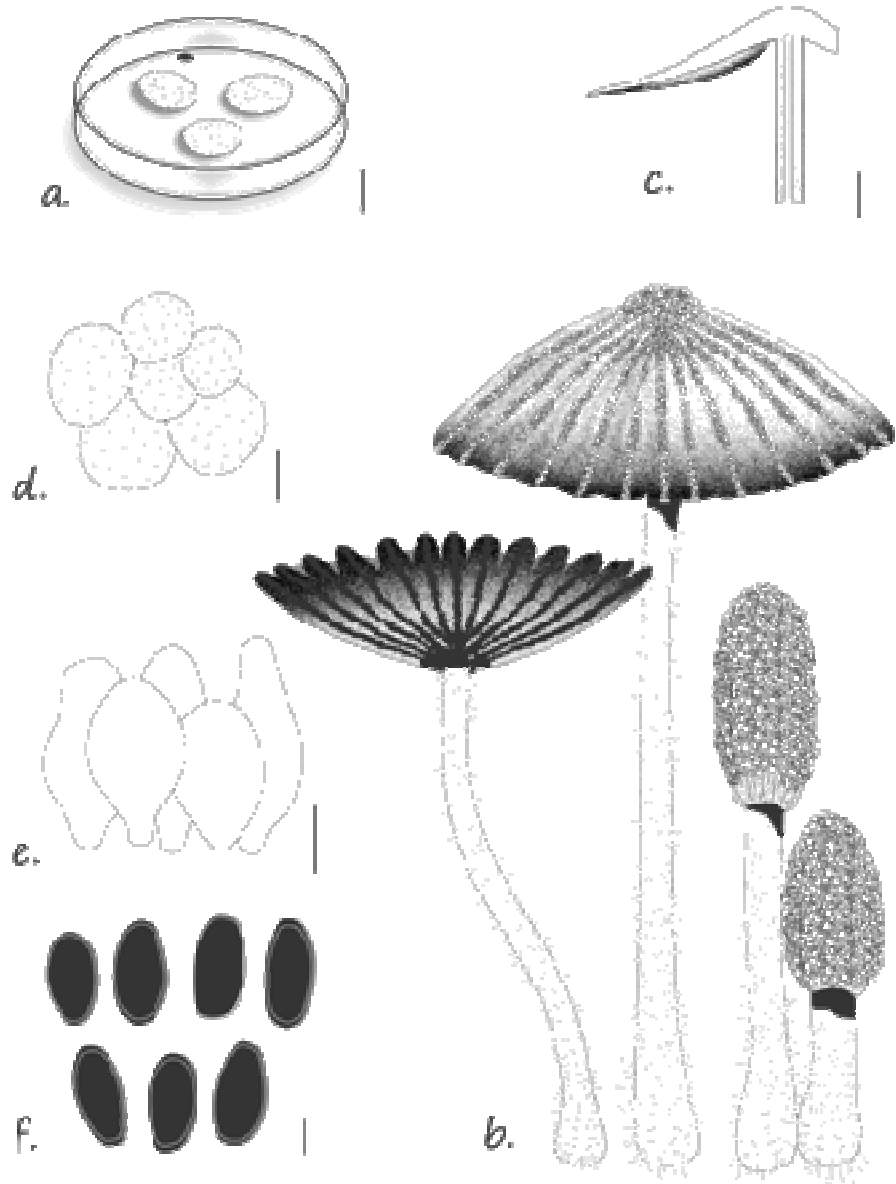
Prancha 186. *Coprinus patouillardii*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diversos estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula evidenciando a inserção no estipe. **d.** Elementos velares globosos. **e.** Quelocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 200 mm, b = 2,5 mm, c = 2 mm, d = 25 μ m, e = 10 μ m, f = 2,5 μ m)



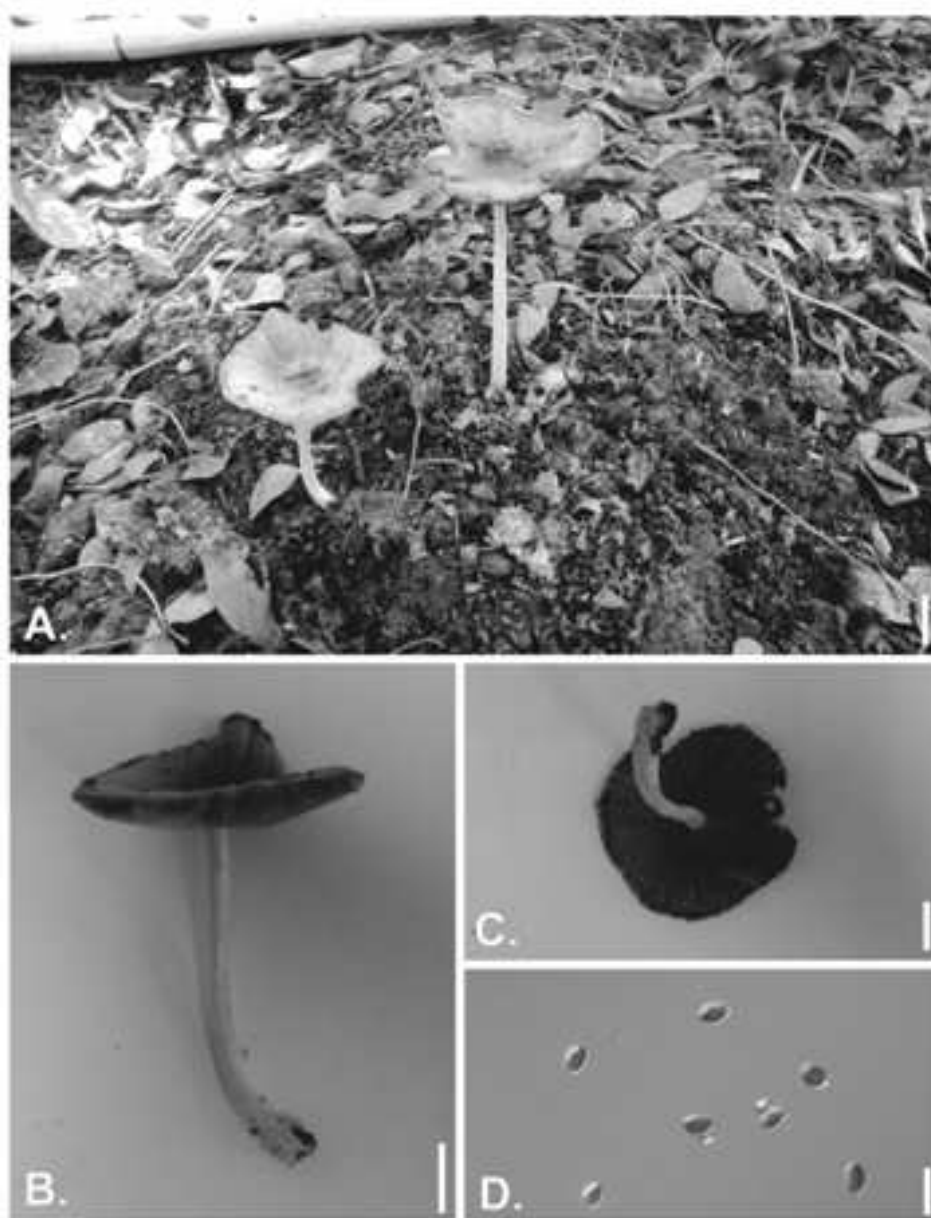
Prancha 187. *Coprinus foetidellus*. **a.** Hábito. **b.** Elementos velar globoso removido do píleo. **c.** Basidiosporos. *Coprinopsis stercorea*. **d.** Píleo expandido, com elementos velares formando flocos granulosos radialmente em relação ao centro. **e.** Basídios jovens, apresentando píleos fechados evidentemente ornamentados por elementos velares formando flocos. **f.** Queilocistídios. **g.** Elementos velares globosos, apresentando numerosas projeções cristalinas em suas superfícies. **h.** Basidiosporos (Barras: a = 7,5 mm, b = 25 μ m, c = 7,5 μ m, d, e = 2,5 mm, f = 75 μ m, g = 100 μ m, h = 10 μ m)



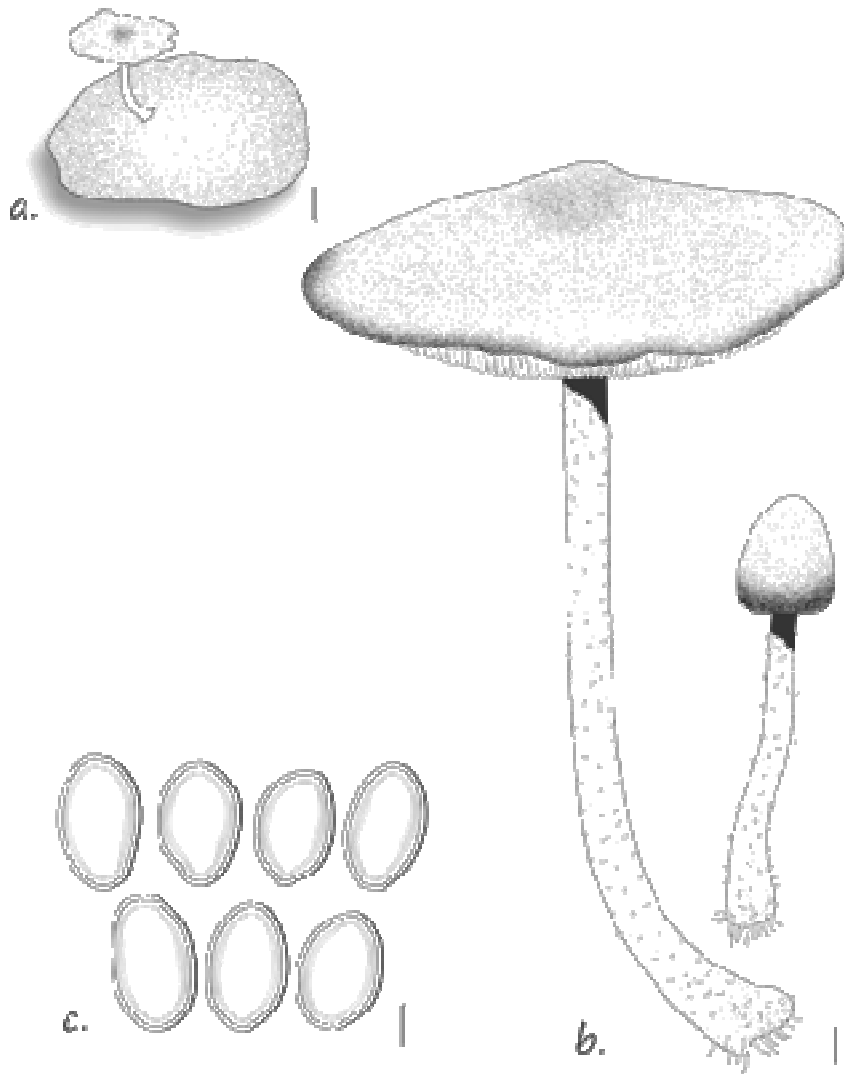
Prancha 188. *Coprinus foetidellus*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diversos estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula, evidenciando a inserção no estipe. **d.** Elementos velares globosos, ornamentados por projeções cristalinas mamiformes. **e.** Queilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 2 mm, c = 5 mm, d = 25 μ m, e = 7,5 μ m, f = 5 μ m)



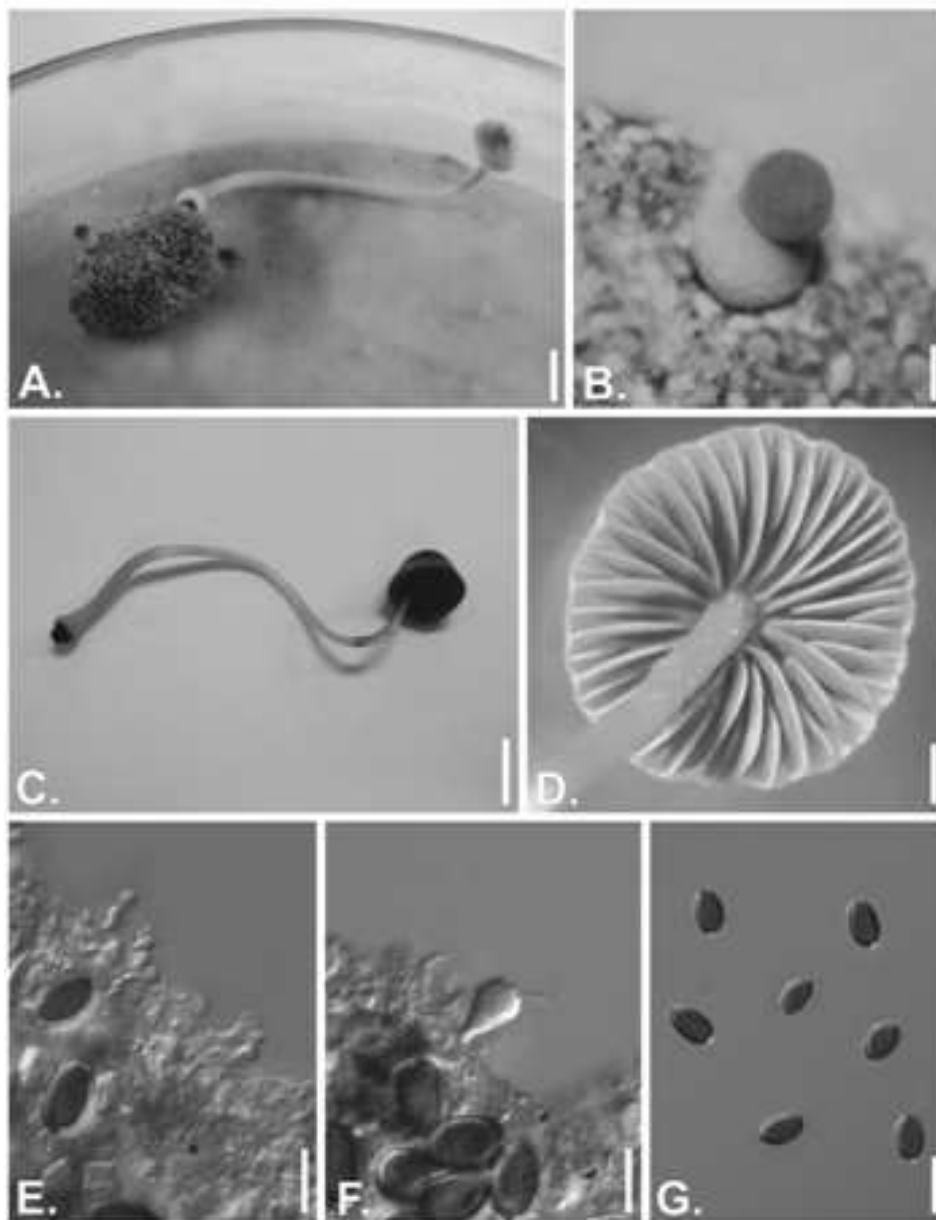
Prancha 189. *Coprinopsis stercorea*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diversos estágios de maturação. **c.** Lamela, evidenciando a inserção no estipe. **d.** Elementos velares globosos, ornamentados por projeções cristalinas mamiformes. **e.** Queilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 2 mm, c = 5 mm, d = 30 μ m, e = 10 μ m, f = 5 μ m)



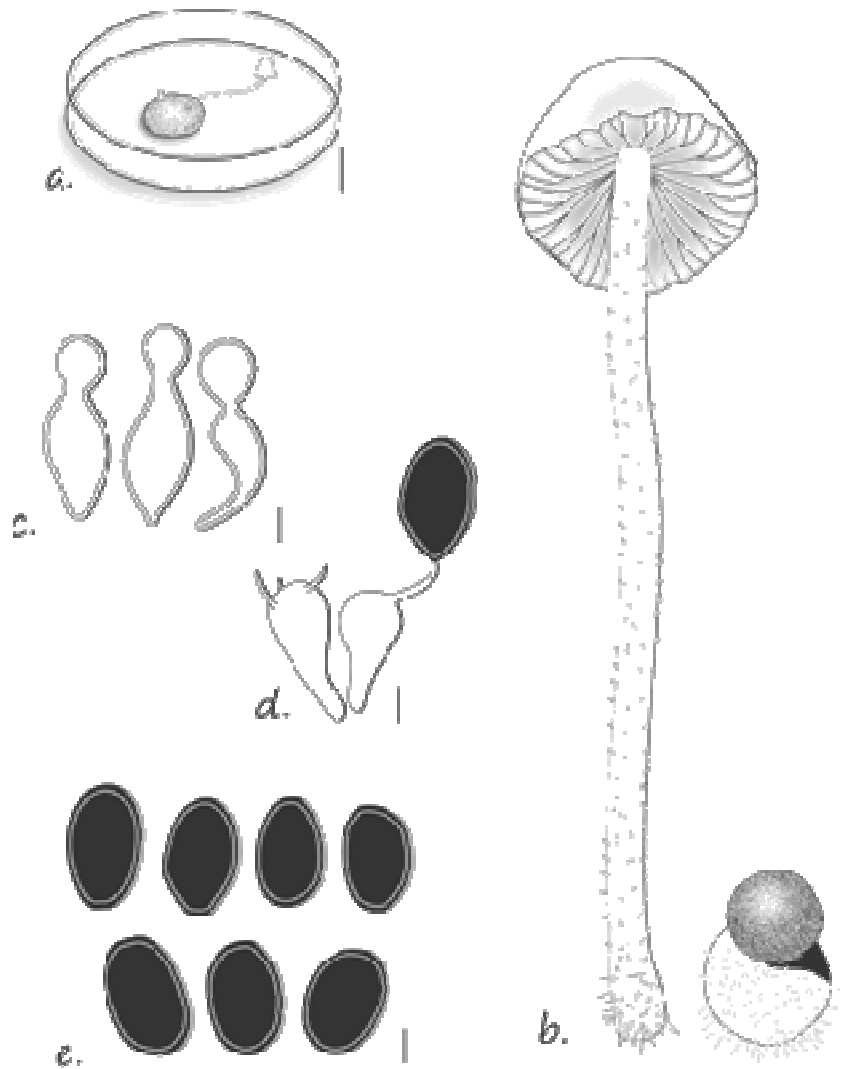
Prancha 190. *Bolbitius demangi*. **a.** Hábito. **b.** Basidioma maduro. **c.** Himenóforo. **d.** Basidiosporos (Barras: a, b, c = 10 mm, d = 25 μ m)



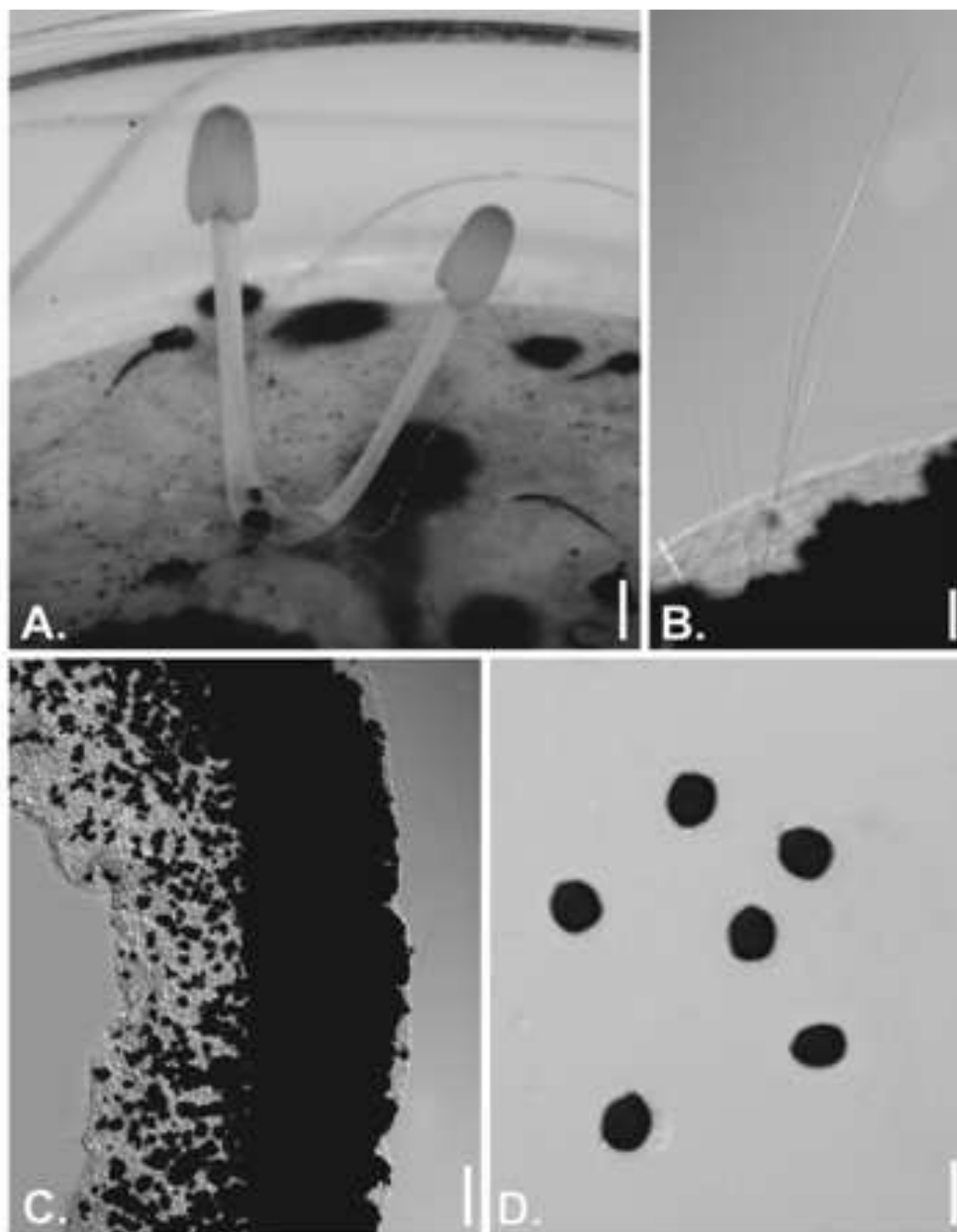
Prancha 191. *Bolbitius demangei*. **a.** Hábito (20 mm). **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação (2,5 mm). **c.** Basidiosporos (5 μ m) (Barras: a = 20 mm, b = 2,5 mm, c = 5 μ m)



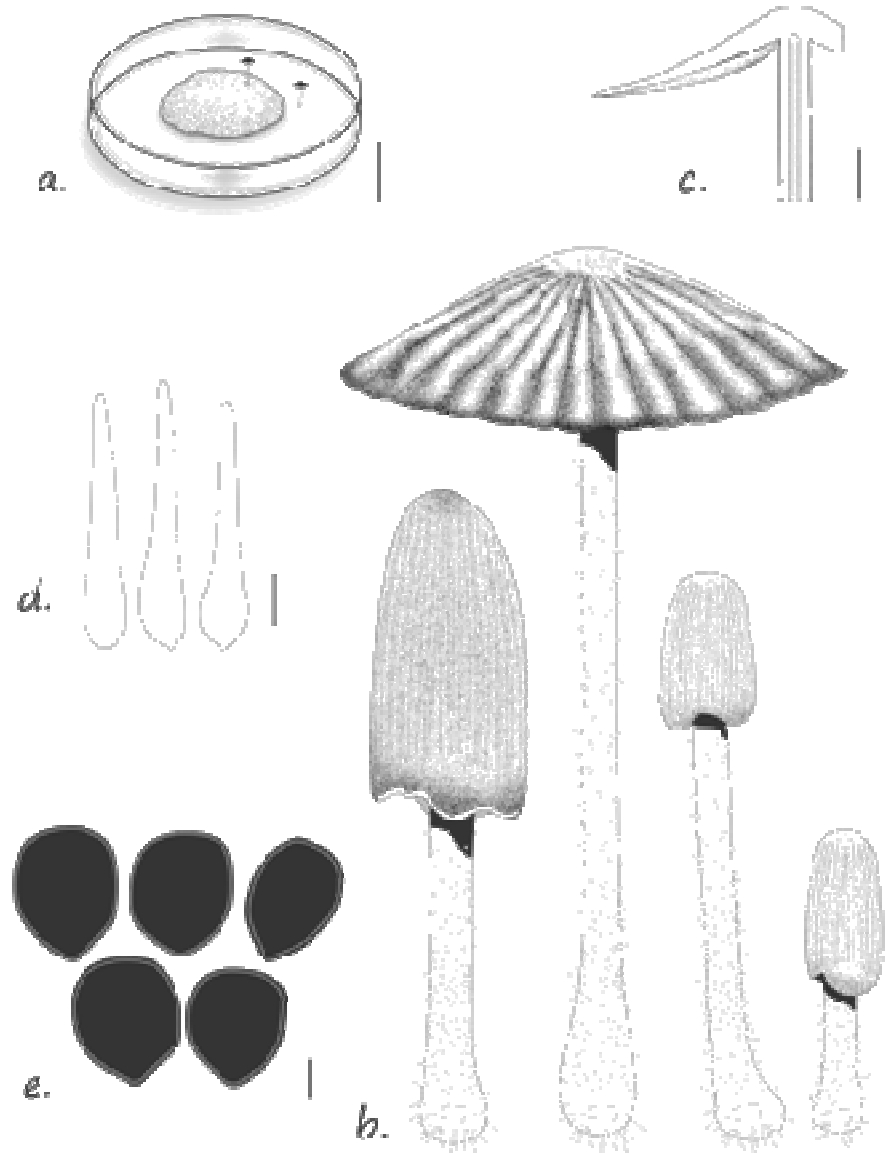
Prancha 192. *Conocybe siliginea*. **a.** Hábito. **b.** Basidioma em maturação. **c.** Basidioma maduro, removido do substrato, com estipe retorcido devido ao espaço limitado para seu alongamento na placa utilizada como câmara úmida. **d.** Himenóforo. **e.** Cistídios capitados. **f.** Basídios. **g.** Basidiosporos (Barras: a, b = 5 mm, c = 10 mm, d = 2 mm, e, f = 15 μ m, g = 20 μ m)



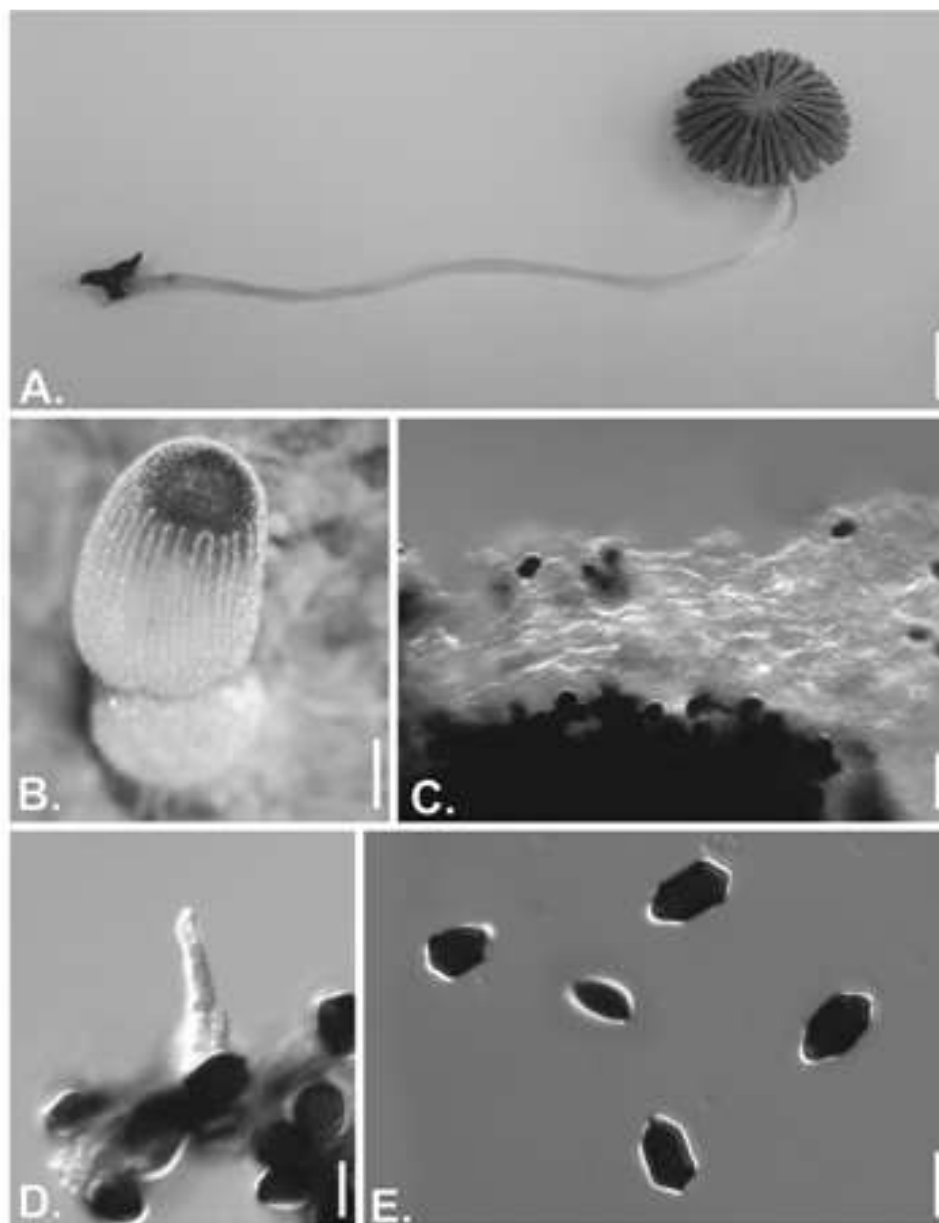
Prancha 193. *Conocybe siliginea*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Cistídios capitados. **d.** Basídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 200 mm, b = 2 mm, c, e = 5 μ m, d = 7,5 μ m)



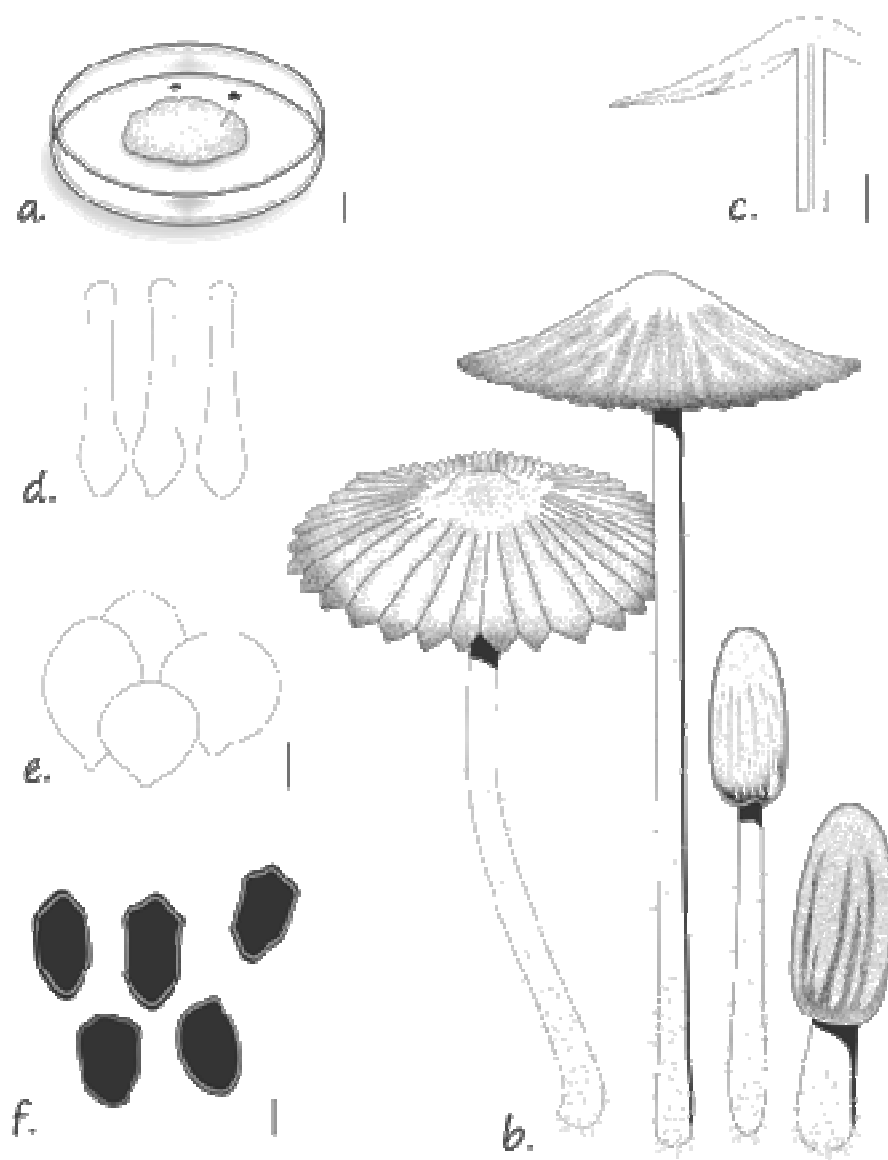
Prancha 194. *Coprinellus angulatus*. **a.** Hábito. **b.** Setas. **c.** Lamela. **d.** Basidiosporos (Barras: a = 7,5 mm, b = 5 μ m, c = 100 μ m, d = 10 μ m)



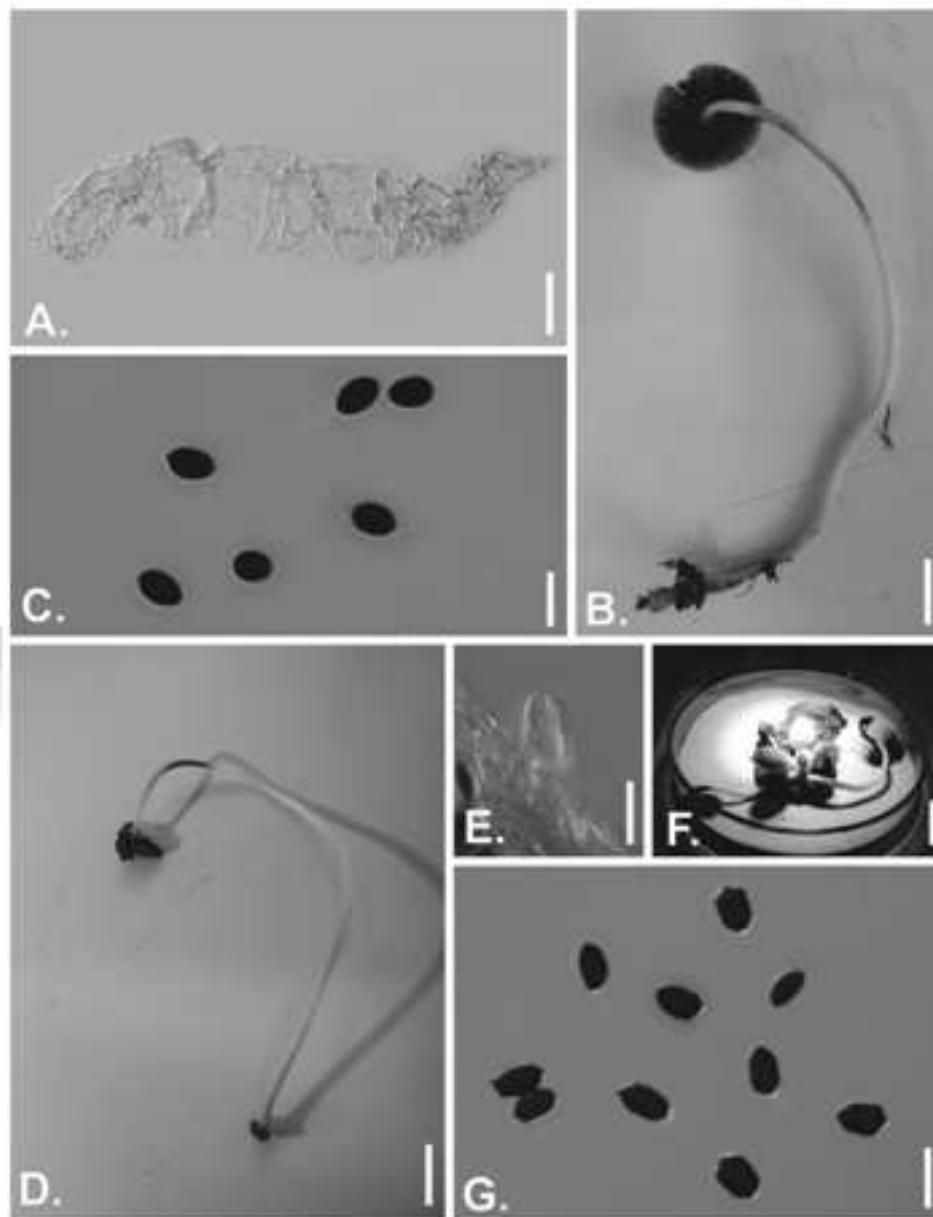
Prancha 195. *Coprinellus angulatus*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação (2,5 mm). **c.** Lamela, evidenciando a inserção no estipe. **d.** Setas. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 200 μ m, b, c = 2,5 mm, d = 25 μ m, e = 2,5 μ m)



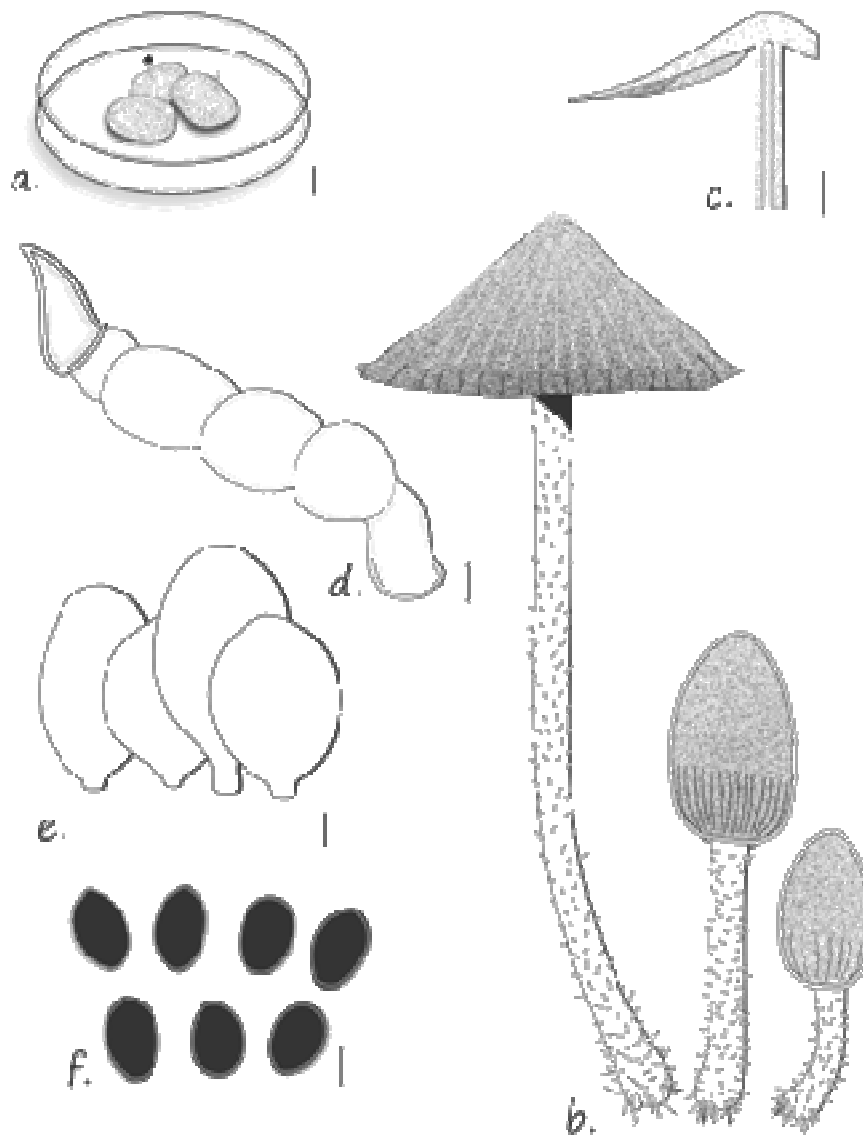
Prancha 196. *Coprinellus marculentus*. **a.** Basidioma maduro, removido do substrato. **b.** Basidioma em maturação, com cadeias de sétulas radiais em relação ao centro do píleo. **c.** Lamela. **d.** Sétula. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 10 mm, b = 5 mm, c = 25 μ m, d = 5 μ m, e = 10 μ m)



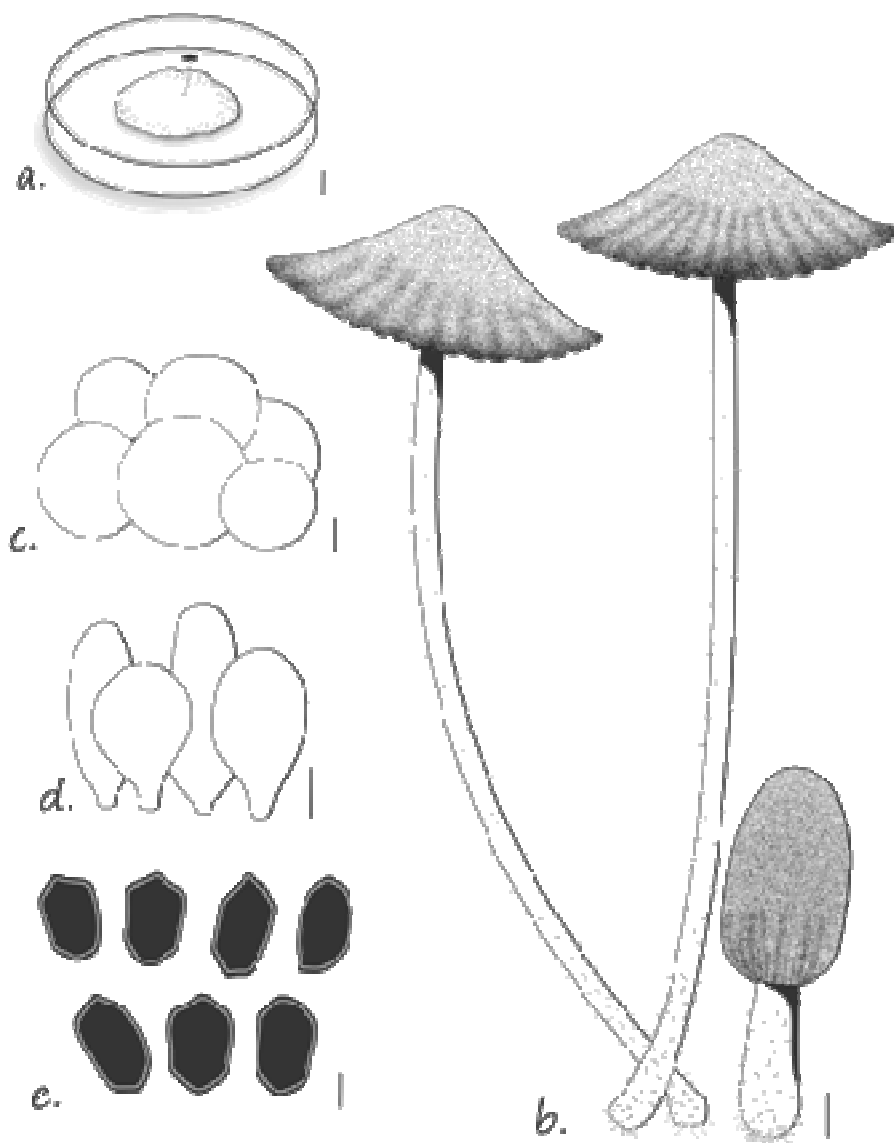
Prancha 197. *Coprinellus marculentus*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula **d.** Sétulas. **e.** Quelocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: 200 = mm, b = 5 mm, c = 2,5 mm, d = 25 μ m, e = 15 μ m, f = 5 μ m)



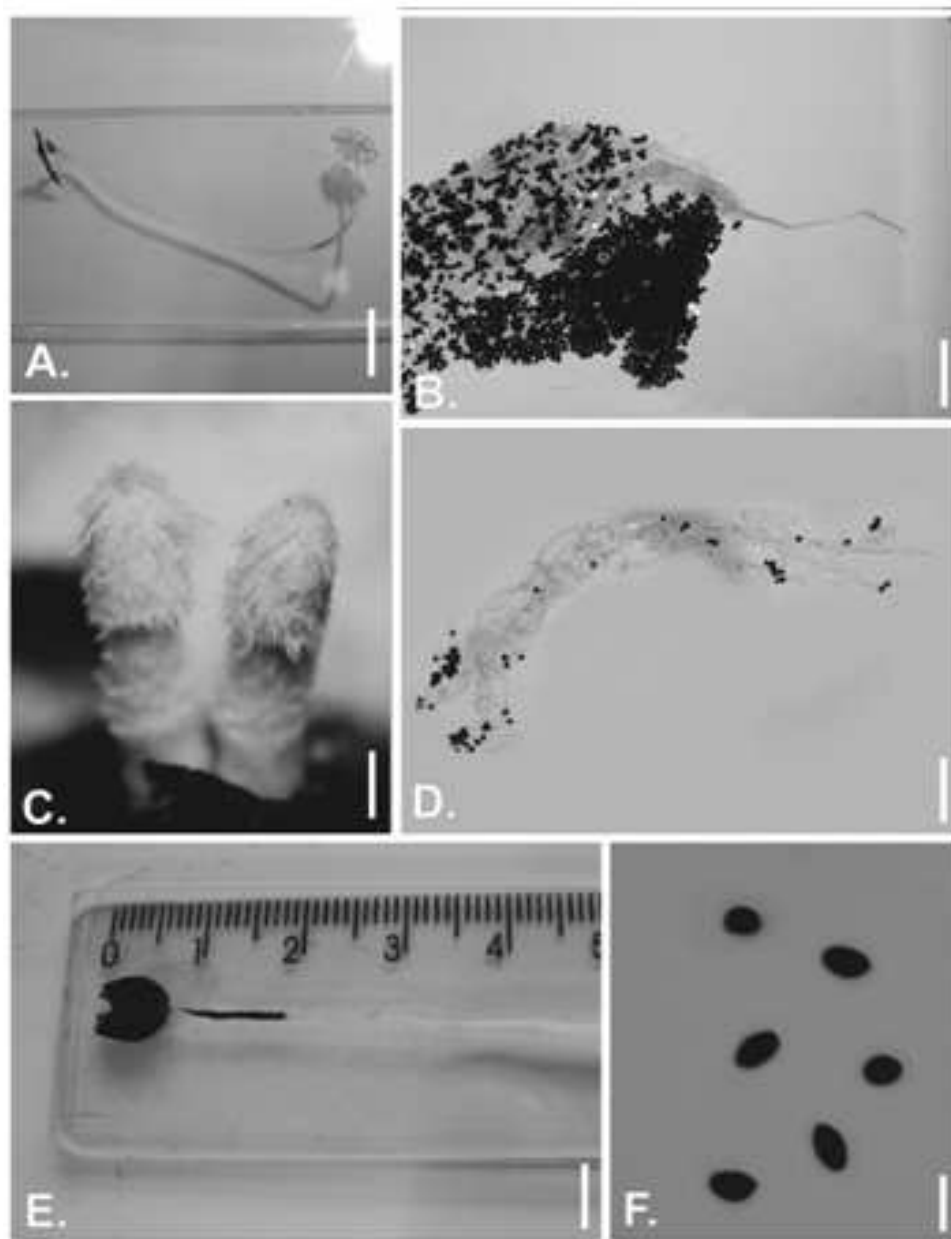
Prancha 198. *Coprinopsis cinerea*. **a.** Elemento velar alongado. **b.** Basidiomas maduro removido do substrato. **c.** Basidiosporos. *C. cothumata*. **d.** Basidioma maduro removido do substrato. **e.** Queilocistídio. **f.** Hábito. **g.** Basidiosporos (Barras: a = 100 μ m, b = 15 mm, c = 10 μ m, d = 10 mm, e = 20 μ m, f = 20 mm, g = 15 μ m)



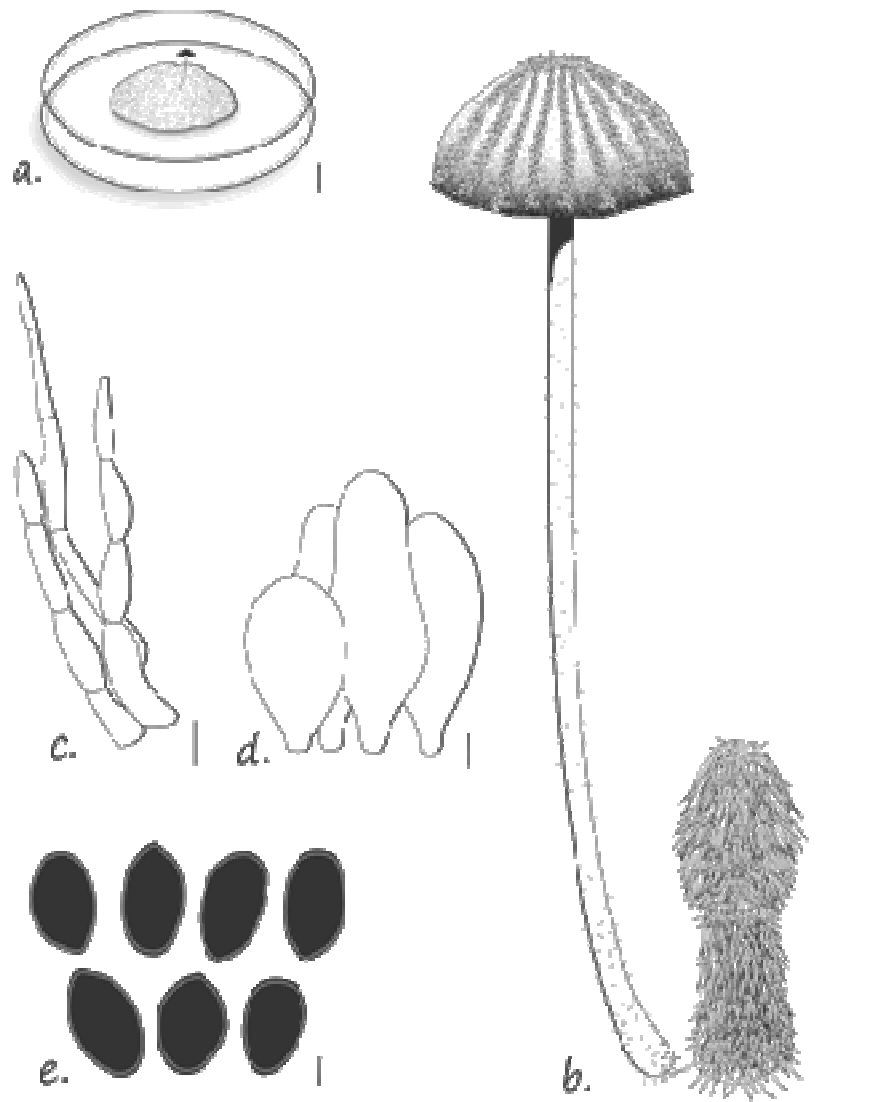
Prancha 199. *Coprinopsis cinerea*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Lamela e lamélula. **d.** Elemento velar alongado. **e.** Quilocistídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 5 mm, c = 5 mm, d = 75 μ m, e = 7,5 μ m, f = 5 μ m)



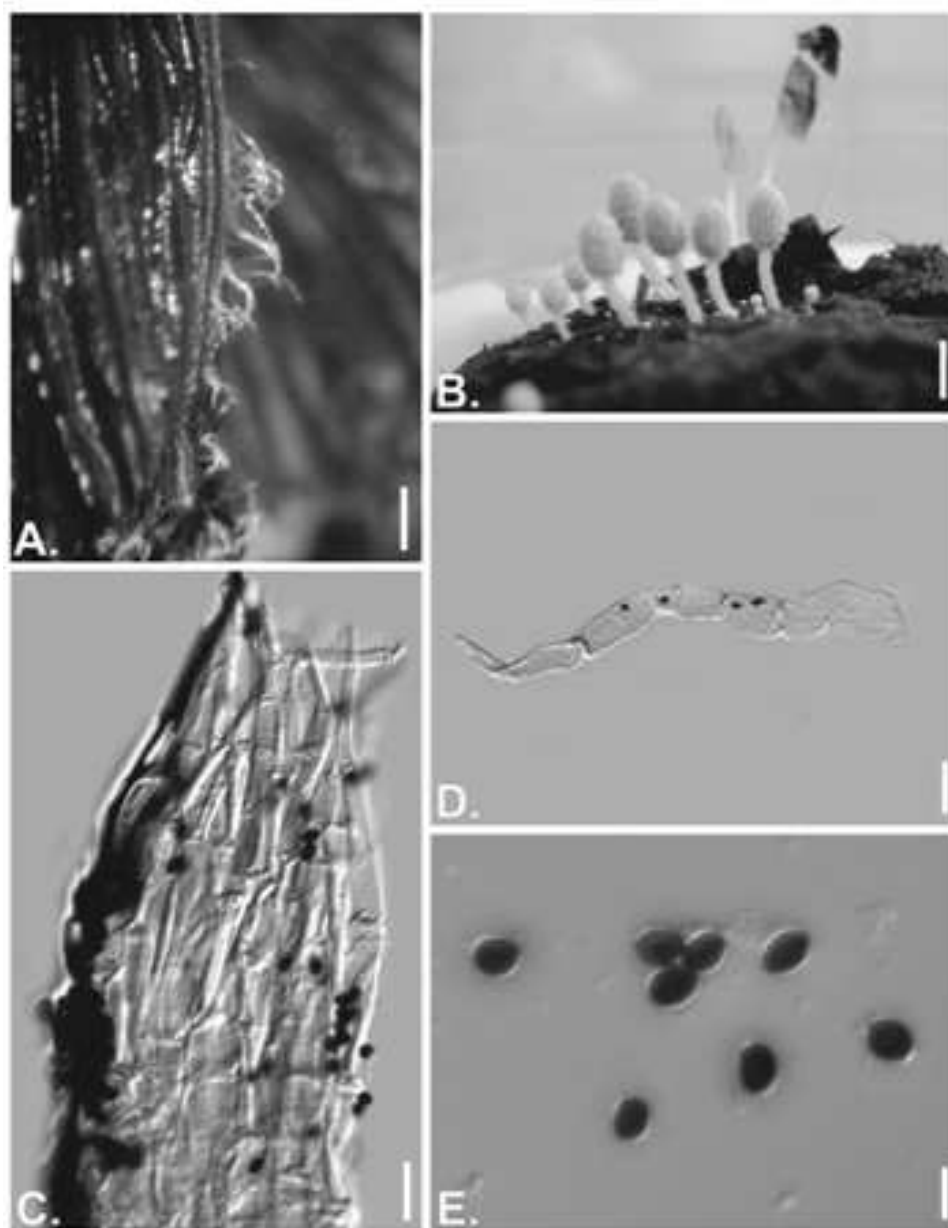
Prancha 200. *Coprinopsis cothumata*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Elementos velares globosos. **d.** Queilocistídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 5 mm, c = 30 μ m, d = 10 μ m, e = 5 μ m)



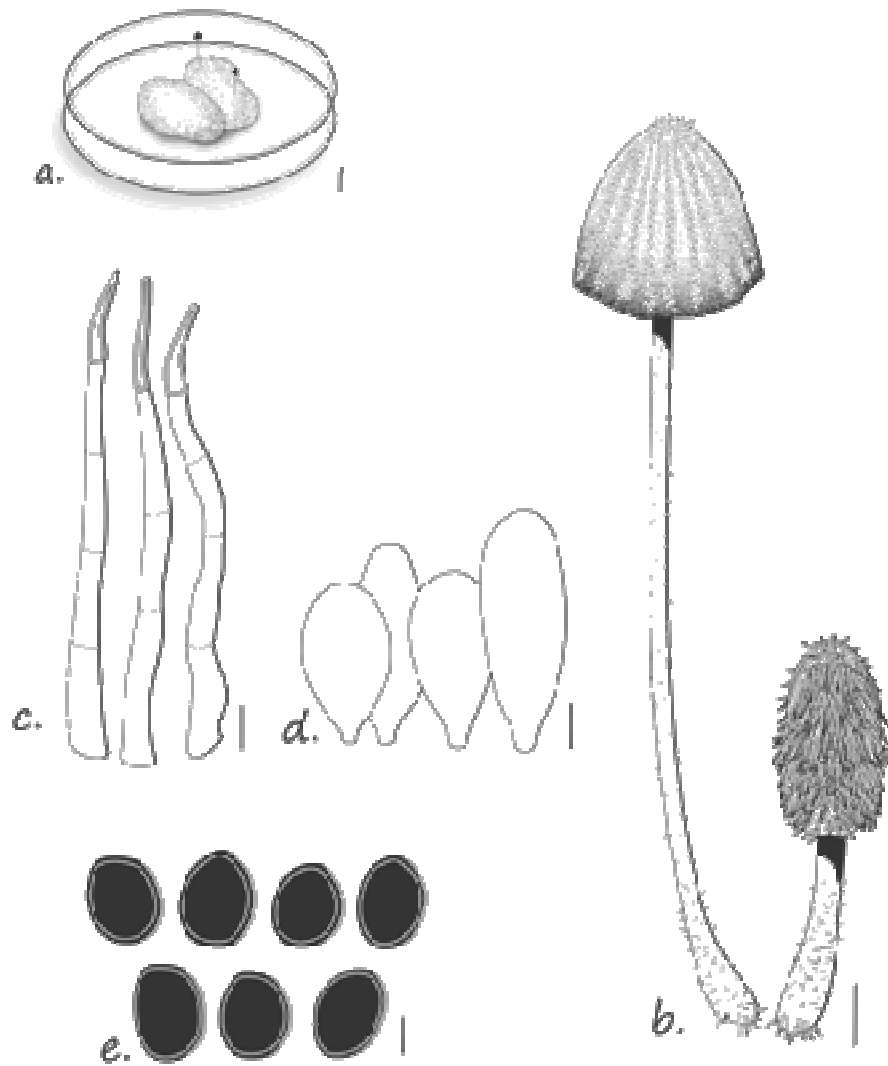
Prancha 201. *Coprinopsis pseudoradiata*. **a.** Basídio ma maduro removido do substrato. **b.** Lamela, coberta por filamentos remanescentes do véu. **c.** Basidiomas em maturação, cobertos por flocos fibrosos formados por filamentos de véu. **d.** Elemento velar alongado. **e.** Basídio ma em deliquescência. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 20 mm, b = 200 μ m, c = 2 mm, d = 75 μ m, e = 5 mm, f = 10 μ m)



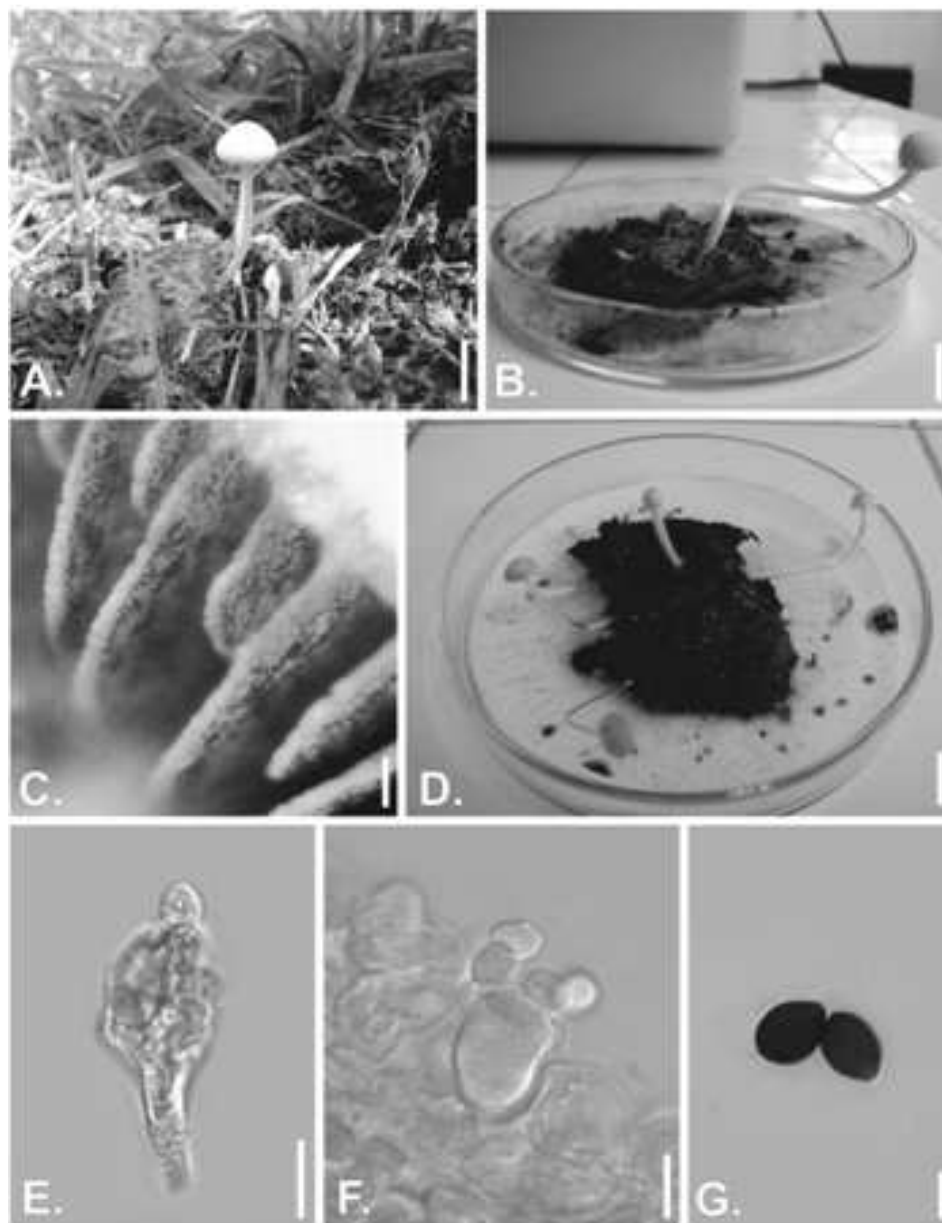
Prancha 202. *Coprinopsis pseudoradiata*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Elementos velares alongados. **d.** Queilocistídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 7,5 mm, c = 30 μ m, d = 5 μ m, e = 3 μ m)



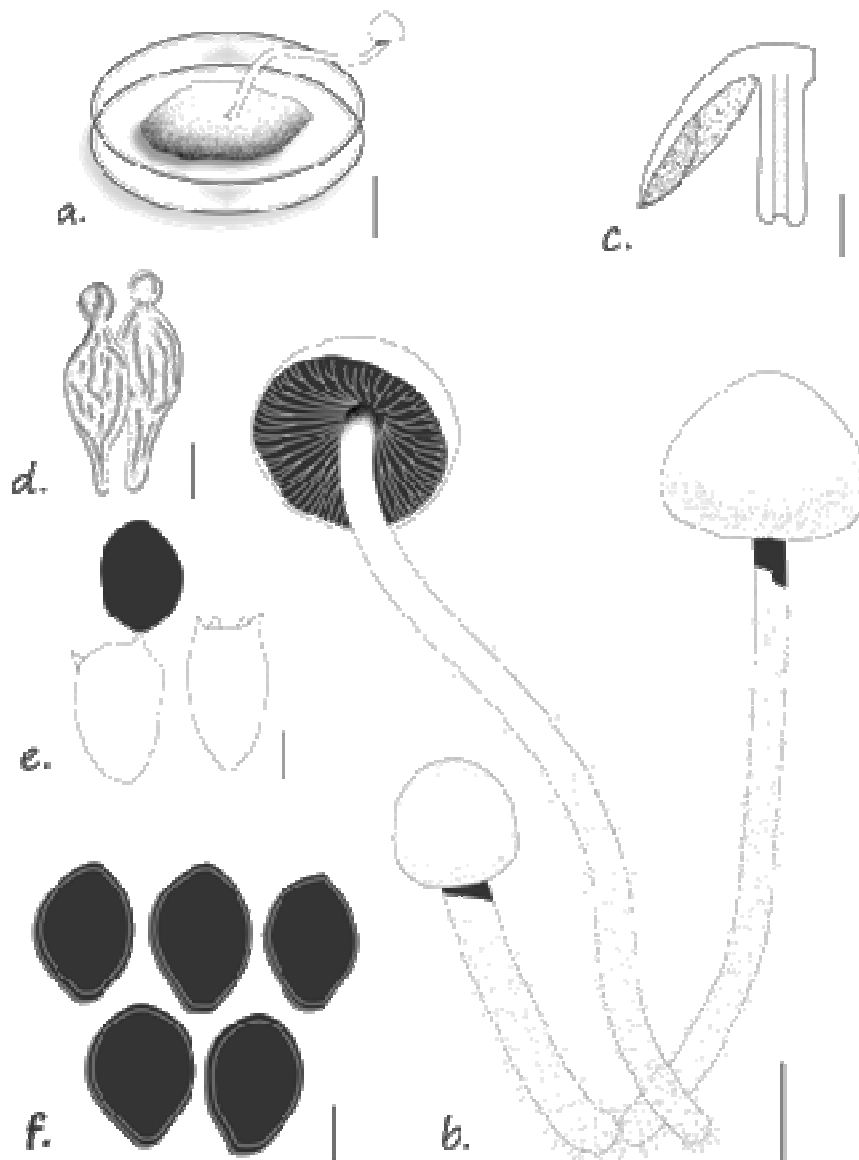
Prancha 203. *Coprinopsis vermiculifer*. **a.** Detalhe do píleo, evidenciado filamentos formados por elementos velares remanescentes. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Elementos velares alongados. **d.** Elemento velar removido da trama. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 1,5 mm, b = 5 mm, c, d = 7,5 μ m, e = 10 μ m)



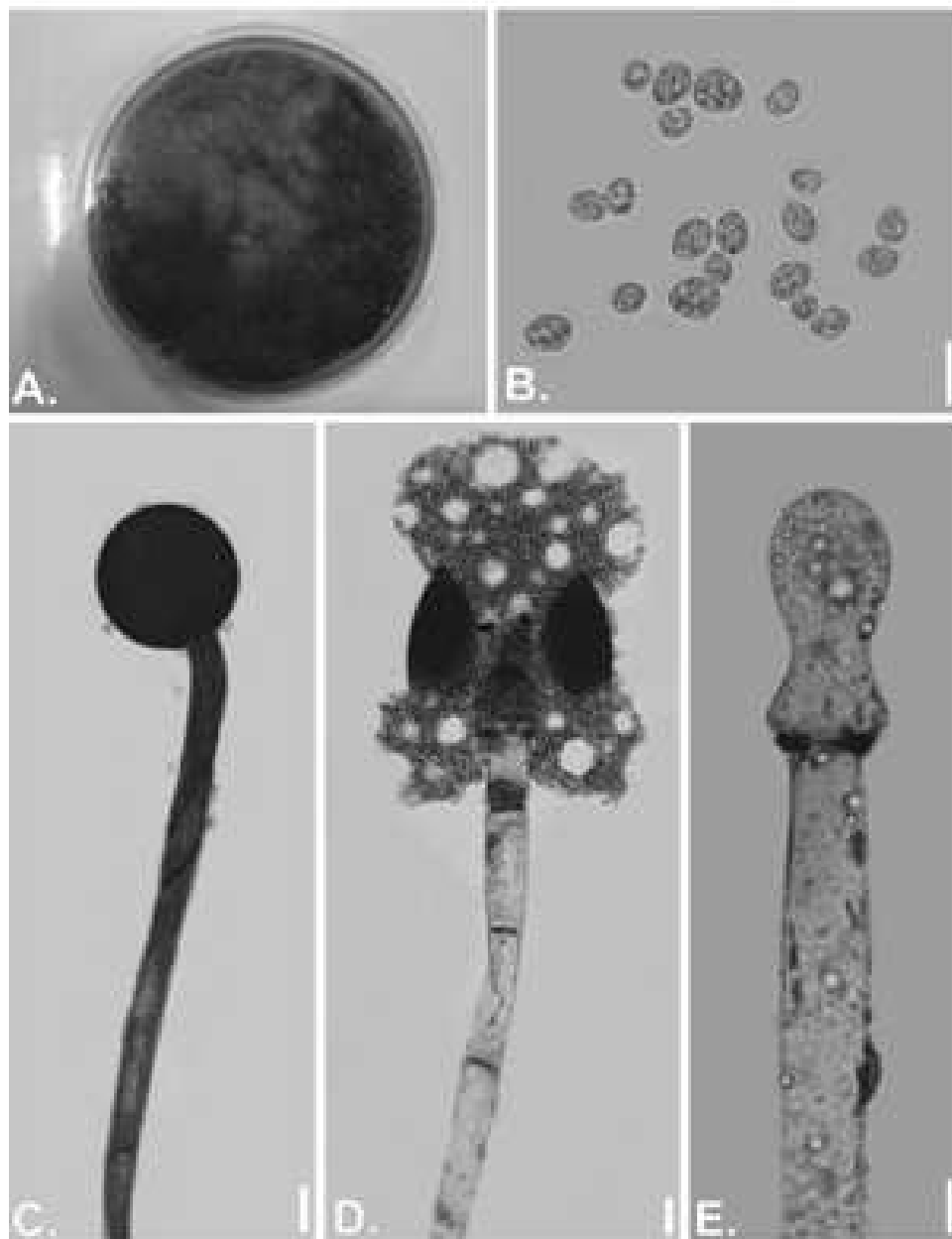
Prancha 204. *Coprinopsis vermiculifer*. **a.** Hábito. **b.** Basidiomas. **c.** Elementos velares. **d.** Queilocistídios. **e.** Basidiosporos (Barras: a = 100 mm, b = 2,5 mm, c = 10 μ m, d = 7,5 μ m, e = 5 μ m)



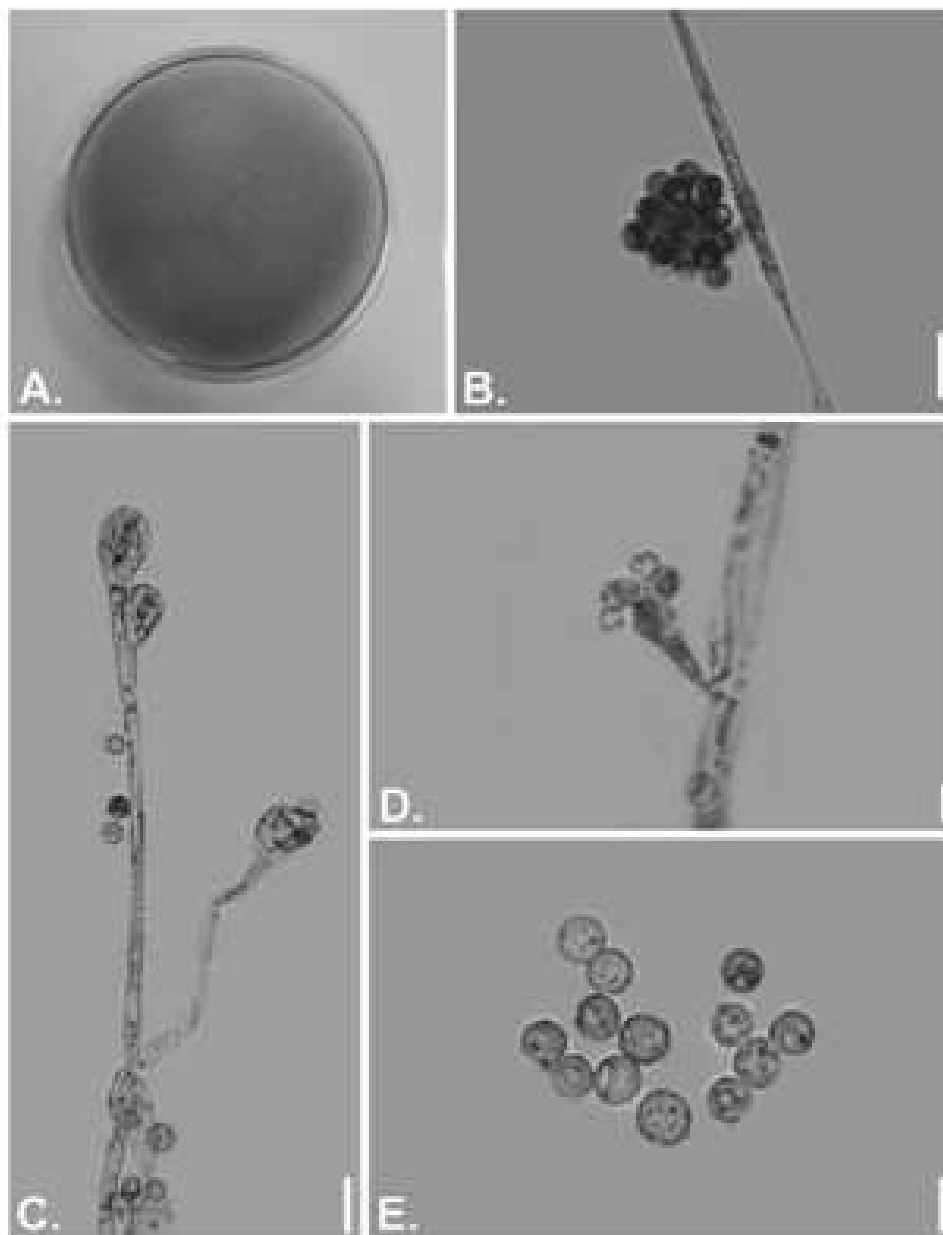
Prancha 205. *Panaeolus antillarum*. **a.** Hábito do basidioma maduro *in situ*. **b.** Hábito do basidioma maduro em incubação. **c.** Lamelas e lamélulas, evidenciando a punctação negra observada devido à maturação dos basídios e basidiosporos. **d.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **e.** Cistídio encrustado. **f.** Basídio. **g.** Basidiosporos (Barras: a = 15 mm, b = 7,5 mm, c = 0,5 mm, d = 1 cm, e = 5 μ m, f = 15 μ m, g = 10 μ m)



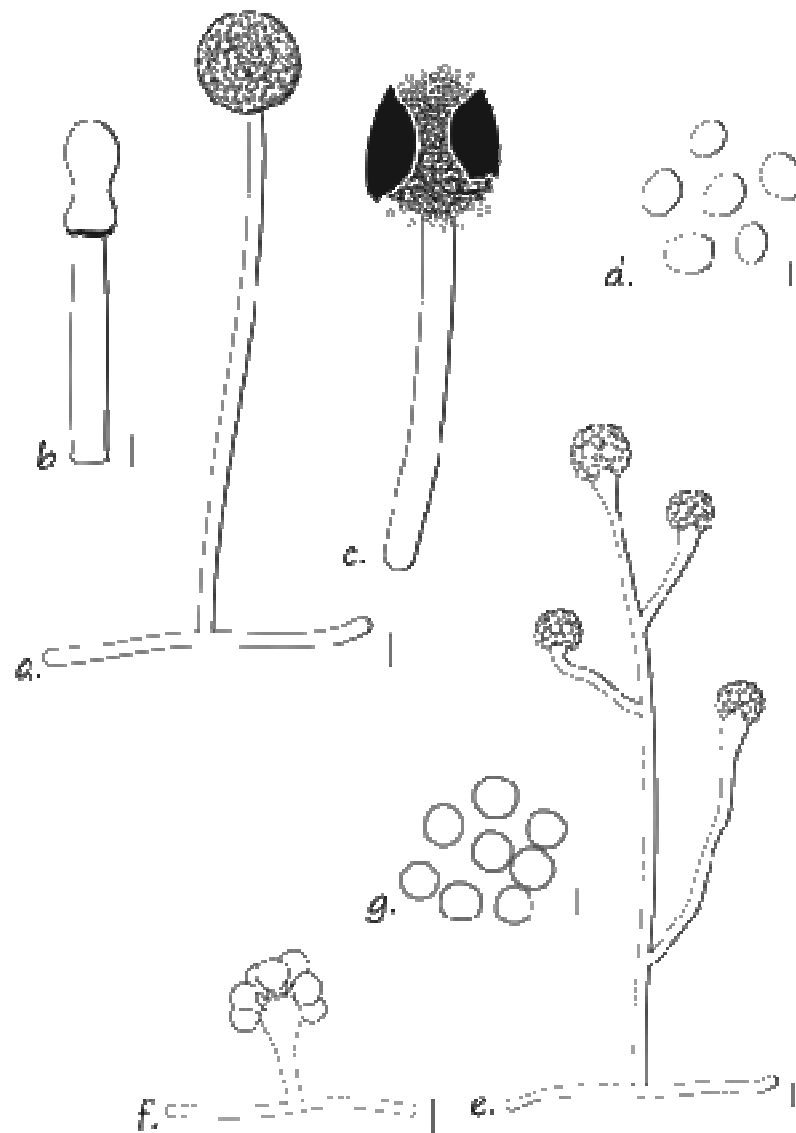
Prancha 206. *Panaeolus antillarum*. **a.** Hábito do basidioma maduro e em incubação. **b.** Basidiomas em diferentes estágios de maturação. **c.** Lamelas e lamélulas, evidenciando a punctação negra observada devido à maturação dos basídios e basidiosporos. **d.** Cistídios encrustados. **e.** Basídios. **f.** Basidiosporos (Barras: a = 200 mm, b = 25 mm, c = 20 mm, d, e = 10 μ m, f = 7,5 μ m)



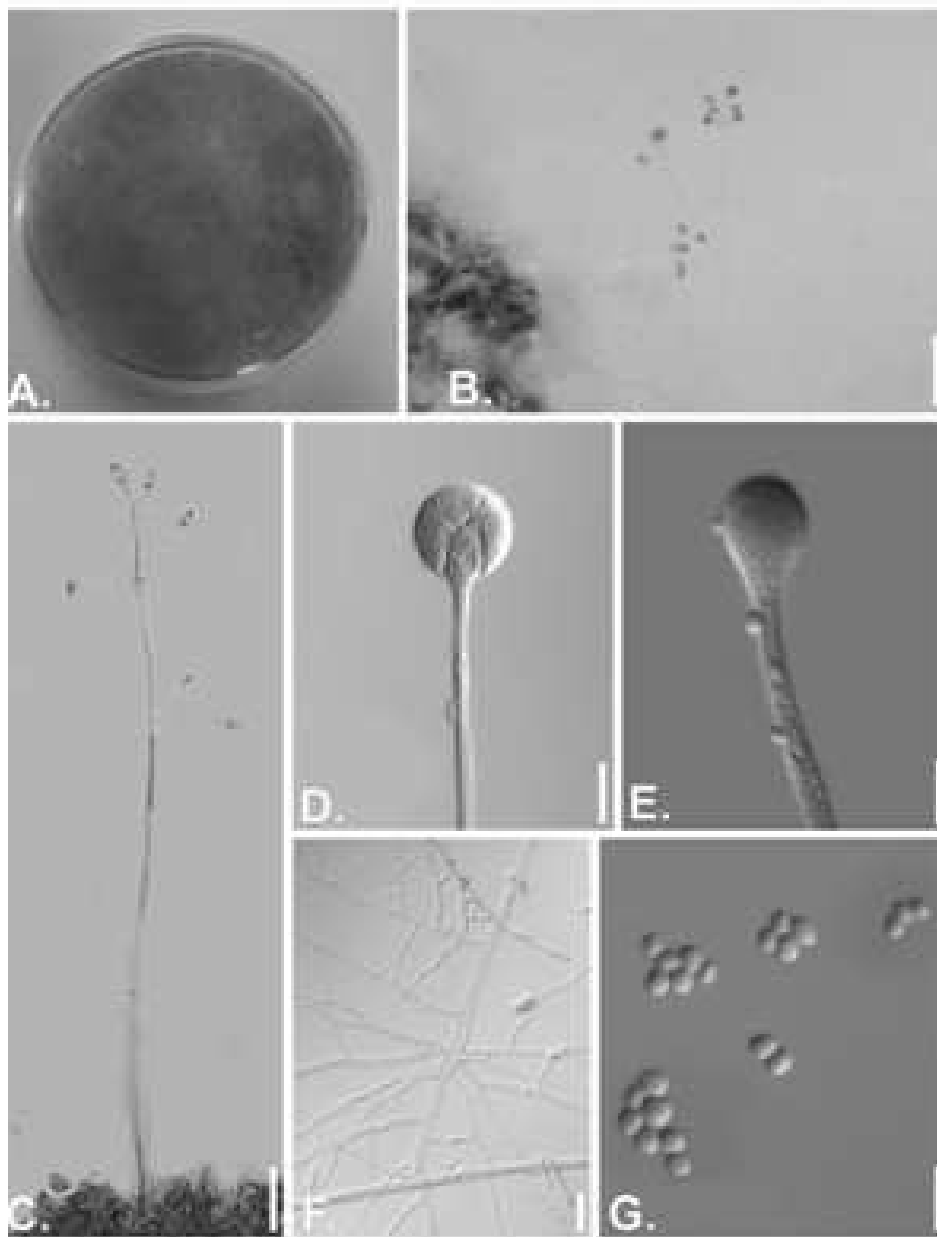
Prancha 207. *Gilbertella persicaria*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Esporangiosporos. **c.** Esporangióforo com esporângio maduro. **d.** Esporangióforo com esporângio rompido na porção medial, formando duas partes similares. **e.** Colúmea com constrição central (Barras: b = 10 μ m, c, d = 25 μ m, e = 20 μ m)



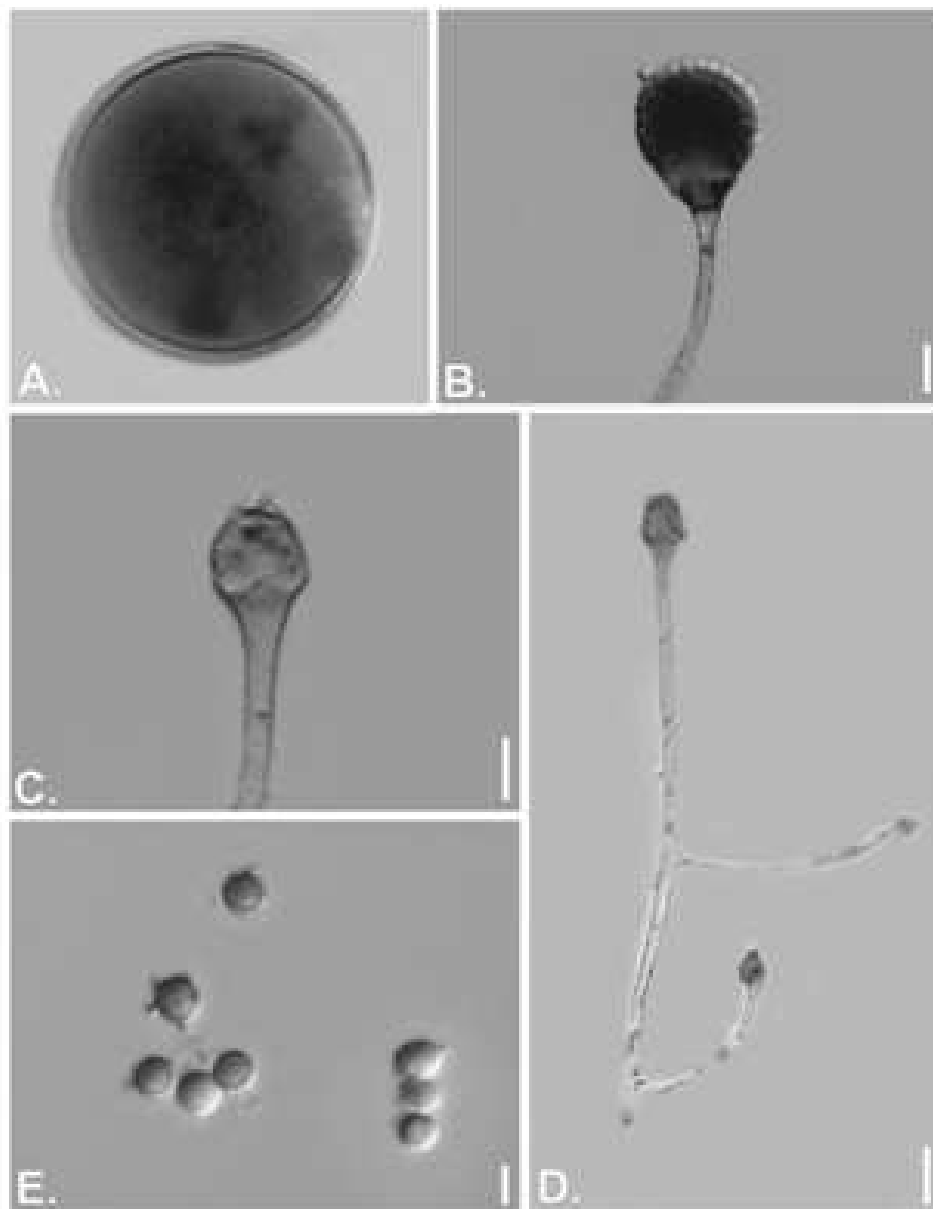
Prancha 208. *Cunninghamella elegans*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b-d.** Esporangióforos portando esporângios em vesículas esporangíferas. **e.** Esporangióolos liberados (Barras: b, c = 25 μ m, d, e = 10 μ m)



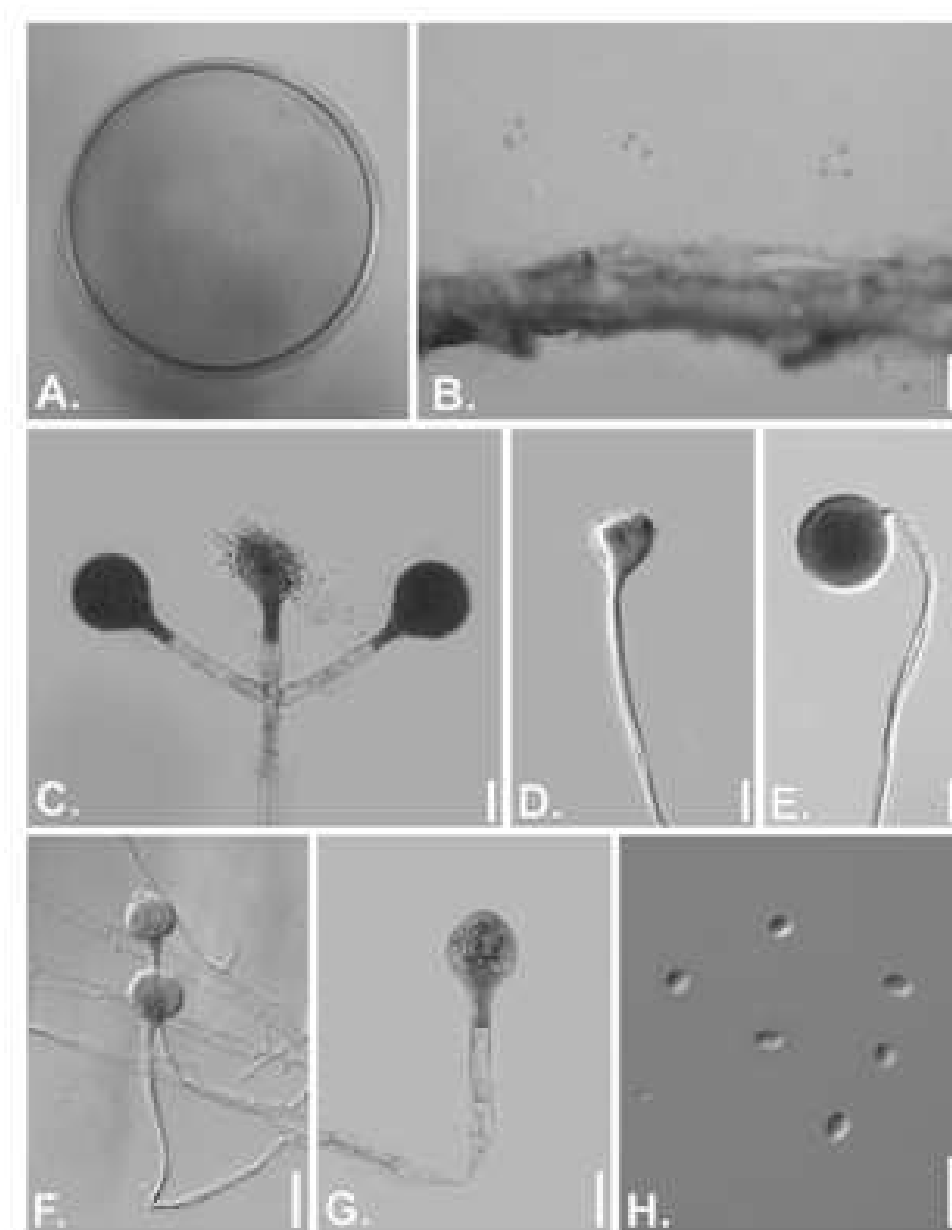
Prancha 209. *Gilbertella persicaria*. **a.** Esporangióforo com esporângio maduro. **b.** Colúmbela com mconstricção central. **c.** Esporangióforo com esporângio rompido na porção medial, formando duas partes similares. **d.** Esporangiosporos. *Cunninghamella elegans*. **e.** Esporangióforos portando esporangiólos em vesículas esporangíferas. **f.** Vesícula séssil. **g.** Esporangiólos (Barras: a = 50 μ m, b = 25 μ m, c = 30 μ m, d = 10 μ m, e = 25 μ m, f = 10 μ m, g = 5 μ m)



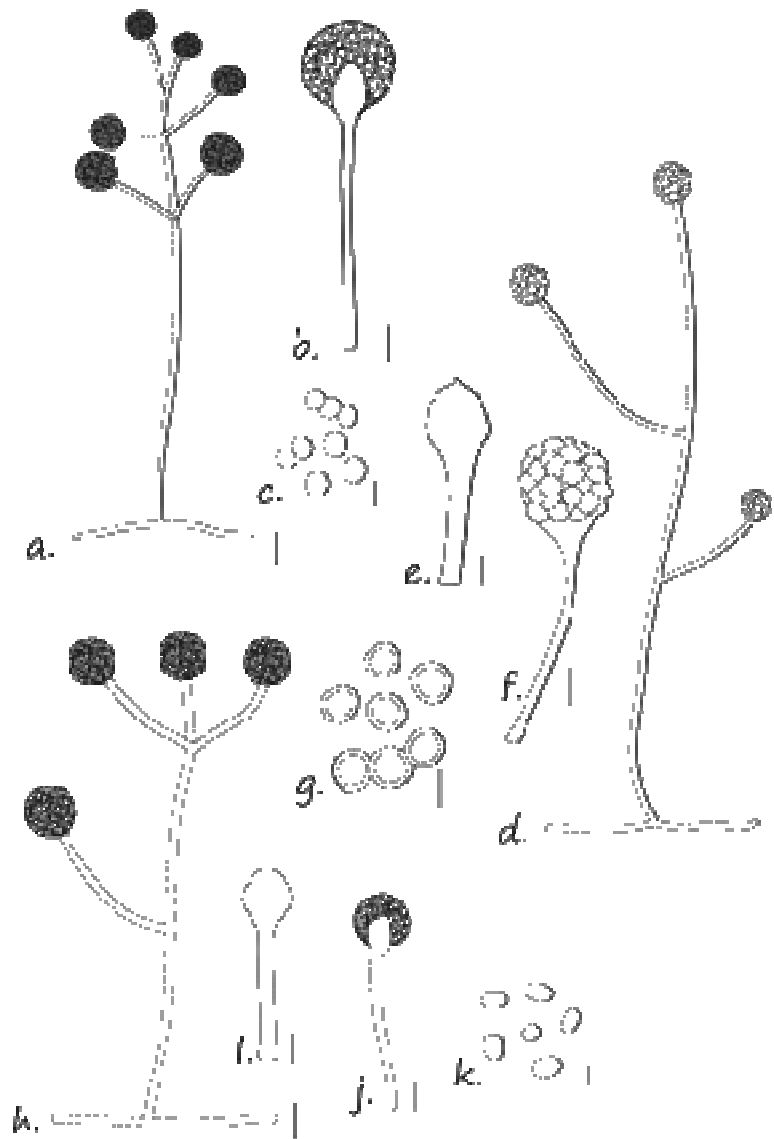
Prancha 210. *Lichtheimia corymbifera*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Hábito. **c.** Esporangióforo com esporângios colapsados. **d.** Esporangióforo com esporângio maduro, com columela apofisada observável. **e.** Esporângio em maturação. **f.** Rizóides. **g.** Esporangiosporos (Barra: b = 2,5 μ m, c = 1 μ m, d = 50 μ m, e, f = 25 μ m, g = 10 μ m)



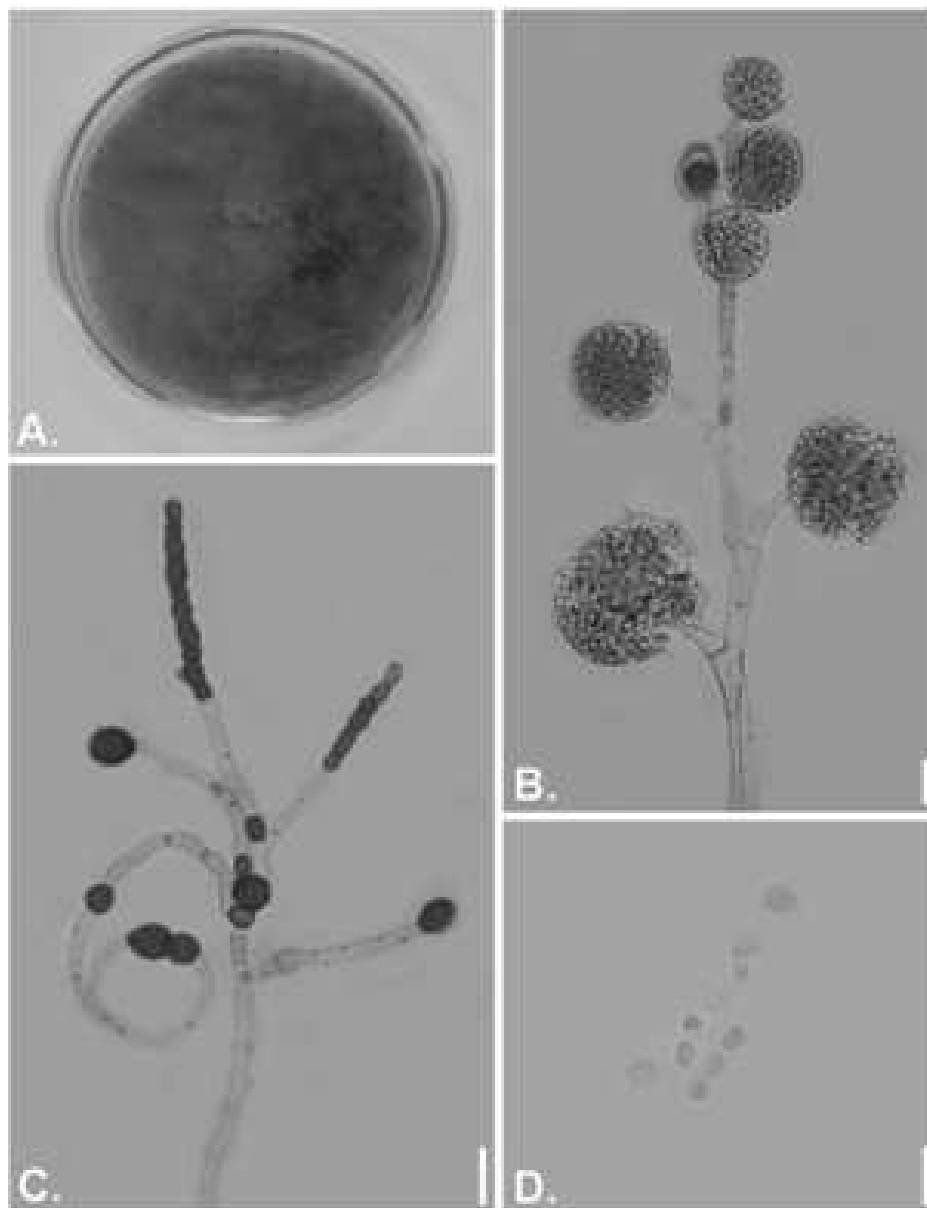
Prancha 211. *Lichtheimia hyalospora*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Esporângio maduro. **c.** Columela, com projeção algo colapsada. **d.** Esporangióforo com esporângios colapsados. **e.** Esporangiosporos (Barras: b, c = 15 μ m, d = 40 μ m, e = 5 μ m)



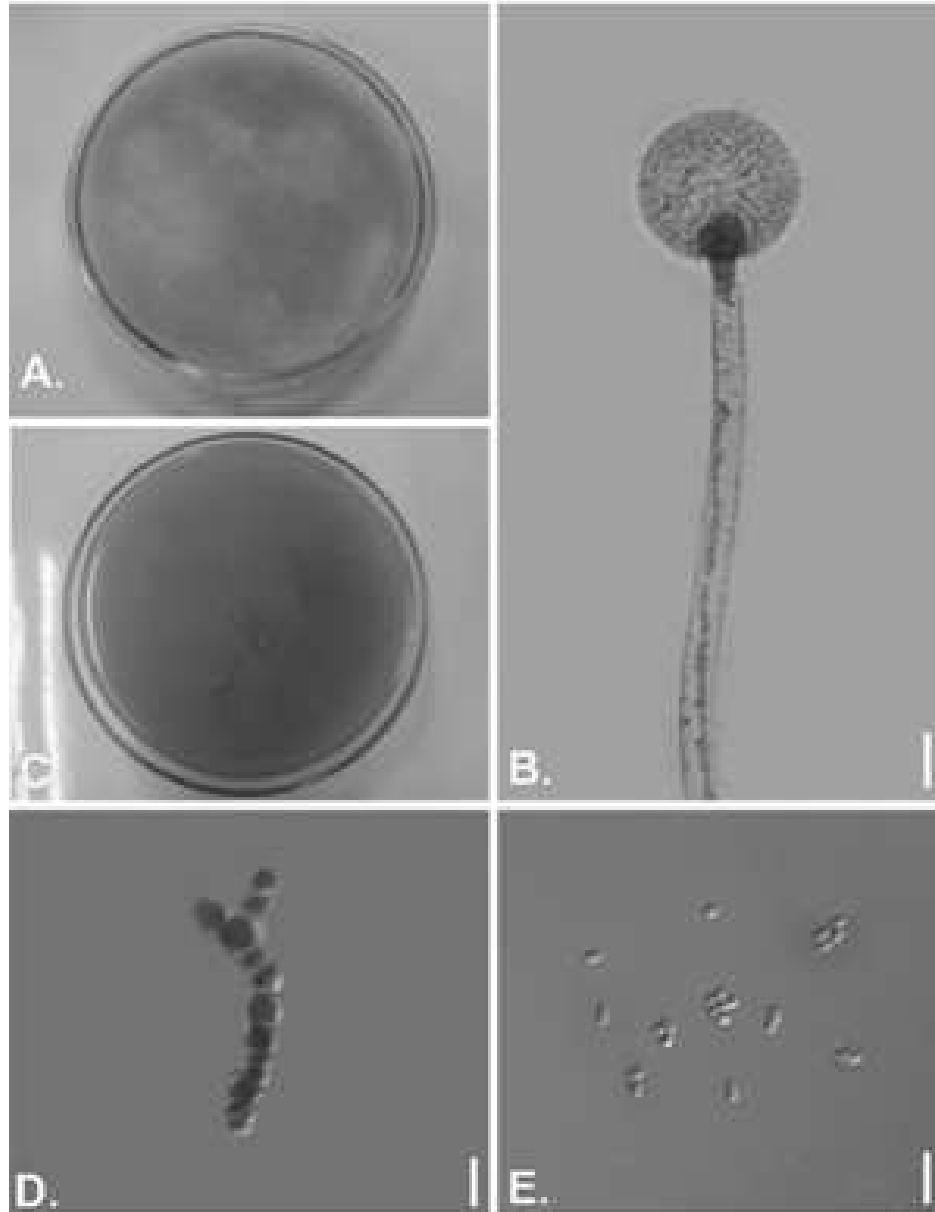
Prancha 212. *Lichtheimia ramosa*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Hábito. **c.** Esporangióforo com esporângios em maturação e maduros, formando ramificação tricotômica. **d-f.** Esporângios em diferentes estágios de maturação. **g.** Columela. **h.** Esporangiosporos (Barras: b = 5 μ m, c, d, e = 25 μ m f = 40 μ m, g = 25 μ m, h = 20 μ m)



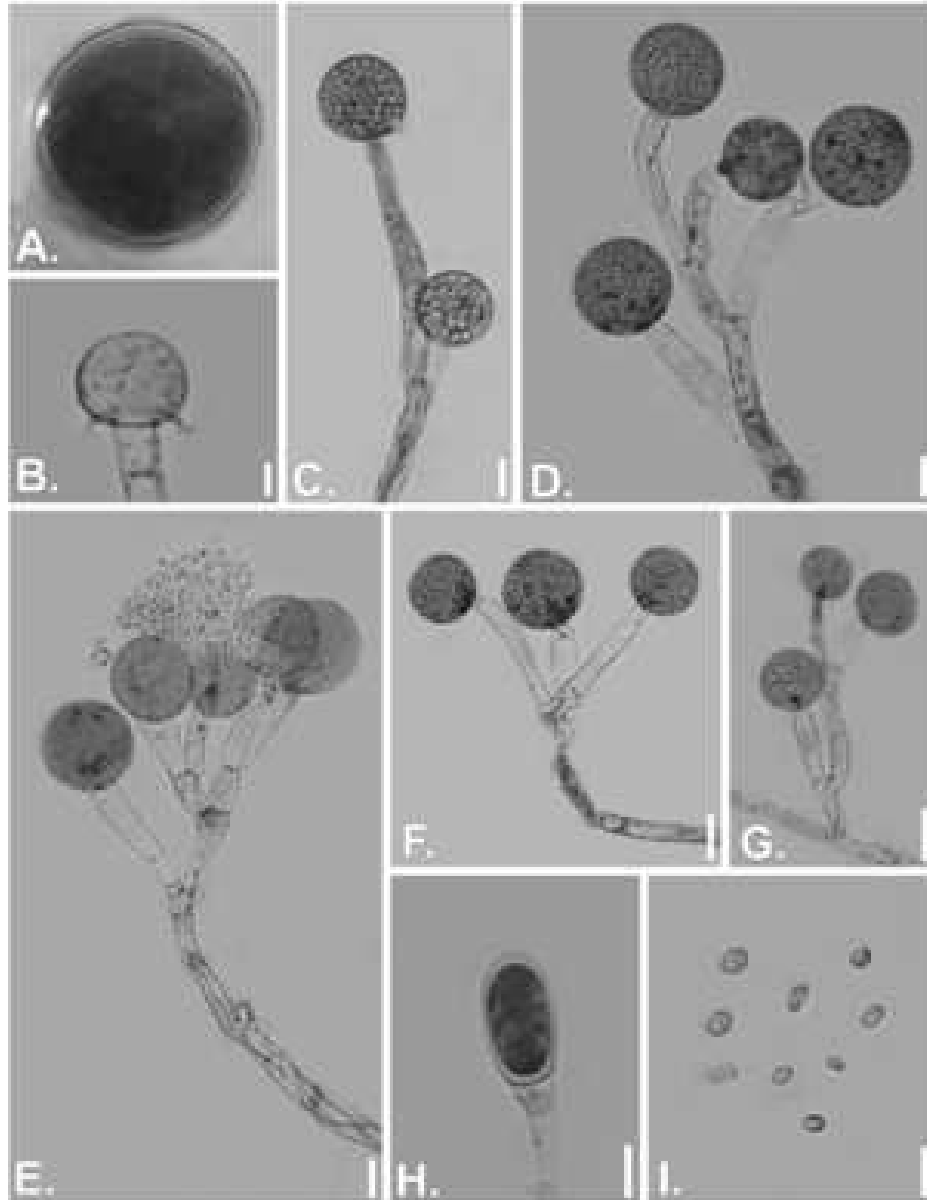
Prancha 213. *Lichtheimia corymbifera*. **a.** Esporangióforo. **b.** Esporângio. **c.** Esporangiosporos. *L. hyalospora*. **d.** Esporangióforo. **e.** Columela. **f.** Esporângio. **g.** Esporangiosporos. *L. ramosa*. **h.** Esporangióforo. **i.** Columela. **j.** Esporângio. **k.** Esporangiosporos (Barras: a = 35 μ m, b = 15 μ m, c = 5 μ m, d = 20 μ m, e, f = 10 μ m, g = 5 μ m, h = 30 μ m, i = 15 μ m, j = 25 μ m, k = 5 μ m)



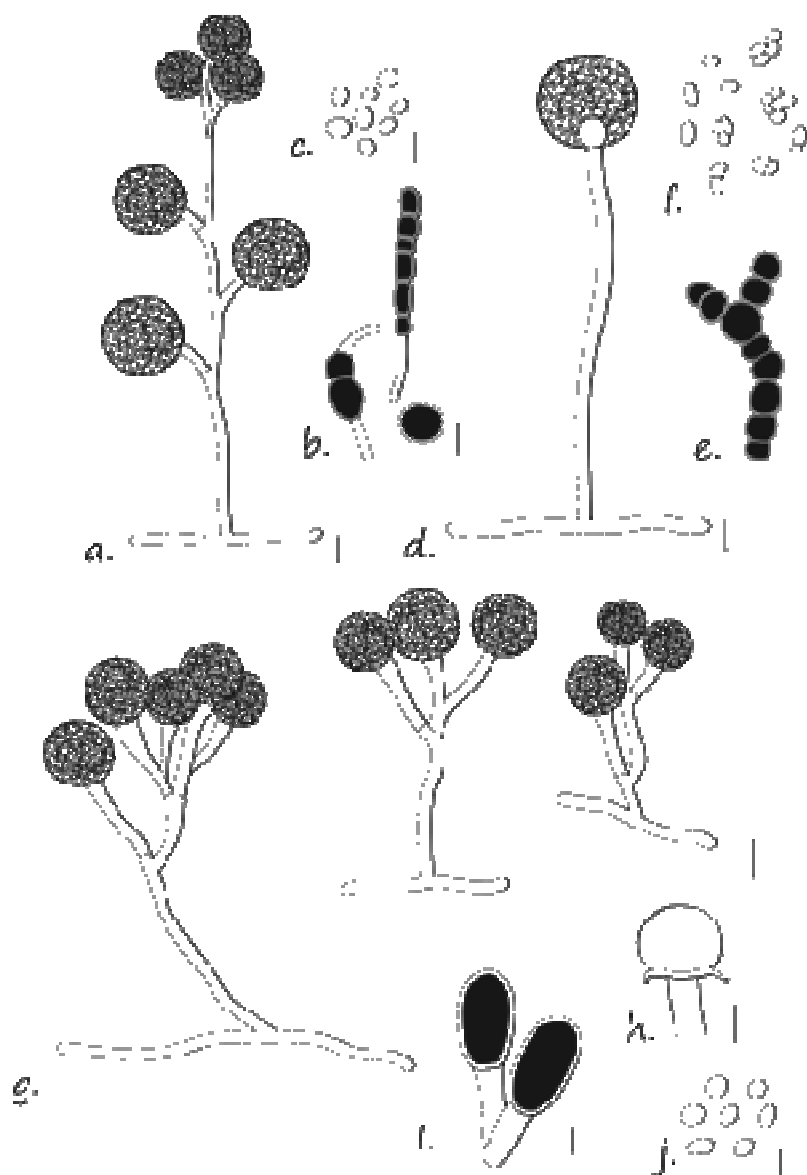
Prancha 214. *Mucor circindloides*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em 20° C. **b.** Esporangió foro com esporângios em diferentes estágios de maturação. **c.** Clamosporos. **d.** Esporangiosporos (Barras: b = 25 μ m, c = 50 μ m, d = 10 μ m)



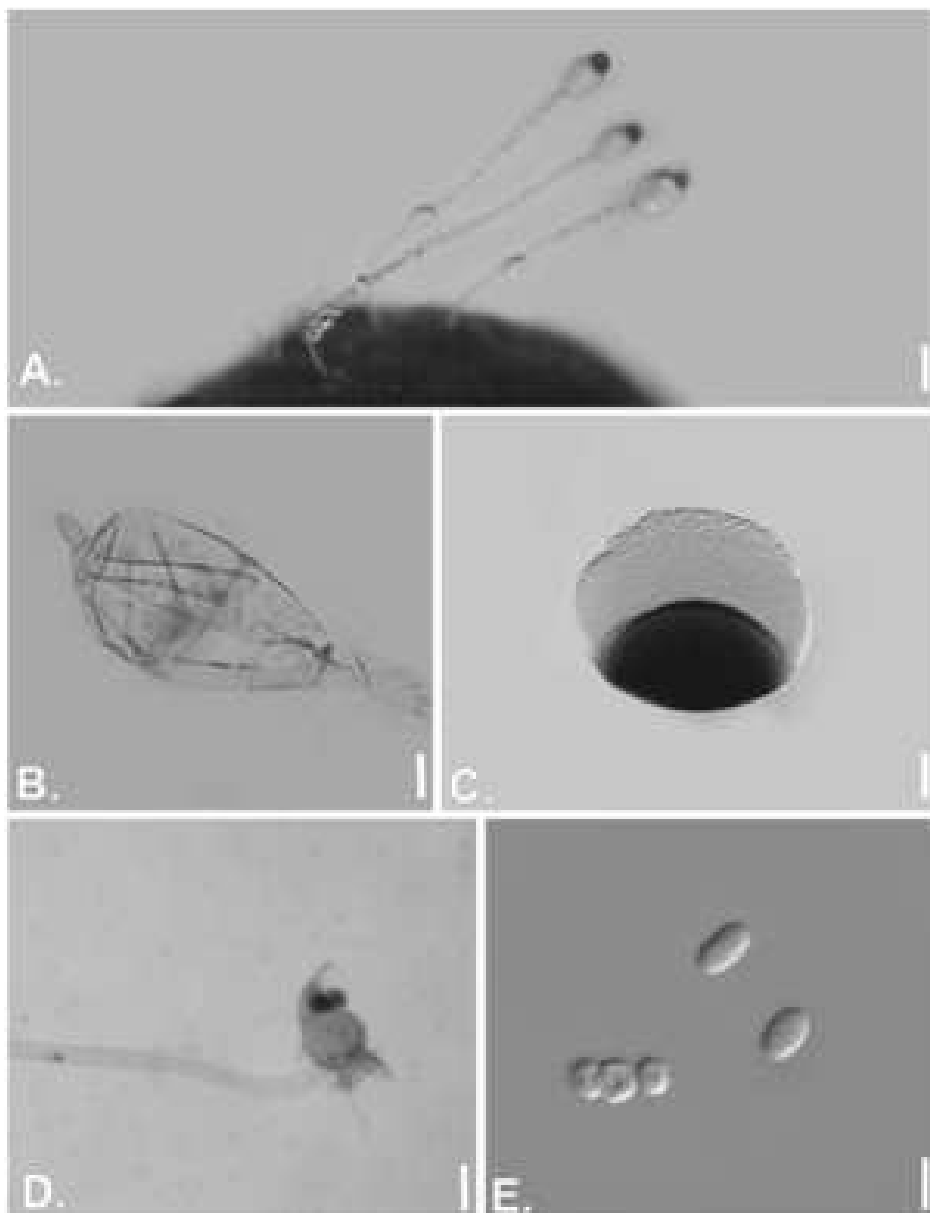
Prancha 215. *Mucor luteus*. **a.** Verso de colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Esporangióo simples, com esporângio maduro. **c.** Reverso de Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente, evidenciando a produção acentuada de pigmento solúvel no meio de cultivo. **d.** Clamidosporos em cadeia. **e.** Esporangiosporos (Barras: b, d = 20, e = 15 μ m)



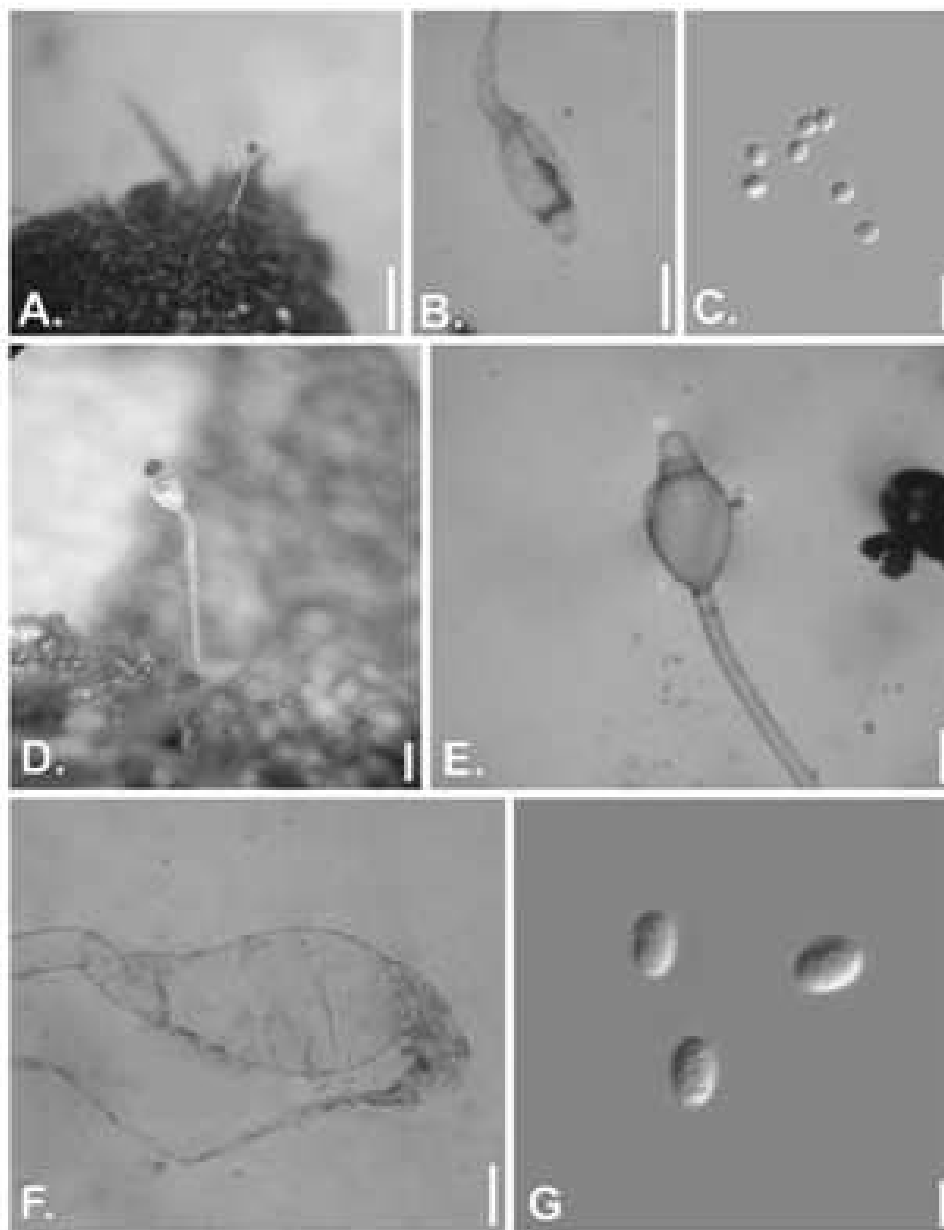
Prancha 216. *Mucor ramosissimus*. **a.** Colônia aos setedias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Colúmea subglobosa. **c-g.** Esporangióforos com diferentes padrões de ramificação, apresentando esporângios maduros de parede persistente. **h.** Clamidospore terminal. **i.** Esporangiosporos (Barras: b = 10 μ m, c, d, e = 20 μ m, f, g = 30 μ m, h = 15 μ m)



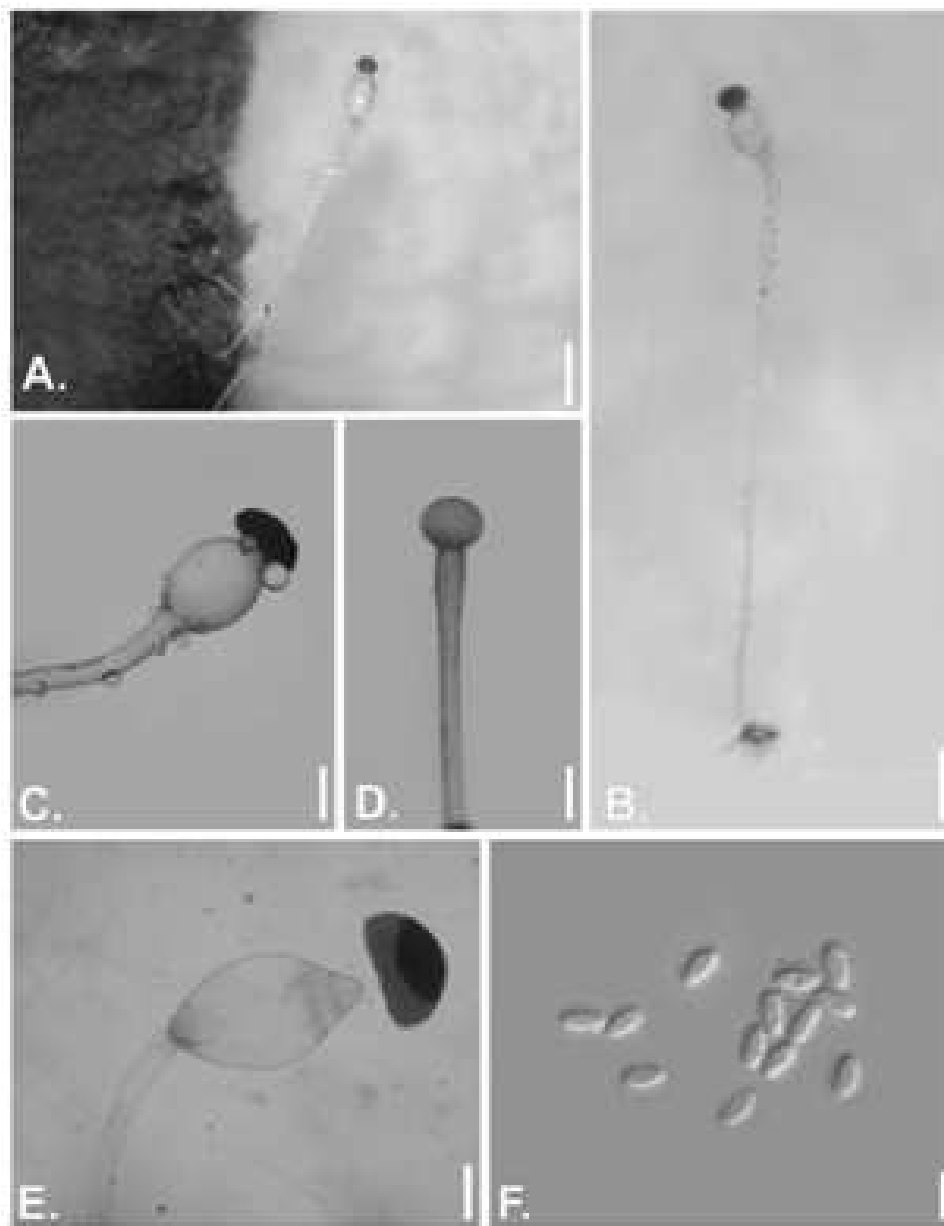
Prancha 217. *Mucor circinelloides*. **a.** Esporangióforo. **b.** Clamidosporos. **c.** Esporangiosporos. *Mucor luteus*. **d.** Esporangióforo. **e.** Clamidosporos. **f.** Esporangiosporos. *M. ramosissimus*. **g.** Esporangióforos. **h.** Columela. **i.** Clamidosporos. **j.** Esporangiosporos (Barras: a, b = 25 μ m, c = 10 μ m, d = 25 μ m, e = 20 μ m, f = 10 μ m, g = 50 μ m, h = 25 μ m, i, j = 10 μ m)



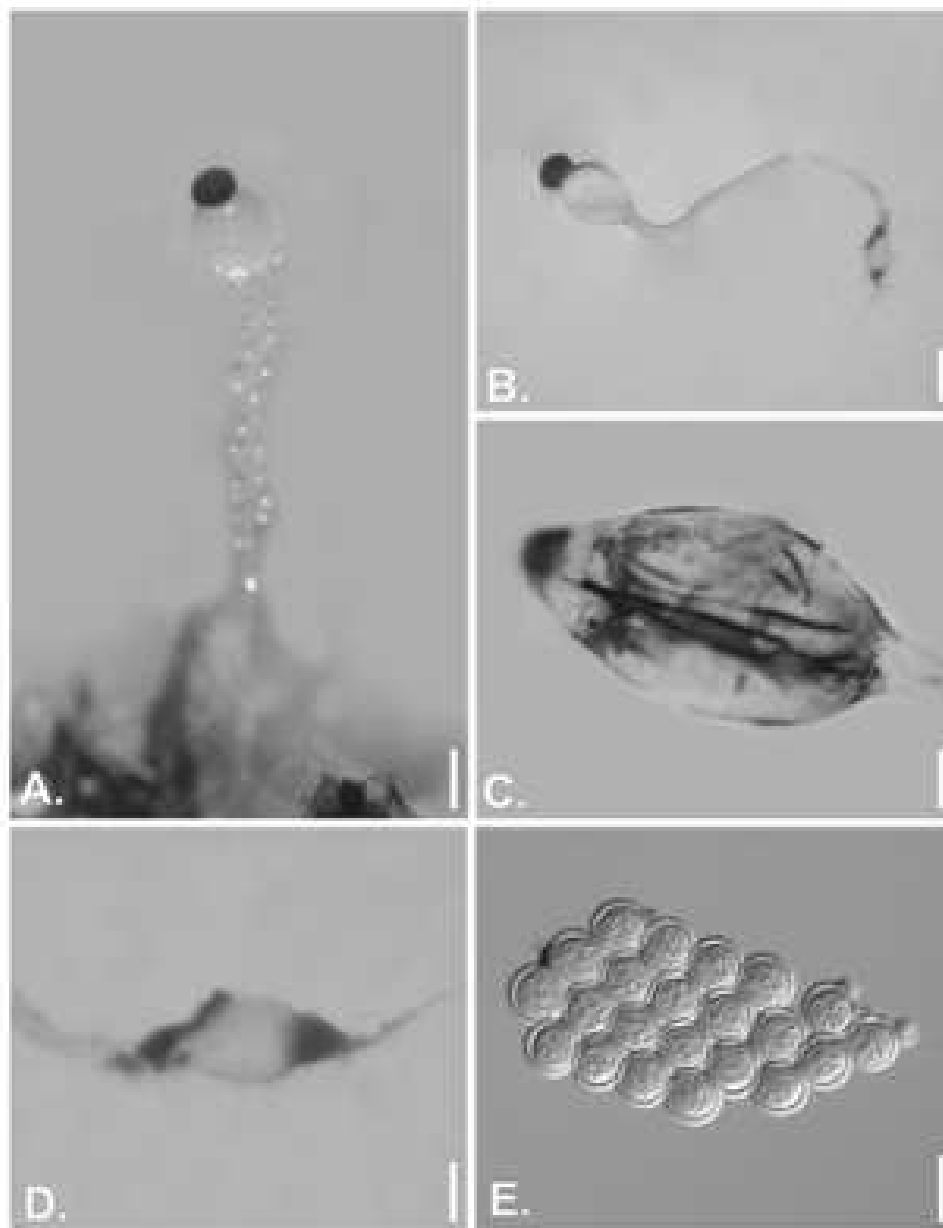
Prancha 218. *Pilobolus crystalinus*. **a.** Esporangióforos. **b.** Vesícula colapsada após remoção do esporângio, evidenciando a columela. **c.** Esporângio rompido, liberando massa de esporangiosporos. **d.** Tio focisto. **e.** Esporangiosporos (Barras: a = 1000 μ m, b, c = 100 μ m, d = 300 μ m, e = 7,5 μ m)



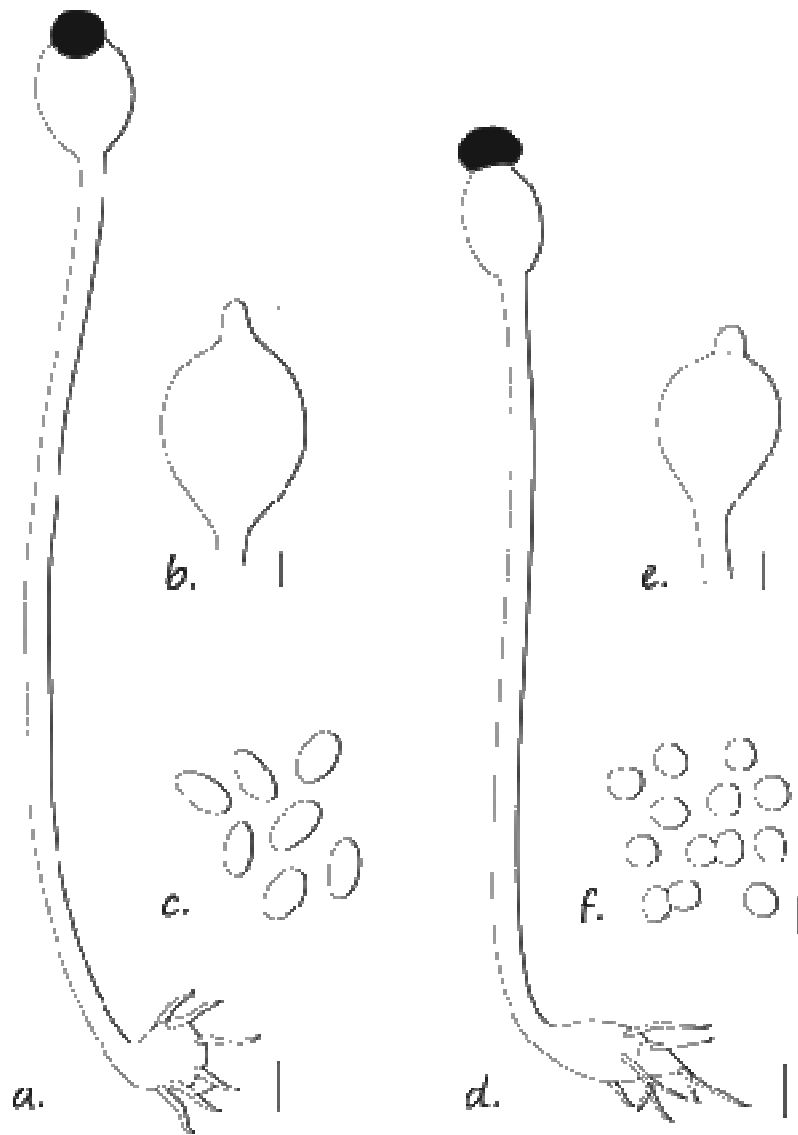
Prancha 219. *Pilobolus hyalosporus*. **a.** Esporangióforo no substrato. **b.** Vesícula colapsada após remoção do esporângio, evidenciando a columela. **c.** Esporangiosporos. *P. lentiger*. **d.** Esporangióforo no substrato. **e.** Vesícula após remoção do esporângio, evidenciando a columela. **f.** Trofocisto. **g.** Esporangiosporos (Barras: a = 5000 μm , b = 500 μm , c = 20 μm , d = 500 μm , e = 250 μm , f = 100, g = 5 μm)



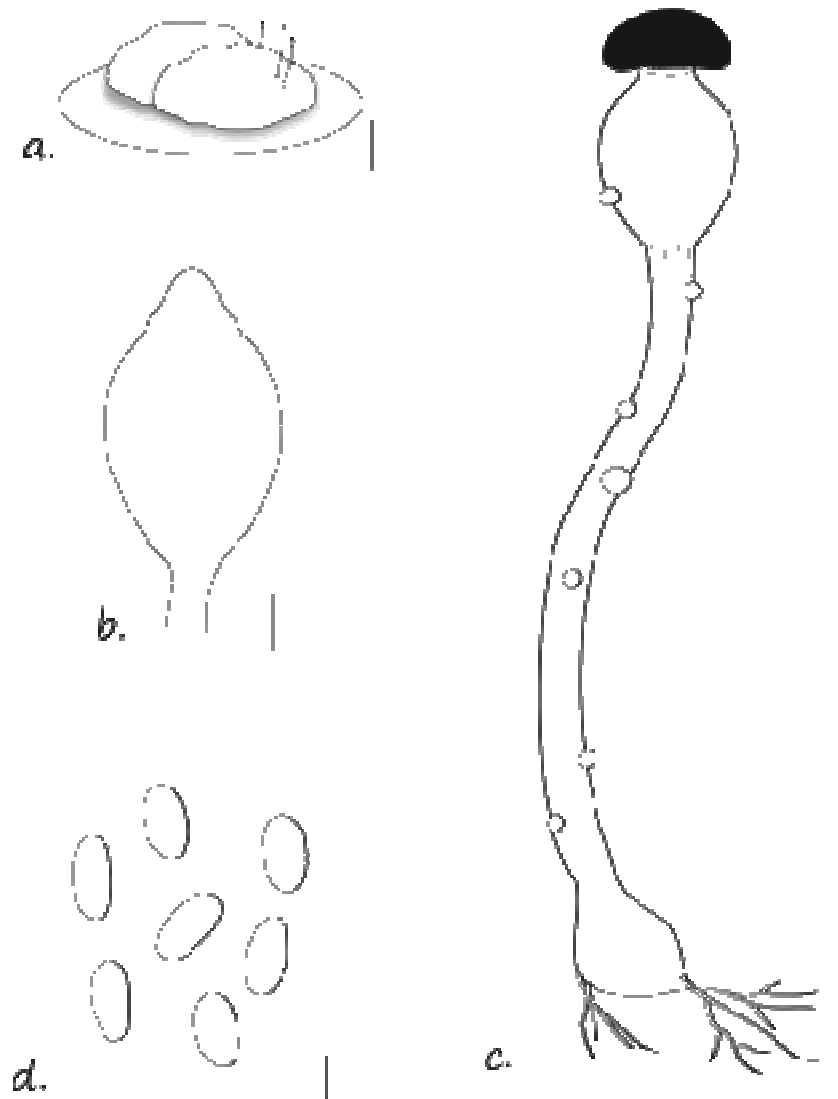
Prancha 220. *Pilobolus kleinii*. **a.** Hábito. **b-c.** Esporangióforo removido do substrato. **d.** Esporangióforo em maturação. **e.** Vesícula após remoção do esporângio, evidenciando a columela. **f.** Esporangiosporos (Barras: a = 1500 μm , b = 1000 μm , c, d, e = 200 μm , f = 15 μm)



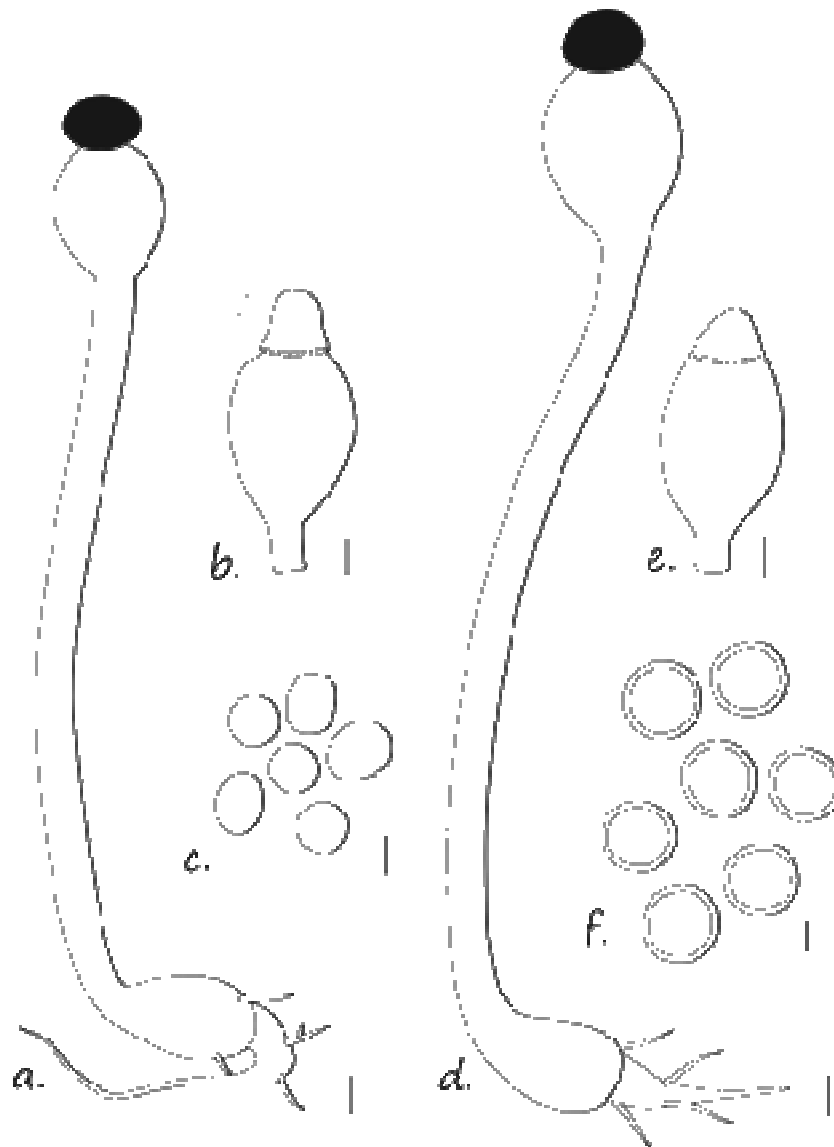
Prancha 221. *Pilobolus oedipus*. **a.** Hábito. **b.** Esporangióforo removido do substrato. **c.** Vesícula após remoção do esporângio, evidenciando a columela. **d.** Tio focisto. **e.** Esporangiosporos (Barras: a = 200 μ m, b = 500 μ m, c = 150 μ m, d = 300 μ m, e = 15 μ m)



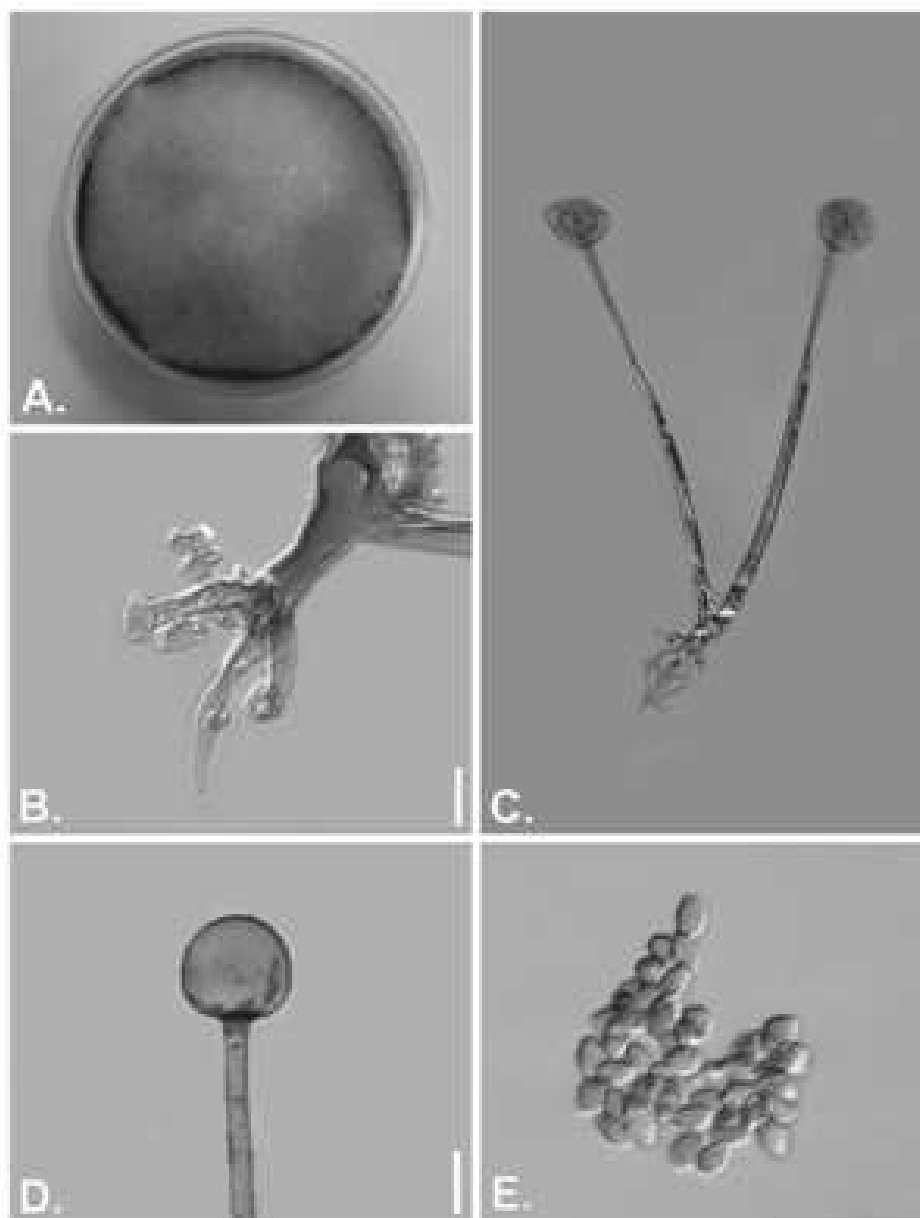
Prancha 222. *Pilobolus crystallinus*. **a.** Esporangióforo. **b.** Vesícula, esporângio e columela. **c.** Esporangiosporos. *P. hyalosporus*. **d.** Esporangióforo. **e.** Vesícula, esporângio e columela **f.** Esporangiosporos (Barras: a = 250 μ m, b = 100 μ m, c = 5 μ m, d = 50 μ m, e = 25 μ m, f = 10 μ m)



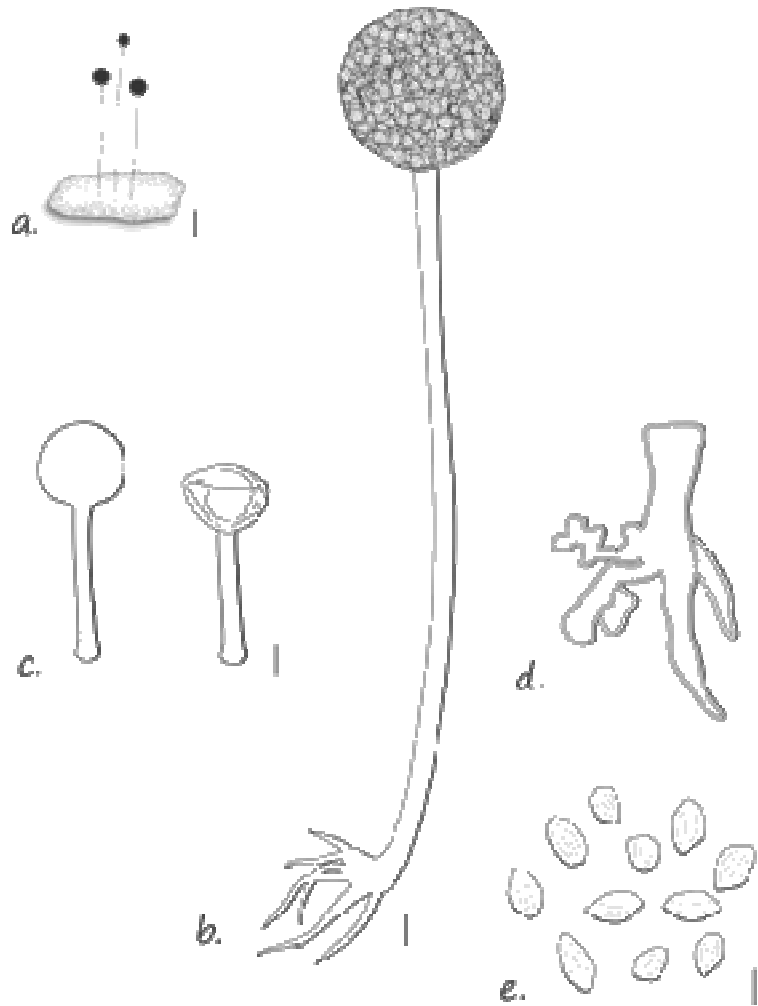
Prancha 223. *Pilobolus kleinii*. **a.** Hábito. **b.** Vesícula e colúmbela. **c.** Esporangióforo. **d.** Esporangiosporos (Barras: a = 10 μ m, b = 75 μ m, c = 100 μ m, d = 10 μ m)



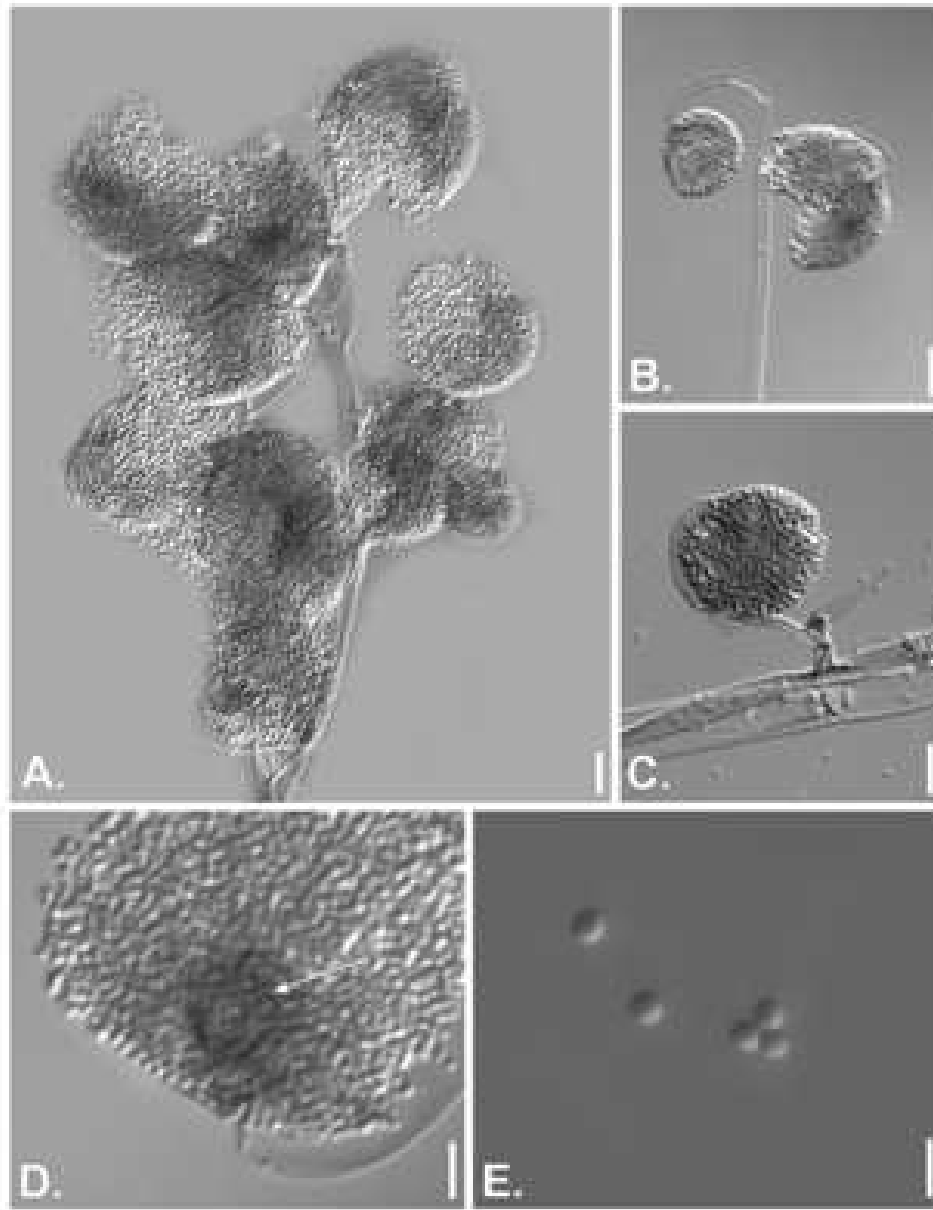
Prancha 224. *Pilobolus lentiger*. **a.** Esporangióforo. **b.** Vesícula, esporângio e columela. **c.** Esporangiosporos. *P. oedipus*. **d.** Esporangióforo. **e.** Vesícula, esporângio e columela. **f.** Esporangiosporos (Barras: a = 100 μ m, b = 75 μ m, c = 7,5 μ m, d = 150 μ m, e = 5 μ m)



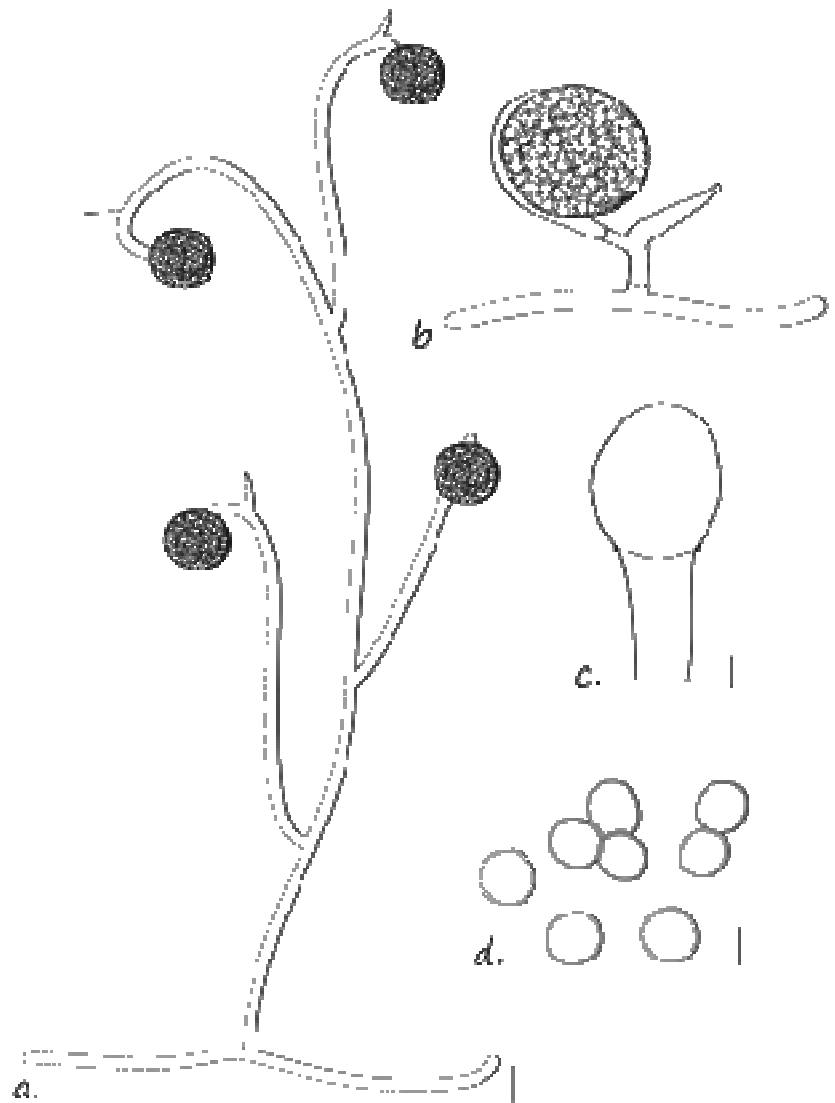
Prancha 225. *Rhizopus arrhizus*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Rizóides. **c.** Esporangióforos com apresentando esporângios maduros com paredes colapsadas. **d.** Columela. **e.** Esporangiosporos (Barras: b =20 μ m, c, d = 50 μ m, e = 10 μ m)



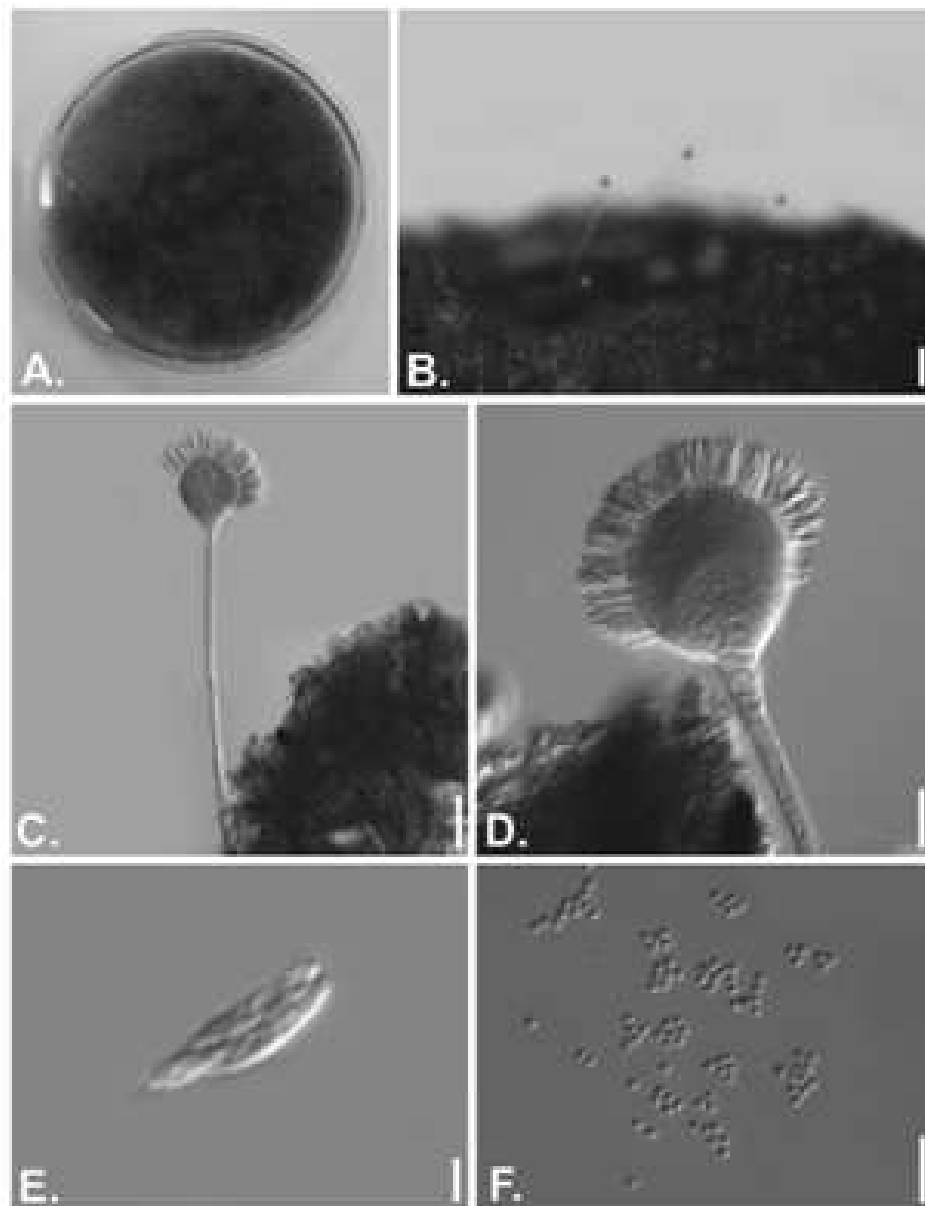
Prancha 226. *Rhizopus arrhizus*. **a.** Hábito. **b.** Esporangióforo. **c.** Columela e parede do esporângio. **d.** Rizóides. **e.** Esporangiosporos (Barras: a = 200 μm , b = 25 μm , c = 35 μm , d = 20 μm , e = 5 μm)



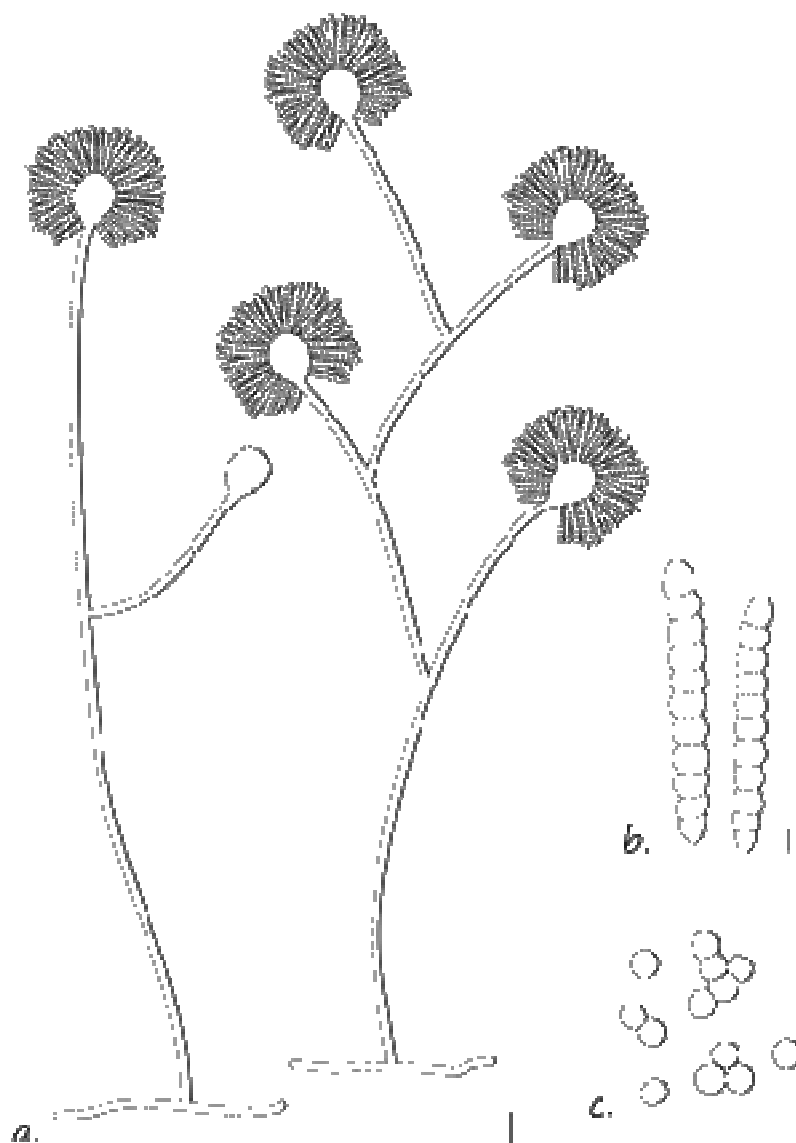
Prancha 227. *Circinella muscae*. **a-b.** Esporangióforos. **c.** Espinho estéril próximo a um esporângio. **d.** Columela. **e.** Esporangiosporos (Barras: a = 25 μ m, b = 40 μ m, c = 25 μ m, d = 20 μ m, e = 10 μ m)



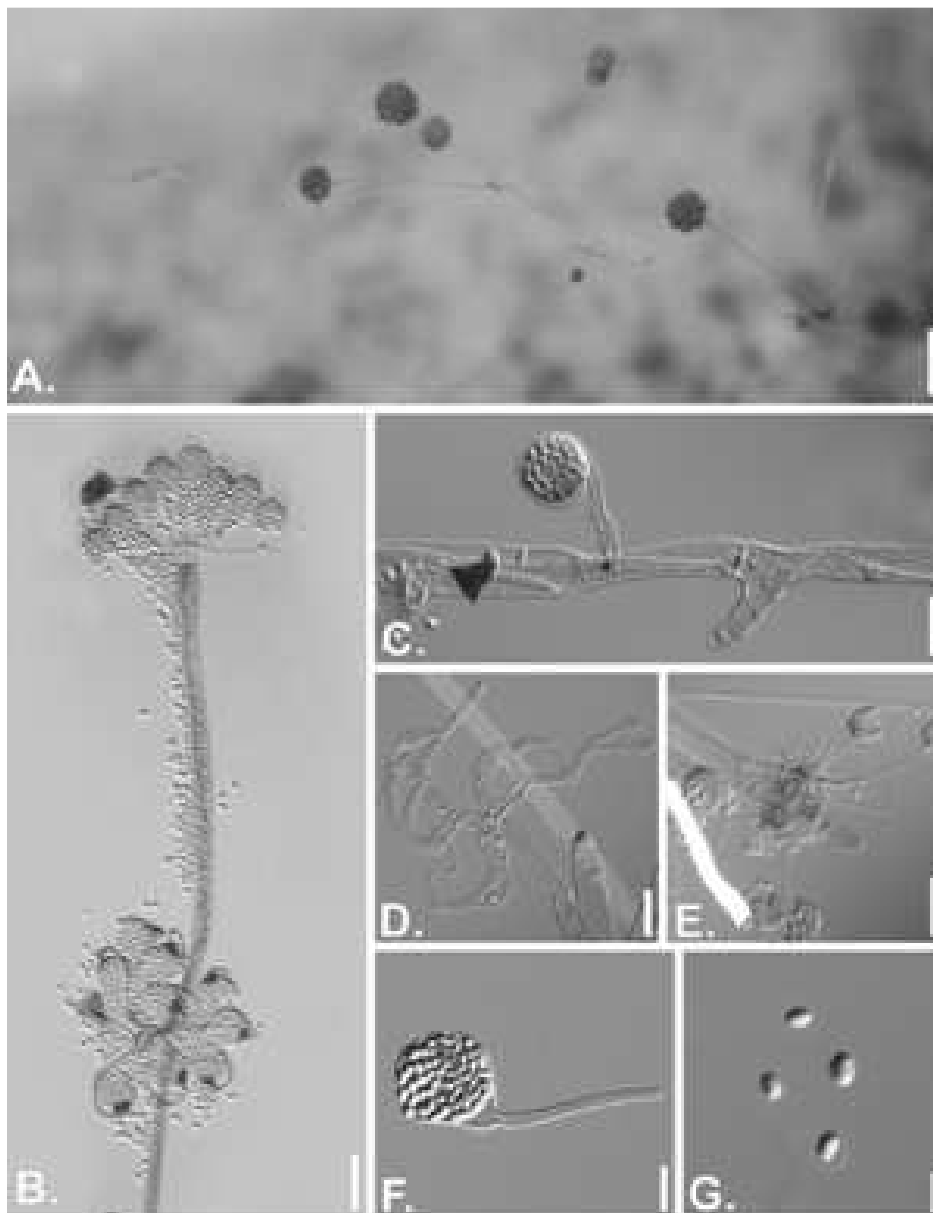
Prancha 228. *Circinella muscae*. **a.** Esporangióforo. **b.** Espinho estéril próximo a um esporângio. **c.** Columela. **d.** Esporangiosporos (Barras: a = 50 μ m, b = 25 μ m, c = 10 μ m, d = 5 μ m)



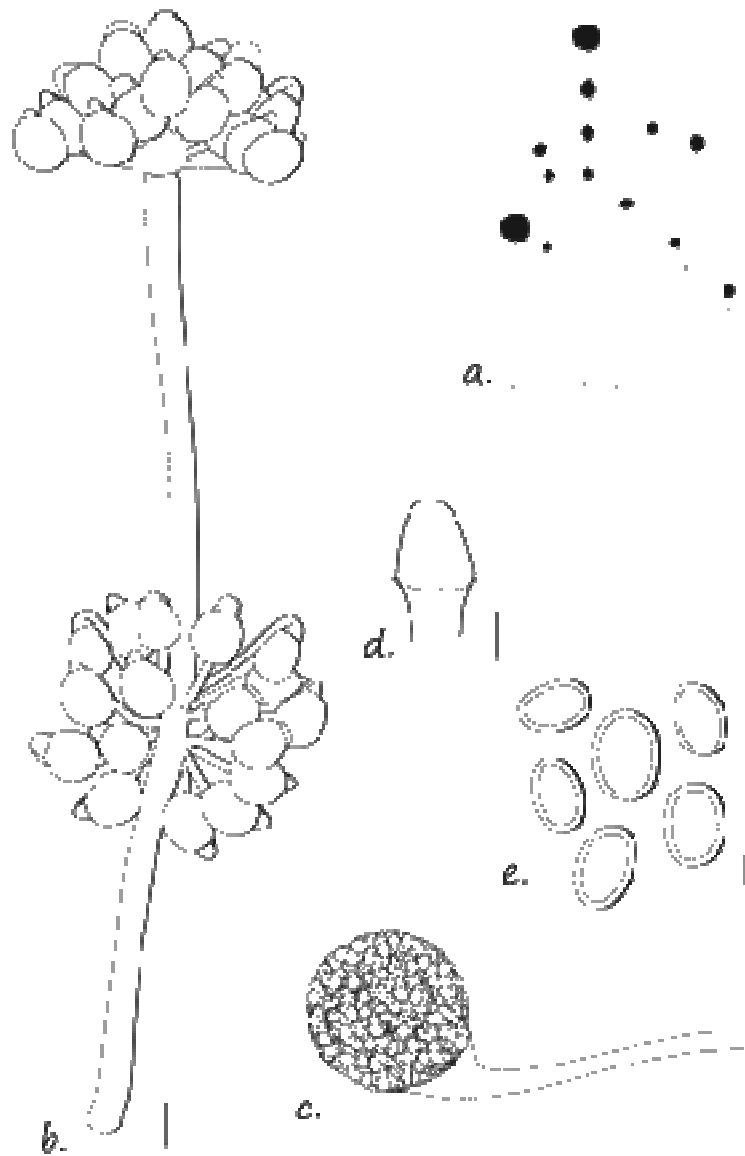
Prancha 229. *Syncphalastrum racemosum*. **a.** Colônia aos sete dias em MEA em temperatura ambiente. **b.** Hábito. **c-d.** Esporangióforos. **e.** Merosporângio. **f.** Esporangiosporos (Barras: b = 250 μ m, c = 50 μ m, d = 25 μ m, e = 5 μ m, f = 25 μ m)



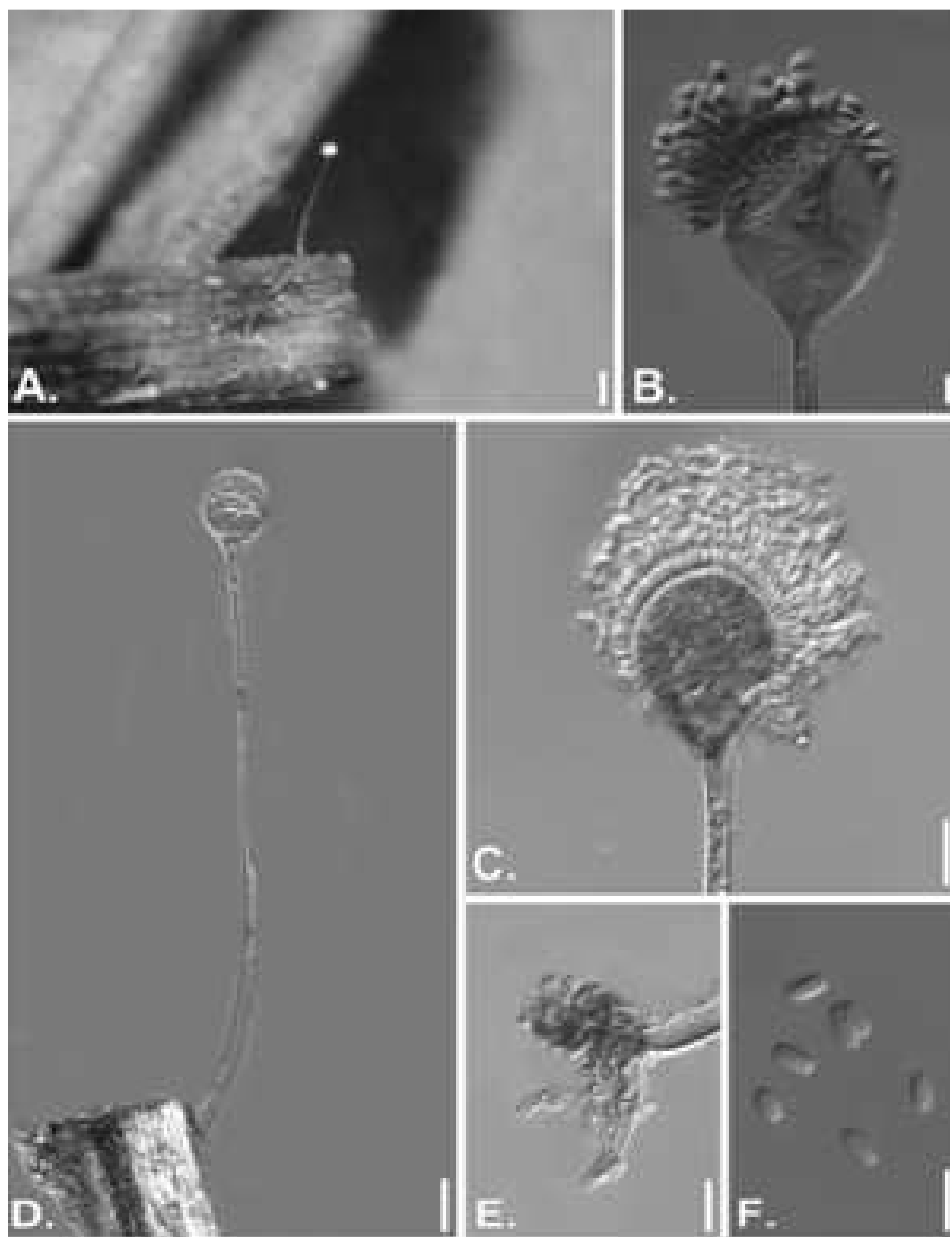
Prancha 230. *Syncephalastrum racemosum*. **a.** Esporangiófros com diferentes padrões de ramificação. **b.** Merosporângios. **c.** Esporangiosporos (Barras: a = 20 μ m, b = 2,5 μ m, c = 5 μ m)



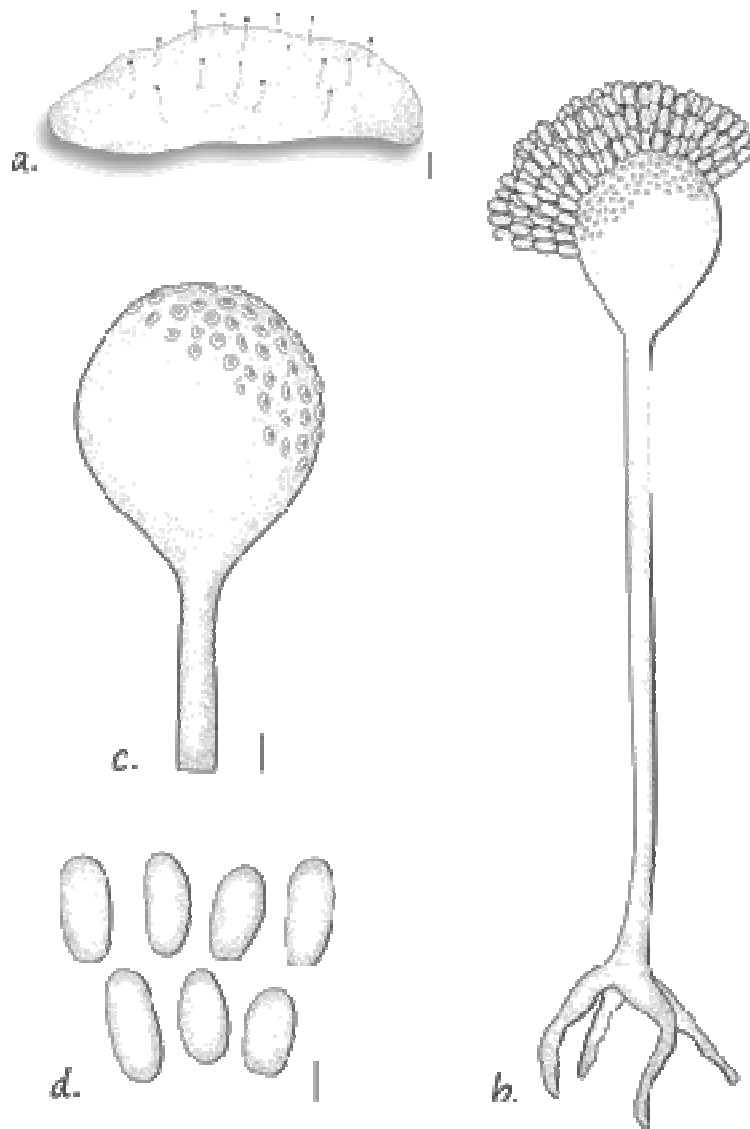
Prancha 231. *Thamnostylum piriforme*. **a.** Hábito. **b.** Esporangióforo. **c.** Esporangíolos em maturação. **d.** Rizóides. **e.** Vesícula esporangífera. **f.** Esporangíolo maduro. **g.** Esporangiosporos (Barras: a = 250 μ m, b = 40 μ m, c = 15 μ m, d = 40 μ m, e = 25 μ m, f,g = 10 μ m)



Prancha 232. *Thamnostylum piriforme*. **a.** Hábito. **b.** Esporangióbro. **c.** Esporangíolo. **d.** Colúnela do esporangíolo. **e.** Esporangiosporos (Barras: a = 250 μ m, b = 25 μ m, c, d = 10 μ m, e = 2,5 μ m)



Plancha 233. *Syncephalis obliqua*. **a.** Hábito. **b-c.** Vesícula apical. **d.** Esporangióforo. **e.** Rizóides. **e.** Esporangiosporos
(Barras: a = 150 μ m, b = 10 μ m, c = 50 μ m, d, e = 15 μ m)



Prancha 234. *Syncephalis obliqua*. a. Hábito. b. Esporangióforo. c. Vesícula apical. d. Esporangiosporos (Barras: a = 100 μ m, b = 10 μ m, c = 5 μ m, d = 2,5 μ m)

4.3. Revisão do Herbário URM: Ascomicetos coprófilos

4.3. REVISÃO DO HERBÁRIO URM: ASCOMICETOS COPRÓFILOS

4.3.1. INTRODUÇÃO

Herbários são de inestimável valor para o conhecimento da biodiversidade de um grupo, contemplando diferentes áreas do conhecimento biológico e hospedando acervo que retrata a história do estudo de organismos em uma determinada região. O Herbário URM (Herbário Padre Camille Torrend, Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco), fundado em 1954, constitui a maior coleção micológica da América Latina (Maia, 2003). Atualmente, o herbário apresenta cerca de 79000 registros e 46.000 exsicatas (INCT - Herbário Virtual da Flora e dos Fungos, 2014). A maioria do material em acervo na coleção foi incorporada por seu fundador, Augusto Chaves Batista, e sua equipe, consistindo sobretudo de formas liquenizadas e foliícolas. Entretanto, diversas colaborações contribuíram para o crescimento da coleção ao longo dos anos, a despeito de dificuldades financeiras que vem aos poucos sendo solucionadas (Ministério da Ciência e Tecnologia, 2006).

Nos últimos anos, revisões significativas foram realizadas, sobretudo concentradas em grupos de basidiomicetos (Drechler-Santos et al., 2008; Pereira *et al.*, 2008; Gomes-Silva & Gibertoni, 2009; Trierveiler-Pereira & Baseia, 2009) e fungos liquenizados (Lucking et al., 1998). Maia (2003) aponta a necessidade de aprofundamento das discussões sobre as coleções biológicas, o que implica na revisão e reavaliação do material pertinente a cada estudo taxonômico a ser realizado, como um trabalho contínuo e conjunto.

Fungos coprófilos representam um grupo restrito de sapróbios amplamente adaptados para viver em excrementos de animais, sobretudo herbívoros (Krug *et al.*, 2004; Kirk *et al.*, 2008). Devido a sua alta especialização, a microbiota coprófila é, em grande parte, exclusiva destes substratos, sendo raramente apresentado registro destas espécies em outros substratos, o que torna o conhecimento de sua distribuição e ecologia menos evidente, sobretudo com relação aos ascomicetos (Richardson, 2001b). A microbiota coprófila brasileira é pouco registrada em acervos herborizados, o que dificulta a organização e o estudo do conhecimento histórico dos fungos no estado e no país. O trabalho de Melo *et al.* (2012) contribuíram para o conhecimento do grupo, com 122 depósitos de material proveniente de excrementos de animais em confinamento no Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife. Este trabalho foi realizado com o objetivo de revisar as exsicatas

referentes a ascomicetos coprófilos depositadas no Herbário URM, contribuindo com o conhecimento da diversidade e distribuição do grupo, sobretudo no Brasil.

4.3.2. MATERIAL E MÉTODOS

Para o desenvolvimento da presente revisão, foi inicialmente realizado levantamento de todos os registros de gêneros que apresentam representantes com algum grau de coprofilia descrito em literatura. Destes, foi realizada revisão criteriosa dos dados referentes ao substrato de coleta do material depositado. Foi utilizado como critério o levantamento realizado por Krug *et al.* (2004), que divide os gêneros de acordo com o grau de associação com o substrato: (1) gêneros predominantemente coprófilos (ex. *Podospora*); (2) gêneros com espécies coprófilas e não coprófilas (ex. *Neurospora*); (3) gêneros predominantemente de outros substratos (ex. *Chaetomium*). Todas as espécies dos gêneros predominantemente coprófilos foram revisadas, a despeito de seu substrato. Nas demais categorias, somente foram revisadas exsiccatas contendo fungos coletados em excrementos ou isolados destes substratos.

O levantamento inicial totalizou 130 registros, dos quais 74 exsiccatas foram encontradas. O material depositado por Melo *et al.* (2012) também foi investigado e listado no presente trabalho, mas não foi considerado na análise dos dados apresentada nas tabelas. Duas exsiccatas de cada espécie foram revisadas, totalizando 42 registros, que somadas às 74 supracitadas, compõe as 116 exsiccatas revisadas neste trabalho.

A revisão foi realizada no período de março a dezembro de 2011. Os espécimes foram examinados a olho nú, para descrição de substrato, estado de preservação e coloração do material; em microscópio estereoscópico, para observação dos ascomas, inserção no substrato e número de frutificações; e em microscópio óptico com aumento de 40× a 1000×, para as demais características morfológicas. Como meios de montagem foram utilizados água destilada, Lactofenol com Azul de Aman, Vermelho Congo, Tinta Nanquim preta, Hidróxido de Potássio 5%, Fluoxina, reagente Melzer, Glicerol com ácido polivinílico hidratado, dentre outros. A identificação dos fungos foi realizada com base na morfologia das estruturas reprodutivas, de acordo com a bibliografia pertinente (Ames, 1963; Van Brummelen 1967, von Arx, 1970; Ahmed & Cain, 1971; Lundqvist, 1972; Malloch & Cain, 1973; Bell, 1983; Bell & Mahoney, 1995, Richardson & Watling, 1997). Os nomes registrados nas exsiccatas foram reproduzidos entre parêntesis quando grafados de modo incorreto, e a nomenclatura utilizada na revisão seguiu o banco de dados *Species Fungorum*

(www.speciesfungorum.org). Após conclusão da revisão taxonômica, todo o material foi devolvido ao Herbario URM, submetido a congelamento por sete dias, evitando assim infestação por animais ou outros fungos.

4.3.3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Um total de 116 exsicatas foi revisado, sendo identificadas 59 espécies, representando 17 gêneros e seis ordens. Entre os registros selecionados para este trabalho, 74 estavam disponíveis para revisão; 24 tiveram sua identificação em nível específico confirmado, 24 foram redeterminados, seja por identificação morfológica (16) ou por nomenclatura inconsistente quando o material era insuficiente para identificação (8), e 25 não puderam ser identificados devido ao mau estado de preservação ou ausência de estruturas características. A maioria das exsicatas degradadas continham estruturas carnosas minúsculas, tais como apotécios, que geralmente são difíceis de preservar por secagem, ou foram destruídas por insetos.

Quanto ao substrato, 55 espécimes foram encontrados crescendo diretamente sobre excrementos, apresentando estruturas reprodutivas espalhadas por toda a síbala, em parte desta, ou continham apenas os ascomas. Os espécimes foram encontrados crescendo no excrementos de diferentes animais, sendo a maioria (17, 28,3%) não registrado no depósito e portanto indistinguível após secagem (Tabela 27); 14 foram encontrados preservados em outros substratos, tais como folhas ou madeira, e cinco não puderam ser determinados. Esses resultados indicam: (1) que a exsicata mais antiga contendo um ascomiceto coprófilo no Herbario URM foi coletada em 1927; (2) a maioria dos depósitos foi realizada no recente trabalho de Melo *et al.* (2012) e, anteriormente, de Batista e sua equipe, entre 1950 a 1960, período da fundação da coleção (Tabela 28); (3) ao fazer a coleta, dados importantes como o tipo de substrato, muitas vezes não são considerados pelo coletor.

O material revisado também continha fungos de vários países, como Portugal, Estados Unidos e Canadá, mas mesmo antes dos últimos estudos sobre ascomicetos coprófilos em Pernambuco, a maioria das exsicatas (25; 33,7%) corresponde a material coletado no Brasil (Tabela 29).

A maioria das exsicatas de ascomicetos coprófilos depositados no Herbario URM continha espécies de Sordariales (33; 40,2%), seguida por Pezizales (29; 35,4%), Pleosporales (10; 12,2%), Thelebolales (4; 4,9%), Xylariales (4; 4,9%) e Microascales (2, 2,4%). Sordariales e Pezizales estão bem representados em excrementos preservados, com gêneros como *Podospora*, *Sordaria*, *Chaetomium*, *Ascobolus* e *Saccobolus*, raramente ausentes em substratos incubados.

Tabela 27. Substrato de origem dos ascomicetos coprófilos revisados no Herbário URM

Substrato	Número de exsiccatas
Excremento não identificado	17
Excremento de bovino	12
Excremento de cabalo	6
Excremento de cavalo	5
Indistinguível	5
Excremento de coelho	5
Excremento de cervo	4
Excremento de cabra	2
Excremento de porco-espinho	2
Excremento de raposa	1
Excremento de ovelha	1
Outros	14
Total	74

Tabela 28. Período de coleta dos ascomicetos coprófilos revisados no Herbário URM

Ano de coleta	Número de exsiccatas
1920 - 1930	1
1931 - 1940	1
1941 - 1950	8
1951 - 1960	52
1961 - 1970	5
1971 - 1980	1
1981 - 1990	6
1991 - 2000	0
2001 - 2010	0
Total	74

Tabela 29. País de origem do material referente a ascomicetos coprófilos preservado no Herbário URM

País	Número de exsiccatas
Brasil	25
Portugal	15
Estados Unidos da América	8
Canadá	7
França	5
Alemanha	4
Não informado	3
Áustria	2
"África ocidental"	1
Holanda	1
República Checa	1
Suécia	1
Venezuela	1
Total	74

Ascobolus Pers., in Gmelin, Systema Naturae, Edn 13 2(2): 1461 (1792)

1. *Ascobolus crouanii* Renny

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Revoredo:** col. *Torrend. C.*: 3.XII.1957 (URM9462).

O material consiste em folhas secas, com pequenos apotécios quase completamente destruídos, impedindo a sua descrição e a confirmação da identificação. Segundo Van Brummelen (1967), a descrição de *Ascobolus crouanii* Renny corresponde a uma espécie de *Ascozonus* (Renny) E.C. Hansen (previamente considerado *Ascobolus* Seção *Ascozonus* Renny), e *Ascobolus crouanii* Boud é sinônimo de *Ascobolus foliicola* Berk. & Broome. Embora sem estruturas disponíveis para confirmação, *Ascozonus crouanii* (Renny) Sacc. é o nome correto para o material nesta exsiccata.

2. *Ascobolus cuniculorum* A.C. Batista & Pontual

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Recife:** Dois Irmãos. col. *Pontual, D.*, em excrementos de coelho: 1.XII.1947 (646).

Nenhum apotécio foi encontrado neste material, o que impossibilitou a identificação. A denominação *Ascobolus cuniculorum* foi sinonimizada por Van Brummelen (1967) como *Ascobolus*

immersus Pers. Com base na revisão deste autor, o nome "*Ascobolus cuniculorum* AC Batista & Pontual" era supérfluo, no que tange à nomenclatura, quando publicado, e deve ser citado como sinônimo de "*Ascobolus immersus* Pers."

3. *Ascobolus denudatus* Fr. (com o "*dentatus*" na identificação da exsicata)

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Mafra.** col. *Torrend. C.*, em folhas, 28.XI.1957 (URM9011). **Lumiar.** col. *Torrend. C.*, em cortiça. 3.XII.1957 (URM9505).

Apotécios bem preservados em fragmentos de folhas e cortiça, amarelo escuros a pretos quando secos, 3-7 µm de diâmetro, glabros. Paráfises cilíndricas, simples, septadas, 2-3 µm de diâmetro. Excípulo composto de células globulares a subglobulares, fortemente cianófilo. Ascos com oito esporos, clavatos, com um curto estipe e ápice arredondado, 170-185 × 15-20 µm, estendendo-se até 205 µm de comprimento. Ascosporos bisseriados, elipsóides, castanho avermelhados, 17,5-20 × 8,5-10 µm, com fissuras longitudinais à subparalelas, ocasionalmente anastomosadas. Esta espécie foi confirmado em comparação com a descrição original de *A. denudatus*, apresentando ascosporos com episporo típico de espessura uniforme com fissuras anastomosantes longitudinais à subparalelas.

4. *Ascobolus epixylon* (nome sem autoria)

MATERIAL EXAMINADO: Nome de coletor e de determinador não informados, em cortiça: 19.V.1957 (URM7181)

Denominação de origem descohecida. O depósito apresenta fragmentos de cortiça contendo estromas pulvinados, não tratando-se de representantes de *Ascobolus* Pers. ou de qualquer outra espécie coprófila.

5. *Ascobolus glaber* Pers.

MATERIAL EXAMINADO: ALEMANHA. **Mähren:** col. *Petrak, F.*, em excrementos de origem indeterminada: 15.I.1957 (URM4654). FRANÇA. **Montmorency:** col. *Boudier, E.*, em excrementos de origem indeterminada: 3.IV.1957 (URM6594). Dados indisponíveis: col. *Torrend, C.*, em excrementos de origem indeterminada: 30.XI.1957 (URM9494). col. *Staritz, R.* 3.XII.1957 (URM9301).

Estes materiais contêm fragmentos secos de excrementos com apotécios espalhados, cerca de 0,5-0,9 mm de diâmetro, enegrecidos devido a secagem, com excípulo composto por células angulares a alongadas, paráfises simples ou ramificada, cerca de 3 µm de espessura, ascos com oito esporos, cilíndricos, arredondados no ápice, tornando-se gradualmente mais constrictos para formar um curto estipe, apresentando ascosporos com organização bisseriada, oblongos a elipsóides, violeta a vermelho-púrpuras, 22,5-27,5(-28,5) × 12,5-15,5 µm, com episporo marcado por estrias longitudinais, ocasionalmente anastomosadas, algo espaçadas. A denominação *Ascobolus glaber* Pers., a qual refere-se somente a *Saccobolus glaber* (Pers.) Lamotte, é incorreta para todos os depósitos com referência a esta espécie. Embora o material coletado por Petrak e Boudier estejam em pobres condições de preservação, características como ascosporos com episporo apresentado rachaduras distantes, por vezes anastomosadas, e paráfises ramificadas, possibilitaram a identificação da espécie como *Ascobolus albidus* P. Crouan & H. Crouan. Nos materiais coletados por Staritz e Torrend não foram encontrados apotécios.

6. *Ascobolus immersus* Pers.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Recife: col. Batista, A.C., em excrementos de cobaios e em algodão: 1.XII.1947 (URM653).

O material contém sbalas de excrementos de cobaios, sem apotécios. Embora *Ascobolus immersus* seja uma espécie comum, facilmente encontrada em excrementos de herbívoros em incubação, a identificação do material não pode ser confirmada devido ao seu mau estado de preservação.

7. *Ascobolus leveillei* Boud

MATERIAL EXAMINADO: FRANÇA. Saint-Martin-du-Tertre: Floresta de Camelle. col. Boudier, E., em excrementos de origem indeterminada: 16.II.1957 (URM6245).

O depósito apresenta diversos apotécios sobre um pequeno fragmento de excremento de origem indeterminada, coletado por Boudier (incorretamente grafado como "Boudier"), cerca de 0,4-0,5 mm de diâmetro, contendo paráfises simples ou ramificadas, com septos ocasionais, 1-1,5 µm de espessura, ascos cilíndrico-clavados a clavados, não alongados no material examinado, 87,5-100 × 25-29 µm, arredondados no ápice, com um curto estipe, e ascosporos elipsóides, marrom-púrpuras, 20-22,5 × 10-12,5 µm, lisos. A denominação '*Ascobolus leveillei* Boud' corresponde a sinônimo de '*Ascobolus leveillei* P. Crouan & H. Crouan', que era então a denominação correta da espécie

contida na exsicata. Todavia, em seu trabalho, Van Brummelen (1967) revisou esta exsicata, aplicando a denominação '*Ascobolus boudieri* Lorton'. A identificação de *A. boudieri* foi confirmada, baseada na descrição acima.

8. *Ascobolus notatus* A.C. Batista & A.F. Vital

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Recife:** col. *Vital, A.F.*, em excrementos de bovino: 1.XII.1947 (URM1976).

O material apresenta apotécios dispersos, sésseis, superficiais, 900-1200 µm de diâmetro; receptáculos cupulados, com margem algo involuta; disco côncavo; himênio cerca de 200 µm de espessura; excípulo pouco observável devido ao estado de preservação dos apotécios; ascos cilíndrico-clavados, 150-195,5 × 17,5-23,5 µm; ascosporos elipsóides, 20-27,5 × 12,5-15 µm. Este material foi previamente revisado por van Brummelen (1976) e descrito em *A. scatigenus* (Berk.) Brumm., comb. nov. na sua monografia. A identificação de *A. scatigenus* sensu van Brummelen foi confirmada. O nome *A. notatus* é considerado sinônimo de *A. scatigenus* (Berk.) Brumm. comb. nov.

9. *Ascobolus stercorarius* (Bull.) J. Schröt.

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Campolide.** Col. *Boudier, E.*, em excrementos de bovino: 03.XII.1957 (URM9444).

Poucos apotécios bem preservados em fragmentos de excrementos, 2-3 mm de diâmetro de diâmetro, com disco côncavo e excípulo com cerca de 20-25 µm de espessura. Paráfises escassas, filiformes, simples, 3-3,5 mm de espessura. Ascos clavados, arredondados no ápice, com um curto estipe. Ascosporos elipsóides a fusóide-elipsóides, marrom-púrpuras em material seco, 25-27,5 × 10-12,5 µm, com episporo ornamentado com várias estrias longitudinais próximas, ocasionalmente anasmotomando. O material coletado por Boudier em Portugal em 1957 contém pequenos fragmentos de excrementos bovinos (incorretamente grafado em latim como "*in fimo vicino*" em vez de "*in fimo vacino*"), com vários apotécios típicos de *Ascobolus stercorarius* (Bull.) J. Schröt., descrito sob a circunscrição *Ascobolus furfuraceus* Pers. por Van Brummelen (1967). Embora este autor tenha revisado este material e nomeado como *Ascobolus furfuraceus* em sua monografia, a denominação contida na exsicata do depósito é correta e corresponde à espécie nela preservada, coerente com a descrição do autor supracitado. Portanto, a identificação foi confirmada.

10. *Ascobolus vinosus* Berk.

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Campolide.** col. *Torrend. C.*, em excrementos de origem indeterminada. 4.XII.1957 (URM7833); **Castelo Branco.** col. *Torrend C.*, em excrementos de origem indeterminada. 3.XII.1957 (URM9298).

O material coletado por Torrend (URM7833) contém fragmentos de excrementos com apotécios discóides bem preservados, 1-2 mm de diâmetro, com excípulo composto por células globosas a alongadas, paráfises cilíndricas, septadas, 2,5-3 μm de diâmetro, ascos cilíndricos, até $200 \times 18-20,5 \mu\text{m}$ e ascosporos elipsóides, $20-27,5 \times 11,5-12 \mu\text{m}$. A exsicata sob registro URM9298 apresenta apotécios esparsos em pequenas síbalas coladas a uma folha de papel, diferindo em morfologia dos encontrados no depósito URM7833 por apresentar apotécios menores (até 1,5 mm de diâmetro) e ascosporos ($15-17,5 \times 7,5-10 \mu\text{m}$), ornamentados com fissuras oblíquas a longitudinais, ocasionalmente ramificadas e anastomosadas. O material em URM7833 foi identificado como *Pseudombrophila hepatica* (Batsch) Brumm. Como mencionado anteriormente, URM9298 contém ascomas pertencentes a uma espécie diferente, aqui identificada como *Ascobolus roseopurpurascens* Rehm.

***Ascodesmis* Tiegh., Bull. Soc. Bot. Fr. 23: 275 (1876)**

11. *Ascodesmis porcina* Seaver

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de lhama: 05.V.2010 (URM82307); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 10.VI.2010 (URM82308).

Lâminas permanentes contendo apotécios minúsculos, isolados ou gregários, superficiais, sésseis, discóides a pulvinados, hialinos, tornando-se amarronzados devido a coloração dos ascosporos maduros, 300-500 μm de diâmetro, compostos por um himênio de ascos e paráfises entremeadas. Excípulo ausente. Paráfises cilíndricas, simples, septadas, hialinas, 4-5 μm de largura. Ascos com 8 esporos, clavados a obovóides, com base alargada e ápice arredondado, $70-80 \times 15-25 \mu\text{m}$. Ascosporos dispostos de forma irregular na porção apical dos ascos, elipsóides, a princípio hialinos, tornando-se marrons quando maduros, $11,5-13,5(-15) \times 7,5-8,5(-10) \mu\text{m}$, com um padrão de

omamentação do episporo apresentando vários espinhos e verrugas isoladas, ocasionalmente anastomosando-se, e com uma crista conspícua, simples ou ramificada, cobrindo a maior parte do comprimento do esporo. Esta espécie forma apotécios pequenos e pouco conspícuos devido a ausência de excípulo, de coloração pálida, na superfície dos excrementos em incubação, tornando-se visível em sua forma madura devido a coloração cúprea dos ascosporos em massa no interior dos ascos. Assemelha-se a *Ascodesmis nigricans* Tiegh. pelo tamanho e forma dos ascosporos, mas difere pelo padrão de ornamentação do episporo, que forma uma crista conspícua ao longo do esporo, diferentemente do padrão de *A. nigricans*, que apresenta espinhos isolados, ocasionalmente se anastomosados. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

Ascophanus Boud., Annl. Sci. Nat., Bot., sér. 5 10: 241 (1869)

12. *Ascophanus cameus* (Pers.) Boud.

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Castelo Branco**, col. *Torrend. C.*, em ramos de *Brassica oleracea*: 9.X.1957 (URM7796).

Iodophanus carneus (Pers.) Korf é o nome correto para espécimens nessa exsicata. Nenhum apotécio foi encontrado.

13. *Ascophanus hepaticus* (Batsch) Boud.

MATERIAL EXAMINADO: FRANÇA. **Saint-Martin-du-Tertre**: Camelle Forest. col. *Boudier, E.*, em excrementos de origem indeterminada: 19.VI.1957 (URM7842).

Fragmentos de excrementos contendo apotécios em mau estado de preservação. Apesar disso, foi possível identificar o espécimen contido neste material como *Pseudombrophila hepatica* (Batsch) Brumm.

14. *Ascophanus holmskjoldii* E.C. Hansen

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Castelo Branco**, col. *Torrend. C.*, em excrementos de origem indeterminada: 30.XI.1957 (URM9248).

A exsicata contém fragmentos de excrementos com apotécios pobremente observáveis e, em termos de nomenclatura, *Thecotheus holmskioldii* (E.C. Hansen) Eckblad. é a denominação correta para este material (Nagao *et al.*, 2003). A confirmação taxonômica da espécie não foi possível devido ao mau estado de preservação da amostra.

15. *Ascophanus opuntiae* Pat.

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Cintra**, col. *Torrend. C*, em cortiça: 24.V.1957 (URM7482).

Material insuficiente para confirmação.

18. *Ascophanus testaceus* (Moug.) W. Phillips

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Vila Viçosa**, col. *Torrend. C*, em ramos de *Ficus* sp.: 03.XII.1957 (URM9431).

Iodophanus testaceus (Moug.) Korf é o nome correto para o espécimen nesta exsicata. O material analisado não continha apotécios com estruturas férteis, impossibilitando a confirmação da identificação.

***Bombardia* (Fr.) P. Karst., *Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk* 23: 20 (1873)**

19. *Bombardia fasciculata* Fr.

MATERIAL EXAMINADO: HOLANDA. col. *Rick, J.*, em madeira: 21.V.1957 (URM7239).

Bombardia bombarla (Batsch) J. Schröt. é o nome correto para esse espécimen. O material preservado é muito pobre para confirmar a identificação.

***Bombardioidea* C. Moreau ex N. Lundq., *Symb. bot. upsal.* 20(1): 274 (1972)**

20. *Bombardioidea bombardioidea* (Auersw.) Moreau

MATERIAL EXAMINADO: CANADÁ. **Ontario**, col. *R.F. Cain*, em excrementos de alce: 19.IX.1954 (URM14452).

Essa exsicata foi confeccionada a partir de material enviado por Roy Franklin Cain coletado no Canadá, consistindo de sibalas secas de excrementos de alce com estromas pretos, rígidos, até 1200 μm de comprimento, 350-550 μm de diâmetro, apresentando ascos com oito esporos, cilíndricos, 450-475 \times 15-17.5 μm , com ascosporos unisseriados, elipsóides, marrom escuros a pretos, 25-27.5 \times 9.5-11.5(-13) μm , cada um com um poro germinativo apical, usualmente conspícuos. A identificação de *B. bom bardioides* foi confirmada.

Cercophora Fuckel, Jb. nassau. Ver. Naturk. 23-24: 244 (1870)

21. *Cercophora mirabilis* Fuckel

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de camelo: 14.IV.2010 (URM82327, 82328).

Peritécios preservados em lâminas permanentes com material montado em PVLG, obpiriformes, com ventre marrom e pescoço preto, 590-800 \times 360-410 μm , inteiramente coberto por pêlos curtos e inflados e por pêlos marrons flexuosos, septados. Pescoço cilíndrico, 190-210 \times 150-160 μm . Perídio membranáceo, semitransparente no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares na camada externa. Ascos com 8 esporos, clavados, dotados de estipe, 245-255 \times 15-25 μm . Ascosporos organizados de modo bisseriado nos ascos, quando imaturos, hialinos, vermiformes, 47,5-57,5 \times 3,5-5 μm , contendo uma série de 11-15 gúttulas em seu citoplasma, inflando-se levemente no ápice, finalmente tomando-se unissetado. Na maturidade, a célula superior aumenta de tamanho e toma-se escura, olivácea a marrom escura, 17-20 (-22,5) \times 7,5-9 μm , lisa, equilateral, elipsóide, exceto pela base truncada e ápice algo cônico, apresentando um poro germinativo excêntrico. Pedicelo cilíndrico, 35-45 \times 4-5 μm , geniculado perto da extremidade. Aparato gelatinoso superior formado por uma cauda apical, 40-45 \times 2-4 μm ; aparato gelatinoso inferior formado por uma cauda aderida ao fim do pedicelo, similar a superior, 37,5-42 \times 2,5-3 μm . Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

Chaetomium Kunze, Mykologische Hefte (Leipzig) 1: 15 (1817)

22. *Chaetomium amphitrichum* Corda

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco**, Recife, col. *Pontual, D.*, em excrementos de coelho: 01.XII.1947 (URM421)

Ascotricha amphitricha (Corda) S. Hughes é o nome correto para o espécimen nessa exsicata. Nenhum cleistotécio foi localizado para permitir a confirmação taxonômica.

23. *Chaetomium bostrychodes* Zopf

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de paca: 07.V.2010 (URM82352); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de paca: 02.VI.2010 (URM82353).

Esses registros referem-se à lâminas permanentes contendo cleistotécios maduros, variáveis em morfologia, ovóides, ampuliformes ou cilíndricos, cinzas, $300-350 \times 190-230 \mu\text{m}$. Pelos terminais encaracolados, completando de 2 a 6 voltas, de diâmetro reduzido em direção ao ápice do pelo, marrons escuros a pretos, $3,5-5 \mu\text{m}$ de diâmetro, com coloração menos intensa em direção aos ápices, agrupados para formar uma cabeça pouco compacta na parte apical do ascoma. Pelos laterais lisos, raramente rugosos, numerosos, flexuosos, marrom oliváceos a pretos, cerca de $3,5-5 \mu\text{m}$ de diâmetro na base, estendendo por $105-225 \mu\text{m}$ de comprimento. Ascospores com 8 esporos, evanescentes, clavados, $7 - 10 \mu\text{m}$ de largura. Ascospores marrons quando maduros, $6,5-8 \times 5-6 \mu\text{m}$, lisos, ovóides a limoniformes, por vezes com um anel menos pigmentado próximo a cada extremidade. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

24. *Chaetomium brasiliense* A. C. Batista & Pontual

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Recife, col. *Batista, A.C.*, em excrementos de cobaia: sem data (URM9679).

A exsicata não continha cleistotécios, impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

25. *Chaetomium caninum* Ellis & Everh.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco**, Recife, col. *Pontual, D.*, em excrementos de cobaia: 01.XII.1947 (URM617).

Esta exsicata não continha cleistotécios, impossibilitando a confirmação da identificação.

26. *Chaetomium funicola* Cooke

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de paca: 23.X.2009 (URM82354).

Poucos cleistotécios preservados em lâminas permanentes compõem essa exsicata, ovóides a globosos, marrom escuro a pretos, 140-160 × 140- 50 µm. Pelos terminais dicotomicamente ramificados, formando ângulos agudos, marrom escuros a pretos, 2,5-5 µm diâm., com coloração tornando-se menos intensa em direção aos seus ápices, agrupados para formar uma cabeça compacta na parte apical do ascoma. Pelos laterais lisos, raramente rugosos, numerosos, rígidos, marrons oliváceos a pretos, cerca de 3,5-6,5 µm diâm. na base, por vezes projetando-se acima dos pêlos terminais, tornando-se menos espessos em direção ao ápice. Ascosporos marrons oliváceos quando maduros, 5-6,5 × 2,5-4 µm, lisos, ovóides a limoniformes, apiculados em ambas as extremidades. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

27. *Chaetomium globosum* Kunze

MATERIAL EXAMINADO: ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Pensilvânia:** col. *Kimbrough, J.W.*, em excrementos de cervo: 7.VIII.1982 (URM77056); BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de anta: 19.III.2010 (URM82355); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de anta: 30.IV.2010 (URM82357).

As exsicatas confeccionadas a partir de material coletado no Brasil contém cleistotécios removidos de papel de filtro e montados em lâminas permanentes, globosos a subglobosos, cinzas a pretos, 200-250 × 195,5-230 µm. Pêlos terminais undulados, numerosos, entrelaçados, formando um tufo no ápice do peritécio, de diâmetro reduzido em direção ao ápice, marrons escuros a pretos, 3,5 - 4 µm diâm., com coloração tornando-se menos intensa em direção ápices. Pêlos laterais numerosos,

lisos a finamente rugosos, flexuosos, marrons oliváceos a pretos, cerca de 2,5-3 µm de diâmetro na base, undulados a levemente arcuados. Ascos com 8 esporos, clavados, 20-25 × 8,5-10 µm, somente observados em estágios iniciais da maturação do peritécio rompido, evanescentes. Ascosporos marrons oliváceos quando maduros, 8,5-10 × 7,5-8,5 µm, lisos, ovóides, subglobosos a limoniformes. Espécie comum e cosmopolita, *C. globosum* pode ser facilmente reconhecida pelos cleistotécios globosos a subglobosos inteiramente cobertos por pêlos ondulados a arcuados e ascosporos ovóides, subglobosos a limoniformes. No material coletado por J.W. Kimbrough, a identificação de *C. globosum* foi confirmada. Tanto URM82355 como URM82357 foram recentemente coletados, descritos e preservados por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

28. *Chaetomium piluliferum* J. Daniels

MATERIAL EXAMINADO: ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Arizona:** Organ Pipe, col. *D. Lusk*, em excrementos de origem indeterminada: 5.II.1988 (URM77053).

O material apresenta cleistotécios em fragmentos de papel utilizado para incubação de excrementos em câmaras úmidas, em bom estado de preservação, onde a identificação de *Chaetomium piluliferum* J. Daniels foi confirmada de acordo com a descrição de Daniels (1946).

29. *Chaetomium pusillum* Ell & Ev.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco,** Recife, col. *Pontual, D.*, em excrementos de coelho: 01.XII.1947 (URM643).

A denominação correta do espécime nessa exsicata é *Ascotricha pusilla* (Ellis & Everh.) Chivers. Não foram encontrados cleistotécios no material examinado.

***Cheilymenia* Boud., Bull. Soc. Mycol. Fr. 1: 105 (1885)**

30. *Cheilymenia pulcherrima* (P. Crouan & H. Crouan) Boud.

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Lumiar,** col. *Torrend. C.*, em excrementos de porco: 21.X.1957 (URM8608).

O material apresentava apotécios degradados , impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

31. *Cheilymenia stercoaria* (Velen.) J. Moravec

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Cintra**, col. *Torrend. C*, em excrementos de cavalo: 24.V.1957 (URM7482).

Material insuficiente para revisão.

32. *Cheilymenia subhirsuta* (Schumach.) Boud.

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. col. *Torrend. C*, em excrementos de cavalo: 15.II.1957 (URM6229).

O material apresentava apotécios degradados e esporos de outro fungo, impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

***Coprobia* Boud., Bull. Soc. mycol. Fr. 1: 107 (1885)**

= *Cheilymenia* Boud., Bull. Soc. mycol. Fr. 1: 105 (1885)

33. *Coprobia ascobolomorpha* (P. Crouan & H. Crouan) Boud

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Lumiar**, col. *Torrend. C*, em excrementos de porco, 30.XII.1957 (URM9271).

O material apresentava apotécios degradados , impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

***Coprotus* Korf & Kim br., Am. J. Bot. 54: 21 (1967)**

34. *Coprotus glaucellus* (Rehm) Kim br.

MATERIAL EXAMINADO: ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Florida**, Gainesville, col. *L. C. Maia*, em excrementos de origem indeterminada, 1989 (URM77058).

Apotécios bem preservados em fragmentos de excrementos, onde a identificação de *Coprotus glaucellus* foi confirmada de acordo com material descrito por Kimbrough *et al.* (1971).

35. *Coprotus leucopocillum* Kimbr., Luck-Allen & Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 10.VI.2010 (URM82310); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de lhama: 09.VIII.2010 (URM 82312).

Numeros apotécios montados em lâminas permanentes, sésseis, cupulados a discóides, brancos a amarelos, 400- 500 μm de diâmetro. Excípulo composto por células globosas, fortemente cianófilo. Paráfises filiformes, septadas, hialinas, 1-1,5 μm de largura na base, levemente alargada nos ápices. Ascospores com 8 esporos, cilíndricos, com um curto estipe, 90-125 \times 13-17,5 μm . Ascospores unisseriados nos ascos, elipsóides, hialinos, 15-16,5 \times 8,5-10 μm , cada um dotado de uma conspícua bolha de Bary (ausente quando montado em água). Esta espécie possui poucas características marcantes, assemelhando-se a outros representantes do gênero na dimensão e organização dos esporos nos ascos. A coloração pálida do apotécio e a organização algo unisseriada podem encontrar-se alteradas de acordo com o estado e preparação do material. O material apresenta mensurações morfológicas similares ao descrito por Kimbrough *et al.* (1971). Foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

36. *Coprotus niveus* (Fuckel) Kimbr., Luck-Allen & Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 24.III.2010 (URM82313, 82314).

A excicata contém apotécios sésseis, cupulados, brancos a amarelados, enrugados com pequenas vilosidades incolores devido a saliência dos ascos maduros no himênio, 300 - 500 μm de diâmetro. Excípulo composto por células globosas, com células alongadas e mais cianófilas nas margens. Paráfises filiformes, simples ou ramificadas, septadas, hialinas, 1,5-2 μm de largura na base, chegando a 2,5 μm de largura no ápice, destituída de conteúdos conspícuos. Ascospores com cerca de 64 esporos, clavados, com um curto estipe e ápice cupulado, 90-112 \times 40-55 μm . Ascospores dispostos

irregularmente nos ascos, elipsóides, hialinos, $8,75-10 \times 5-7,5 \mu\text{m}$, cada um dotado de uma conspícua bolha de Bary (ausente quando montado em água). A espécie pode ser reconhecida pela coloração pálida do apotécio, pelo número de ascosporos por asco (64) e pela conspícua formação de bolhas de Bary em cada ascosporo. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

Delitschia Auersw., Hedwigia 5: 49 (1866)

37. *Delitschia chaetomioides* P. Karst.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Olinda, col. *Bezerra, J.L.*, em excrementos de cabra: 20.IX.1977 (URM74496).

A despeito do grande número de síbalas preservadas nesta exsicata, nenhum pseudotécio fértil foi observado, impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

38. *Delitschia trigo no spora* Batista & Pontual

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL: 31.X.1966 (URM 60451).

Este material contém pseudotécios destruídos por insetos, impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

Gelasinospora Dowding, Canadian Journal of Research, Section C9: 294 (1933)

39. *Gelasinospora calospora* (Mouton) C. Moreau & Moreau

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Maranhão: Santa Helena, col. *J. Anchieta*, em cortiça: 1.III.1967 (URM66773).

Com base na descrição de Lundqvist (1972), a confirmação taxonômica da identificação de *Gelasinospora calospora* foi confirmada.

40. *Gelasinospora calospora* var. *autosteira* (Alexop. & S.H. Sung) Alexop. & S.H. Sung

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Maranhão:** Santa Helena, col. *J. Anchieta*, em cortiça: 1.III.1967 (URM66781).

Gelasinospora calospora var. *autosteira* atualmente é sinônimo de *Gelasinospora calospora* (Mouton) C. Moreau & Moreau, a qual a confirmação da identificação taxonômica foi confirmada.

Iodophanus Korf, in Kimbrough & Korf, Am. J. Bot. 54(1): 18 (1967)

41. *Iodophanus carneus* (Pers.) Korf

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **São Paulo:** Taquaritinga, col. *J.L. Bezerra*, em excrementos de cabra: sem data (URM74493).

A despeito de se tratar de espécie com um e cosmopolita, a confirmação da identificação taxonômica de *Iodophanus carneus* não foi possível para este material, pois os apotécios preservados nessa exsicata não contém ascos ou ascosporos.

42. *Iodophanus verrucisporus* (P.W. Graff) Kimbr., Luck-Allen & Cain (como "*verrucosporus*")

MATERIAL EXAMINADO: ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Florida:** col. *Rimker, E.*, em excrementos de origem indeterminada: sem data (URM77059).

Material insuficiente para revisão.

Lasiobolus Sacc., Bot. Zbl. 18: 220 (1884)

43. *Lasiobolus aurantiacus* Bat. & H. Maia

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** col. *Lídio Alves*, em cortiça: 2.V.1955 (URM1989).

Material insuficiente para revisão.

44. *Lasiobolus equinus* (O.F. Müll.) P. Karst.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. col. *Rick, J.*, em excrementos de origem indeterminada: 4.XII.1957 (URM9562).

Fragmentos de excrementos com apotécios degradados, impossibilitando a confirmação da identificação.

45. *Lasiobolus pilosus* (Fr.) Sacc.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. col. *Rick, J.*, em excrementos de origem indeterminada: 4.XII.1957 (URM9592).

Lasiobolus papillatus (Pers.) Sacc. é a denominação correta do material contido nesta exsicata, cuja identificação taxonômica foi confirmada.

***Lophotrichus* R.K. Benj., *Mycologia* 41: 347 (1949)**

46. *Lophotrichus bartlettii* (Masse & E.S. Salmon) Malloch & Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de cervo: 28.VI.2010 (URM82377) e Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de cervo: 10.VI.2010 (URM82378).

Essas exsicatas contém lâminas permanentes com cleistotécios ostiolados, pequenos, globosos, marrom escuros a pretos, 285-310 µm em diâmetro, de parede membranosa, com pescoço curto, 30-35 µm de comprimento, fixos por delicados rizóides miceliais. Pêlos terminais marrons escuros a pretos, claramente septados, 1,25 - 1,3 mm de comprimento por (2-)3,5-4(-4,5) µm diâm., diminuindo gradualmente em direção ao ápice. Pêlos laterais hialinos, septados, 125-130 (-137,5) µm de comprimento, 2 - 3 µm na base, diminuindo gradualmente em direção ao ápice. Ascospores subglobosos, ovóides a clavados, 20-5 (-27,5) × 10-15 µm, com 8 esporos, evanescentes, estipe curto presente. Ascospores liberados cedo na maturação do peritécio, em um cirro, sublimoniformes, 6,5-8,5 × 5-6,5 µm, hialinos, lisos, não apiculados. Trata-se de espécie rara e particular, reconhecida sobretudo por apresentar um tufo único de longos pelos não ramificados, e pelo pescoço curto, pouco conspícuo. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomycetos coprófilos em Pernambuco, Brasil..

***Podospora* Ces., in Rabenhorst, Klotzschii Herb. Viv. Mycol: 259 (vol 258) (1856)**

47. *Podospora communis* (Speg.) Niessl

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 07.IV.2010 (URM82318), 10.VI.2010 (URM82319).

Peritécios maduros montados em lâminas permanentes, obpiriformes, com ventre marrom oliváceo e pescoço preto, 760-800 × 370-450 µm, coberto por curtos pêlos quando imaturos, ou completamente glabros. Pescoço cônico a cilíndrico, papilado, por vezes recurvado, 250-360 × 140-150 µm. Perídio membranáceo, semitransparente no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares na camada externa. Ascospores com 8 esporos, clavados, dotados de estipe, 240-255 × 45-55 µm. Ascospores organizados de modo bisseriado nos ascos, hialinos quando imaturos, tornando-se transversalmente septados na maturidade; célula escura olivácea a marrom escura, (32,5-)35-40(-42,5) × 16,5-20 µm, lisa, equilateral, elipsóide, exceto pela base truncada e ápice fusóide, apresentando um poro germinativo apical; pedicelo cilíndrico, 25-28,5 × 6,5-7,5 µm, normalmente colapsando; aparato gelatinoso superior formado por 4 caudas subapicais, em forma de chicote, normalmente livres uma das outras, 20-25 × 4-5 µm; aparato gelatinoso inferior formado por 4 caudas aderidas próximas ao fim do pedicelo, similares às subapicais, 1,5-5 × 1-3 µm. *Podospora communis* é comum em excrementos, sobretudo de animais domésticos, reconhecida pela ausência de pêlos no peritécio e pelos ascospores com aparato gelatinoso formado por quatro caudas subapicais e quatro caudas inferiores aderidas ao pedicelo. No material preservado, a maioria dos esporos apresentou pedicelo colapsado, dificultando a visualização do aparato gelatinoso. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil..

48. *Podospora curvicoila* (G. Winter) Niessl

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 19.XI.2009 (URM82320) e 05.IV.2010 (URM82321).

Lâminas permanentes com peritécios obpiriformes, com ventre marrom claro e pescoço preto, 400-560 × 380-450 µm, coberto por pelos longos, flexuosos, marrons, 2 - 3 µm de largura na base.

Pescoço cilíndrico, $100 - 170 \times 80-150 \mu\text{m}$, apresentando tufo cilíndrico de longos pêlos setosos aglutinados, formando um ângulo agudo em relação ao eixo longitudinal do peritécio, chegando a $400 \mu\text{m}$ de comprimento. Perídio membranáceo, semitransparente no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares na camada externa. Ascospores com cerca de $(128-256)(-512?)$ esporos, sacados a clavados, dotados de estipe, $200-320 \times 70-115 \mu\text{m}$. Ascospores organizados de modo multisseriado nos ascospores, hialinos e bastoniformes quando imaturos, tomando-se transversalmente septados na maturidade; célula escura olivácea a marrom escura, $15-17,5 \times 8,5-10 (-11,5) \mu\text{m}$, lisas, equilateral, elipsóide, exceto pela base truncada, apresentando um poro germinativo apical; pedicelo obclavado, $5-7 \times 2-3 \mu\text{m}$, normalmente colapsado; aparato gelatinoso extremamente fugaz, formado por uma cauda gelatinosa em forma de coleira ligada ao ápice da célula pigmentada e ao fim do pedicelo de difícil observação no material analisado. Como características marcantes, esta espécie apresenta ascospores multiesporados, com o número normal considerado como 256, tufo setoso de pêlos aglutinados e ascospores sacados destituídos de anel apical. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

49. *Podospora globosa* (Masse & E.S. Salmon) Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de lhama: 17.III.2010 (URM82322); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de cervo: 22.III.2010 (URM82323).

Poucos peritécios preservados em lâminas permanentes, obpiriformes, ventre amarelo oliváceo a marrom, tomando-se preto no pescoço, $600 - 700 \times 500 - 600 \mu\text{m}$. Pescoço rugoso cilíndrico, normalmente glabro. Perídio membranáceo, semitransparente no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares na camada externa. Ascospores com 8 esporos, clavados, arredondados no ápice, dotados de um longo estipe, $270-350 \times 30 - 40 \mu\text{m}$. Ascospores organizados de modo bisseriado nos ascospores, hialinos quando imaturos, tornando-se transversalmente septados na maturidade; célula escura ocrácea, marrom escura a preta, $(32,5-) 35 - 40 \times (17,5-) 20-25 \mu\text{m}$, lisa, simétrica, elipsóide, exceto pela base truncada, apresentando um poro germinativo apical; pedicelo cilíndrico, $(21-)22,5-37,5 \times 5-7 \mu\text{m}$; aparato gelatinoso formado somente por uma delgada camada gelatinosa em volta de todo o esporo, $2,5-4,5 \mu\text{m}$, incolor. *Podospora globosa* constitui um membro

atípico do gênero, por possuir uma camada gelatinosa conspícua envolvendo todo o esporo, comum em outras famílias como Sordariaceae. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

50. *Podospora lanuginosa* (Preuss) Niessl

MATERIAL EXAMINADO: REPÚBLICA CHECA. **Wallachisch-Meseritschcol:** col. *Petrak, F.*, em excrementos de origem indeterminada, 26.XII.1956 (UM R4524).

Esta exsicata contém peritécios vazios (provavelmente de *Podospora*) e esporos de fungo pertencente a outro gênero, o que impossibilitou a confirmação taxonômica da identificação.

51. *Podospora pauciseta* (Ces.) Traverso

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de anta: 12.III.2010 (URM82325, 82326).

Peritécios preservados em lâminas permanentes, obpiriformes, ventre marrom oliváceo, tornando-se preto no pescoço, 360-500 × 350-410 μm. Pescoço cilíndrico, dotado de um tufo de pêlos aglutinados rígidos, septados, marrom oliváceos, 150-300 × 3-5 μm, raramente glabros. Perídio membranáceo, semitransparente no ventre e opaco em direção ao pescoço, composto por células angulares. Ascus com 4 esporos, clavados, com uma leve constricção na região esporífera, dotados de estipe, 230-245,5 × 20-30 μm. Ascosporos organizados de modo unisseriado nos ascus, hialinos quando imaturos, tornando-se transversalmente septados na maturidade, célula escura olivácea a marrom escura, 30-38 × 17,5-19 μm, lisa, algo inequilateral, elipsóide, exceto pela base truncada, apresentando um poro germinativo apical; pedicelo cilíndrico, 15-16 × 3,5-5 μm; aparato gelatinoso superior formado por uma longa cauda subapical, aparato gelatinoso inferior formado por uma longa cauda basal aderida ao fim do pedicelo, com 3 a 4 caudas adicionais aderidas ao pedicelo, abaixo do septo, filiformes. *Podpora pauciseta* é espécie coprófila comum em Pernambuco, reconhecida sobretudo pela presença de tufo de pelos periteciais aglutinados, não inflados, e ascus com quatro esporos, apresentando leve constricção central. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

52. *Podosporella* sp.

MATERIAL EXAMINADO: ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Florida:** Gainesville, col. *L.C. Maia*, em excrementos de origem indeterminada: 8.II.1988 (URM77066).

O material consiste de peritécios parcialmente destruídos, desprovidos de ascos ou ascosporos. A identificação da espécie não foi possível.

***Poronia* Willd., Fl. berol. prod.: 400 (1787)**

53. *Poronia fornicata* Möller

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Bahia:** Jequiçua, col. *Torrend, C.* 16.II.1957 (URM6234)

Estromas estipitados, em forma de almofada a discóides, com peritécios desprovidos de ascos e ascosporos, impossibilitando a confirmação da identificação.

54. *Poronia oedipus* (Mont.) Mont.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco.** Vitória, col. *Batista, A.C.*, em excrementos de cavalo, 30.VI.1955 (URM6759).

O material contém estromas estipitados, cerca de 13-19 mm de altura, portando peritécios com ascosporos elipsóides, lisos, $25 \times 12.5 \mu\text{m}$. A identificação de *P. oedipus* foi confirmada.

55. *Poronia punctata* (L.) Fr.

MATERIAL EXAMINADO: PORTUGAL. **Setúbal**, col. *Torrend, C.* em excrementos de cavalo: 14.II.1957 (URM6174). SUÉCIA. **Västra Götaland**, Ölanda. Col. *Petrak, F.*, em excrementos de origem indeterminada, 28.I.1957 (URM4458). ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Stockton**. (URM15490).

O material contém estromas bem preservados, e a identificação de *P. punctata* foi confirmada.

56. *Poronia ustorum* Pat.

MATERIAL EXAMINADO: ÁFRICA OCIDENTAL. **Zumbo**, col. L.G. Dialer s., em gramínea, 05.VII.1957 (URM7952).

A denominação atual do espécimen preservado nessa exsicata é "*Podosordaria ustorum* (Pat.) P.M.D. Martin" (Bangyeekhun, 2008). Todos os peritécios apresentavam-se destituídos de ascos, impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

***Saccobolus* Boud., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 5 10: 228 (1869)**

57. *Saccobolus citrinus* Boud. & Torrend

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de waterbuck: 21.V.2010 (URM82287); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 04.VI.2010 (URM82288).

Apotécios preservados em lâminas permanentes, escutelados a discóides, amarelos, dotados de punctação preta devido a coloração dos esporos maduros no interior dos ascos alongados, 1-3 mm de diâmetro, glabros, sem margem diferenciada. Paráfitos cilíndricas, simples, septadas, hialinas, 2-3 µm de largura, levemente alargadas nos ápices, contendo substância verde-amarelada em seu interior. Ascos com 8 esporos, clavados, com curto estipe e ápice truncado, estreitando-se em direção a base, 110-150 × 30-33 µm. Agrupamento de esporos arranjados na forma de quatro colunas contendo dois esporos cada, 47,5-55 × 15-20 µm, posicionados na porção apical dos ascos, dotados de uma espessa camada gelatinosa. Ascosporos elipsóides, truncados nas extremidades, violáceos a marrons, lisos ou levemente granulados, 20-23 × (7,5-)8-10(-11) µm. *Saccobolus citrinus* constitui uma das espécies mais comuns em excrementos em Pernambuco, e apresenta padrão 4 × 2 do agrupamento de esporos (Richardson, 2007). Tem como características marcantes as dimensões dos ascosporos e agrupamentos, as extremidades truncadas dos ascosporos e a coloração amarelo-limão dos apotécios, pouco observável nas montagens em PVLG revisadas. Esse material foi recentemente coletado por Melo et al. (2012) em uma amostragem de ascomycetos coprófilos em Pernambuco, Brasil..

58. *Saccobolus saccoboloides* (Seaver) Brumm.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 05.IV.2010 (URM82297); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de lhama: 07.V.2010 (URM82298).

O material consiste de lâminas permanentes com apotécios sésseis, lenticulares, amarelos, tornando-se amarronzados com o amadurecimento, 300-900 µm diâm. Paráfises filiformes, simples, septadas, hialinas, 2,5-3 µm de largura, contendo substância verde-amarelada em seu interior. Ascos com 8 esporos, clavados, com um curto estipe e ápice truncado, estreitando-se em direção à base, 70-87,5 × 16-22 µm, estendendo-se até 120 µm de comprimento, com opérculo claramente observável após liberação dos esporos. Agrupamento de esporos pouco unido, efêmero, na forma de 4 colunas, cada uma contendo 2 esporos. Ascosporos dispostos irregularmente na porção apical dos ascos após separação, elipsóides a fusóides, por vezes assimétricos, permanecendo comprimidos no ápice do asco logo antes da liberação, a princípio hialinos, tomando-se marrom avermelhados quando maduros, 12,5-16,25 × 5-7,5 µm, com episporo completamente liso. *Saccobolus saccoboloides* é representante atípico do gênero pela tendência de os esporos separarem-se no interior dos ascos, esta espécie foi incluída por Dodge & Seaver (1946) no gênero *Ascobolus* sob a designação *Ascobolus saccoboloides* Seaver. Todavia, outros caracteres, como a tendência do fraco agrupamento assumir um padrão regular em ascos jovens [agrupamento na forma de 4 colunas, cada uma contendo 2 esporos, padrão I de Van Brummelen (1967)], desenvolvimento dos ascomas e formas do asco corroboram o atual posicionamento da espécie. Este é o primeiro registro da espécie para o Brasil. Esse material foi recentemente coletado por Melo et al. (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

59. *Saccobolus versicolor* (P. Karst.) P. Karst.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de lhama: 21.VIII.2009 (URM82299).

Uma única lâmina permanente contendo apotécios pequenos, pulvinados a lenticulares, liláceos, 0,5-1 mm diâm., glabros, sem margem diferenciada. Paráfises cilíndricas, ramificadas, septadas, hialinas, 2 - 3 µm de largura, por vezes alargada nos ápices. Ascos com 8 esporos, clavados, com um curto estipe e ápice truncado, estreitando-se em direção à base, 90-130 × 25-33 µm.

Agrupamento de esporos arranjados na forma de 2 colunas contendo 3 esporos cada e uma coluna com 2 esporos, ou ainda com dois pares terminais de esporos paralelos ao eixo do agrupamento, $50-57 \times 18,5-22,5 \mu\text{m}$. Ascosporos elipsóides, violáceos a marrons, lisos ou levemente ornamentados, $20 - 22,5 \times 10-11,5 \mu\text{m}$. Esse material foi recentemente coletado por Melo et al. (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

Schizothecium Corda, Icon. fung. (Prague) 2: 29 (1838)

60. *Schizothecium conicum* (Fuckel) N. Lundq.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de camelo: 12.IV.2010 (URM82330, 82331); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de camelo: 09.VII.2010 (URM82332, 82333).

O material consiste de lâminas permanentes com peritécios grandes, obpiriformes, com ventre marrom e pescoço preto, $590-650 \times 330-360 \mu\text{m}$. Pescoço cilíndrico, $50-110 \times 67,5-105 \mu\text{m}$, preto, opaco, adornado em sua base por pêlos inflados aglutinados, variáveis em tamanho, $50-75 \mu\text{m}$ de comprimento, cada um composto por três a quatro células infladas alongadas, sendo a célula terminal pontiguda e com parede mais espessada. Perídio composto por células infladas, triangulares, com pontas mais escuras, adornando todo o ventre até a base. Ascospores com 8 esporos, clavados, dotados de estipe, $150 \times 25 \mu\text{m}$. Ascospores organizados de modo bisseriado nos ascospores, na maturidade, com célula superior aumenta de tamanho e torna-se escura, olivácea a preta, $17-25 (-27,5) \times 7,5-10 \mu\text{m}$, lisa, equilateral, elipsóide a algo fusóide, exceto pela base truncada e ápice levemente umbonada, apresentando um poro germinativo apical. Pedicelo cilíndrico, $5-10 \times 2-3 \mu\text{m}$, persistente. Aparato gelatinoso superior formado por uma única cauda apical, em forma de chicote; aparato gelatinoso inferior formado por uma única cauda aderida ao fim do pedicelo, similar a superior. Ambas exsicatas foram recentemente coletadas, descritas e preservadas por Melo et al. (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

Sordaria Ces. & De Not., Comm. Soc. crittog. Ital. 1: 225 (1863)

61. *Sordaria arctica* Cain, Can. J. Bot. 35: 262 (1957)

MATERIAL EXAMINADO: CANADÁ. **Churchill:** col. Cain R.F., em excrementos de lobo ou de raposa, VI.1955 (13717).

Peritécios bem preservados em fragmentos de excrementos, onde pequenos peritécios pretos foram examinados. A identificação de *Sordaria arctica* foi confirmada com base na descrição do autor.

62. *Sordaria barbata* E.C. Hansen, Vidensk. Meddel. Dansk Naturhist. Foren. Kjøbenhavn 59: 334 (1877) [1876]

MATERIAL EXAMINADO: CANADÁ. col. Cain R.F., em excrementos de cavalo, 13.II.1940 (13663).

Arnium macrotheca (P. Crouan & H. Crouan) N. Lundq é o nome atual desse espécimen, cuja identificação foi confirmada.

63. *Sordaria bombardioides* Auersw., in Niessl, Verh. nat. Ver. Brünn 10: 189 (1872)

MATERIAL EXAMINADO: ALEMANHA. col. Niessl, em *Fimum* sp., 05.VII.1957 (URM7934). ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA, **California:** (URM17954).

Ambos os materiais apresentam peritécios bombardióides bem preservados, onde ascos cilíndricos, com oito esporos elipsóides, marrom escuros a pretos, 22,5-27,5 × 10-12,5 µm foram observados.

A identificação *Bombardioidea bombardioides* (Auersw.) C. Moreau ex C. Moreau, nome atual desta espécie, foi confirmada com base em sua descrição.

64. *Sordaria cornifera* Grove, J. Bot., Lond. 54: 185 (1916)

MATERIAL EXAMINADO: CANADÁ. **Ontario:** col. Cain, R.F., em excrementos de origem indeterminada, 31.V.1953 (URM13601).

Fragmentos de excrementos com peritécios superficiais a semi-imersos, apresentando pelos inflados e aglutinados sobretudo no pescoço, com ascos maduros portando ascosporos pedicelados (célula pigmentada 32,5-35 × (15-)17-18 µm). A identificação *Schizothecium alloides* é proposta.

65. *Sordaria fimicola* (Roberge ex Desm.) Ces. & De Not.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de paca: 03.V.2010 (URM82341); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de lhamã: 02.VI.2010 (URM82342).

Lâminas permanentes com diversos peritécios rompidos, obpiriformes, pretos, $370-450 \times 270-310$ μm , glabros; pescoço cilíndrico, papiloso, $110-180 \times 120-150$ μm . Perídio membranáceo, sub-opaco, ventre amarronzado, tornando-se preto no pescoço, composto por células angulares, subsodiamétricas. Paráfises ausentes. Ascospores cilíndricos, dotados de curto estipe, $150-195 \times 15-16$ μm , com oito esporos. Ascospores organizados de modo unisseriado nos ascos, levemente inclinados, marrom escuros quando maduros, $18,5-22,5 \times 10-12,5$ μm , lisos, elipsóides a obovóides, apresentando um poro germinativo basal, dotados de um envoltório gelatinoso cobrindo todo o esporo, exceto pelo poro germinativo basal, incolor. *Sordaria fimicola* é uma das espécies mais comuns de fungos coprófilos (Lundqvist, 1972), e pode ser caracterizada principalmente pela forma elipsóide dos ascospores, com disposição oblíqua e unisseriada no interior dos ascos e pela espessa camada gelatinosa que envolve os ascospores. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

66. *Sordaria humana* (Fuckel) G. Winter, Rabenh. Krypt.-Fl., Edn 2 (Leipzig) 1.2: 166 (1885)

MATERIAL EXAMINADO: VENEZUELA: 31.XII.1957 (URM10297). ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Massachusetts:** 01.XII.1975 (URM10188).

Os dois materiais apresentam apenas biomassa micelial preservada, impossibilitando a confirmação taxonômica da identificação.

67. *Sordaria longispora* Bat. & Pontual, Bol. Secr. Agric. (Pernambuco) 15: 39 (1948)

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Dois Irmãos, Recife, col. *D. Pontual*, em excrementos de origem indeterminada, sem data registrada (URM423)

O material contém fragmentos de excrementos com peritécios de *Podospira appendiculata* preservados, nome atual para o espécimen nessa exsicata, da qual a identificação foi confirmada.

68. *Sordaria macrospora* Auersw., Hedwigia 5(12): 192 (1866)

MATERIAL EXAMINADO: AUSTRIA: col. *Petrak, F.*, em excrementos de origem indeterminada, 27.I.1956 (URM3574).

A exsicata contém sibasas bem preservadas, com peritécios pretos, superficiais, ascósporos elipsóides com extremidades ligeiramente agudas, marrom escuros a pretos, $27,5-35 \times 15-17,5(-20)$ μm , que propiciaram a confirmação taxonômica da identificação de *Sordaria macrospora*.

69. *Sordaria vestita* (Zopf) Sacc. & D. Sacc., Syll. fung. (Abellini) 17: 604 (1905)

MATERIAL EXAMINADO: ALEMANHA. **Tamsel:** col. *Cain, R.F.*, em excrementos de bovinos, 03.V.1935 (URM14457).

Os fragmentos de excrementos preservados nesse depósito apresentam peritécios bem preservados, que propiciaram a identificação do fungo. Todavia, o nome correto para o espécimen examinado é *Podospora communis* (Speg.) Niessl.

70. *Sordaria winteri* P. Karst. (como “*Sordaria winterii*”), Bidr. Känn. Finl. Folk. 23: 251 (1873)

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Dois Irmãos, Recife, col. *Pontual D.*, em excrementos de cobaias, XII.1947 (URM649).

Material pobre e contaminado por outra espécie. Ascósporos muito similares aos de *Sordaria fimicola* foram encontrados próximos a peritécios pretos degradados, mas a confirmação da espécie não foi possível.

***Sphaero naemella* P. Karst., Hedwigia 23: 17 (1884)**

71. *Sphaero naemella fimicola* Marchal

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de paca: 30.IV.2010 (URM82386) e 24.V.2010 (URM82388).

Cleistotécios montados em lâminas permanentes, globosos a subglobosos, pretos, ventre 130-180 µm, glabros, com pescoço subulado (foveliforme), longo, cerca de 270 a 700 µm de comprimento e 10 a 17,5 µm de diâmetro. Perídio membranáceo, frágil, pseudoparenquimatoso, composto de células angulares. Paráfises ausentes. Ascospores evanescentes, não observados no material examinado. Ascospores hialinos, 2,5-3,5 × 1-2 µm, lisos, elipsóides, envoltos por muco, expelidos pelo ostíolo para formar uma gota mucilaginosa perolada no ápice do pescoço quando maduros. *Sphaeronaemella fimicola* pode ser facilmente reconhecido em excrementos de herbívoros em incubação pelo conspicuo pescoço, longo, apresentando gota perolada em seu ápice na maturidade. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

Sporormia De Not., Micr. Ital. Novi 5: 10 (1845)

Embora muitas exsiccatas depositadas no URM contenham a denominação genérica "*Sporormia*", nenhum dos fungos contidos nesses depósitos pertencem de fato ao gênero, dada a sua circunscrição atual. Todos pertencem a *Sporormiella* Ellis & Everh.

72. *Sporormia ambigua* Niessl, Öst. bot. Z 28: 97 (1878)

MATERIAL EXAMINADO: ALEM ANHA. **Bremem:** col: *Niessl*, em excrementos de origem indeterminada, 05.XII.1957 (URM9768)

Os pseudotécios bem preservados permitiram a confirmação da identificação. Todavia, *Sporormiella lageniformis* (Fuckel) S.I. Ahmed & Cain é o nome correto para o espécimen identificado nesse material.

73. *Sporormia intermedia* Auersw., Hedwigia 7: 67 (1868)

MATERIAL EXAMINADO: ESTADOS UNIDOS DA AMÉRICA. **Clark:** col. *I. Tavares*, em excrementos de bovinos, 15.IV.1960 (URM33724).

Os pseudotécios bem preservados e os ascospores com quatro células, 42,5-50 × 10-12,5 µm, permitiram a identificação de *Sporormiella intermedia* (Auersw.) S.I. Ahmed & Cain ex Kobayasi nome correto para o espécimen identificado nesse material.

74. *Sporormiella minima* (Auersw.) S.I. Ahmed & Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. **Pernambuco:** Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de camelo: 05.IV.2010 (URM82393); Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. *R.F.R. Melo*, em excrementos de lhama: 02.VI.2010 (URM82394). ALEMANHA. **Happurg:** em excrementos de origem indeterminada (URM15567).

Lâminas permanentes com pseudotécios preservados compõe a exsicata coletada no Brasil, subglobosos a obpiriformes, marrom escuros, 115-165 × 90-125 µm. Pescoço papiliforme, glabro, preto, 45-50 × (35-) 40-50 µm. Perídio membranáceo, semitransparente, composto por células angulares. Ascos bitunicados, com 8 esporos, cilíndricos, com a porção inferior abruptamente constricta para formar um curto estipe, 90-97,5 × 12,5-15 µm. Ascosporos organizados obliquamente bisseriados ou trisseriados no ascó, compostos por 4 células, arredondados nas extremidades, hialinos quando jovens, tornando-se marrom escuros quando maduros, 27,5-30 × 4-5 µm, lisos, com partes facilmente separáveis no septo central, algo separáveis nos outros septos, dotados de fendas germinativas paralelas ao eixo do esporo com uma dobra na porção central de cada uma de suas partes, cobertos por um envoltório gelatinoso hialino. Os espécimens preservados na exsicata URM15567 tiveram a identificação taxonômica confirmada. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

75. *Sporormia pulchella* E.C. Hansen, Vidensk. Meddel. Dansk Naturhist. Foren. Kjøbenhavn: 114 (1877)

MATERIAL EXAMINADO: CANADÁ. **Ontario.** L. Temagami: col. *Cain, R.F.*, em excrementos de porco-espinho, 22.IX.1935 (URM14456).

As sibalas preservadas neste depósito contém pseudotécios com ascosporos compostos por sete células, organizados em mais de uma série no interior dos ascos. Com base na morfologia dos espécimens, é proposta a identificação *Sporormiella vexans* (Auersw.) S.I. Ahmed & Cain.

76. *Sporormia* sp.

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Tejió, col. A.A. Tenório, em folhas, 24.X.1954 (URM1086).

Esta exsicata contém pseudotécios em más condições de preservação, impossibilitando a identificação.

77. *Sporormia vexans* Auersw

MATERIAL EXAMINADO: CANADÁ. Col. R.F. Cain, em excrementos de porco-espinho, 30.VI.1955 (URM13789).

Esse material contém pseudotécios de *Sporormiella minima*. É desconhecido, todavia, se o material referente a essa espécie foi intencionalmente mantido na secagem ou se houve confusão taxonômica no depósito.

***Sporormiella* Ellis & Everh., N. Amer. Pyren. (Newfield): 136 (1892)**

78. *Sporormiella isomera* S.I. Ahmed & Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de camelo: 05.IV.2010 (URM82397, 82398).

Pseudotécios gregários, imersos quando jovens, tornando-se semi imersos na maturidade, subglobosos, marrom escuros a pretos, 190-245 µm de diâmetro. Pescoço pequeno, papiliforme, glabro, preto. Perídio membranáceo, semitransparente, composto por células angulares. Ascobit unicados, com 8 esporos, cilíndrico clavados, mais largos próximos ao ápice, tornando-se mais finos gradualmente em direção a base, formando um curto estipe, 130-150 × 12,5-15 µm. Ascosporos organizados de modo obliquamente bisseriado nos ascos, compostos por 4 células, cilíndricos, arredondados nas extremidades, marrom claros quando jovens, tornando-se marrom escuros quando maduros, 35-40 × 5-7 µm, lisos, com partes facilmente separáveis igualmente em todos os septos, dotados de fendas germinativas paralelas ao eixo do esporo, com uma leve dobra na porção central de seu percurso, cobertos por um envoltório gelatinoso hialino. Com relação à morfologia dos ascos e dimensão dos esporos, *S. isomera* se assemelha a *S. leporena* (Niessl) S.I. Ahmed & Cain, podendo ser diferenciada desta pelas células terminais dos esporos mais

arredondadas, células dos esporos mais facilmente separáveis e pela fenda germinativa paralela com dobras. Diferencia-se de *S. minima* (Auersw.) S.I. Ahmed & Cain pelo maior tamanho dos ascosporos e peritécios e pelo estreitamento gradual dos ascos da porção central em direção à base. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

79. *Sporormiella leporina* (Niessl) S.I. Ahmed & Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de lhama: 02.II.2010 (URM82395, 82396).

As duas exsiccatas são compostas por lâminas permanentes com diversos pseudotécios subglobosos a piriformes, marrom escuros, 115-165 × 90-125 µm. Pescoço papiliforme, glabro, preto, 45-50 × (35-)40-50 µm. Perídio membranáceo, semitransparente, composto por células angulares. Ascos bitunicados, com 8 esporos, cilíndricos, com a porção inferior abruptamente constricta para formar um curto estipe, 90-97,5 × 12,5-15 µm. Ascosporos organizados obliquamente bisseriados ou trisseriados no asco, compostos por 4 células, arredondados nas extremidades, hialinos quando jovens, tornando-se marrom escuros quando maduros, 27,5-30 × 4-5 µm, lisos, com partes facilmente separáveis no septo central, algo separáveis nos outros septos, dotados de fendas germinativas paralelas ao eixo do esporo com uma dobra na porção central de cada uma de suas partes, cobertos por um envoltório gelatinoso hialino. Esta de ocorrência com um pode ser reconhecida, sobretudo, pelo tamanho dos ascosporos e sua tendência de separarem no septo central, pelo curto estipe formado por um fim abrupto na base do asco, e pela fenda germinativa paralela ao eixo do esporo, formando uma dobra na porção central de seu percurso. Esse material foi recentemente coletado por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

***Thelebolus* Tode, Fung. mecklenb. sel. (Lüneburg) 1: 41 (1790)**

80. *Thelebolus stercoreus* Tode, Fung. mecklenb. sel. (Lüneburg) 1: 41 (1790)

MATERIAL EXAMINADO: ÁUSTRIA. Niederdonau: col. Petrak, F., em excrementos de coelho, 13. VII.1956 (URM3795).

Poucos apotécios foram encontrados nesse material, composto por sítalas secas de excrementos de coelho, mas a identificação foi confirmada.

***Thielavia* Zopf, Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb. 18: 101-105 (1876)**

81. *Thielavia terrestris* (Apinis) Malloch & Cain

MATERIAL EXAMINADO: BRASIL. Pernambuco: Horto Zoobotânico do Parque Estadual Dois Irmãos, Recife, col. R.F.R. Melo, em excrementos de camelo: 24.V.2010 (URM82367) e em excrementos de lhama: 24.V.2010 (URM82368).

Cleistotécios preservados em lâminas permanentes, subglobosos a globosos, marrons escuros a pretos, 180-195(-175) µm diâm., glabros ou cobertos por hifas hialinas não diferenciadas. Ascospores ovóides a irregularmente clavados, 15-20 × 2-4 µm, inconspícuos, evanescentes. Ascospores ovóides, 3,5-5,5 × 3-4 µm, marrons escuros, lisos, não apiculados, com somente um poro germinativo apical, não cianófilo. Forma anamórfica não observada. Esse material foi coletado, descrito e preservado recentemente por Melo *et al.* (2012) em uma amostragem de ascomicetos coprófilos em Pernambuco, Brasil.

Tabela 30. Sumário da revisão das exsiccatas de ascócetos coprófilos depositadas no Herbário URM (antes de Melo *et al.*, 2012)

Código	Identificação na etiqueta	Resultado	Ano	País	Substrato
URM9492	<i>Ascobolus croauanii</i>	Material insuficiente	1957	Não informado	Outro substrato
URM646	<i>A. cuniculorum</i>	Redeterminado (<i>Ascobolus immersus</i>)	1947	Brasil	Excrementos de coelho
URM9011	<i>A. denudatus</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Não informado	Outro substrato
URM9505	<i>A. denudatus</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Não informado	Outro substrato
URM7181	<i>A. epixylon</i>	Redeterminado (<i>Hypocreales</i>)	1957	Não informado	Outro substrato
URM4654	<i>A. glaber</i>	Redeterminado (<i>Ascobolus abidus</i>)	1957	Alemanha	Excrementos não identificados
URM9494	<i>A. glaber</i>	Material insuficiente	1957	Não informado	Excrementos de bovino
URM6594	<i>A. glaber</i>	Redeterminado (<i>Ascobolus abidus</i>)	1957	França	Excrementos não identificados
URM9301	<i>A. glaber</i>	Material insuficiente	1957	Não informado	Excrementos não identificados
URM653	<i>A. immersus</i>	Material insuficiente	1947	Brasil	Excrementos de cobaio
URM623	<i>A. immersus</i>	Identificação e nome confirmados	1947	Brasil	Excrementos de cobaio
URM6245	<i>A. leveillei</i>	Redeterminado (<i>Ascobolus boudieri</i>)	1957	Não informado	Excrementos não identificados
URM1976	<i>A. notatus</i>	Redeterminado (<i>Ascobolus scatigenus</i>)	1955	Brasil	Excrementos de bovino
URM9444	<i>A. stercorarius</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Não informado	Excrementos de bovino
URM9614	<i>A. stercorarius</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Portugal	Excrementos de bovino
URM7833	<i>A. vinosus</i>	Redeterminado (<i>Pseudombrophila hepatica</i>)	1957	França	Excrementos não identificados
URM9298	<i>A. vinosus</i>	Redeterminado (<i>Ascobolus roseopurpureus</i>)	1957	Portugal	Excrementos não identificados
URM7796	<i>Ascophanus carneus</i>	Redeterminado/insuficiente (<i>Iodophanus carneus</i>)	1957	Portugal	Outro substrato
URM7842	<i>A. hepaticus</i>	Redeterminado/insuficiente (<i>Pseudombrophila hepatica</i>)	1957	França	Excrementos de coelho
URM9248	<i>A. holmskiöldii</i>	Redeterminado/insuficiente (<i>Theothis holmskiöldii</i>)	1957	Portugal	Excrementos de bovino
URM7482	<i>A. opuntiae</i>	Material insuficiente	1957	Portugal	Outro substrato
URM9431	<i>A. testaceus</i>	Redeterminado/insuficiente (<i>Iodophanus testaceus</i>)	1957	Portugal	Outro substrato
URM7293	<i>Bombardia fasciculata</i>	Redeterminado (<i>Bombardia bombardia</i>)	1957	Netherlands	Outro substrato
URM14452	<i>Bombardioides bombardioides</i>	Identificação e nome confirmados	1954	Canadá	Excrementos de cervo
URM421	<i>Chaetomium amphitrichum</i>	Redeterminado/insuficiente (<i>Ascotricha amphitricha</i>)	1948	Brasil	Excrementos de coelho
URM9679	<i>C. brasiliense</i>	Material insuficiente	1958	Brasil	Excrementos de cobaio
URM617	<i>C. caninum</i>	Material insuficiente	1947	Brasil	Excrementos de cobaio
URM77056	<i>C. globosum</i>	Identificação e nome confirmados	1982	E.U.A.	Excrementos de cervo
URM624	<i>C. microsporum</i>	Identificação e nome confirmados	1947	Brasil	Excrementos de cobaio
URM643	<i>C. pusillum</i>	Redeterminado/insuficiente (<i>Ascotricha pusilla</i>)	1947	Brasil	Excrementos de coelho
URM8608	<i>Cheilymenia pulcherrima</i>	Material insuficiente	1957	Não informado	Excrementos de bovino
URM9369	<i>C. stercoraria</i>	Material insuficiente	1957	Brasil	Excrementos não identificados
URM6229	<i>C. subhirsuta</i>	Material insuficiente	1957	Não informado	Excrementos de cavalo
URM9271	<i>Coprobria ascobolimorpha</i>	Material insuficiente	1957	Não informado	Excrementos de ovelha
URM77058	<i>Coprotus glaucellus</i>	Identificação e nome confirmados	1988	E.U.A.	Excrementos não identificados
URM74496	<i>Delitschia chaetomioides</i>	Material insuficiente	1977	Brasil	Excrementos de cobra
URM60451	<i>D. trigonospora</i>	Material insuficiente	1966	Brasil	Indistinguível
URM66781	<i>Gelasinospora cabospora</i>	Identificação e nome confirmados	1967	Não informado	Outro substrato
URM66773	<i>G. calospora</i> var. <i>autostreia</i>	Redeterminado (<i>Gelasinospora calospora</i>)	1967	Brasil	Outro substrato
URM74493	<i>Iodophanus carneus</i>	Material insuficiente	1976	Brasil	Excrementos de cobra
URM77059	<i>I. verrucosporus</i>	Material insuficiente	1988	E.U.A.	Excrementos não identificados

Tabela 35. Continuação

URM1 989	<i>Lasibolusaurantiacus</i>	Material insuficiente	1955	Brasil	Outro substrato
URM9 562	<i>L. equinus</i>	Material insuficiente	1957	Brasil	Excrementos não identificados
URM9 392	<i>L. pibsus</i>	Redeterminado (<i>Lasibolus papillatus</i>)	1957	Brasil	Excrementos de cervo
URM4 524	<i>Podosporalanuginosa</i>	Material insuficiente	1956	República Checa	Excrementos não identificados
URM7 7066	<i>P. sp.</i>	Material insuficiente	1988	E.U.A.	Excrementos não identificados
URM6 324	<i>Poronia fomicata</i>	Material insuficiente	1957	Brasil	Indistinguível
URM2 515	<i>P. oedipus</i>	Material insuficiente	1955	Brasil	Excrementos de cavalo
URM6 759	<i>P. oedipus</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Não informado	Excrementos não identificados
URM6 10	<i>P. oedipus</i>	Identificação e nome confirmados	1927	Não informado	Excrementos de bovino
URM4 458	<i>P. punctata</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Suécia	Indistinguível
URM6 174	<i>P. punctata</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Portugal	Excrementos de cavalo
URM1 5490	<i>P. punctata</i>	Identificação e nome confirmados	1959	E.U.A.	Excrementos de cavalo
URM7 952	<i>P. ustorum</i>	Material insuficiente	1957	Não informado	Outro substrato
URM1 3717	<i>Sordaria arctica</i>	Identificação e nome confirmados	1958	Canadá	Excremento de raposa
URM1 3663	<i>S. barbata</i>	Redeterminado/insuficiente (<i>Arrium macrotheca</i>)	1958	Canadá	Excrementos de cavalo
URM7 934	<i>S. bombardioides</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Alemanha	Excrementos de coelho
URM3 601	<i>S. coronifera</i>	Redeterminado (<i>Schizothecium dloides</i>)	1958	Canadá	Excrementos não identificados
URM7 7057	<i>S. fimicola</i>	Identificação e nome confirmados	1958	França	Excrementos de cervo
URM1 0188	<i>S. humana</i>	Material insuficiente	1957	EUA	Indistinguível
URM1 0297	<i>S. humana</i>	Material insuficiente	1957	Venezuela	Indistinguível
URM4 03	<i>S. longispora</i>	Redeterminado (<i>Podospora appendiculata</i>)	-	Brasil	Excrementos não identificados
URM3 574	<i>S. macrospora</i>	Identificação e nome confirmados	1956	Áustria	Excrementos não identificados
URM1 4457	<i>S. vestita</i>	Redeterminado (<i>Podospora communis</i>)	1935	Alemanha	Excrementos de bovino
URM6 49	<i>S. winterii</i>	Redeterminado (<i>Sordaria fimicoli</i>)	1947	Brasil	Excrementos de cobaio
URM9 768	<i>Sporormia ambigua</i>	Identificação e nome confirmados	1957	Não informado	Excrementos de bovino
URM3 3724	<i>S. intermedia</i>	Identificação e nome confirmados	1963	E.U.A.	Excrementos de bovino
URM1 3622	<i>S. minima</i>	Identificação e nome confirmados	1958	Canadá	Excrementos de bovino
URM 1 5567	<i>S. minima</i>	Identificação e nome confirmados	1959	Alemanha	Excrementos de bovino
URM1 4456	<i>S. pulchella</i>	Redeterminado (<i>Sporormiella vexans</i>)	1958	Canadá	Excrementos de porco-espinho
URM1 086	<i>S. sp.</i>	Material insuficiente	1954	Brasil	Outro substrato
URM1 3789	<i>S. vexans</i>	Redeterminado (<i>Sporormiella minima</i>)	1958	Canadá	Excrementos não identificados
URM3 795	<i>Thelobolusstercoraeus</i>	Identificação e nome confirmados	1956	Austria	Excrementos de porco-espinho

4.4. *Checklist* e chaves para identificação dos fungos coprófilos do Brasil

4.4. CHECKLIST E CHAVES PARA IDENTIFICAÇÃO DOS FUNGOS COPRÓFILOS DO BRASIL

Fungos capazes de crescer e se alimentar de excrementos de herbívoros compreendem um restrito grupo composto tanto por espécies marcadamente especializadas e adaptadas a sobreviver à passagem pelo trato gastrointestinal de herbívoros como parte crucial do ciclo de vida, germinar e rapidamente explorar os recursos contidos em seus excrementos, simbioses do trato digestivo animal, assim como espécies não especializadas, capazes de crescer e produzir estruturas reprodutivas em tais substratos (Krug *et al.*, 2004; Kirk *et al.*, 2008). Estes fungos são importantes componentes de diversos ecossistemas, responsáveis pela reciclagem de nutrientes, e apresentam-se como ferramenta para o estudo de ecologia experimental em fungos (Wicklow & Moore, 1974). Apesar da grande diversidade de animais, tanto silvestres como domesticados, biomas e tipos vegetacionais, a micobiota coprófila brasileira é pouco conhecida. Coletas anteriores realizadas sobretudo por naturalistas europeus em excursões pelo Brasil no Século XIX continham poucos ou nenhum registro desses organismos (Fidalgo, 1962).

Batista e sua equipe estudaram a composição de leveduras e fungos filamentosos de excrementos de animais domésticos, silvestres e em cativeiro no Recife, com interesse em fungos de importância médica, especialmente leveduras (Batista *et al.*, 1961). Durante uma visita ao Brasil em 1998, Richardson (2001a) identificou 32 espécies em Bonito e Pantanal do Rio Negro, Mato Grosso do Sul. Alves *et al.* (2002) identificaram 11 táxons de *Mucor* em excrementos de herbívoros no Recife. Na mesma cidade, Santiago (2008) identificou 39 táxons de zigomicetos em excrementos de herbívoros cativos, distribuídas em 15 gêneros, provendo chave de identificação. Viriato (2008) identificou 10 espécies de *Pilobolus* em um Parque Zoológico de São Paulo. Melo *et al.* (2012) identificaram 22 espécies de ascomicetos coprófilos de herbívoros silvestres cativos em Recife, fornecendo ilustrações, descrições e uma chave de identificação. Poucos estudos voltados para este grupo de organismos ou sobre sua diversidade em uma determinada região apresenta referências de fungos com algum grau de coprofilia. Outros registros incluem citações dispersas em livros, monografias e revisões, feitas principalmente por taxonomistas estrangeiros, não consistindo em trabalho concentrado em fungos coprófilos ou na micobiota coprófila brasileira. Este trabalho teve como objetivo compilar dados sobre todos os fungos registrados esporulando em (ou isolados de) excrementos de herbívoros no Brasil, apresentando uma lista detalhada e atualizada de nomes de espécies, assim como incluir adições recentes, bem como apresentar uma chave de identificação para todos os fungos coprófilos brasileiros.

Para compilar toda a informação disponível, além do material depositado em herbários, foi realizada intensiva busca de registros na literatura. A nomenclatura das espécies e grupos, bem como os nomes de autor e *obra principis* seguiram as bases de dados *Index Fungorum* (IFS) e *Mycobank*, exceto quando trabalhos mais atualizados estavam disponíveis. Ordens, famílias, gêneros e espécies foram listados em ordem alfabética dentro de cada filo. Gêneros com posição taxonômica incerta no momento da realização deste manuscrito foram colocados sob denominação "*incertae sedis*", sempre como o último sub-grupo apresentado em cada grupo. Nomes relativos às formas conidiais foram alocados no grupo de suas formas teleomorfas associadas. Nomes encontrados na literatura que não foram encontrados em bancos de dados supracitados ou na literatura foram marcados como "nomes duvidosos". Nomes de espécies com coprofilia incerta foram alocados sob "registros duvidosos". Registros sem identificação específicas não foram considerados. Registros referentes a organismos não mais incluídos no Reino Fungi não foram considerados. Nomes já sinonimizados foram apresentados somente quando foram estes os presentes na literatura consultada, em detrimento dos nomes atuais. As formas leveduriformes foram incluídas na lista de nomes, porém excluídas nas chaves de identificação, pois não podem ser identificadas com a metodologia tradicionalmente usada para os fungos filamentosos. Para a compilação e confecção das chaves, bibliografia adicional foi consultada (Drechsler, 1955; Duddington, 1955; Batista, 1960; Cooke & Godfrey, 1964; Drechsler, 1968; Nand & Mehrotra, 1968; Lundqvist, 1969; Moravec, 1969; Lundqvist, 1970; Booth, 1971; Schipper, 1970; Moravec, 1971; Barron, 1973; Lundqvist, 1974; Stalpers, 1974; Guzmán, 1978; Larsen, 1980; Guzmán *et al.*, 1984; Watanabe, 1991; Johnston & Buchanan, 1995; Rifai & Cooke, 1966; Guarro *et al.* 1997; Samuell *et al.*, 1999; Samuell *et al.*, 2000; Watanabe, 2000; Samuell & Padilho, 2000; Silva *et al.*, 2003; Barron, 2004; Cortez & Coelho, 2004; Chaverri *et al.* 2005; Gusmão & Maia 2006; Cinto *et al.*, 2007; Cortez & Silveira, 2007; Wang *et al.*, 2007; Bezerra & Kimbrough, 2008; Cortez, 2008; Silva *et al.*, 2008).

Um total de 291 nomes de espécies é apresentado, distribuídos em cinco grandes grupos (dois filós e três subfilós de posição incerta). O grupo com o maior número de representantes coprófilos no Brasil é Ascomyta, principalmente Sordariales, com 196 espécies registradas. Entre os fungos em subfilós de posição incerta, *Pilobolus* Tode foi o gênero dominante em registros, sendo o único apontado como exclusivamente coprófilo na compilação (Krug *et al.*, 2004). A maioria dos registros de basidiomicetos é composta pelos "fungos coprinóides", anteriormente sob a denominação *Coprinus* Pers. (1979), atualmente dispersos em diferentes gêneros.

CHECKLIST DOS FUNGOS COPRÓFILOS DO BRASIL

ASCOMYCOTA CAVAL-SM. (1998)

PEZIZOMYCOTINA O.E. ERIKSS. & WINKA (1997)

DO THIDEOMYCETES O.E. ERIKSS. & WINKA (1997)

CAPNODIALES WORN. (1925)

DAVIDIELLACEAE C.L. SCHOCH, SPATFORA, CROUS & SHOEMAKER (2007)

Cladosporium cladosporioides Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 7: 37 (1816) [1815]

Cladosporium herbarum (Pers.) Link, in Willdenow, Willd., Sp. pl., Edn 4 6(1): 556 (1816)

Cladosporium oxysporum Berk. & M.A. Curtis in Berkeley, J. Linn. Soc., Bot. 10 (46): 362 (1868) [1869]

DO THIDEALES LINDAU (1897)

DOTHIDEACEAE CHEVALL. (1826)

Aureobasidium pullulans (de Bary) G. Anaud, Annals d'École National d'Agric. de Montpellier, Série 2 16(1-4): 39 (1918) [1917]

PLEOSPORALES LUTTRELL EX M.E. BARR (1987)

DELITSCHIACEAE M.E. BARR (2000)

Delitschia chaetomioides P. Karst., Bidr. Känn. Finl. Nat. Folk 23: 60 (1873)

Delitschia vulgaris Griffiths, Mem. Torrey bot. Club 11: 104 (1901)

PLEOSPORACEAE NITSCHKE (1869)

Curvularia lunata (Wakker) Boedijn, Bull. Jard. bot. Buitenz, 3 Sér. 13(1): 127 (1933)

Pithomyces chartarum (Berk. & M.A. Curtis) M.B. Ellis, Mycol. Pap. 76: 13 (1960)

SPORORMIACEAE MUNK (1957)

Sporormiella australis (Speg.) S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 434 (1972)

Sporormiella herculea (Ellis & Everh.) S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 442 (1972)

Sporormiella isomera S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 445 (1972)

Sporormiella leporina (Niessl) S.I. Ahmed & Cain, Can. J. Bot. 50(3): 447 (1972)

Sporormiella minima (Auersw.) S.I. Ahmed & Cain, Pakist. J. scient. ind. Res. 12(3): 241 (1970)

Sporormiella pentamera Oudem., Ned. kruidk. Archf, 2 sér. 4(3): 276 (1885)

EUROTIOMYCETES O.E. ERIKSS. & WINKA (1997)

EUROTIALES G.W. MARTIN EX BENNY & KIMBER (1980)

MONASCACEAE J. SCHRÖT. (1894)

Monascus ruber Tiegh., Bull. Soc. bot. Fr. 31: 226 (1884)

TRICHOCHOMACEAE E. FISCH. (1897)

Aspergillus flavus Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 16 (1809)

Aspergillus fumigatus Fresen., Beitr. Mykol. 3: 81 (1863)

Aspergillus japonicus Saito, Bot. Mag., Tokyo 20: 61 (1906)

Aspergillus niger Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 5 8: 240 (1867)

Aspergillus niveus Blochwitz, Annales Mycologici 27 (3-4): 205 (1929)

Aspergillus parasiticus Spear, Path. & Phys. Bull 12: 38 (1912)

Aspergillus stellatus Curzi, C. r. Accad. Lincei 19: 428 (1934)

= *Aspergillus varicolor* Thom & Raper, Mycologia 31(6): 663 (1939)

- Aspergillus tamarii* Kita, Zent bl. Bakt. ParasitKde, Abt. II 37(17/21): 433-452 (1913)
- Aspergillus terreus* Thom, in Thom & Church, Am. J. Bot. 5: 85-6 (1918)
- Aspergillus versicolor* (Vuill.) Tirab., Ann. Bot., Roma 7: 9 (1908)
- Aspergillus ustus* (Bainier) Thom & Church, The Aspergilli: 152 (1926)
- Paecilomyces variotii* Bainier, Bull. Soc. mycol. Fr. 23: 27 (1907)
- Penicillium chrysogenum* Thom, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118:(1910)
- Penicillium citrinum* Thom, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: 61 (1910)
= *Penicillium steckii* K.M. Zalessky, Bull. Acad. Polon. Sci., Math. et Nat., Sér. B: 469 (1927)
- Penicillium coryophilum* Dierckx, Ann. Soc. Sci. Bruxelles 25: 6 (1901)
- Penicillium glabrum* (Wehmer) Westling, Ark. Bot. 11(no. 1): 131 (1911)
= *Penicillium frequentans* Westling, Ark. Bot. 11(no. 1): 133 (1912)
- Penicillium janczewskii* K.M. Zalessky, Bull. Acad. Polon. Sci., Math. et Nat., Sér. B: 488 (1927)
- Penicillium oxalicum* Currie & Thom, Journal of Biological Chemistry 22(2): 289 (1915)
- Penicillium purpurogenum* Stoll, La Cellule 33: 235-237 (1923)
- Penicillium simplicissimum* (Oudem.) Thom, The Penicillia: 335 (1930)
= *Penicillium janthinellum* Biourge, La Cellule 33(1): 258 (1923)
- Penicillium raistrickii* G. Sm., Trans. Br. mycol. Soc. 18(1): 90 (1933)
- Penicillium waksmanii* K.M. Zalessky, Bull. Acad. Polon. Sci., Math. et Nat., Sér. B: 468 (1927)
- Talaromyces funiculosus* (Thom) Samson, N. Yilmaz, Frisvad & Seifert, in Samson, Yilmaz, Houbraken, Spierenburg, Seifert, Peterson, Varga & Frisvad, Stud Mycol. 70: 176 (2011)
= *Penicillium funiculosum* Thom, Bull. U.S. Department of Agriculture, Bureau Animal Industry 118: 69 (1910)

ONYGENALES CIF. ex BENNY & KIMBR. (1980)

ONYGENALES INCERTAE SEDIS

- Myceliophthora sepedonium* (C.W. Emmons) van den Brink & Samson, in van den Brink, Samson, Hagen, Boekhout & de Vries, Fungal Diversity 52(1): 206 (2012)

LEOTIOMYCETES O.E. ERIKSS. & WINKA (1997)

THELEBOLALES P.F. CANNON (2001)

THELEBOLACEAE ECKBLAD (1968)

Coprotus aurora (P. Crouan & H. Crouan) K.S. Thind & Waritch, Res. Bull. Punjab Univ., n.s. 21(1-2): 145 (1971) [1970]

Coprotus disculus Kimbr., Luck-Allen & Cain, Can. J. Bot. 50(5): 962 (1972)

Coprotus lacteus (Cooke & W. Phillips) Kimbr., Luck-Allen & Cain, Can. J. Bot. 50(5): 965 (1972)

Coprotus leucopocillum Kimbr., Luck-Allen & Cain, Can. J. Bot. 50(5): 967 (1972)

Coprotus niveus (Fuckel) Kimbr., Luck-Allen & Cain, Can. J. Bot. 50(5): 967 (1972)

Coprotus ochraceus (P. Crouan & H. Crouan) Kar. Larsen, Bot. Tidsskr. 66(1-2): 21 (1971)

Coprotus luteus Kimbr., Can. J. Bot. 50(5): 966 (1972)

Thelebolus microsporus (Berk. & Broome) Kimbr., in Kobayasi et al., Annual Report Institute Fermentation, 1965-66 3: 50 (1967)

Thelebolus polysporus (P. Karst.) Otani & Kanzawa, Trans. Mycol. Soc. Japan 11(2): 45 (1970)

= *Ryparobius polysporus* (P. Karst.) Sacc., *Michelia* 2(no. 8): 571 (1882)

ORBILIOMYCETES O.E. ERIKSS. & BARAL (2003)

ORBILIALES BARAL, O.E. ERIKSS., G. MARSON & E. WEBER (2003)

ORBILIACEAE NANNE (1932)

Arthrobotrys brochopaga (Drechsler) S. Schenck, W.B. Kendr. & Pramer, Can. J. Bot. 55(8): 982 (1977)

Arthrobotrys dactyloides Drechsler, Mycologia 29(4): 486 (1937)

Arthrobotrys eudermata (Drechsler) M. Scholler, Hagedorn & A. Rubner, Sydowia 51(1): 102 (1999)

= *Monacrosporium eudermatum* (Drechsler) Subram., J. Indian bot. Soc. 42: 293 (1964) [1963]

Arthrobotrys megalospora (Drechsler) M. Scholler, Hagedorn & A. Rubner, Sydowia 51(1): 103 (1999)

= *Monacrosporium megalosporum* (Drechsler) Subram., J. Indian bot. Soc. 42: 293 (1964) [1963]

Arthrobotrym usiformis Drechsler, Mycologia 29(4): 481 (1937)

Arthrobotrys oligospora Fresen., Beitr. Mykol. 1: 18 (1850)

Arthrobotrys robusta Dudd., Trans. Br. mycol. Soc. 34(4): 598 (1952) [1951]

Arthrobotrys scaphoides (Peach) S. Schenck, W.B. Kendr. & Pramer, Can. J. Bot. 55(8):984 (1977)

Dactylella gampsospora (Drechsler) de Hoog & Oorschot, Stud. Mycol. 26: 110 (1985)

= *Monacrosporium gampsosporum* (Drechsler) Xing Z. Liu & K.Q. Zhang Mycol. Res. 98(8): 865 (1994)

Dactylellina haptospora (Drechsler) M. Scholler, Hagedorn & A. Rubner, Sydowia 51(1):110 (1999)

= *Arthrobotrys haptospora* (Drechsler) S. Schenck, W.B. Kendr. & Pramer, Can. J. Bot. 55(8): 983 (1977)

Dactylella leptospora Drechsler, Mycologia 29(4): 507 (1937)

= *Monacrosporium leptosporum* (Drechsler) A. Rubner, Stud. Mycol. 39: 79 (1996)

Drechslerella aphrobiocha (Drechsler) M. Scholler, Hagedorn & A. Rubner, Sydowia 51(1):99 (1999)

= *Monacrosporium aphrobiochum* (Drechsler) Subram., J. Indian bot. Soc. 42:293 (1964) [1963]

Gamsylella gephyropaga (Drechsler) M. Scholler, Hagedorn & A. Rubner, Sydowia 51(1): 108 (1999)

= *Monacrosporium gephyropagum* (Drechsler) Subram. [como 'gephyrophagum'], J. Indian bot. Soc. 42: 293 (1964) [1963]

Gamsylella phymatopaga (Drechsler) M. Scholler, Hagedorn & A. Rubner, Sydowia 51(1): 109 (1999)

= *Monacrosporium phymatopagum* (Drechsler) Subram. [como 'phymatophagum'], J. Indian bot. Soc. 42: 293 (1964) [1963]

PEZIZOMYCETES O.E. ERIKSS. & WINKA (1997)

PEZIZALES J. SCHRÖT. (1894)

ASCOBOLACEAE BOUD. EX SACC. (1884)

Ascobolus americanus (Cooke & Ellis) Seaver, North American Cup-fungi, (Operculates) (New York): 85 (1928)

Ascobolus crenulatus P. Karst., Fungi Fenniae Exsiccati, Fasc. 8: no. 763 (1868)

Ascobolus elegans J. Klein, Verh. zool.-bot. Ges. Wien 20: 566 (1870)

Ascobolus immersus Pers., Neues Mag. Bot. 1: 115 (1794)

Ascobolus levisporus Speg., Anal. Mus. nac. Hist. nat. B. Aires 6: 307 (1898) [1899]

Ascobolus scatigenus (Berk. & M.A. Curtis) Brumm., Persoonia, Suppl. 1: 159 (1967)

Saccobolus beckii Heimerl, Österr. Ascob.: 18 (1889)

- Saccobolus citrinus* Boud. & Torrend, Bull. Soc. mycol. Fr. 27(2): 131 (1911)
Saccobolus depauperatus (Berk. & Broome) Rehm, Vidensk. Meddel. Dansk Naturhist. Foren. Kjøbenhavn: 293 (1876)
Saccobolus glaber (Pers.) Lambotte, Mém. Soc. roy. Sci. Liège, Série 2 14: 284
Saccobolus infestans (Bat. & Pontual) Brumm., Persoonia, Suppl. 1, 204 (1967)
Saccobolus minimus Velen., Monogr. Discom. Bohem. (Prague) 1: 370 (1934)
Saccobolus saccoboloides (Seaver) Brumm., Persoonia, Suppl. 1: 168 (1967)
Saccobolus truncatus Velen., Monogr. Discom. Bohem. (Prague): 370 (1934)
Saccobolus verrucisporus Brumm., Persoonia, Suppl. 1: 198 (1967)
Saccobolus versicolor (P. Karst.) P. Karst., Acta Soc. Fauna Flora fenn. 2(no. 6): 123 (1885) [1881-1885]

ASCODESMIDACEAE J. SCHRÖT. (1893)

- Ascodesmis macrospora* W. Obrist, Can. J. Bot. 39: 951 (1961)
Ascodesmis microscopica (P. Crouan & H. Crouan) Le Gal, Revue Mycol., Paris 14(2): 85 (1949)
Ascodesmis porcina Seaver Mycologia 8 (1): 3 (1916)
Ascodesmis sphaerospora W. Obrist, Can. J. Bot. 39: 948 (1961)
Lasiobolus papillatus (Pers.) Sacc., Bot. Zbl. 18: 8 (1884)
= *Lasiobolus equinus* (O.F. Müll.) P. Karst., Acta Soc. Fauna Flora fenn. 2(no. 6): 122 (1885)
= *Lasiobolus pilosus* (Fr.) Sacc., Bot. Zbl. 18: 213, 247 (1884)
Scutellinia scutellata (L.) Lambotte, Mém. Soc. roy. Sci. Liège, Série 2 14: 299 (prepr.) (1887)
= *Lasiobolus aurantiacus* Bat. & H. Maia, Anais Soc. Biol. Pernambuco 13(2): 66 (1955)

PEZIZACEAE DUMORT. (1829)

- Iodophanus carneus* (Pers.) Korf, in Kimbrough & Korf, Am. J. Bot. 54: 19 (1967)

PEZIZALES INCERTAE SEDIS

- Cephalophora irregularis* Thaxt., Bot. Gaz. 35: 158 (1903)
Cephalophora tropica Thaxt., Bot. Gaz. 35: 157 (1903)

SORDARIOMYCETES O.E. ERIKSS. & WINKA (1997)

CONIOCHAETALES HUHDORF, A.N. MILL. & F.A. FERN. (2003)

CONIOCHAETACEAE MALLOCH & CAIN (1971)

Coniochaeta leucoplaca (Sacc.) Cain, University of Toronto Studies, Biol. Series 38: 61 (1934)

Coniochaeta philocoproides (Griffiths) Cain, University of Toronto Studies, Biological Series 38: 65 (1934)

Lecythophora lignicola Nannf., in Melin & Nannfeldt, Svensk Skogsvårdsförening Tidskr. 3-4: 432 (1934)

HYPOCREALES LINDAU (1897)

BIONECTRIACEAE SAMUELS & ROSSMAN (1999)

Mycoarachis inversa Malloch & Cain, Can. J. Bot. 48(10): 1822 (1970)

Selinia africana R.S.Khan & J.C.Krug, Mycologia 81 (4): 653 (1989)

Selinia pulchra (G. Winter) Sacc., in Saccardo, Syll. fung. (Abellini) 2: 457 (1883)

CLAVICIPIITACEAE EARLE (1901)

Drechmeria coniospora (Drechsler) W. Gams & H.-B. Jansson, Mycotaxon 22(1): 37 (1985)

Harposporium anguillulae Lohde, Tageblatt der 47. Versammlung deutscher Naturhücher und Ärzte in Breslau 47: 203-206 (1874)

Harposporium bysmatosporum Drechsler, Bull. Torrey bot. Club 73: 563 (1946)

Harposporium lilliputanum S.M. Dixon, Trans. Br. mycol. Soc. 35(2): 146 (1952)

HYPOCREACEAE DE NOT. (1844)

Trichoderma aureoviride Rifai, Mycol. Pap. 116: 34 (1969)

Trichoderma glaucum E.V. Abbott, Iowa St. Coll. J. Sci. 1: 27 (1927)

Trichoderma harzianum Rifai, Mycol. Pap. 116: 38 (1969)

Trichoderma ovalisporum Samuels & Schroers, in Holmes, Schroers, Thomas, Evans & Samuels, Mycol. Progr. 3(3): 204 (2004)

Trichoderma pseudokoningii Rifai, Mycol. Pap. 116: 45 (1969)

NECTRIACEAE TUL. & C. TUL. (1865)

Fusarium oxysporum Schltdl., Fl. berol. (Berlin) 2: 139 (1824)

Fusarium solani (Mart.) Sacc., michelia 2 (no. 7): 296 (1881)

Gibberella fujikuroi (Sawada) Wollenw., Z. Parasitkde 3: 514 (1931)

= *Fusarium moniliforme* J. Sheld., Nebraska Agric. Exp. Stat. Rep. 17: 23 (1904)

OPHIOCORDYCIHTACEAE G.H. SUNG, J.M. SUNG, HYWEL-JONES & SPATAFORA (2007)

Haptocillium balanoides (Drechsler) Zare & W. Gams, Nova Hedwigia 72(3-4): 335 (2001)

= *Verticillium balanoides* (Drechsler) Dowsett, J. Reid & Hopkin, Mycologia 74(4): 690 (1982)

HYPOCREALES INCERTAE SEDIS

Acremonium bacillisporum (Onions & G.L. Barron) W. Gams *Cephalosporium*-artige Schimmelpilze 72 (1971)

Acremonium recifei (Leão & Lôbo) W. Gams, *Cephalosporium*-artige Schimmelpilze (Stuttgart): 133 (1971)

= *Hyalopus recifei* (Leão & Lôbo) Leão & M.A.J. Barbosa, Notarisia: 39 (1941)

Geosmithia namyslowskii (K.M. Zalessky) Pitt, Can. J. Bot. 57(19): 2024 (1979)

= *Penicillium namyslowskii* K.M. Zalessky, Bull. Acad. Polon. Sci., Sci. Nat., Sér. B.,: 479 (1927)

Hyalopus keratoplaticum (T. Morik.) M.A.J. Barbosa, Notarisia: 19 (1941)

Hyalopus onychophilus (Vuill.) Aschieri, Atti Ist. bot. Univ. Lab. crittog. Pavia, Ser. 4 3: 49 (1932)

Phaeostilbella atra (Desm.) Höhn., Mitt. bot. Inst. tech. Hochsch. Wien 2(3): 72 (1925)

MELANOSPORALES N. ZHANG & M. BLACKW. (2007)

CERATOSTOMATACEAE G. WINTER (1885)

Melanospora damnosa (Sacc.) Lindau, in Engler & Prantl, Nat. Pflanzenfam., Teil. I (Leipzig) 1 (1): 353 (1897)

Melanospora zamiae Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 24 (1837)

MICROASCALES LUTTR. EX BENNY & KIMBR. (1980)

CHADEFAUDIACEAE FAUREL & SCHOTTER ex BENNY & KIMBR. (1980)

Faurelina fimigena Locq.-Lin. [como "fimigenes"], Revue Mycol., Paris 39(2): 127 (1975)

Faurelina hispanica Valdós. & Guarro, Mycotaxon 30: 5 (1987)

MICROASCACEAE LUTTR. EX MALLOCH (1970)

Cephalotrichum purpureofuscum (Schwein.) S. Hughes, Can. J. Bot. 36: 744 (1958)

Graphium penicillioides Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 18 (1837)

Graphium putredinis (Corda) S. Hughes, Can. J. Bot. 36 (1958)

Kernia nitida (Sacc.) Nieuwl., Am. Midl. Nat. 4: 379 (1916)

Lophotrichus bartlettii (Masse & E.S. Salmon) Malloch & Cain, Can. J. Bot. 49(6): 866 (1971)

Microascus brevicaulis S.P. Abbott, in Abbott, Sigler & Currah, Mycologia 90(2): 298 (1998)

Pseudallescheria boydii (Shear) McGinnis, A.A. Padhye & Ajello, Mycotaxon 14(1): 97 (1982)

Trichurus cylindricus Clem. & Shear, in Pound & Clements, Bot. Surv. Nebraska 4: 7 (1896)

MICROASCALES INCERTAE SEDIS

Sphaeronaemella fimicola Marchal Champ. copr. Belg 6: 12 (1891)

SORDARIALES CHAD. EX D. HAWKSW. & O.E. ERIKSS. (1986)

CHAETOMIACEAE G. WINTER (1885)

Ascotricha amphitricha (Corda) S. Hughes, Can. J. Bot. 36: 737 (1958)

Chaetomium bostrychodes Zopf Abhandl. Botan. Ver. Prov. Brandenburg 19: 173 (1877)

- Chaetomium brasiliense* Bat. & Pontual, Bol. Secr. Agric. (Pernambuco) 15: 70 (1948)
(?) *Chaetomium caninum* Ellis & Everh., J. Mycol. 4(8): 79 (1888)
Chaetomium citrinum Udagawa & T. Muroi, Trans. Mycol. Soc. Japan 22(1): 15 (1981)
Chaetomium cochliodes Palliser, N. Amer. Fl. (New York) 3(1): 61 (1910)
Chaetomium convolutum Chivers, Proc. Amer. Acad. Arts & Sci. 48: 85 (1912)
Chaetomium funicola Cooke, Grevillea 1(no. 11): 176 (1873)
Chaetomium globosum Kunze Mykologische Hefte (Leipzig) 1: 16 (1817)
Chaetomium pusillum (ver referência)
Chaetomium spirale Zopf, Nova Acta Acad. Caes. Leop.-Carol. German. Nat. Cur. 42(5): 275 (1881)
Thielavia terrestris (Apinis) Malloch & Cain Can. J. Bot. 50(1): 66 (1972)

LASIOSPHAERIACEAE NANNF. (1932)

- Arnium hirtum* (E.C. Hansen) N. Lundq. & J.C. Krug, Symb. bot. upsäl. 20 (1): 218 (1972)
Cercophora anisura N. Lundq., Symb. bot. upsäl. 20(no. 1): 91 (1972)
Cercophora mirabilis Fuckel Jb. nassau. Ver. Naturk. 23-24: 245 (1870)
Cercophora sordarioides (Speg.) N. Lundq., Symb. bot. upsäl. 20(no. 1): 112 (1972)
Podospora appendiculata (Auersw. ex Niessl) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)
Podospora argentinensis (Speg.) J.H. Mirza & Cain, Can. J. Bot. 47(12): 2008 (1970) [1969]
Podospora australis (Speg.) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)
Podospora brasiliensis Cain, Can. J. Bot. 40: 449 (1962)
Podospora communis (Speg.) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)
Podospora curvicolla (G. Winter) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)
Podospora decipiens (G. Winter ex Fuckel) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)
Podospora fimiseda (Ces. & De Not.) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)
Podospora inflatula Cain, Can. J. Bot. 40: 454 (1962)
Podospora longicaudata (Griffiths) Cain, Can. J. Bot. 40: 460 (1962)
Podospora ostlingospora Cain, Can. J. Bot. 40: 456 (1962)
Podospora pauciseta (Ces.) Traverso, Fl. ital. crypt., Fungi 2, 2: 431 (1907)
= *Podospora anserina* (Ces. in Rabenl.) Niessl, Hedwigia, 22: 156. 1883
Podospora pleiospora (G. Winter) Niessl, Hedwigia 22: 156 (1883)
Podospora prethopodalis Cain, Can. J. Bot. 40: 458 (1962)

Schizothecium conicum (Fuckel) N. Lundq., *Symb. bot. upsal.* 20(no. 1): 253 (1972)

Schizothecium curvuloides (Cain) N. Lundq., *Thunbergia* 25: 10 (1996) [1997]

= *Podospora curvuloides* Cain, *Can. J. Bot.* 40: 453 (1962)

Tripterospora pakistani (J.H. Mirza) Malloch & Cain, *Can. J. Bot.* 50(1): 67 (1972)

Zopfiella erostrata (Griffiths) Udagawa & Furuya, *Trans. Mycol. Soc. Japan* 15(3): 208 (1974)

Zopfiella longicaudata (Cain) Arx, *Proc. K. Ned. Akad. Wet., Biol. Med. Sci.* 76(3): 291 (1972)

Zygopleurage zygospora (Speg.) Boedijn, *Persoonia* 2(3): 316 (1962)

SORDARIACEAE G. WINTER (1885)

Chrysonilia sitophila (Mont.) Arx, *Sydowia* 34: 16 (1981)

= *Monilia sitophila* (Mont.) Sacc., *Michelia* 2(no. 7): 359 (1881)

Sordaria fimicola (Roberge ex Desm.) Ces. & De Not. *Comm. Soc. crittog. Ital.* 1(4): 226 (1863)

Sordaria lappae Potebnia, *Annls mycol.* 5(1): 13 (1907)

XYLARIALES NANNF. (1932)

XYLARIACEAE TUL. & C. TUL. (1863)

Poronia oedipus (Mont.) Mont., *Syll. gen. sp. crypt. (Paris)*: 209 (1856)

SACCHAROMYCO TINAO E. ERIKSS. & WINKA (1997)

SACCHAROMYCETES O.E. ERIKSS. & WINKA (1997)

SACCHAROMYCETALES KUDRJANZEV (1960)

DEBARYOMYCETACEAE KURTZMAN & M. SUZUKI (2010)

Debaryomyces hansenii (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij, in Kreger-van Rij, *Yeasts, a taxonomic study*, 3rd Edn (Amsterdam): 130 (1984)

= *Torulopsis famata* (F.C. Harrison) Lodder & Kreger-van Rij, Yeasts, a taxonomic study, [Edn 1] (Amsterdam): 417 (1952)

Meyerozyma guilliemondii (Wick.) Kurtzman & M. Suzuki, Mycoscience 51(1): 7 (2010)

= *Candida guilliemondii* (Castell.) Langeron & Guerra, Anns Parasit. hum. comp. 16(5): 467 (1938)

DIPODASCACEAE ENGL. & E. GILG (1924)

Geotrichum candidum Link, Mag. Gesell. naturf. Freunde, Berlin 3(1-2): 17 (1809)

Geotrichum membranogenes (C. Martins) C.W. Dodge, Medical mycology. Fungus diseases of men and other mammals: 222 (1935)

METSCHNIKOWIACEAE T. KAMENSKI, TRUDYS.PETERSB.(1899)

Metschnikowia reukaufii Pitt & M.W. Mill., Mycologia 60(3): 671 (1968)

= *Candida reukaufii* (Grüss) Diddens & Lodder, Beitr. Monographic der Hefearten, II Tiel. Die anasko-sporogen Hefen. Zweite Hailfte: 283 (1942)

PICHIACEAE ZENDER (1925)

Issatchenkia orientalis Kudryavtsev, Bot. Mater. Otd. Sporov. Rast. Bot. Inst. Komarova Akad. Nauk S.S.S.R. 13: 143 (1960)

= *Candida brumptii* var. *aethanolica* Langeron & Guerra, Anns Parasit. hum. comp. 16: 36-179, 429-476, 481-525 (1938)

= *Candida krusei* (Castell.) Berkhout, De Schimmelgesl. Monilia, Oidium, Oospora en Torula, Dissert. Utrecht: 44 (1923)

= *Candida lobata* Bat. & J.S. Silveira, Hospital, Rio de J. 56(2): 297 (1959)

SACCHAROMYCETACEAE G. WINTER (1881)

Kazachstania exigua (Reess ex E.C. Hansen) Kurtzman, FEMS Yeast Res. 4(3): 238 (2003)

= *Saccharomyces exiguus* Reess, Bot. Unters. Alkoholgärungspilze: 82 (1870)

- = *Torulopsis holmii* (A. Jörg.) Lodder, Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 135 (1934)
- Kuraishia molischiana* Dlačny, G. Péter, Tornai-Leh. & Kurtzman, in Péter, Dlačny, Tornai-Lehoczi & Kurtzman, Antonie van Leeuwenhoek 88(3-4): 245 (2005)
- = *Torulopsis molischiana* (Zikes) Lodder, Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 137 (1934)
- Lachancea thermotolerans* (Filippov) Kurtzman, FEMS Yeast Res. 4(3): 240 (2003)
- = *Torulopsis dattila* (Kluyver) Lodder, Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 138 (1934)
- Schwanniomyces etchellsii* (Kreger-van Rij) M. Suzuki & Kurtzman, in Kurtzman & Suzuki, Mycoscience 51(1): 11 (2010)
- = *Kloeckera faealis* Bat. & J.S. Silveira, Hospital, Rio de J. 56(3): 505 (1959)
- Schwanniomyces occidentalis* Klöcker, Meddn Carlsberg Lab. 7: 276 (1909)
- = *Kloeckera jensenii* (Klöcker) Janke, Zentbl. Bakt. Parasitkde, Abt. II 59: 311 (1923)
- Saccharomyces cerevisiae* Meyen ex E.C. Hansen, Meddn Carlsberg Lab. 2: 29 (1883)
- = *Candida robusta* Diddens & Lodder, Die Hefasammlung des 'Centraalbureau voor Schimmelcultures': Beiträge zu einer Monographie der Hefearten. II. Teil. Die anasko sporogenen Hefen. Zweite Hälfte: 487 (1942)

SACCHAROMYCODACEAE KUDRJANZEV (1960)

- Hanseniaspora uvarum* (Niehaus) Shehata, Mrak & Phaff ex M.T. Sm., in Smith, Yeasts, a taxonomic study, 3rd Edn (Amsterdam): 159 (1984)
- = *Kloeckera apiculata* (Reess) Janke, Zentbl. Bakt. Parasitkde, Abt. II 59: 311 (1923)

SACCHAROMYCOPSIDACEAE ARX & VANDERWALT (1987)

- Endomycopsis mali* (I.M. Lewis) Stell.-Dekk., Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 28(1): 244 (1931)

SACCHAROMYCETALES INCERTAE SEDIS

- Candida albicans* (C.P. Robin) Berkhout, De Schimmelgesl. *Monilia*, *Oidium*, *Oospora* en *Torula*, Dissert. Utrecht: 44 (1923)
- = *Candida clausenii* Lodder & Kreger-van Rij, Yeasts, a taxonomic study, [Edn 1] (Amsterdam): 672 (1952)

- = *Candida genitalis* Bat. & J.S. Silveira, Publicações Inst. Micol. Recife 170: 11 (1962)
- = *Candida intestinalis* Bat. & J.S. Silveira, Hospital, Rio de J. 56(2): 293 (1959)
- = *Candida stellatoidea* (C.P. Jones & D.S. Martin) Langeron & Guerra, Anns Parasit. hum. comp. 17: 257 (1939)
- Candida catenulata* Diddens & Lodder, Die Hefasammlung des 'Centraalbureau voor Schimmelcultures': Beiträge zu einer Monographie der Hefearten. II. Teil. Die anaskosporogenen Hefen. Zweite Hälfte: 486 (1942)
- = *Candida brumptii* (Langeron & Guerra) Langeron & Guerra, Anns Parasit. hum. comp. 16(5): 496 (1938)
- Candida glabrata* (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow, in Yarrow & Meyer, Int. J. Syst. Bacteriol. 28(4): 612 (1978)
- = *Torulopsis glabrata* (H.W. Anderson) Lodder & NF. de Vries, Mycopathologia 1(2): 102 (1938)
- Candida inconspicua* (Lodder & Kreger-van Rij) S.A. Mey. & Yarrow, in Yarrow & Meyer, Int. J. Syst. Bacteriol. 28(4): 612 (1978)
- = *Torulopsis inconspicua* Lodder & Kreger-van Rij, Yeasts, a taxonomic study, [Edn 1] (Amsterdam): 671 (1952)
- Candida intermedia* (Cif. & Ashford) Langeron & Guerra, Anns Parasit. hum. comp. 16(5): 461 (1938)
- Candida melibiosica* H.R. Buckley & Uden, Mycopath. Mycol. appl. 36: 264 (1968)
- = *Candida parapsilosis* var. *intermedia* Kreger-van Rij & Verona, Atti Accad. naz. Lincei 7(5): 252 (1949)
- Candida mesenterica* (A. Geiger) Diddens & Lodder, Die Hefasammlung des 'Centraalbureau voor Schimmelcultures': Beiträge zu einer Monographie der Hefearten. II. Teil. Die anaskosporogenen Hefen. Zweite Hälfte: 196 (1942)
- Candida sake* (Saito & M. Ota) Uden & H.R. Buckley ex S.A. Mey. & Ahearn, in Lodder, Mycotaxon 17: 298 (1983)
- = *Candida tropicalis* var. *lambica* (F.C. Harrison) Diddens & Lodder, Die Hefasammlung des 'Centraalbureau voor Schimmelcultures': Beiträge zu einer Monographie der Hefearten. II. Teil. Die anaskosporogenen Hefen. Zweite Hälfte: 214 (1942)
- = *Torulopsis sake* (Saito & M. Ota) Lodder & Kreger-van Rij, Yeasts, a taxonomic study, [Edn 1] (Amsterdam): 425 (1952)
- Candida saitoana* Nakase & M. Suzuki, J. gen. appl. Microbiol., Tokyo 31: 85 (1985)
- = *Torulopsis candida* Lodder, Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 163 (1934)

Candida solani Lodder & Kreger-van Rij, Yeasts, a taxonomic study, [Edn 1] (Amsterdam): 672 (1952)

Candida stellata (Kroemer & Krumbholz) S.A. Mey. & Yarrow, in Yarrow & Meyer, Int. J. Syst. Bacteriol. 28(4): 614 (1978)

= *Torulopsis stellata* (Kroemer & Krumbholz) Lodder, Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 150 (1934)

Candida tropicalis (Castell.) Berkhout, De Schimmelgesl. Monilia, Oidium, Oospora en Torula: 44 (1923)

Candida vini (J.N. Vallot ex Desm.) Uden & H.R. Buckley ex S.A. Mey. & Ahearn, in Lodder, Mycotaxon 17: 298 (1983)

= *Candida mycodema* (Reess) Lodder & Kreger-van Rij, Yeasts, a taxonomic study, (Amsterdam), (1952)

Candida parapsilosis (Ashford) Langeron & Talice, Annls Parasit. hum. comp. 10: 1 (1932)

Candida zeylanoides (Castell.) Langeron & Guerra, Annls Parasit. hum. comp. 16(5): 501 (1938)

ASCOMYCO TA INC ER TA ES ED IS

Gibellulopsis nigrescens (Pæthybr.) Zare, W. Gams & Summerb., Nova Hedwigia 85(3-4): 477 (2007)

= *Hyalopus serrae* (Maffei) M.A. J. Barbosa, Notarisia: 19 (1941)

Khuskia oryzae H.J. Huds., Trans. Br. mycol. Soc. 46(3): 358 (1963)

= *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) E.W. Mason, Trans. Br. mycol. Soc. 12(2-3): 158 (1927)

Leuconeuropa pulcherrima (G. Winter) Malloch & Cain, Can. J. Bot. 48(10): 1820 (1970)

Phomatospora minutissima (P. Crouan & H. Crouan) N. Lundq., Symb. bot. upsal. 20(no. 1): 334 (1972)

Torulopsis colliculosa (M. Hartmann) Sacc. & D. Sacc., Syll. fung. (Abellini) 18: 495 (1906)

Torulopsis gropengiesseri F.C. Harrison [como 'gropengiesserii'], Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 141 (1934)

BASIDIOMYCOTA R.T. MOORE (1980)

AGARICOMYCOTINA R. BAUER, BEGGEROW, J.P. SAMP., M. WEISS & OBERW. (2006)

AGARICOMYCETES DOWELD (2001)

AGARICALES UNDERW. (1899)

AGARICACEAE CHEVALL. (1826)

Chlorophyllum hortense (Murrill) Vellinga, Mycotaxon 83: 416 (2002)

Coprinus spatouillardii QuéL., Tab. analyt. Fung (Paris)(1): 107 (1884)

Coprinus foetidellus P.D. Orton, Notes R. bot. Gdn Edinb 32(1): 139 (1972)

Cyathus stercoreus (Schwein.) De Toni, in Berlese, De Toni & Fischer, Syll. fung. (Abellini) 7: 40 (1888)

BOLBITIACEAE SINGER (1948)

Bolbitius demangei (QuéL.) Sacc. & D. Sacc., in Sylloge Fungorum, (Abellini) 17: 74 (1905)

Conocybe siliginea (Fr.) Kühner, Encyclop. Mycol. 7: 96 (1935)

PSATHYRELLACEAE VILGALYS, MONCALVO & REDHEAD (2001)

Coprinellus angulatus (Peck) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 232 (2001)

Coprinellus curtus (Kalchbr.) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 233 (2001)

= *Coprinus curtus* Kalchbr., Grevillea 9(no. 52): 133 (1881)

Coprinellus heptemerus (M. Lange & A.H. Sm.) Vilgalys, Hopple & Jacq. Johnson, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 234 (2001)

= *Coprinus heptemerus* M. Lange & A.H. Sm., Mycologia 45(5): 751 (1953)

Coprinellus marculentus (Britzelm.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 234 (2001)

Coprinellus pellucidus (P. Karst.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 234 (2001)

= *Coprinus pellucidus* P. Karst., Medd. Soc. Fauna Flora fenn. 9: 61 (1882)

Coprinopsis cinerea (Schaeff.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 227 (2001)

Coprinopsis cothurnata (Godey) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 227 (2001)

Coprinopsis pseudoradiata (Kühner & Joss. & Watling) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 230 (2001)

Coprinopsis radiata (Bolton) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 230 (2001)

= *Coprinus radiatus* (Bolton) Gray, Nat. Arr. Brit. Pl. (London) 1: 251 (1821)

Coprinopsis stercorea (Fr.) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 231 (2001)

Coprinopsis vermiculifer (Joss. ex Dennis) Redhead, Vilgalys & Moncalvo, in Redhead, Vilgalys, Moncalvo, Johnson & Hopple, Taxon 50(1): 232 (2001)

PLEUROTACEAE KÜHNER (1980)

Nematoctonus robustus F.R. Jones, Trans. Br. mycol. Soc. 47(1): 57 (1964)

STROPHARIACEAE SINGER & A.H.S.M., MYCOLOGIA 38(5): 503 (1946)

Protostropharia alcis (Kytöv.) Redhead, Thorn & Malloch, Index Fungorum 18: 1 (2013)

= *Stropharia alcis* Kytöv., Karstenia 39(1): 17 (1999)

Protostropharia semiglobata (Batsch) Redhead, Moncalvo & Vilgalys, Index Fungorum 15:2 (2013)

= *Stropharia semiglobata* (Batsch: Fr.) Quél., Mem. Soc. d'Émul. Mont. Ser. II, 5: 112, 1872.

Psilocybe argentina (Speg.) Singer, Beih. Nova Hedwigia 29: 241 (1969)

Psilocybe coprophila (Bull.) P. Kumm., Führ. Pilzk. (Zerbst): 71 (1871)

Psilocybe cubensis (Earle) Singer, Sydowia 2(1-6): 37 (1948)

Psilocybe moelleri Guzmán, Mycotaxon 7(2): 245 (1978)

Psilocybe pegleriana Guzmán, Documents Mycol. 29(no. 116): 43 (2000)

AGARICALES INCERTA E SEDIS

Panaeolus antillarum (Fr.) Dennis, Kew Bull. 15(1): 124 (1961)

Panaeolus cinctulus (Bolton) Sacc., Syll. fung. (Abellini) 5: 1124 (1887)

Panaeolus papilionaceus (Bull.) Quél., Mém. Soc. Émul. Montbéliard, Sér. 2 5: 152 [122 repr.] (1872)

= *Panaeolus papilionaceus* var. *parvisporus* Ew. Gerhardt, Bibliotheca Bot. 147: 58 (1996)

TREMELLALES FR. (1821)

TREMELLACEAE FR. (1821)

Cryptococcus albidus (Saito) C.E. Skinner, Am. Midl. Nat. 43: 249 (1950)

Cryptococcus laurentii (Kuff.) C.E. Skinner, Am. Midl. Nat. 43: 249 (1950)

TRICHOSPORONACEAE NANN. (1934)

Trichosporon cutareum (Beurm., Gougerot & Vaucher bis) M. Ota, Anns Parasit. hum. comp. 4: 12 (1926)

Trichosporon faecale (Bat. & J.S. Silveira) E. Guého & M.T. Sn., Antonie van Leeuwenhoek 61(4): 308 (1992)

= *Endomycopsis mali* var. *faecalis* Bat. & J.S. Silveira, Revta Assoc. Med. Bras. 5(5): 353 (1959)

Trichosporon figueirae Bat. & J.S. Silveira, Mycopath. Mycol. appl. 12(3): 196 (1960) [1959]

Trichosporon pullulans (Lindner) Diddens & Lodder, Nachr. Ges. Wiss. Göttingen, Math.-Phys. Kl., Fachgr. 6, Nachr. Biol. 9: 10 (1942)

PUCCINIOMYCOTINA R. BAUER, BEGEROW, J.P. SAMP., M. WEISS & OBERW. (2006)

MICROBOTRYOMYCETES R. BAUER, BEGEROW, J.P. SAMP., M. WEISS & OBERW. (2006)

SPOIDIOLALES J.P. SAMP., M. WEISS & R. BAUER (2003)

SPORIDIOBOLALES INCERTAE SEDIS

Rhodotorula glutinis (Fresen.) F.C. Harrison, Proc. & Trans. Roy. Soc. Canada, ser. 3 21(5): 349 (1928)

Rhodotorula minuta (Saito) F.C. Harrison, Proc. & Trans. Roy. Soc. Canada, ser. 3 22(5): 187 (1928)

Rhodotorula mucilaginosá (A. Jörg) F.C. Harrison, Proc. & Trans. Roy. Soc. Canada, 21(5): 349 (1928)

Rhodotorula pallida Lodder, Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 97 (1934)

Rhodotorula nubra (Schimon) F.C. Harrison, Nouveau Traité Méd. 22(2): 193 (1928)

Sporobolomyces roseus Kluyver & C.B. Niel, Zentbl. Bakt. Parasit. Kde, Abt. II 63: 19 (1924)

BASIDIOMYCOTA INCERTA SEDIS

Cryptococcus aerius (Saito) Nam., Comm. Reale Accad. dei Fisiocritici Siena 2: 35 (1927)

= *Torulopsis aerea* (Saito) Lodder, Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 32: 161 (1934)

Cryptococcus curvatus (Diddens & Lodder) Golubev, Taksonomiya i identifikatsiya drozhzhevykh gribov roda *Cryptococcus* (Pushchino): 26 (1980)

= *Candida curvata* (Diddens & Lodder) Lodder & Kreger-van Rij, Yeasts, a taxonomic study, [Edn 1] (Amsterdam): 576 (1952)

FUNGI INCERTAE SEDIS

KICXELLOMYCOTINA BENNY (2007)

DIMARGARITALES R.K. BENJ. (1979)

DIMARGARITACEAE R.K. BENJ., ALISO 4: 364 (1959)

Dimargaris bacillispora R. K. Benj., Aliso 4(2): 376 (1959)

Dispira cornuta Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 1: 160 (1875)

MUCOROMYCOTINA BENNY (2006)

MUCORALES FR. (1832)

BACKUSELLACEAE K. VOIGT & P.M. KIRK (2012)

Backusella lamprospora (Lendn.) Benny & R.K. Benj.

CHOANEPHORACEAE J. SCHRÖT., NAT. (1894)

Gilbertella persicaria (E.D. Eddy) Hesselt., Bull. Torrey bot. Club 87: 24 (1960)

CUNNINGHAMELLACEAE NAUMOVEX R.K. BENJ. (1959)

Absidia repens Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 4(4): 363 (1878) [1876]

Cunninghamella blakesleana Lendn., Bull. Soc. bot. Genève, 2 sér. 19: 234 (1927)

Cunninghamella elegans Lendn., Bull. Herb. Boissier, 2 sér. 5: 250 (1905)

Cunninghamella phaeospora Boedijn, Sydowia 12(1-6): 348 (1959) [1958]

LICHTHEIMIACEAE KERST. HOFFM., WALTHER & K. VOIGT (2009)

Lichtheimia corymbifera (Cohn) Vuill., Bull. Soc. mycol. Fr. 19: 126 (1903)

Lichtheimia hyalospora (Saito) Kerst. Hoffm., Walther & K. Voigt, Mycol. Res. 113(3): 278 (2009)

= *Mycocladus blakesleeanus* (Lendn.) J.H. Mirza [como '*blakesleeanns*'], in Mirza, Khan, Begum & Shagufta, Mucor. Pakistan, (Univ. Agric. Faisalabad) (Faisalabad): 94 (1979)

Lichtheimia ramosa (Zopf) Vuill., Bull. Soc. mycol. Fr. 19: 126 (1903)

= *Mycocladus ramosus* (Zopf) J.H. Mirza [como '*ramosa*'], in Mirza, Khan, Begum & Shagufta, Mucor. Pakistan, (Univ. Agric. Faisalabad) (Faisalabad): 97 (1979)

MUCORACEAE DUMORT. (1822)

Mucor circinelloides f. *circinelloides* Tiegh., Annls Sci. Nat., Bot., sér. 6 1: 94 (1875)

Mucor circinelloides f. *griseo-cyanus* (Hagem) Schipper, Stud. Mycol. 12: 12 (1976)

Mucor circinelloides f. *janssenii* (Lendn.) Schipper, Stud. Mycol. 12: 13 (1976)

Mucor circinelloides f. *lusitanicus* (Bruderl.) Schipper, Stud. Mycol. 12: 9 (1976)

Mucor durus Walther & de Hoog, Persoonia, Mol. Phyl. Evol. Fungi: 41 (2013)

= *Circinella rigida* G. Sm., Trans. Br. mycol. Soc. 34(1): 19 (1951)

Mucor fuscus (Berk. & M.A. Curtis) Berl. & De Toni, in Berlese, De Toni & Fischer, Syll. fung. (Abellini) 7: 204 (1888)

Mucor genensis Lendn., Bull. Herb. Boissier, 2 sér. 3: 80 (1908)

Mucor guilliermondii Nadson & Filippov, Rev. gén. Bot. 37: 450 (1925)

Mucor hiemalis f. *hiemalis* Wehmer, Annls mycol. 1(1): 39 (1903)

Mucor luteus Linnem. ex Wrzosek, in Budziszewska, Piątek & Wrzosek, Mycotaxon 111 (2010)

= *Mucor hiemalis* f. *luteus* (Linnem.) Schipper, Stud. Mycol. 4: 33 (1973)

Mucor mousanensis Bajjal & B.S. Mehrotra, Sydowia 19(1-6): 205 (1966)

Mucor mucedo Fresen., Beitr. Mykol. 1: 7 (1850)

Mucor piriformis f. *nanus* M.H. Alves & Trufem, in Alves, Trufem & Milanez, Revista Brasileira de Botânica 25(2): 154 (2002)

Mucor piriformis A. Fisch., Rabenh. Krypt.-Fl., Edn 2 (Leipzig) 1(4): 191 (1892)

Mucor racemosus f. *chibinensis* (Neophyt.) Schipper, Stud. Mycol. 12: 24 (1976)

Mucor ramosisimus Samouts., in Jaczewski, Mater. Mikol. Fitopat. Ross. 6(1): 210 (1927)

Mucor subtilissimus Oudem., Ned. kruidk. Archf, 3 sér. 1: 463 (1898)

Mucor vario sporus Schipper, Stud. Mycol. 17: 11 (1978)

Pilaira anomala (Ces.) J. Schröt., in Cohn, Krypt.-Fl. Schlesien (Breslau) 3.1(9–16): 211 (1886) [1889]

PILOBOLACEAE CORDA (1842)

Pilobolus crystallinus (F.H. Wigg.) Tode, Schr. Naturf. Fr. Berlin 5: 96 (1784)

= *Pilobolus crystallinus* var. *crystallinus* (F.H. Wigg.) Tode, Schr. naturf. Fr. Berlin 5: 96 (1784)

Pilobolus hyalosporus Boedijn, Sydoxia 12(1-6): 340 (1959) [1958]

= *Pilobolus crystallinus* var. *hyalosporus* (Boedijn) F.M. Hu & R.Y. Zheng in Hu, Zheng & Chen, Mycosystema 2: 119 (1989)

Pilobolus kleinii Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 4(4): 337 (1878) [1876]

= *Pilobolus crystallinus* var. *kleinii* (Tiegh.) R.Y. Zheng & G.Q. Chen, in Hu, Zheng & Chen, Mycosystema 2: 119 (1989)

= *Pilobolus heterosporus* Palla, Öst. bot. Z. 50: 349 (1900)

Pilobolus lentiger Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 22 (1837)

= *Pilobolus borzianus* Morini, Mém. R. Accad. Sci. Ist. Bologna, Ser. 6 3: 126 (1905) [1904]

= *Pilobolus lentiger* var. *lentiger* Corda, Icon. fung. (Prague) 1: 22 (1837)

Pilobolus longipes Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 4(4): 338 (1878) [1876]

Pilobolus minutus Speg., Anal. Soc. cient. argent. 9(4): 176 (1880)

= *Pilobolus lentiger* var. *minutus* (Speg.) R.Y. Zheng & G.Q. Chen, in Hu, Zheng & Chen, Mycosystema 2: 122 (1989)

= *Pilobolus morinii* Sacc., Syll. fung. (Abellini) 17: 505 (1905)

Pilobolus nanus Tiegh., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 6 4(4): 340 (1878) [1876]

Pilobolus oedipus Mont., Mém. Soc. Linn. Lyon. 5: 1 (1826)

Pilobolus pullus Masee, Bull. Misc. Inf., Kew: 160 (1901)

Pilobolus roridus (Bolton) Pers., Syn. meth. fung. (Göttingen) 1: 118 (1801)

Pilobolus sphaerosporus (Grove) Palla, Öst. bot. Z. 50: 365 (1900)

Pilobolus umbonatus Buller, Researches of Fungi 6: 178 (1934)

= *Pilobolus roridus* var. *umbonatus* (Buller) F.M. Hu & R.Y. Zheng, in Hu, Zheng & Chen, Mycosystema 2: 129 (1989)

RHIZOPODACEAE K. SCHUM 1894

- Rhizopus arrhizus* A. Fisch., in Winter, Rabenh. Krypt.-Fl., Edn 2 (Leipzig) 1(4): 233 (1892)
= *Rhizopus oryzae* Went & Prins. Geerl., Verh. K. Akad. Wet., tweede sect. 4(2): 16 (1895)
Rhizopus stolonifer (Ehrenb.) Vuill., Revue mycol., Toulouse 24: 54 (1902)
= *Rhizopus nigricans* Ehrenb., Nova Acta Acad. Caes. Leop.-Carol. German. Nat. Cur. 10: 198 (1821)

SYNCEPHALASTRACEAE NAUMOVEX R. K. BENJ. 1959

- Circinella muscae* (Sorokin) Berl. & De Toni, Syll. fung. (Abellini) 7: 216 (1888)
Circinella umbellata Tiegh. & G. Le Monn., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 5 17: 300 (1873)
Syncephalastrum racemosum Cohn ex J. Schröt., in Cohn, Krypt. -Fl. Schlesien (Breslau) 3.1(9-16): 217 (1886) [1889]
Thamnostylum piriforme (Bainier) Arx & H.P. Upadhyay, in Arx, Gen. Fungi Sporul. Cult. (Lehr): 247 (1970)

ZOOPAGOMYCOTINA BENNY (2007)

ZOOPAGALES BESSEY EX R. K. BENJ. (1979)

PIPTOCEPHALIDACEAE J. SCHRÖT. (1886)

- Piptocephalis lemonnieriana* Vuill., Bull. Séanc. Soc. Sci. Nancy, Sér. 3 3: 47 (1902)
Piptocephalis lepidula (Marchal) P. Syd., in Saccardo, Syll. fung. (Abellini) 12: 571 (1897)
Syncephalis cornu Tiegh. & G. Le Monn., Anns Sci. Nat., Bot., sér. 5 17: 376 (1873)
Syncephalis clavata H.M. Ho & Benny, Botanical Studies (Taipei) 48(3): 319 (2007)
Syncephalis obliqua H.M. Ho & Benny, Bot. Studies (Taipei) 49(1): [45] (2008)

CHAVES PARA IDENTIFICAÇÃO DOS FUNGOS COPRÓFILOS DO BRASIL

1. Estruturas reprodutivas simples, apresentando esporângios ou esporangiólos fechados sustentados por uma única hifa espessa, simples ou ramificadas, normalmente asseptada, com um ou mais esporos unicelulares hialinos em seu interior (**Chave 1: Mucoromycotina, Dimerariomycotina e Zoopagomycotina**)
1. Estruturas reprodutivas complexas, com esporóforos platenquimatosos e/ou estromas e, quando simples, nunca formando esporos no interior de esporângios ou esporangiólos fechados, unicelulares ou pluricelulares 2
2. Estruturas reprodutivas simples, formadas por conidióforos isolados ou organizados em conídios. Esporos sexuais ausentes ou não observados (**Chave 2: Fungos conidiais**)
2. Estruturas reprodutivas complexas, com esporóforos platenquimatosos ou estromas. Esporos sexuais presentes, formados no interior de ascas ou sobre basídios 3
3. Esporos sexuais unicelulares, formados sobre basídios. Estruturas de frutificação platenquimatosas usualmente macroscópicas, formadas diretamente sobre excrementos ou sobre solo contaminado (**Chave 3: Basidiomycota**)
3. Esporos sexuais unicelulares a pluricelulares, formados no interior de ascas. Estruturas de frutificação platenquimatosas com morfologia distinta, livres ou em estromas, com híménio exposto, parcialmente exposto ou incluso. Estruturas reprodutivas simples, formadas por conidióforos isolados ou organizados em conídios (**Chave 4: Ascomycota**)

CHA VE 1: MUCOROMYCOTINA, DIMARGARIOTMYCOTINA E ZOOPAGOMYCOTINA

1. Esporangiosporos formados em esporângios e/ou esporangiólos 2
1. Esporangiosporos formados exclusivamente em esporângios ou merosporângios multiesporados 6
2. Esporangiosporos formados no interior de um esporângio globoso apical e em esporangiólos uniesporados e/ou multiesporados, originados em ramificações do esporangióforo *Backusella lamprospora*
2. Esporangiosporos formados exclusivamente em esporangiólos 3
3. Esporangiólos multiesporados, formados em fascículos originados de vários pontos ao longo do esporangióforo *Thamnostylumpyriforme*
3. Esporangiólos uniesporados, formados em vesículas férteis no ápice de um esporangióforo e/ou de suas ramificações (*Cunninghamella*) 4
4. Colônias amarelas claras, raramente amarelas-acinzentadas. Esporangiólos grandes, até $32 \times 16 \mu\text{m}$ ou $17,5 \mu\text{m}$ de diâmetro *Cunninghamella blakesleeana*
4. Colônias cinzas escuras. Esporangiólos menores, até $11 \mu\text{m}$ de diâmetro 5
5. Esporóforos usualmente ramificados, apresentando vesículas regulares em forma, globosas, subglobosas à ovóides. Esporangiólos hialinos *Cunninghamella elegans*
5. Esporóforos simples ou pouco ramificados, apresentando vesículas variáveis em forma, ovóides, subglobosas, clavadas à irregulares. Esporangiólos marrom escuros *Cunninghamella phaeospora*
6. Esporangiosporos formados em merosporângios 7
6. Esporângios formados em esporângios 13
7. Merosporângios contendo somente dois esporos 8
7. Merosporângios contendo três ou mais esporos 11
8. Merosporângios formados em cabeças esporíferas no ápice de ramificações dicotômicas sucessivas do esporangióforo (*Piptocephalis*) 9
8. Merosporângios formados em brotamentos sucessivos no ápice de ramificações verticiladas do esporangióforo 10
9. Cabeças esporíferas secas *Piptocephalis lepidula*
9. Cabeças esporíferas mucilaginosas *Piptocephalis lemonnieriana*

10. Esporangióforos com numerosas ramificações estéreis. Septos sem cavidade lenticular. Esporangiosporos permanecendo secos após maturação *Dispira cornuta*
10. Esporangióforos sem ramificações estéreis. Septos com cavidade lenticular. Esporangiosporos permanecendo envoltos em mucilagem após maturação *Dimargaris bacillispora*
11. Esporangióforos ramificados, crescendo sobre o substrato *Syncphalastrum racemosum*
11. Esporangióforos ramificados, crescendo sobre o substrato (*Syncephalis*) 12
12. Esporangióforos recurvados, com conspícuo espessamento na região recurvada *Syncphalis cornu*
12. Esporangióforos não recurvados ou espessados ao longo de seu comprimento 13
13. Merosporângios obliquamente posicionados na vesícula do esporangióforo *Syncphalis obliqua*
13. Merosporângios apicalmente posicionados na vesícula do esporangióforo *Syncephalis clavata*
14. Esporângios com parede espessa, preta, persistente, liberados inteiros, formados no ápice de esporangióforos simples, raramente ramificados, crescendo a partir de trofocistos imersos no substrato 15
14. Esporângios de parede delgada, hialina, liberando esporos por dissolução de sua parede, sobre esporangióforos usualmente ramificados, raramente simples, crescendo a partir de estolões ou de hifas somáticas 26
15. Esporangióforos destituídos de vesículas subesporangiais, liberando passivamente os esporângios por contato *Pilaira anomala*
15. Esporangióforos apresentando vesículas subesporangiais, liberando ativamente os esporângios 16
16. Esporangiosporos predominantemente elipsóides 17
16. Esporangiosporos predominantemente globosos a subglobosos 21
17. Esporângios umbonados *Pilobolus umbonatus*
17. Esporângios não umbonados 18
18. Esporangióforos até 0,95 mm de altura. Esporangiosporos hialinos, curto elípticos *Pilobolus pullus*
18. Esporangióforos maiores do que 1 mm de altura. Esporangiosporos hialinos à amarelados, elipsóides 19
19. Columelas plano-convexas, acinzentadas. Esporangiosporos elipsóides *Pilobolus roridus*
19. Columelas mamiformes à cônicas. Esporangiosporos elipsóides, largo-elipsóides ou ovóides 20
20. Columelas mamiformes. Esporangiosporos hialinos, 7,5-10 × 5-6,5 μm *Pilobolus crystallinus*
20. Columelas campanuladas a cônicas. Esporangiosporos amarelos a alaranjados, 12,5-15 (-25) × 7,5-10 μm *Pilobolus kleinii*

21. Esporangiosporos com parede espessa, 1-1,5 µm de espessura	<i>Pilobolus oedipus</i>
21. Esporangiosporos de parede delgada, com espessura inferior a 1 µm	22
22. Trofocistos longos, crescendo paralelos ao substrato, até 1800 µm em comprimento	<i>Pilobolus longipes</i>
22. Trofocistos mais curtos, inseridos no substrato, até 610 µm de comprimento	23
23. Esporangiosporos hialinos a amarelo pálidos	24
23. Esporangiosporos amarelados aocráceos	25
24. Esporangiosporos pequenos, 3,5-4 µm de diâmetro	<i>Pilobolus nanus</i>
24. Esporangiosporos maiores, 6,5-9,5 × 5,5-9 µm	<i>Pilobolus hyalosporus</i>
25. Columelas cônicas, não constrictas, 120-175 × 150-195 µm. Esporangiosporos variáveis em tamanho, 7,5-17 µm de diâmetro	<i>Pilobolus lentiger</i>
25. Columelas cilíndricas, por vezes levemente constrictas, 140-230 × 130-300 µm. Esporangiosporos 7-11 µm de diâmetro	<i>Pilobolus minutus</i>
26. Esporangióforos com columelas apofisadas	27
26. Esporangióforos com columelas não apofisadas	32
27. Esporangióforos altos, até 1 cm de altura, castanho claros a marrons, usualmente simples	(<i>Rhizopus</i>) 28
27. Esporangióforos mais curtos, até 0,12 cm de altura, hialinos a levemente pigmentados, usualmente ramificados	29
28. Rizóides e estolões bem desenvolvidos em meio de cultivo. Esporangióforos crescendo preferencialmente a partir de estolões	<i>Rhizopus stolonifer</i>
28. Rizóides e estolões pobremente desenvolvidos em meio de cultivo. Esporangióforos crescendo preferencialmente a partir de hifas do micélio aéreo	<i>Rhizopus arrhizus</i>
29. Colônias sem crescimento a 37° C. Esporângios de dois tipos: (1) marrons, elipsóides, contendo poucos esporangiosporos, e (2) globosos, contendo mais esporos, variáveis em morfologia	<i>Absidia repens</i>
29. Colônias com crescimento a 37° C. Esporângios de apenas um padrão morfológico. Esporangiosporos mais homogêneos em morfologia	(<i>Lichtheimia</i>) 30
30. Esporângios marrons. Esporangiosporos rugosos, pigmentados	<i>Lichtheimia hyalospora</i>
30. Esporângios amarelo claros a castanho claros. Esporangiosporos lisos, hialinos	31
31. Esporangiosporos predominantemente globosos a subglobosos, ocasionalmente irregulares em forma. Colônias em MEA20 com verso cinza após sete dias	<i>Lichtheimia corymbifera</i>

31. Esporangiosporos predominantemente elipsoidais a cilíndricos ou subglobosos a largo elipsoidais. Colônias em MEA20 com verso branco após sete dias *Lichtheimia ramosa*
32. Esporóforos apresentando ramificações simpodiais com terminações circinadas (*Circinella*) 33
32. Esporóforos simples ou ramificados, não ou fracamente circinados 34
33. Esporangióforos apresentando umbelas com 8-10 esporângios, destituídos de espinhos estéreis próximo aos esporângios *Circinella umbellata*
33. Esporangióforos apresentando umbelas com 1-2 esporângios, apresentando espinhos estéreis conspícuos próximo aos esporângios *Circinella muscae*
34. Esporângios com paredes persistentes, apresentando sutura longitudinal que, ao romper, separa esta em duas metades ou em duas partes de dimensões semelhantes. Esporangiosporos com longos apêndices hialinos *Gilbertella persicaria*
34. Esporângios com paredes persistentes ou colapsando, nunca rompendo em uma sutura longitudinal regular. Esporangiosporos desprovidos de apêndices (*Mucor*) 35
35. Formação de zigosporos a partir de culturas monospóricas *Mucor genovens*
35. Zigosporos não formados em culturas monospóricas 36
36. Colônias em MEA com aspecto delicado, frágil. Esporangiosporos contendo um ou mais grânulos nas extremidades 37
36. Colônias em MEA com aspecto vigoroso, resistente. Esporangiosporos sem grânulos nas extremidades 38
37. Esporangióforos apresentando-se constrictos próximo aos esporângios jovens, ou com dilatação abaixo da columela. Columelas globosas *Mucor subtilissimus*
37. Esporangióforos sem constricções ao longo de seu comprimento. Columelas cônicas *Mucor guilliermondii*
38. Esporângios com parede persistente nos esporóforos maduros 39
38. Esporângios com parede colapsando cedo após a maturação dos esporóforos 41
39. Esporóforos apresentando ramificações curtas e longas no mesmo esporangióforo, não circinadas, formando ramos simpodiais sucessivos, variando fortemente em comprimento, formando ângulos pequenos com relação ao eixo principal do esporangióforo *Mucor ramosissimus*
39. Esporóforos simples ou com padrão diferente de ramificação 40
40. Columelas globosas a obovóides. Esporangiosporos variáveis em forma e dimensão *Mucor variosporus*
40. Columelas cônicas a elipsóides. Esporangiosporos elipsóides, regulares em forma e dimensão *Mucor mousanensis*

41. Esporângios grandes, usualmente superiores à 150 µm de diâmetro	42
41. Esporângios menores, usualmente inferiores à 150 µm de diâmetro	43
42. Esporangiosporos elipsóides, até 10 µm em comprimento	<i>Mucor piriformis</i>
42. Esporangiosporos cilíndrico-elipsóides, maiores do que 10 µm de comprimento	<i>Mucor mucedo</i>
43. Esporangióforos simples ou pouco ramificados	44
43. Esporangióforos repetidamente simpodialmente ramificados	45
44. Colônias em MEA com reverso amarelo brilhante, fortemente pigmentado. Columelas globosas Espirangiosporos fusóides a longo elipsoidais	<i>Mucor lutaus</i>
44. Colônias em MEA com reverso sem pigmento ou com coloração distinta. Columelas subglobosas. Espirangiosporos elipsóides, usualmente apresentando inchaço	<i>Mucor hiemalis</i>
45. Clamidosporos abundantes nos esporangióforos	46
45. Clamidosporos raros ou ausentes nos esporangióforos	47
46. Colônias em MEA marron acinzentadas. Esporangióforos simpodialmente e monopodialmente ramificados. Espirângios marrons, com columelas subesféricas à piriformes. Esporangiosporos globosos a elipsóides, 8-10 µm	<i>Mucor racemosus</i>
46. Colônias em MEA cinzas a cinza escuras. Esporangióforos apresentando ramificações simpodiais sucessivas, curtas ou longas, fracamente curvadas a circinadas. Esporângios subglobosos, com columelas globosas a elipsóides. Esporangiosporos elipsóides, subglobosos ou irregulares, 4,5-7 × 4-5,5 µm ...	<i>Mucor circinelloides</i>
47. Esporangióforos simpodialmente e monopodialmente ramificados. Columela apresentando projeções	<i>Mucor plumbeus</i>
47. Esporangióforos monopodialmente ramificados. Columelas sem projeções	<i>Mucor fuscus</i>

CHAVE 2: "FUNGOS CONIDIAIS"

1. Estruturas reprodutivas formadas sobre nematódeos parasitados ou predados. Micélio somático apresentando algum tipo de armadilha ou estrutura especializada para tais interações 2
1. Estruturas reprodutivas formadas a partir de micélio superficial ou superfície do excremento/meio de cultivo, não associado a nematódeos. Micélio somático sem adaptações para predação 23

2. Parasitos endozóicos, aderindo à superfície e formando hifas no interior do corpo do hospedeiro 3
2. Predadores, capturando nematódeos utilizando armadilhas diversas, penetrando seu corpo com suas hifas após a captura para assimilação 9

3. Conidióforos com ramificações verticiladas, formando fiálides em tufos. Conídios algo triangulares, 3,5-4,5 × 1,5-2 µm *Haptocillium balanoides*
3. Conidióforos com ramificações, fiálides e conídios não como acima 4

4. Conídios fragmospóricos. Conidióforos curtos com cabeças conidiais (*Cephalophora*) 5
4. Conídios amerospóricos. Conidióforos com fiálides em diversos pontos da hifa 6

5. Conídios com 4 a 6 septos, com crescimento sincrônico, piriformes a obtriangulares, não constrictos nos septos, 21-36 × 12-25 µm *Cephalophora tropica*
5. Conídios com 3 a 7 septos, com crescimento usualmente não sincrônico, piriformes a clavados, levemente constrictos nos septos, 30-60 × 14-20 µm *Cephalophora irregularis*

6. Conídios lacimóides formados em estenemas *Drechsleria coniospora*
6. Conídios helicóides ou fusóides formados em fiálides subglobosas (*Harposporium*) 7

7. Conídios retos a recurvados, com um espinho em uma das extremidades *Harposporium bymatosporum*
7. Conídios fortemente arcuados, com extremidades desprovidas de espinhos 8

8. Conídios alongados, 6-18 × 1-2 µm, agudos em ambas extremidades *Harposporium anguillulae*
8. Conídios curtos, 4,5-9 × 1-1,5 µm, com extremidades arredondadas *Harposporium lilliputanum*

9. Hifas férteis com grampos de conexão. Conídios fortemente recurvados *Nematoconus robustus*
9. Hifas férteis sem grampos de conexão. Conídios fracamente a não recurvados recurvados 10

10. Conídios amerospóricos ou didimospóricos 11
10. Conídios fragmospóricos 15

11. Conídios usualmente com dois septos, raramente três, $26-83 \times 12-17 \mu\text{m}$ *Arthrotrys scaphoides*
 11. Conídios com apenas um septo 12
12. Conídios obovóides, com células claramente distintas em morfologia, com célula basal apiculada e célula apical mais larga, $22-32 \times 12-20 \mu\text{m}$ *Arthrotrys oligospora*
 12. Conídios com morfologia distinta, não constrictos nos septos 13
13. Conídios piriformes a oblongo-piriformes, $18-27 \times 8-12 \mu\text{m}$ *Arthrotrys robusta*
 13. Conídios elipsoidais 14
14. Conídios $32-48 \times 7-9,5 \mu\text{m}$, frequentemente levemente recurvados, com célula basal truncada e aguda e célula apical mais larga *Arthrotrys dactyloides*
 14. Conídios $22-44 \times 7,5-13 \mu\text{m}$, raramente recurvados, com célula basal mais arredondada e célula apical com a mesma espessura da basal *Arthrotrys musiformis*
15. Conídios alongados, cilíndricos, com a célula distal globosa a elipsoidal 16
 15. Conídios de variadas formas, com a célula central mais alongada, destituídos de célula distal inflada 17
16. Conídios $35-60 \times 2,2-3,2 \mu\text{m}$, usualmente com quatro septos *Dactylella haptospora*
 16. Conídios $40-105 \times 4-6 \mu\text{m}$, com 5-15 septos *Dactylella leptospora*
17. Conídios com 2 a 4 septos *Arthrotrys brochopaga*
 17. Conídios frequentemente com 4 septos, usualmente próximos às extremidades 18
18. Conídios rombóides a turbinados *Gamsylella gephyropaga*
 18. Conídios em forma de carretel 19
19. Conídios largos, usualmente superando $18 \mu\text{m}$ 20
 19. Conídios mais delgados, usualmente não superando $18 \mu\text{m}$ de largura 22
20. Conídios arredondados no ápice, mais delgados em direção à base truncada *Arthrotrys eudermata*
 20. Conídios com ambas extremidades truncadas 21
21. Conídios em forma de carretel, usualmente com 4 septos, $41-55 \times 17-26 \mu\text{m}$ *Drechslerella aphrobrocha*
 21. Conídios largo-fusóides a elipsoidais, com 2 a 4 septos, $40-75 \times 18-35 \mu\text{m}$ *Arthrotrys megalospora*
22. Conídios $25-76 \times 7-16 \mu\text{m}$, com extremidades arredondadas, usualmente levemente recurvados
 *Dactylella gampsospora*
 22. Conídios $40-60 \times 11-18 \mu\text{m}$, com uma extremidade arredondada e outra abrupta, usualmente não recurvados *Gamsylella phymatopaga*

23. Células conidiogênicas séss eis, formadas diretamente sobre hifas somáticas	24
23. Células conidiogênicas formadas sobre conidióforos livres ou agrupados	26
24. Conídios com 4 a 6 septos	<i>Cephalophora tropica</i>
24. Conídios unicelulados	25
25. Conídios formados em espículas ao longo das hifas somáticas, eventualmente formando conídios secundários por brotamento	<i>Aureobasidium pullulans</i>
25. Conídios formados em fiálides, nunca formando conídios por brotamento	<i>Lecythophora lignicola</i>
26. Conidióforos agrupados, formando sinêmios ou esporodóquios	27
26. Conidióforos livres	33
27. Conidiomas do tipo sinêmio. Conídios ameroespóricos	28
27. Conidiomas do tipo esporodóquio. Conídios fragmospóricos e ameroespóricos	32
28. Sinêmios setosos, com setas estéreis onduladas ou espiraladas	<i>Trichurus cylindricus</i>
28. Sinêmios glabros, desprovidos de setas	29
29. Células conidiogênicas filídicas	<i>Phaeostilbella atra</i>
29. Células conidiogênicas anelídicas	30
30. Sinêmios formando cabeças conidiais pouco compactas, com esporos secos. <i>Cephalotrichum purpureofuscus</i>	
30. Sinêmios formando cabeças conidiais compactas, com esporos mucilaginosos	(<i>Graphium</i>) 31
31. Sinêmios marrom escuros na base, diminuindo em pigmentação em direção ao ápice, tomando castanho claro próximo à massa conidial e finalmente hialinos em alguns conidióforos, 350-900 µm de altura. Conídios 6-7,5 × 2-3,5 µm	<i>Graphium putredinis</i>
31. Sinêmios verde oliváceos à marrom oliváceos, 175-200 µm de altura, sem variação na pigmentação ao longo do estipe. Conídios menores, 4-6 × 1-2,5 µm	<i>Graphium penicillioides</i>
32. Macroconídios delicados, usualmente falciformes, com extremidades agudas ocasionalmente formando ganchos no ápice e uma célula podal na base, levemente adistintamente diferenciada	<i>Giberella fujikuroi</i>
32. Macroconídios robustos, recurvados ou não, com extremidades de morfologia distinta	33
33. Fiálides compridas, proeminentes, agudas. Macroconídios raramente recurvados, com extremidades agudas	<i>Fusarium solani</i>
33. Fiálides curtas, pouco proeminentes, curtas e largas. Macroconídios usualmente recurvados, com extremidades atenuadas	<i>Fusarium oxysporum</i>

34. Conidiogênese tálica-ártrica, com conídios ligados entre si por cordas citoplasmáticas logo após a separação *Chrysonilia sitophila*
34. Conidiogênese blástica 35
35. Conidiogênese blástica-acrópeta (*Cladosporium*) 36
35. Conidiogênese entroblástica 37
36. Conidióforos nodosos, com minchaços intercalares e terminais *Cladosporium oxysporum*
36. Conidióforos não nodosos, sem minchaços conspícuos 37
37. Conídios densamente verrucosos, $7,5-23 \times 3-8 \mu\text{m}$ *Cladosporium herbarum*
37. Conídios lisos, $3,5-7,5 \times 2-5 \mu\text{m}$ *Cladosporium dadosporioides*
38. Conidiogênese blástica-percurrenente, com manêides distintas *Microascus brevicaulis*
38. Conidiogênese blástica-fialídica, com fialídes distintas 39
39. Colônias de crescimento rápido, ocupando toda a placa em sete dias de incubação. Conidióforos variavelmente ramificados. Fialídes lageniformes, com colaretes inconspícuos (*Trichoderma*) 40
39. Colônias de crescimento lento a moderado, não ocupando toda a placa em sete dias de incubação. Conidióforos simples ou ramificados. Fialídes foveoliformes, ampuliformes a acerosas 44
40. Conídios verde escuros, conspícuamente tuberculados *Trichoderma glaucum*
40. Conídios verde claros a hialinos, lisos 41
41. Colônias em MEA com pigmentação solúvel dourada a âmbar. Conídios clavados .. *Trichoderma aureoviride*
41. Colônias em MEA com pigmentação solúvel diferente ou ausente. Conídios globosos a elipsóides 42
42. Conídios elipsóides. Conidióforos apresetando eixo principal espesso, formando fialídes isoladas e ramificações curtas ao longo de seu comprimento *Trichoderma pseudo koningii*
42. Conídios subglobosos a ovais. Conidióforos apresentando eixo principal delgado, com ramificações maiores na base, diminuindo em comprimento e em direção ao ápice 43
43. Colônias verde claras a verde pistaches. Conidióforos apresentando ramificações pouco espaçadas. Fialídes usualmente dispostas em tufos. Conídios globosos, $2,5-3,5 \times 2,5-3 \mu\text{m}$ *Trichoderma harzianum*
43. Colônias verde escuras a verde acinzentadas. Conidióforos apresentando ramificações espaçadas. Fialídes usualmente solitárias. Conídios ovóides, $3,5-4 \times 3-3,5 \mu\text{m}$ *Trichoderma ovalisporum*
44. Fialídes foveoliformes. Conídios agrupados em cabeças conidiais mucilaginosas 45
44. Fialídes ampuliformes a acerosas. Conídios secos 48

45. Conídios com 1-2 septos, falciformes, 5-27 × 2,5-5 µm	<i>Hyalopus keratinoplasticum</i>	
45. Conídios usualmente sem septos (raramente unisseptados) e de formato diferente		46
46. Conídios reniformes, 4-6 × 1,3-2 µm.....	<i>Acremonium reichei</i>	
46. Conídios cilíndricos a falciformes		47
47. Conídios cilíndricos, 2,5-3 × 0,5-1 µm	<i>Acremonium bacillisporum</i>	
47. Conídios cilíndricos a falciformes, 6-25 × 2,5-6 µm	<i>Hyalopus onycophilus</i>	
48. Fiáldes sobre vesículas inchadas no ápice de conidióforos simples	(<i>Aspergillus</i>)	49
48. Fiáldes sobre terminações não inchadas de conidióforos ramificados		59
49. Conidióforos com vesículas predominantemente unisseriadas		50
49. Conidióforos com vesículas predominantemente bisseriadas		52
50. Colônias em CYA25 com coloração preta em sete dias	<i>Aspergillus japonicus</i>	
50. Colônias em CYA25 com outra coloração		51
51. Colônias em CYA25 em tons de verde escuro a marrom em sete dias	<i>Aspergillus parasiticus</i>	
51. Colônias em CYA25 em tons de azul esverdeado a azuis em sete dias	<i>Aspergillus fumigatus</i>	
52. Colônias em CYA25 com diâmetro inferior a 60 mm de diâmetro em sete dias		53
52. Colônias em CYA25 com diâmetro superior a 60 mm de diâmetro em sete dias		55
53. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 em tons de verde	<i>Aspergillus versicolor</i>	
53. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 com outra coloração		54
54. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 com coloração branca a creme	<i>Aspergillus niveus</i>	
54. Regiões esporíferas das colônias em CYA25 com coloração ocrácea a cinza		55
55. Conidióforos com cabeças conidiais colunares compactas	<i>Aspergillus terreus</i>	
55. Conidióforos com cabeças conidiais radiadas a fracamente colunares		56
56. Colônias em MEA25 cinza oliváceas. Vesículas 8-10 µm de largura	<i>Aspergillus varicolor</i>	
56. Colônias em MEA25 marrom oliváceas. Vesículas 7-16 µm de largura	<i>Aspergillus ustus</i>	
57. Região esporífera das colônias em CYA25 preto fosco a preto oliváceo em sete dias. Conídios predominantemente ornamentados	<i>Aspergillus niger</i>	
57. Região esporífera das colônias em CYA25 em tons de verde. Conídios predominantemente lisos		58

58. Região esporífera das colônias em CYA25 verde pistache a verde acinzentado em sete dias. Cabeças conidiais radiadas, compactas *Aspergillus flavus*
58. Região esporífera das colônias em CYA25 bronze a amarronzadas. Cabeças conidiais marcadamente variáveis em morfologia, ocasionalmente unisseriadas *Aspergillus tamarii*
59. Colônias com esporulação amarronzada. Conídios em cadeias tortuosas, longas. Fiáides com pescoços longos *Paecilomyces variotii*
59. Colônias com esporulação esverdeada a branca. Conídios em cadeias retas, usualmente curtas. Fiáides com pescoços curtos 60
60. Conidióforos predominantemente monovérticilados *Penicillium glabrum*
60. Conidióforos predominantemente ramificados 61
61. Conidióforos predominantemente trivérticilados *Penicillium chrysogenum*
61. Conidióforos predominantemente bivérticilados 62
62. Taxa do comprimento entre fiáides e métulas em um mesmo conidióforo próxima ou igual a 1. Pigmentação solúvel avermelhada presente *Penicillium purpurogenum*
62. Taxa do comprimento entre fiáides e métulas em um mesmo conidióforo muito menor do que 1. Pigmentação solúvel avermelhada ausente 63
63. Estipes terminando predominantemente em um verticilo de métulas 64
63. Estipes apresentando métulas em diferentes níveis, inclusive formando verticilos 68
64. Colônias de crescimento rápido, atingindo diâmetro superior a 30 mm em CYA25 em sete dias 65
64. Colônias de crescimento lento, atingindo diâmetro inferior a 30 mm em CYA25 em sete dias 67
65. Conídios globosos a subglobosos, (1,5-2-3 µm de diâmetro *Penicillium raistrickii*
65. Conídios com comprimento consideravelmente maior que a largura, mais longos 66
66. Conídios elipsóides, 3,5-7,5 × 2,5-3,5 µm *Penicillium oxalicum*
66. Conídios elipsóides acapsulados ou retangulares, 2,8-3,3 × 2-2,5 µm *Geosmithia namyslowskii*
67. Colônias em CYA25 com 15-28 mm de diâmetro em sete dias, com esporulação verde escuro a verde turquesa, produzindo pigmento solúvel amarelo brilhante *Penicillium citrinum*
67. Colônias em CYA25 com 23-30 mm de diâmetro em sete dias, com esporulação cinza esverdeada a verde maçante, não produzindo pigmento solúvel detectável *Penicillium corylophilum*
68. Conídios elípticos, com extremidades algo agudas e parede rugosa *Penicillium simplicissimum*
68. Conídios globosos, raramente subglobosos 69

69. Colônias em CYA25 com esporulação esparsa, predominantemente brancas em sete dias de incubação. Métulas usualmente formando tétrades *Penicillium janczewskii*
69. Colônias em CYA25 com esporulação dominante, verde escura a verde acinzentada em sete dias de incubação. Métulas em trê a cinco por conidióforo *Penicillium waksmanii*

CHAVE 3: BASIDIOMYCOTA

1. Basídios angiocárpicos, nidulariídeos, com gleba encerrada em peridólos *Cyathus stercoreus*
1. Basídios gimnocárpicos, aganiciídeos, com híménio foral 2
2. Píleo apresentando deliquescência em algum ponto da maturação do basidioma. Basídios com grande variação de comprimento em diferentes partes da lamela 3
2. Píleo não deliquescente. Basídios de comprimento uniforme 15
3. Resquícios do véu ausentes no píleo dos basídios maduros. Estipe e píleo com setas e/ou sétulas 4
3. Resquícios do véu presentes no píleo dos basídios maduros. Estipe e píleo sem setas e/ou sétulas 8
4. Basidiosporos angulados 5
4. Basidiosporos elipsóides, ovóides ou oblongos 6
5. Píleos setulosos, com sétulas levemente capitadas. Basidiosporos hexagonais *Coprinellus marculentus*
5. Píleos setulosos, com setas agudas. Basidiosporos mitríformes em vista frontal *Coprinellus angulatus*
6. Pileocistídios com terminação arredondada *Coprinellus curtus*
6. Pileocistídios com terminação abrupta 7
7. Pilleipelis sem esferocistos velares *Coprinellus pellucidus*
7. Pilleipelis com esferocistos velares *Coprinellus heptemerus*
8. Resquícios do véu formados predominantemente por elementos globosos 9
8. Resquícios do véu formados predominantemente por elementos filamentosos 12
9. Elementos velares lisos, entremeados a pequenos cristais 10
9. Elementos velares adornados por projeções cristalinas maniformes 11
10. Basidiosporos com seis ângulos, hexagonais em vista frontal *Coprinopsis cothurnata*
10. Basidiosporos com cinco ângulos, cordiformes em vista frontal *Coprinus patouillardii*
11. Basídios com forte odor narcótico. Basidiosporos ovóides a oblongos, 7,5-10,5 × 5-7,5 µm
..... *Coprinus foetidellus*
11. Basídios sem odor narcótico. Basidiosporos cilíndricos, 6,5-7,5 × 3-4 µm *Coprinopsis stercorea*

12. Filamentos do véu com célula terminal de espessura de parede não diferenciada 13
12. Filamentos do véu com célula terminal apresentando parede mais espessa 14
13. Basidiosporos $7,5-9,6 \times 4,8-6 \mu\text{m}$ *Coprinopsis pseudoradiata*
13. Basidiosporos $14-16 \times 7,5-8,5 \mu\text{m}$ *Coprinopsis radiata*
14. Elementos do véu constrictos nos septos, formado por cadeias de células *Coprinopsis cinerea*
14. Elementos do véu não constrictos nos septos, de formação tubular *Coprinopsis vermiculifer*
15. Basídiomas crescendo sobre excrementos em incubação ou *in situ*, pequenos 16
15. Basídiomas crescendo sobre solo contaminado com excrementos, usualmente ausentes em incubação, grandes 20
16. Píleos expandidos convexos, hemisféricos a cônicos-campanulados, creme pálidos, tornando-se mais cônicos e ocráceos com o envelhecimento, com lamelas adnatas a livres, homogeneamente cúpreas a ferrugíneas com a maturação dos basídios. Impressão de marrom 17
16. Píleos expandidos hemisféricos, brancos, mantendo forma e coloração com o envelhecimento, com lamelas adnexas ao estipe, brancas, com forte punctação devido à maturação não-simultânea dos basídios. Impressão de esporos preta (*Panaeolus*) 18
17. Basídiomas desenvolvidos em excrementos no solo, *in situ*. Píleos expandidos grandes, 36-40 mm de diâmetro *Bolbitius demangei*
17. Basídiomas desenvolvidos em excrementos em incubação. Píleos expandidos menores, 9-14 mm de diâmetro *Conocybe siliginea*
18. Píleos umbonados, cor de canela a marrom, com contexto amarronzado *Panaeolus cinctulus*
18. Píleos hemisféricos a campanulados, brancos a cremes, com contexto esbranquiçado 19
19. Píleos expandidos convexos a cimbiformes, castanho amarronzados a levemente rosados, com margem involuta *Panaeolus papilionaceus*
19. Píleos expandidos cônicos a hemisféricos, brancos a creme pálidos, com margem lacerada. Basidiosporos $15-20 \times 7,5-10 \mu\text{m}$ *Panaeolus antillarum*
20. Impressão de esporos branca ou esbranquiçada. Lamelas esbranquiçadas, apresentando alguma tonalidade esverdeada. Píleo com escamas amareladas conspicuas após expansão *Chlorophyllum hortense*
20. Impressão de esporos escura. Lamelas tornando-se marrons com a maturação, nunca esverdeadas. Píleo sem escamas amareladas após expansão 21

21. Crisocistídios presentes 22
21. Crisocistídios ausentes (*Psilocybe*)23
22. Anel camoso. Basidiosporos $7-9 \times 5-5,5 \mu\text{m}$ *Stropharia coronilla*
22. Anel glutinoso. Basidiosporos $13-14 \times 7-9 \mu\text{m}$ *Protostropharia alcis*
23. Veu parcial ausente *Psilocybe argentina*
23. Veu parcial presente 24
24. Basidioma tornando-se azulado ao toque 25
24. Basidioma não tornando-se azulado ao toque 26
25. Pleurocistídios ausentes. Basidiósporos ovóides, $9-12 \times 6-7 \mu\text{m}$ *Psilocybe caeruleoannulata*
25. Pleurocistídios presentes. Basidiósporos subhexagonais, $11-16 \times 7-10 \mu\text{m}$ *Psilocybe cubensis*
26. Basidiosporos $11-15 \times 8-9 \mu\text{m}$ *Psilocybe coprophila*
26. Basidiosporos $8,5-12 \times 6-8 \mu\text{m}$ *Psilocybe pegleriana*

CHAVE 4: ASCOMYCOTA

1. Ascomas apotecioides, com himênio exposto em todo ou parte de seu desenvolvimento, superficiais, nunca inclusos em estromas 2
1. Ascomas com himênio permanecendo incluso ou exposto somente por uma abertura ostiolar. Imersas a superficiais. Livres ou em estromas 33
2. Apotécios destituídos de excípulo e contexto, formados apenas por ascos e paráfises. Esporos marcadamente ornamentados com cristas proeminentes anastomosadas (*Ascodesmis*) 3
2. Apotécios apresentando excípulo e contexto, de morfologia variada. Esporos lisos ou com padrão de ornamentação distinto 6
3. Ascosporos parcial ou inteiramente revestidos por um perispório 4
3. Ascosporos não revestidos por um perispório 5
4. Ascosporos 12,5-16 µm de comprimento, completamente envoltos pelo perispório *Ascodesmis microcopia*
4. Ascosporos 16-21 µm de comprimento, parcialmente envoltos pelo perispório *Ascodesmis macrospora*
5. Ascosporos elipsóides, 12,5-13,5 × 7,5-9,5 µm, apresentando vários espinhos e verrugas isoladas, ocasionalmente anastomosando-se, e com uma crista conspícua, simples ou ramificada, por vezes cobrindo grande parte ou toda a extensão do esporo *Ascodesmis sphaerospora*
5. Ascosporos globosos a levemente subglobosos, 10-12,5(-13) × 9,5-11,5(-12) µm, apresentando várias cristas formando um padrão reticulado algo regular, com espinhos proeminentes nas anastomoses das cristas e espinhos e elevações menores entre o retículo *Ascodesmis porcina*
6. Ascos maduros proeminentes no disco em relação ao nível do himênio, conferindo a este aspecto punctado a furfuráceo. Ascosporos maduros apresentando coloração em tons violáceos, marrons ou avermelhados, lisos a fortemente ornamentados 7
6. Ascos maduros não proeminentes no disco em relação ao nível do himênio, conferindo a este aspecto liso, rugoso ou viloso. Ascosporos maduros hialinos ou pálidos, lisos 22
7. Ascosporos livres no interior dos ascos em todos os estágios de seu desenvolvimento (*Ascobolus*) 8
7. Ascosporos firmemente unidos uns aos outros em todo ou parte seu desenvolvimento (*Sacrobolus*) 13
8. Apotécios eugimnohimenais, grandes, visíveis a olho nú, até 1500 µm de diâmetro. Disco fortemente furfuráceo *Ascobolus scatigenus*
8. Apotécios cleistohimenais, menores, medindo até 600 µm de diâmetro. Disco punctado a fracamente furfuráceo 9

9. Híménio exposto na fase telohiménial. Epispório com um padrão de rachaduras subparalelas, ocasionalmente anastomosadas 10
9. Híménio exposto na fase mesohiménial. Epispório liso ou finamente granulado, ocasionalmente com poucas fissuras esparsas 11
10. Receptáculo com margem crenulada proeminente. Epispório com padrão regular de fissuras longitudinais. Ascósporos $10-15 \times 6,5-7,5 \mu\text{m}$ *Ascobolus crenulatus*
10. Receptáculo com margem finamente denticulada. Epispório com padrão regular de fissuras delgadas, pouco espaçadas. Ascósporos $22-27,5 \times 12-13,5 \mu\text{m}$ *Ascobolus levisporus*
11. Ascósporos com comprimento superior a $50 \mu\text{m}$, envoltos por envelopes gelatinosos *Ascobolus immersus*
11. Ascósporos menores. Envoltório gelatinoso presente ou ausente 12
12. Discos com muitos ascos maduros expostos simultaneamente, de textura furfurácea. Ascósporos $32,5-37,5 \times 15,5-17 \mu\text{m}$ *Ascobolus americanus*
12. Discos com poucos ascos maduros expostos simultaneamente (usualmente menos que 20 por ascoma), sem textura furfurácea. Ascósporos $27,5-32 \times 12,5-15 \mu\text{m}$ *Ascobolus elegans*
13. Agrupamento de esporos frouxo, visível assumindo padrão regular somente em ascos imaturos. Ascósporos livres na maturidade *Saccobolus saccoboloides*
13. Agrupamento de esporos compacto, mesmo após liberação. Ascósporos firmemente unidos em todas as fases da maturação 14
14. Agrupamento de esporos com quatro colunas de dois esporos longitudinalmente dispostos e com dois planos longitudinais de simetria 15
14. Agrupamento de esporos com padrão de arranjo diferente 18
15. Apotécios com receptáculo amarelo a amarelo-limão na maturidade. Ascósporos com extremidades abruptamente truncadas, $20-23 \times 8-10 \mu\text{m}$ *Saccobolus citrinus*
15. Apotécios com receptáculo amarelo-dourado a âmbar na maturidade. Ascósporos com extremidades arredondadas 16
16. Ascósporos $25-27,5 \times 7,5-12,5 \mu\text{m}$ *Saccobolus glaber*
16. Ascósporos menores, com comprimento inferior a $20 \mu\text{m}$ 17
17. Ascósporos $13-20 \times 8-9,5 \mu\text{m}$. Agrupamentos encurtando na maturidade *Saccobolus truncatus*
17. Ascósporos $11,5-12,5 \times 5-7,5 \mu\text{m}$. Agrupamentos não encurtados na maturidade *Saccobolus minimus*

18. Agrupamento de esporos com os eixos dos esporos formando ângulos retos com relação ao seu eixo, com quatro pares frouxamente unidos em um agrupamento cilíndrico *Saccobolus infestans*
18. Agrupamento de esporos com padrão de arranjo diferente 19
19. Agrupamento de esporos com duas colunas de três e uma coluna de dois esporos, onde o eixo dos esporos é paralelo ao eixo do agrupamento *Saccobolus verrucisporus*
19. Agrupamento de esporos com duas colunas de três e uma coluna de dois esporos, onde os dois pares terminais de esporos são paralelos ao eixo do agrupamento e dois pares intermediários são dispostos obliquamente 20
20. Ascósporos com episporo fortemente rugoso, fortemente verrucoso ou reticulado. Ascósporos $17,5-22,5 \times 8,5-10 \mu\text{m}$ *Saccobolus beckii*
20. Ascósporos com episporo liso ou levemente granulado, por vezes com uma rede incompleta de fissuras. Ascósporos com comprimento inferior a $20 \mu\text{m}$ 21
21. Agrupamentos $29-32 \times 9,5-12 \mu\text{m}$. Ascósporos $11,5-12,5 \times 6-6,5 \mu\text{m}$ *Saccobolus depauperatus*
21. Agrupamentos $38-48 \times 16-20 \mu\text{m}$. Ascósporos $14,5-19 \times 7-10 \mu\text{m}$ *Saccobolus versicolor*
22. Apotécios maduros glabros 23
22. Apotécios maduros pilosos 32
23. Apotécios apresentando coloração avermelhada, rosada ou alaranjada. Ascósporos operculados. Ascósporos marcadamente punctados, $(17,5-20-23(-25) \times 9,5-12,5 \mu\text{m}$ *Iodophanus carneus*
23. Apotécios de coloração hialina à amarelada. Ascósporos inoperculados. Ascósporos lisos 24
24. Apotécios amarelos, tornando-se mais escuros com a maturação, usualmente maiores que $150 \mu\text{m}$ de diâmetro. Paráfises usualmente infladas no ápice (*Thebolus*) 25
24. Apotécios hialinos à amarelo alaranjados, até $140 \mu\text{m}$ de diâmetro, com disco plano a convexo. Paráfises infladas ou não (*Coprotus*) 26
25. Ascósporos com oito ascósporos *Thebolus microsporus*
25. Ascósporos com mais de oito ascósporos *Thebolus polysporus*
26. Ascósporos com ~ 64 esporos *Coprotus niveus*
26. Ascósporos com oito esporos 27
27. Apotécios com coloração amarelada a alaranjada. Paráfises levemente infladas, com conteúdos citoplasmáticos. Excípulo pouco ou não cianófilo 28
27. Apotécios translúcido a amarelo pálidos. Paráfises destituídas de conteúdo citoplasmático. Excípulo fortemente cianófilo 30

28. Ascósporos 16,5-18 × 10-11,5 μm	<i>Coprotus ochraceus</i>
28. Ascósporos menores	28
29. Ascósporos 8,5-10 × 4-5,5 μm	<i>Coprotus luteus</i>
29. Ascósporos 13-15 × 6,5-9 μm	<i>Coprotus aurora</i>
30. Ascósporos 65-100 × 13-16 μm. Ascósporos 8-10 × 6,5-7 μm	<i>Coprotus lacteus</i>
30. Ascósporos com dimensões diferentes. Ascósporos maiores	31
31. Ascósporos 14-18 × 7,5-11,5 μm	<i>Coprotus leucopocillum</i>
31. Ascósporos 12-13,5 × 5-8 μm	<i>Coprotus discillus</i>
32. Ascósporos 10,5-14 μm de largura, com verrugas e cristas proeminentes, estendendo-se até cerca de 1 μm de altura	<i>Scutellinia scutellata</i>
32. Ascósporos 12-14 μm de largura, de parede lisa	<i>Lasiobolus papillatus</i>
33. Ascósporos não ostiolados, com híménio incluso em todas as fases do seu desenvolvimento, destituído de mecanismos ativos de liberação de ascósporos. Ascósporos usualmente prototunicados, evanescentes	34
33. Ascósporos ostiolados, com híménio exposto somente por uma abertura ostiolar, apresentando mecanismos ativos ou passivos de liberação. Ascósporos prototunicados, unitunicados ou bitunicados, evanescentes ou persistentes	48
34. Ascósporos em cadeia. Ascósporos elípticos, ornamentados	<i>Talaromyces funiculosus</i>
34. Caracteres acima, quando presentes, não combinados	35
35. Cleistotécios estipitados, sobre hifas suporte, com perídio formado por hifas espessas fusionadas em um prosênquima frouxo	<i>Monascus ruber</i>
35. Cleistotécios sésseis, sobre hifas somáticas, com perídio formado por hifas fusionadas em um pseudoparênquima	36
36. Ascósporos apresentando poros ou fendas germinativos conspicuos	37
36. Ascósporos destituídos de poros ou fendas germinativos conspicuos	45
37. Ascósporos com fenda germinativa única, longitudinal a levemente oblíqua, proeminente, percorrendo todo o eixo equatorial do esporo	<i>Coniocha etidium</i> sp. nov.
37. Ascósporos com um ou mais poros germinativos	38
38. Ascósporos com apenas um poro germinativo	39
38. Ascósporos com dois poros germinativos	44

39. Ascósporos formados mais de uma célula, incluindo uma célula apical pigmentada, de coloração marrom a marrom escura, elipsóides a landiformes, com ápice umbonado e base truncada e um pedicelo basal, cilíndrico, hialino, variando em morfologia 40
39. Ascósporos unicelulados, subglobosos a elipsóides, não truncados, hialinos a ocráceo pálidos 43
40. Ascósporos sigmoides a cilíndricos quando imaturos. Pedicelos persistentes, longos, usualmente geniculados próximo a extremidade distal. Caudas gelatinosas apicais e basais presentes *Tripterosporella pakistani*
40. Ascósporos clavados quando imaturos. Pedicelos usualmente colapsando, curtos ou longos, cilíndricos, não geniculados. Caudas gelatinosas ausentes (*Zopfiella*) 40
41. Cleistotécios adornados por pelos cilíndricos, marrom escuros a pretos, de parede espessa, septados, perdendo pigmentação em direção à extremidade distal. Ascósporos com pedicelo atingindo cerca de $6-10 \times 2,5-5 \mu\text{m}$ *Zopfiella erostrata*
41. Cleistotécios glabros ou coberto por esparsos pelos hífoides flexuosos. Ascósporos com pedicelos com dimensões distintas 42
42. Ascósporos com pedicelos longos, $9,5-13,5 \mu\text{m}$ de comprimento *Zopfiella longicaudata*
42. Ascósporos com pedicelos curtos, reduzidos a um pequeno colarete, persistente ou colapsando, não excedendo $2,5 \mu\text{m}$ de comprimento *Zopfiella* sp. nov.
43. Ascósporos glabros. Perídio formado por células alongadas (*textura epidermoidea*) *Thielavia terrestris*
43. Ascósporos adornados por dois (ou três) tufo de pelos compridos em pólos opostos, usualmente com extremidade distal arcuada a ciminada, estendendo-se até $600 \mu\text{m}$ de comprimento em relação ao cleistotécio. Perídio formado por células globosas a angulares *Kernianitida*
44. Cleistotécios $80-110 \mu\text{m}$ de diâmetro, glabros, com perídio formado por uma camada de células ornamentadas com cristas, reticulado. Ascósporos $12,5-18 \times 8,5-9,5 \mu\text{m}$ *Myceliophthora sepdonium*
44. Cleistotécios $150-250 \mu\text{m}$ de diâmetro, adornado por pelos hífoides hialinos, septados, foveliformes ou cilíndricos, diminuindo em espessura em direção ao ápice, lisos à finamente rugosos, com perídio formado por células angulares lisas. Ascósporos $5-6,5 \times 3-4 \mu\text{m}$ *Pseudallescheria boydii*
45. Cleistotécios com uma camada externa de células hialinas. Ascósporos araquiformes, formado por duas células globosas *Mycocaradis inversa*
45. Cleistotécios com perídio membranáceo ou cefalotecóide pigmentado. Ascósporos unicelulados 46
46. Perídio cefalotecóide. Ascósporos hialinos, apresentando ornamentação formada por cristas que por vezes anastomosam-se, formando um retículo *Leuconeurospora pulcherrima*
46. Perídio membranáceo. Ascósporos hialinos, apresentando ornamentação formada por estrias longitudinais, não formando retículos (*Faurelina*) 47

47. Ascósporos 7,5-10 × 4,5-5,5 µm, usualmente elipsóides à rombóides, por vezes angulados e de morfologia irregular, com extremidades abruptas *Fauvelina fimigena*
47. Ascósporos 5-6 × 2,5-3 µm, usualmente elipsóides à oblongos, por vezes faseoliformes, com extremidades arredondadas *Fauvelina hispanica*
48. Ascómas ostiolados com mecanismos passivos de liberação. Ascos prototunicados, exsudando os ascósporos em uma massa mucilaginosa em forma de cirro através da abertura ostiolar, entremeados a tufo de fímbrias ou pelos. Nunca liberados ativamente 49
48. Ascómas ostiolados com mecanismos ativos de liberação. Ascos unitunicados ou bitunicados, liberando seus esporos ativamente através da abertura ostiolar 62
49. Ascómas glabros, rostrados, com pescoço longo, 270 a 690 µm de comprimento, foveiforme, exsudando os ascósporos através do pescoço para formar uma gota perolada em seu ápice. Ascósporos hialinos, 2,5-3 × 1-2 µm, lisos *Sphaeronaemella fimicola*
49. Ascómas apresentando pelos, não rostrados, com pescoço, quando presente, nunca excedendo 250 µm de comprimento, exsudando os ascósporos pelo ápice para formar um cirro entre os pelos, não formando gota mucilaginosa. Ascósporos de coloração marrom pálida a dourada, maiores 50
50. Ascómas imersos. Pelos terminais, quando presentes, nunca formando tufo no ápice do ascóma 51
50. Ascómas superficiais. Pelos terminais tortuosos a encaracolados, formando tufo frouxos a compactos no ápice do ascóma, entremeados aos ascósporos exsudados, de comprimento variável 53
51. Ascómas com pescoço curto, pouco conspicuo, com pelos terminais longos, até 1350 µm de comprimento. Ascósporos subliomiformes, hialinos, dourados a marrom pálidos, de coloração cúprea em massa *Lophotrichus bartlerii*
51. Ascómas com pescoço curto a longo, conspicuo, dotados de setas terminais curtas, até 225 µm de comprimento. Ascósporos liomiformes, fortemente pigmentados, marrons a marrom escuros *(Melanospora)* 52
52. Cleistotécios esparsamente tomentosos, com pescoço curto (até 100 µm de comprimento). Ascósporos usualmente com menor largura (10-12,5 µm) *Melanospora damnosa*
52. Cleistotécios quase ou totalmente glabros, com pescoço longo (150-370 µm de comprimento). Ascósporos usualmente mais largos (12,5-15 µm) *Melanospora zamiae*
53. Ascómas com perídio resistente. Pelos terminais geniculados *(Ascotricha)* 54
53. Ascómas com perídio frágil. Pelos terminais não geniculados *(Chaetomium)* 55
54. Ascósporos 5,5 × 4 µm *Ascotricha pusilla*
54. Ascósporos 9-12 × 6-9,5 *Ascotricha amphitricha*

55. Pelos cleistoteciais terminais de dois tipos	56
55. Pelos cleistoteciais terminais de apenas um tipo	57
56. Cleistotécios com pelos (1) longos, simples, tornando-se encaracolados acima do nível da cabeça esporífera, e (2) septados, formando ondulações sinuosas	<i>Chaetomium cochliodes</i>
56. Cleistotécios com pelos (1) dicotomicamente ramificados e (2) pelos laterais setosos, rígidos, opacos, projetando-se acima da vestitura terminal	<i>Chaetomium funicola</i>
57. Pelos terminais ondulados, tortuosos desde sua extremidade proximal, formando uma trama variando de frouxa à compacta, não formando cachos	<i>Chaetomium globosum</i>
57. Pelos terminais encaracolados, formando aros frouxos ou compactos	58
58. Diâmetro dos aros formados pelas voltas dos pelos terminais permanecendo constante em direção ao seu ápice. Pelos terminais formando cachos frouxos e espaçados. Cleistotécios esverdeados em microscopia estereoscópica. Ascósporos com morfologia variável	<i>Chaetomium citrinum</i>
58. Diâmetro dos aros formados pelas voltas dos pelos terminais diminuindo gradualmente em direção ao seu ápice. Pelos terminais formando cachos compactos. Cleistotécios acinzentados a pretos em microscopia estereoscópica. Ascósporos com morfologia constante	59
59. Pelos terminais formando 7-12 voltas. Cleistotécios globosos	<i>Chaetomium spirale</i>
59. Pelos terminais formando menos do que oito voltas. Cleistotécios subglobosos à ampuliformes	60
60. Pelos terminais simples, formando cachos com 6-8 voltas	<i>Chaetomium convolutum</i>
60. Pelos terminais simples ou ramificados, formando cachos com 3-6 voltas	61
61. Ascóscos cilíndrico-lineares. Cleistotécios ovóides à subglobosos	<i>Chaetomium brasiliensis</i>
61. Ascóscos clavados. Cleistotécios doliiformes, ampuliformes ou cilíndricos	<i>Chaetomium bostrychodes</i>
62. Ascóscos pseudotecióides. Ascóscos bitunicados, liberando seus ascósporos através do mecanismo 'jack-in-the-box'	63
62. Ascóscos peritecioides. Ascóscos unitunicados, liberando seus ascósporos através de mecanismo de um anel apical	72
63. Pseudotécios glabros a tomentosos. Ascósporos formados por duas células	(<i>Delitschia</i>) 64
63. Pseudotécios glabros. Ascósporos formados por pelo menos quatro células	(<i>Sporormiella</i>) 65
64. Pseudotécios 1675-1750 × 500-600 µm. Ascósporos 37,5-40 × 12,5-15 µm	<i>Delitschia chaetomioides</i>
64. Pseudotécios 1275-1450 × 350-460 µm. Ascósporos 32,5-37,5 × 13-15 µm	<i>Delitschia vulgaris</i>

65. Ascósporos compostos por quatro células	(<i>Sporormiella</i>) 66
65. Ascósporos compostos por mais de quatro células	72
66. Pseudotécios com pescoço longo, medindo pelo menos 250 µm de comprimento. Ascósporos 17,5-20,5 µm de comprimento	<i>Sporormiella</i> sp.nov.
66. Pseudotécios com pescoço nunca superando 200 µm de comprimento. Ascósporos com comprimento superior a 25 µm	67
67. Ascósporos sempre à frequentemente apresentando a penúltima célula, da base para o ápice do ascó, mais larga em relação às demais	68
67. Ascósporos com células de largura similar, sendo a mais larga nunca excedendo o dobro da largura das demais	69
68. Ascósporos com cinco células, usualmente semelhantes em morfologia	<i>Sporormiella pentamera</i>
68. Ascósporos com 10 a 16 células, usualmente com uma das células fortemente espessada e maior que as demais	<i>Sporormiella herculea</i>
69. Ascó reduzindo em largura gradualmente desde a porção mais larga próxima ao ápice até a porção inferior, formando um longo estipe	70
69. Ascó reduzindo em largura abruptamente na porção inferior, formando um curto estipe	71
70. Ascósporos com fenda germinativa paralela ao seu eixo, formando uma dobra na porção central do percurso	<i>Sporormiella isomera</i>
70. Ascósporos com fenda germinativa oblíqua, não formando dobra	<i>Sporormiella leporina</i>
71. Ascósporos 27,5-30 × 4-5 µm, com fenda germinativa paralela ao seu eixo, formando uma dobra, com células facilmente separáveis no septo central	<i>Sporormiella minima</i>
71. Ascósporos 37,5-40 × 6-7,5 µm, com fenda germinativa levemente à fortemente oblíqua ao seu eixo, com células facilmente separáveis em todos os septos	<i>Sporormiella australis</i>
72. Peritécios formados no interior de estromas	73
72. Peritécios livres, nunca formados no interior de um estroma	75
73. Peritécios formados em estromas de coloração alaranjada, sésseis, formados diretamente sobre a superfície do substrato	(<i>Selinia</i>) 74
73. Peritécios formados em estromas estipitados	<i>Poronia oedipus</i>

74. Ascósporos elipsóides a levemente fusóides, (27,5)30-35 × 15-20 μm *Selinia africana*
74. Ascósporos elipsóides a subglobosos, 50-62,5 × (15-)20-22,5 μm *Selinia pulchra*
75. Ascósporos formados por três células, sendo duas pigmentadas e caudadas nas extremidades, ligadas entre si por uma célula hialina medial *Zygopleuragezygospora*
75. Ascósporos formados por uma ou duas células 76
76. Ascósporos formados por uma célula 77
76. Ascósporos formados por duas células, uma tornando-se pigmentada e outra permanecendo incolor, formando um pedicelo 80
77. Ascósporos com fenda germinativa (*Coniochaeta*)78
77. Ascósporos com poros germinativos 79
78. Ascos com oito ascósporos, organizados de modo unisseriado *Coniochaeta leucoplaca*
78. Ascos com 32 ascósporos, tri- a tetrasseriados *Coniochaeta philocoproides*
79. Ascósporos hialinos. Peritécios esféricos, imersos no substrato *Phomatospora minutissima*
79. Ascósporos pigmentados. Peritécios usualmente obpiriformes, superficiais 80
80. Aparelho gelatinoso dos ascósporos consistindo em uma cauda apical e uma cauda basal *Arnium hirtum*
80. Aparelho gelatinoso dos ascósporos consistindo em um envoltório gelatinoso (*Sordaria*) 81
81. Ascósporos 15-22,5 × 10-12,5 μm, elipsóides a obovóides, com extremidades algo apiculadas
..... *Sordaria fimicola*
81. Ascósporos 18-22,5 × 15-17,5 μm, obovóides a subglobosos, com extremidades mais arredondadas
..... *Sordaria lappae*
82. Peritécios com padrão de vestitura formada por pelos inflados e aglutinados, apresentando tufos sobretudo próximo ao pesoço (*Schizothecium*) 83
82. Peritécios glabros ou, quando pilosos, nunca apresentando os caracteres acima combinados 84
83. Célula pigmentada dos ascósporos grande, 40-55 × 20-25 μm, usualmente finamente estriado transversalmente *Schizothecium curvuloides*
83. Célula pigmentada dos ascósporos menor, 22-27,5 × 7,5-10 μm lisa *Schizothecium conicum*

84. Ascosporos imaturos vermiformes a sigmóides, com diferenciação pouco óbvia entre a porção destinada à célula pigmentada. Pedicelo persistente, tão comprido quanto ou mais comprido que a célula pigmentada, tardiamente diferenciável na maturação do esporo (*Cercophora*) 85
84. Ascosporos imaturos clavados, com diferenciação óbvia entre a porção destinada à célula pigmentada. Pedicelo persistente ou colapsando, raramente maior que a célula pigmentada, o qual torna-se diferenciável cedo na maturação do esporo (*Podospora*) 87
85. Glóbulos apicais dos ascos ausentes. Células pigmentadas septadas *Cercophora sordariorides*
85. Glóbulos apicais dos ascos presentes. Células pigmentadas asseptadas 86
86. Peritécios 650-790 × 340-475 μm, apresentando pelos inflados proeminentes no pescoço. Ascosporos com caudas gelatinosas de comprimentos semelhantes *Cercophora mirabilis*
86. Peritécios 480-515 × 350-400 μm, apresentando pelos inflados curtos ao longo do pescoço (2-2,5 μm). Ascosporos com caudas gelatinosas com comprimentos desiguais, sendo a superior ou apical mais curta e a inferior ou basal mais comprida *Cercophora anisura*
87. Ascos com quatro esporos 88
87. Ascos com mais do que quatro esporos 89
88. Células pigmentadas 50-57,5 × 25-30,5 μm. Pedicelos, quando presentes, reduzidos, diminutos, obcônicos, atingindo cerca de 2,5 μm de comprimento *Podospora australis*
88. Células pigmentadas 35-37,5 × 17,5-19,5 μm. Pedicelos bem desenvolvidos, cilíndricos, 15-17,5 × 3-3,5 μm *Podospora pauciseta*
89. Peritécios apresentando tubérculos escuros na base do pescoço. Caudas apicais lameladas e caudas basais aderidas à extremidade proximal do pedicelo 90
89. Peritécios destituídos de tubérculos escuros na base do pescoço. Caudas, quando presentes, não apresentando os caracteres acima combinados 92
90. Ascos com 16 esporos *Podospora pleioispora*
90. Ascos com oito esporos 91
91. Células pigmentadas 35-42 × 17,5-22,5 μm *Podospora decipiens*
91. Células pigmentadas 26-34 × 12-20 μm *Podospora argentinensis*
92. Ascosporos destituídos de caudas. Célula pigmentada e pedicelo cobertos por uma camada gelatinosa *Podospora globosa*
92. Ascosporos apresentando caudas. Célula pigmentada e pedicelo não cobertos por camada gelatinosa 93

93. Ascósporos com mais de uma cauda por extremidade	94
93. Ascósporos com apenas uma cauda apical e uma cauda basal	97
94. Ascos com 64 esporos, com pequenas caudas próximas à base do pedicelo	<i>Podospora brasiliensis</i>
94. Ascos com oito ascósporos. Caudas não como acima	95
95. Aparelho gelatinoso dos ascósporos formado por quatro caudas subapicais aderidas à célula pigmentada e quatro caudas inferiores aderidas ao pedicelo	<i>Podospora communis</i>
95. Aparelho gelatinoso dos ascósporos formado por múltiplas caudas, tanto na célula pigmentada como no pedicelo	96
96. Caudas envolvendo a célula pigmentada	<i>Podospora longicaudata</i>
96. Caudas não envolvendo a célula pigmentada	<i>Podospora ostlingospora</i>
97. Peritécios com tufo de pelos setosos, aglutinados, não inflados, concentrados no pescoço, pigmentados em toda sua extensão	98
97. Peritécios com pelos não setosos, não aglutinados, distribuídos por todo o ascoma, perdendo pigmentação em direção ao ápice, até tornarem-se hialinos	99
98. Ascos com (128?-)256(-512?) esporos. Pedicelos obclavados, não constrictos	<i>Podospora curvifolia</i>
98. Ascos com oito esporos. Pedicelos cilíndricos, com uma constricção medial, marcadamente inflados na porção proximal e levemente na porção distal	<i>Podospora prethopodalis</i>
99. Peritécios ovóides à subelipsóides, sem demarcação clara entre ventre e pescoço ...	<i>Podospora appendiculata</i>
99. Peritécios obpiriformes, com demarcação clara entre ventre e pescoço	100
100. Pelos com ápices agudos. Células pigmentadas 52,5-55 × 27,5-30 μm	<i>Podospora fimiseda</i>
100. Pelos com ápices inflados. Células pigmentadas 27,5-30 × 12,5-15 μm	<i>Podospora inflatula</i>

8. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Considerando os desafios inerentes a um trabalho dessa natureza, os resultados trazem significativas adições ao conhecimento da micota pernambucana e brasileira. Todas as espécies foram identificadas utilizando caracteres taxonômicos morfológicos, com a exceção de dois espécimes de Agaricales, identificados utilizando técnicas de biologia molecular (Anexo 1). Não houve, contudo, o objetivo de realizar análise do posicionamento filogenético dos fungos coprófilos do estado. Dentre as 145 espécies identificadas, registraram-se tanto hifomicetos herbícolas/terricolas comuns, tais como membros de *Penicillium* e *Fusarium*, quanto fungos tipicamente coprófilos, nunca ou raramente registrados, tais como membros de *Saccobolus*, *Coproetus* e *Mycoarachis*. Após criteriosa revisão de literatura e em bancos de dados, 51 espécies (excluindo as novas para a ciência) estão sendo registradas pela primeira vez no país, das quais 43 são espécies de ascomicetos (incluindo formas conidiais associadas) e oito de basidiomicetos (Figura 29). Considerando que foram registradas 13 espécies de basidiomicetos, observa-se que a maioria constitui novos registros para o país. A continuidade dos estudos propiciará, indubitavelmente, novas descobertas de táxons, sobretudo em trabalhos concentrados em grupos específicos.

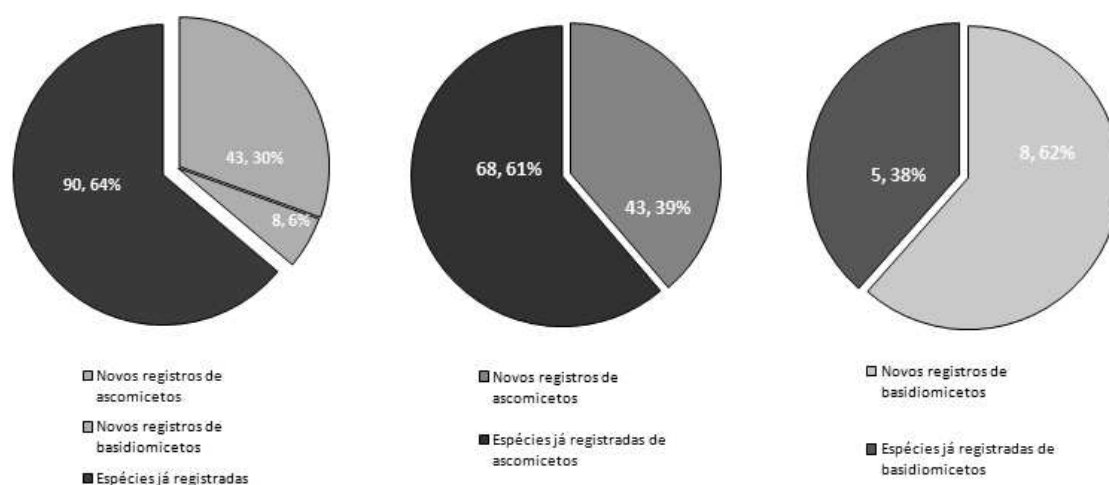


Figura 29. Proporção das espécies identificadas no trabalho que constituem novos registros para o Brasil

Todos os novos táxons identificados no trabalho pertencem a Ascomycota, grupo mais expressivo em diversidade não somente dentre os fungos em geral, mas entre os coprófilos. Uma nova espécie de *Sporormiella*, apresentando pseudotécios com pescoço longo, com ascos de estipe longo e ascosporos diminutos, foi registrada. Uma nova espécie de *Coniochaetidium* é também proposta. Dentre os lasiosferiáceos de ascomas não ostiolados, dois novos táxons foram identificados. Uma nova espécie de *Zopfiella*, com esporos apresentando célula pigmentada ovóide a elipsóide, com pedicelo reduzido a um pequeno colarete, hialino, persistente ou colapsando. Outro material considerado um novo táxon consiste em cleistotécios isolados, superficiais a semi-imersos, globosos, pretos, carbonáceos, cujos ascosporos são inicialmente hialinos, inflados nas extremidades apical e basal, ligados entre si por um cordão gelatinoso similar a um pedicelo. O único gênero conhecido onde duas células pigmentadas são ligadas entre si por um cordão gelatinoso é *Zygopleurage*, que difere fortemente deste fungo por apresentar ascos unitunicados, ascomas do tipo peritécio, grandes e superficiais. Considerando o grupo, é com um entre taxonomistas relatar certas espécies como "contrapartes não ostioladas" de determinados gêneros. Dois exemplos conhecidos são *Podospora* e *Cercophora*, que apresentam, respectivamente, *Zopfiella* e *Tripterosporella* como suas contrapartes, por possuírem ascos e ascosporos de morfologia similar, a despeito destes gêneros serem cleistoteciais e aqueles periteciais. É possível que este novo táxon identificado seja uma contraparte cleistotecial de *Zygopleurage*, e análises filogenéticas poderão esclarecer o assunto.

Um neótipo foi designado para a espécie *Saccobolus infestans* (inicialmente descrita por Batista e Pontual como *Ascobolus infestans*), considerando que o holótipo, depositado no herbário IPA, foi considerado perdido. Apotécios de *Saccobolus infestans* foram novamente encontrados no mesmo tipo de substrato (excrementos de cavalo) e na mesma localidade (Dois Irmãos, Recife), e o material correspondente, depositado no herbário URM, foi eleito como neotipo para a espécie (URM84632).

Uma pergunta foi proposta na época da elaboração do projeto que ensejou esta pesquisa: qual o fator que mais influencia a composição específica, a estrutura e a dinâmica das comunidades de fungos coprófilos no estado de Pernambuco? A hipótese inicial foi que o principal fator que influencia a estrutura e a dinâmica das comunidades de fungos coprófilos era o tipo vegetacional da área nas quais os excrementos são encontrados. A área política de Pernambuco termina por delimitar um transecto entre a área litorânea, com fragmentos de Mata Atlântica e a região semiárida do nordeste brasileiro, com vegetação de Caatinga. Todavia, como constatado nos resultados, a similaridade entre a composição específica das comunidades em diferentes tipos de

substratos no mesmo local/bioma foi baixa quando comparado com a similaridade entre o mesmo tipo de substrato em áreas distantes. Em contrapartida, houve grande homogeneidade quando comparados parâmetros das comunidades entre diferentes áreas, com diferenças não significativas. Portanto, a hipótese inicial foi refutada: o tipo de substrato é o fator que mais influencia as variáveis estudadas, em detrimento da área de vida dos animais.

9. CONCLUSÕES

- A microbiota coprófila pernambucana é rica e diversa, com 145 espécies identificadas durante vinte meses de amostragem em três municípios do Estado, incluindo dois biomas.
- A maioria das espécies de fungos coprófilos de Pernambuco é composta por ascomicetos (80%), seguidos por mucoromicetos (12%) e por basidiomicetos (8%). Ascomicetos são dominantes em riqueza e em número de registros em todas as amostras analisadas, mesmo sem considerar as formas anamórficas.
- *Saccobolus citrinus* é a espécie coprófila dominante em Pernambuco, com 107 ocorrências (8,23%) e 60 registros (6,79%).
- *Podospora* é o gênero de fungo coprófilo mais rico, representado no Estado por 12 espécies.
- Cinquenta e uma espécies constituem novos registros para o Brasil.
- Quatro espécimes constituem novos táxons, incluindo três espécies e um gênero.
- A Teoria da Estratégia mostrou-se eficiente na elucidação da estrutura e da dinâmica das comunidades observadas, e as relações entre a importância relativa da competição, tolerância a estresses e às perturbações foram observadas na microbiota coprófila de Pernambuco.
- O padrão de abundância observado na maioria das amostragens é típico de comunidades onde há dominância das espécies mais competitivas tão logo os eventos de perturbações associados ao começo da sucessão ecológica cessem, com eventuais situações de estresse, sobretudo próximo ao fim da incubação, o que reflete em poucas espécies dominantes e muitas espécies raras.
- O fator que mais influencia a composição específica da microbiota coprófila pernambucana é o tipo de substrato, em detrimento da área de coleta. Excrementos de caprinos, por exemplo, em áreas com cerca de 450 km de distância entre si, têm microbiota mais similar do que a registrada em excrementos de animais diferentes dividindo o mesmo estábulo.
- As comunidades estudadas são fortemente homogêneas quanto às proporções de riqueza, ocorrências e registros, tanto com relação aos grandes grupos taxonômicos (ascomicetos, basidiomicetos e mucoromicetos), quanto aos substratos e áreas de coleta, o que indica comunidades adaptadas a ambientes efêmeros em "ilhas" de recursos.
- A comunidade de fungos coprófilos responde ao gradiente de sibilização dos substratos estudados, menor em excrementos bovinos, intermediário em equinos e maior em caprinos, favorecendo a presença de formas conidiais, mucoromicetos não-piloboláceos e ascomicetos

entomófilos em excrementos mais sibilizados e de espécies coprófilas típicas, mais competitivas, em excrementos menos sibilizados. O contato com ar, insetos, vegetais e partículas de solo é sugerido para elucidar os dados observados.

- Ascomicetos coprófilos estão pouco representados no herbário URM, com apenas 116 exsicatas, das quais 66 encontram-se em boas condições.
- Atualmente, 292 nomes de fungos coprófilos são registrados no Brasil.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aas, O. 1983. The genus *Coprotus* (Pezizales) in Norway. *Nordic Journal of Botany* 3: 253-259.
- Abbott, S.P. 2002. Insects and other arthropods as agents of vector-dispersal in fungi. London, Oxford University Press.
- Ab'sáber, A.N. 2007. Domínios de natureza no Brasil. São Paulo, Ateliê Editorial.
- Agrios, G.N. 2005. Plant pathology. 5th edition. San Diego, Elsevier Academic Press.
- Ahmed, S.I., Cain, R.F. 1972. Revision of the genera *Sporormia* and *Sporormiella*. *Canadian Journal of Botany* 50: 419-477.
- Alastruey-Izquierdo, A., Hoffmann, K., de Hoog, G.S., Rodriguez-Tudela, J.L., Voigt, K., Bibashi, E., Walther, G. 2010. Species Recognition and Clinical Relevance of the Zygomycetous Genus *Lichtheimia* (syn. *Absidia* Pro Parte, *Mycocladius*). *Journal of Clinical Microbiology* 48(6):2154-2170.
- Alexopoulos, C.J., Mims, C.W., Blackwell, M. 1996. *Introductory Mycology*. New York, John Wiley.
- Alves, M.H., Cavalcanti, M.A.Q. 1995. Coprinaceae en el campus de la Universidad Federal de Pernambuco, Recife, Pe., Brasil. *Boletín micológico* 11: 33-40.
- Alves, M.H., Trufem, S.F.B, Milanez, A.I. 2002. Táxons de *Mucor* Fresen. (Zygomycota) em fezes de herbívoros, Recife, PE, Brasil. *Revista Brasileira de Botânica* 25: 147-160.
- Amandeep, K., Atri, N.S., Munruchi, K. 2013. Diversity of species of the genus *Bolbitius* (Bolbitiaceae, Agaricales) collected on dung from Punjab, India. *Mycosphere* 4(6): 1053-1064.
- Ames, L.M. 1961. A monograph of the Chaetomiaceae. The United States army research and development series office.
- Artigas, J.G. 1983. Hongos coprófilos aislados en Cataluña. Ascomycetes. *Anales del Jardín Botánico de Madrid* 39: 229-245.
- Asgari, B. 2007. *Coniochaeta ershadii*, a new species from Iran, and a key to well-documented *Coniochaeta* species. *Nova Hedwigia* 84: 175-187.
- Asgari, B., Zare, R. 2006. Two new *Coniochaeta* species from Iran. *Nova Hedwigia* 82: 227-236.

- Bangyeekhun, E. 2008. *Podosordaria leporina* (Ell. & Ev.) Dennis (Ascomyceta Xylariaceae) A New Record for Thailand. *The Natural History Journal of Chulalongkorn University* 8(1): 23-25.
- Barber, P.A., Keane, P.J. 2007. A novel method of illustrating microfungi. *Fungal Diversity* 27(1): 1-10.
- Barnett, H.L., Hunter, B.B. 1998. *Illustrated genera of Fungi Imperfecti*. Minnesota, APS Press.
- Barr, M.E. 2000. Notes on coprophilous bitunicate Ascomycetes. *Mycotaxon* 76: 105-112.
- Barron, G.L. 1973. Nematophagous fungi: *Rhopalomyces elegans*. *Canadian Journal of Botany* 51: 2505-2507.
- Barron, G.L. 1972. *The genera of Hyphomycetes from soil*. New York Huntington, Robert E. Krieger.
- Barron, G.L. 2004. Fungal parasites and predators of rotifers, nematodes, and other invertebrates. In: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M.S.(eds.). *Biodiversity of fungi, Inventory and monitoring methods*. London, Elsevier Academic Press.
- Batista, A.C. 1960. Alguns *Hyalopous* assinalados sobre suco gástrico e bile humana. *Atlas do Instituto de Micologia da Universidade do Recife* 131: 275-281.
- Batista, A.C., Vasconcelos, C.T., Fischman, O., Staib, F. 1961a. Fungos leveduriformes e filamentosos de fezes de bovinos, no Recife. *Boletim do Instituto de Micologia da Universidade do Recife* 325: 1-27.
- Batista, A.C., Fischman, O., Vasconcelos, C.T., Rocha, I.G. 1961 b. Leveduras e outros fungos das fezes de ovinos, caprinos, suínos, galináceos e animais cativos, no Recife. *Publicações. Instituto de Micologia da Universidade do Recife* 327: 1-27.
- Batista, A.C., Pontual, D. 1948. Alguns fungos do gênero *Chaetomium*. *Boletim da Secretaria de Agricultura Indústria e Comércio do Estado de Pernambuco* 15: 62-73.
- Begon, M., Harper, J.L., Townsend, C.R. 1996. *Ecology: Individuals, Populations and Communities*. 3rd edition. Oxford, Blackwell Science.
- Bell, A., Mahoney, D.P. 1995. Coprophilous fungi in New Zealand I. *Podospora* species with swollen agglutinated perithecial hairs. *Mycologia* 87: 375-396.

- Bell, A, Mahoney, D.P. 1997. Coprophilous fungi in New Zealand. II. *Podospora* species with coriaceous perithecia. *Mycologia* 86: 908-915.
- Bell, A. 1974. Fungal succession on dung of the brush-tailed opossum in New Zealand. *New Zealand Journal of Botany* 13: 437-62.
- Bell, A., Mahoney, D., Debuchy, R. 2008. A new record of *Apodospora* from Australia, a rarely collected coprophilous Ascomycete. *Australasian Mycologist* 27(3): 136-140.
- Bell, A. 2005. *An illustrated guide to the coprophilous Ascomycetes of Australia*. Utrecht, CBS Biodiversity Series, Centraal bureau voor Schimmelcultures.
- Bell, A. 1983. *Dung Fungi: An Illustrated Guide to Coprophilous Fungi in New Zealand*. Wellington: Victoria University Press.
- Benjamin, R.K. 1949. Two species representing a new genus of Chaetomiaceae. *Mycologia* 41(3): 346-354.
- Benjamin, R.K. 1959. The merosporangiferous Mucorales. *Aliso* 4: 321-433.
- Benjamin, R.K. 1979. Zygomycetes and their spores, in: Kendrick, B. (ed.). *The whole fungus the sexual-asexual synthesis*. Ottawa, National Museum of Natural Science, National Museums of Canada and The Kananaskis Foundation.
- Benny, G.L. 1991. Gilbertellaceae, a new family of the Mucorales (Zygomycetes). *Mycologia* 83:150-157.
- Benny, G.L., Kimbrough, J.W. 1980. A synopsis of the orders and families of Plectomycetes with keys to genera. *Mycotaxon* 12(1): 1-91.
- Benny, G.L., Benjamin, R.K. 1975. Observations on Thamnidiaceae (Mucorales). New taxa, new combinations, and notes on selected species. *Aliso* 8:301-351.
- Benny, G.L., Humber, R.A., Morton, J.B. 2001. The Zygomycota, Zygomycetes. in: McLaughlin, D.J., McLaughlin, E.G., Lemke, P.A. (eds). *The Mycota*. vol. 7A, Systematics and Evolution. Berlin, Springer-Verlag.
- Bensch, K., Braun, U., Groenewald, J.Z., Crous, P.W. 2012. The genus *Cladosporium*. *Studies in Mycology* 72(1):1-401.
- Beug, M. 2011. The genus *Psilocybe* of North America. *Fungi Magazine* 4(3): 6-17.

- Bezerra, J. L., Kimbrough, J.W. 1975. The genus *Lasiobolus* (Pezizales, Ascomycetes). *Canadian Journal of Botany* 53: 1206-1229.
- Bezerra, M.F.A., Silva, W.M.T, Cavalcanti, L.H. 2008. Coprophilous Myxomycetes of Brazil, First Report. *Revista Mexicana de Micologia* 27: 29-37.
- Blackwell, M., Spatafora J.W. 2004. *Fungi and their Allies*. in: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M. (eds.). *Biodiversity of Fungi, Standard Methods for Inventory and Monitoring*. New York, Academic Press.
- Boedijn, K. B. 1962. The Sordariaceae of Indonesia. *Persoonia* 2(3): 305-320
- Bogart, F. 1979a. The genus *Coprinus* in western North America, Part II, Section *Lanatulii*. *Mycotaxon* 8: 243-291.
- Bogart, F. 1979b. The genus *Coprinus* in western North America, Part III, Section *Atramentarii*. *Mycotaxon* 10: 155-174.
- Bogart, F. 1976c. The genus *Coprinus* in western North America, Part I, Section *Coprinus*. *Mycotaxon* 4: 233-275.
- Booth, C. 1971. *The Genus Fusarium*. Farnham Royal, Commonwealth Agricultural Bureaux.
- Brodie, H.J. 1975. *The Bird's Nest Fungi*. Toronto, University of Toronto Press.
- Buller, A.H.R. 1909. *Researches on Fungi*, London. Disponível em <<http://www.biodiversitylibrary.org/>>. Acesso em 10 de março de 2012.
- Buller, A.H.R. 1934. *Researches on Fungi*, vol. 6. London, Longmans, Green & Co.
- Bündchen, C. 2010. Avaliação da distribuição da estatística R e nível descritivo amostral da Análise de Similaridade - ANOSIM: um estudo de caso do Projeto MAPEM. Disponível em <<http://hdl.handle.net/10183/29114>>. Acesso em 09 de junho de 2014.
- Burney, D.A., Robinson, G.S., Pigott Burney, L. 2003. *Sporormiella* and the late Holocene extinctions in Madagascar. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 100: 10.800-10.805.
- Cain, R.F., Mirza, J.H. 1969. *Apodospora*, a new genus of the Sordariaceae. *Canadian Journal of Botany* 48(5): 891-896.
- Cain, R.F., Mirza, J.H. 1972. Three new species of *Arnium*. *Canadian Journal of Botany* 50: 333-336.

- Cain, R.F. 1934. *Studies of coprophilous Sphaeriales in Ontario*. Ontario, University of Toronto Studies - Biological Series.
- Cain, R.F. 1935. The genus *Zygospermum*. *Mycologia* 27, 227.
- Cain, R.F. 1950. Studies of coprophilous Ascomycetes I. *Gelasinospora*. *Canadian Journal of Research* 28: 566-576.
- Cain, R.F. 1956a. Studies of coprophilous Ascomycetes II. *Phaeotrichum*, a new cleistocarpous genus in a new family, and its relationships. *Canadian Journal of Botany* 34: 675-687.
- Cain, R.F. 1956b. Studies of coprophilous Ascomycetes VI. Species from the Hudson Bay area. *Canadian Journal of Botany* 35: 255-268.
- Cain, R.F. 1956c. Studies of coprophilous Ascomycetes IV. *Tripterospora*, a new cleistocarpous genus in a new family. *Canadian Journal of Botany* 34: 699-710.
- Cain, R.F. 1961a. Studies of coprophilous Ascomycetes VII. *Preussia*. *Canadian Journal of Botany* 39: 1633-1666.
- Cain, R.F. 1961b. *Anixiella* and *Diplogelasinospora*, two genera with cleistothecia and pitted ascospores. *Canadian Journal of Botany* 39: 1667-1677.
- Cain, R.F. 1962. Studies of coprophilous Ascomycetes VIII. New species of *Podospora*. *Canadian Journal of Botany* 40: 447-490.
- Cain. 1971a. New genera of Onygenaceae. *Canadian Journal of Botany* 49: 839-846.
- Cain, R.F. 1972. Evolution of the Fungi. *Mycologia* 64, 1-14.
- Cain, R.F., Farrow, W.M. 1956. Studies of coprophilous Ascomycetes III. The genus *Triangularia*. *Canadian Journal of Botany* 34: 689-697.
- Cain, R.F., Weresub, L.K. 1957. Studies of coprophilous Ascomycetes V. *Sphaeronaemella fimicola*. *Canadian Journal of Botany* 35: 119-131.
- Campbell, B.D., Grime, J.P. 1992. An Experimental Test of Plant Strategy Theory. *Ecology* 74: 863-878.
- Cannon, P.F., Hawsworth, D.L. 2008. A re-evaluation of *Melanospora* Corda and similar Pyrenomycetes, with a revision of the British species. *Botanical Journal of the Linnean Society* 84(2): 115-160.

- Caretta, G., Piontelli, E., Savino, E., Bulgheroni, A. 1998. Some coprophilous fungi from Kenya. *Mycopathologia* 142: 125-134.
- Caretta, G., Piontelli, E. 1996. Coprophilous fungi from confined deers in Pavia (Lombardia, Italy). *Boletín Micológico* 11: 41-50.
- Carlile, M.J., Watkinson, S.C., Gooday, G.W. 2001. *The Fungi*. London, Academic Press.
- Carroll, G.C. 1992. Fungal mutualism. in: Carroll, G.C., Wicklow, D.T. (eds.) 1992. *The fungal community, Its organization and role in the ecosystem*. New York, Mycology Series.
- Chamuris, G.P., Counterman, D. 1999. Dung-inhabiting fungi in the high school biology laboratory. *The American Biology Teacher* 61: 605-609.
- Chang, J.H., Wang, Y.Z. 2009. Notes on Coprophilous Discomycetes from Taiwan. V. Collection and Research 22: 127-130.
- Chaverri, P., Samuels, G.J., Hodge, K.T. 2005 The genus *Podocrella* and its nematode-killing anamorph *Harposporium*. *Mycologia* 97(2):433-43.
- Cinto, I.E., Diana A. Dokmetzian¹ and María E. Ranalli^{1,2} 2007. *Iodophanus cameus* and *I. testaceus* - Independent taxonomic identity or synonymy A study of their morphology and isozymes. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 42: 181-187.
- Cochrane, V.W. 1974. Dormancy in spores of fungi. *Transactions of the American Microscopical Society* 93(4): 599-609.
- Comandini, O., Rinaldi, A.C., 2004. Tracing megafaunal extinctions with dung fungal spores. *Mycologist* 18: 140-142.
- Cooke, W.B. 1961. Taxonomic study in the "black yeasts". *Mycopathologia et Mycologia Applicata* 17(1): 1-46.
- Cooke, R.C., Godfrey, B.E.S. 1964. A key to the nematode-destroying fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 47 (1): 61-74.
- Cooke, R.C., Whipps, J.M. 1993. *Ecophysiology of Fungi*. Blackwell Scientific Publications.
- Cortez, V. G., Coelho, G 2004. The Stropharioideae (Strophariaceae), Agaricales from Santa Maria, Rio Grande do Sul, Brazil. *Mycotaxon* 89(2): 355-378.
- Cortez, V. G., Silveira, R.M.B. 2007. Species of *Hypholoma* (Fr.) P. Kumm. (Strophariaceae, Agaricales) in Rio Grande do Sul State, Brazil. *Acta Botanica Brasilica* 21(3): 609-621.

- Cortez, V. G 2008. Type studies on South American Strophariaceae 1. *Pholiotia varzea* from the Brazilian Amazon. *Mycotaxon* 105: 7–10.
- Coutinho, F.P., Cavalcanti M.A.Q, Yano-Melo, A.M., 2007. New records of Ascomycota from Brazil. *Mycotaxon* 101: 239-245.
- Czeczuga, B., Mazalska, B. 1996. Zoosporic fungi growing on bird excrements in the water of the river Biała. *Limnologica* 31: 45-55.
- da Silva, M., Minter, D.W. 1995. Fungi from Brazil recorded by Batista and co-workers. *Mycological Papers* 169.
- Dade, H.A., Gunnell, J. 1969. *Classwork with Fungi*. 2nd edition. Kew, Commonwealth Mycological Institute.
- Daniels, J. 1961. *Chaetomium piluliferum* sp. nov., the perfect state of *Botryotrichum piluliferum*. *Transactions of the British Mycological Society* 44: 79-86.
- Davis, R.H. 2000. *Neurospora, contributions of a model organism*. Oxford, Oxford University Press.
- Deacon, J.W. 1989. *Introduction to Modern Mycology*. In: Wilkinson, J.F. (ed.) *Basic Microbiology*, Volume 7, Oxford, Blackwell Scientific Publications.
- Delgado Ávila, A.E., Urdaneta-García, L.M., Piñeiro-Chávez, A.J. 2005c. Hongos coprofílicos del estado Zulia, Venezuela. Divisiones Myxomycota, Zygomycota y Basidiomycota. *Revista Científica* 15(1):57-63.
- Delgado-Ávila, A.E. 2001. Two species representing a new genus of Microascaceae. *Revista Científica* 11(6): 501-504.
- Delgado-Ávila, A.E. 2002. *Copromyces bisporus*, a new record for Venezuela. *Rev. Cient. Revista Científica* 12: 12-14.
- Delgado-Ávila, A.E. 2005. *Thamnostylum piriforme* (Bain) Von Arx & Upadhyay: a New Record from Venezuela. *Multiciencias* 5: 71-75.
- Delgado-Ávila, A.E., Piñeiro-Chávez, A.J., Urdaneta-García, L.M. 2001. Estudios taxonómicos de hongos coprofílicos de la División Ascomycota (Clase, Pirenomyces) del estado Zulia, Venezuela. *Revista Científica* 11: 247-255.

- Delgado-Ávila, A.E., Piñero-Chávez, A.J., Urdaneta-García, L.M. 2005. Hongos coprofílicos mitospóricos del Estado Zulia, Venezuela. *Revista Científica* 12: 75-81.
- Dennis, R.W.G. 1968. *British Ascomycetes*. Lehre, J. Cramer.
- Dix, N.J., Webster, J. 1995. *Fungal ecology*. London, Chapman & Hall.
- Dodge, B.O., Seaver, F.J. 1946. Species of *Ascobolus* for genetic study. *Mycologia* 38(6): 639-651.
- Domsch, K.H., Gams, W., Anderson, T.H. 1993. *Compendium of soil fungi*. Verlag, IHW.
- Doveri, F. 2010. Occurrence of coprophilous Agaricales in Italy, new records, and comparisons. *Mycosphere* 1(2): 103–140.
- Doveri F. 2004. *Fungi Fimicoli Italici: A guide to the recognition of basidiomycetes and ascomycetes living on faecal material*. Trento: Assoc. Micol. Bresadola.
- Doveri F., 2013. An additional update on the genus *Chaetomium* with descriptions of two coprophilous species, new to Italy. *Mycosphere* 4(4): 820–846.
- Doveri F., 2008. A bibliography of *Podospora* and *Schizothecium*, a key to the species, and a description of *Podospora dasypogon* newly recorded from Italy. *Pagine di Micologia* 29: 61-159.
- Doveri, F. 2004. *Fungi Fimicoli Italici*. A.M.B. Fondazione Centro Studi.
- Doveri, F. 2007. An updated key to coprophilous Pezizales and Thelebolales in Italy. *Mycologia Montenegrina* 10: 55-82.
- Doveri, F. 2011. Addition to “Fungi Fimicoli Italici”, An update on the occurrence of coprophilous Basidiomycetes and Ascomycetes in Italy with new records and descriptions. *Mycosphere* 2, 331-427.
- Doveri, F. 2012. An exceptional find on rabbit dung from Italy, third record worldwide of *Ascobolus perforatus*. *Mycosphere* 3: 29-35.
- Doveri, F., Pecchia S., Sarrocco S., Minnocci A., Vannacci G. 2010. *Rodentomyces*, a new hypocrealean genus from Italy. *Fungal Diversity* 42, 57-69.
- Doveri, F., Pecchia, S., Vergara, M., Sarrocco, S., Vannacci, G. 2012. A comparative study and relationship with Onygenales of *Neogymnomyces virgineus*, a new keratinolytic species from dung. *Fungal Diversity* 52, 13-34.

- Drechsler, C. 1955. A New Species of *Rhopalomyces* Occurring in Florida. *Bulletin of the Torrey Botanical Club* 82(6): 473-479.
- Drechsler, C. 1968. A new nematode destroying *Harposporium*. *American Journal of Botany* 55(10): 1251-1253.
- Drechsler-Santos, E.R., Wartchow, F., Baseia, I.G., Gibertoni, T.B., Cavalcanti, M.A.Q. 2008. Revision of the Herbarium URM I. Agaricomycetes from the semi-arid region of Brazil. *Mycotaxon* 104: 9-18.
- Duddington, C.L. 1955. The predacious fungi : Zoopagales and Moniliales. *Biological Reviews* 31(2): 152–193.
- Ebersohn, C., Eicker, A. 1991. Coprophilous fungal species composition and species diversity on various dung substrates of african game animals. *Botanical Bulletin Academia Sinica* 33: 85-95.
- Ebersohn, C., Eicker, A. 1997. Determination of the coprophilous fungal fruit body successional phases and the delimitation of species association classes on dung substrates of African game animals. *Botanical Bulletin Academia Sinica* 38: 183-190.
- Ecke, F., Rydin, H. 2000. Succession on a land uplift coast in relation to plant Strategy Theory. *Annales Botanici Fennici* 37: 163-171.
- Eliasson, U., Lundqvist, N. 1979. Fimicolous myxomycetes. *Botaniska Notiser* 132: 551-568.
- Eliasson, U.H., Keller, H.W. 1999. Coprophilous myxomycetes: updated summary, key to species, and taxonomic observations on *Trichia brunnea*, *Arcyria elaterensis*, and *Arcyria stipata*. *Karstenia* 39: 1-10.
- Eliasson, U.H., Keller, H.W., Schoknecht, J.D. 1991. *Kelleromyxa*, a new generic name for *Licea fimicola* (Myxomycetes). *Mycological Research* 95: 1201-1207.
- Ellis, J.J. 1985. Species and varieties in the *Rhizopus arrhizus*–*Rhizopus oryzae* group as indicated by their DNA complementarity. *Mycologia* 77: 243–247.
- Ellis, J.J., Hesseltine, C.W. 1996. Species of *Absidia* with ovoid sporangiospores II. *Sabouraudia* 5(1): 59-77.
- Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Kew, Commonwealth Mycological Institute.
- Ellis, M.B. 1976. *More Dematiaceous Hyphomycetes*. Kew, Commonwealth Mycological Institute.
- Elshafie, A.E. 2005. Coprophilous mycobiota of Oman. *Mycotaxon* 93: 355-357.

- Espagne, E., Lespinet, O., Malagnac, F., da Silva, C., Jaillon, O., Porcel, B.M., Couloux, A., Aury, J. 2008. The genome sequence of the model ascomycete fungus *Podospora anserina*. *Genome Biology* 9, R77.
- FAO (Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação), 2012. Disponível em <<https://www.fao.org.br/>>. Acesso em Junho de 2014.
- Feldmann, W.L. 2014. Disponível em <www.feldmann.com>. Acesso em 18 de Junho de 2014.
- Ferri, M.G. 1980. *Vegetação Brasileira*. Belo Horizonte, Editora Itatiaia.
- Fidalgo, O., Bononi, V.L.R. *Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico*. São Paulo, Série Documentos.
- Fidalgo, O., Fidalgo, M.E.P.K. 1962. *Dicionário micológico*. São Paulo, Instituto de Botânica.
- Fidalgo O. 1962. Rick, o pai da Micologia brasileira. *Rickia* 3: 1-44.
- Fields S, Johnston, M. 2005. Cell biology: Whither model organism research? *Science* 307 1885-1886.
- Fletcher, H.J. 1975. Conidiophore morphology in *Graphium putredinis*. *Transactions of the British Mycological Society* 64: 67-71.
- Flint, L.H. 1941. Note on phototropism in *Pilobolus*. *American Journal of Botany* 29: 672-674.
- Foos, K.M, Royer, J.A. 2001. Simple methods for collecting coprophilous fungi. *Indiana Academy of Science* 95: 99-100.
- Fries, E.M. 1821. *Systema mycologicum, sistens fungorum ordines, genera et species*. Gryphiswaldiae, Sumtibus Ernesti Mauritti.
- Fryar, S.C. 2002. Fungal succession or sequence of fruit bodies? in: Hyde, K.D., Jones, E.B.G. (eds.). *Fungal Succession*. *Fungal Diversity* 10: 5-10.
- Gams, W. 1971. *Cephalosporium-artige Schimmelpilze (Hyphomycetes)*. Stuttgart, G. Fischer.
- García, D., Schigel, A.M., Guarro, J. 2004. Two new species of *Sphaerodes* from Spanish soils. *Studies in Mycology* 50: 63-68.
- García, D., Schigel, A.M., Cano, J., Caldich, M., Hawksworth, D.L., Guarro, J. 2006. Molecular phylogeny of Coniochaetales. *Mycological Research* 110 (11): 1271-1289.

- Garcia-Hermoso, D., Hoinard, D., Gantier, J.C., Grenouillet, F., Dromer, F., Dannaoui, E. 2009. Molecular and Phenotypic Evaluation of *Lichtheimia corymbifera* (Formerly *Absidia corymbifera*) Complex Isolates Associated with Human Mucormycosis: Rehabilitation of *L. ramosa*. *Journal of Clinical Microbiology* 47(12): 3862-3870.
- Gerlach, W., Nirenberg, H. 1982. *The Genus Fusarium: A Pictorial Atlas*. Berlin, Paul Verlag.
- Gloer, J.B., Truckenbrod, S.M. 1988. Interference Competition among Coprophilous Fungi - Production of (+)-Isoepoxydon by *Poria punctata*. *Applied And Environmental Microbiology* 54: 861-864.
- Gloer, J.B. 1995. The chemistry of fungal antagonism and defense. *Canadian Journal of Botany* 73: 1265-1274.
- Góes-Neto, A., Loguercio-Leite, C., Guerrero, R.T. 2005. DNA Extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: perform of SDS and CTAB-based methods. *Biotemas* 18(2): 19-32.
- Góes-Neto, A., Loguercio-Leite, C., Guerrero, R.T. 2002. Molecular phylogeny of tropical Hymenochaetales (Basidiomycota). *Mycotaxon* 84: 337-354.
- Gomes-Silva, A.C., Gibertoni, T.B. 2009. Revisão do herbário URM III. Novas ocorrências de Aphyllophorales (Basidiomycetes) para Amazônia brasileira. *Revista Brasileira de Botânica* 32: 585-594.
- Gourbiere, S., Gourbiere, F. 2002. Competition between unit-restricted fungi: A metapopulation model. *Journal of Theoretical Biology* 217(3): 351-368.
- Graf, M.T., Chmura, G.L. 2006. Development of modern analogues for natural, mowed and grazed grasslands using pollen assemblages and coprophilous fungi. *Review of Palaeobotany and Palynology* 141: 139-149.
- Gräfenhan, T., Schroers, H.J., Nirenberg, H.I., Seifert, K.A. An overview of the taxonomy, phylogeny, and typification of nectriaceous fungi in *Cosmospora*, *Acremonium*, *Fusarium*, *Stilbella*, and *Volutella*. *Studies in Mycology* 68:79-113.
- Griffin, D.H. 1994. *Fungal physiology*. New York, Wiley-Liss Press.
- Griffiths, D. 1901. The North American Sordariaceae. *Memoirs of the Torrey Botanical Club* 11: 1-134.

- Grime, J.P. 1977. Evidence for the existence of three primary strategies in plants and its relevance to ecological and evolutionary theory. *The American Naturalist* 111: 1169-1194.
- Grime, J.P. 1979. *Plant Strategies and Vegetation Processes*. John Wiley & Sons.
- Grove, W.B. 1934. A systematic account and arrangement of the Pilobolidae. in: Buller, A.H.R. (ed.) *Researches on Fungi*. Vol. 6. London, Longmans Green and Co.
- Guarro, J., Cannon, P.F., Aa HA van der. 1991. A synopsis of the genus *Zopfiella* (Ascomycetes, Lasiosphaeriaceae). *Systema Ascomycetum* 10: 79-112.
- Guarro J, Arx, J.A. von 1987. The ascomycete genus *Sordaria*. *Persoonia* 13: 301-313.
- Guarro, J., Gené, J., Al-Bader, S.M., Abdullah, S.K. 1997. A new species of *Coniochaetidium* from soil. *Mycoscience* 38(2): 123-125.
- Josep Guarro, A., Kantarcioglu, S., Horré, R., Rodríguez-Tudela, J.L., Estrella, M.C., Berenguer, J., De Hoog G.S. 2006. *Scedosporium apiospermum*: changing clinical spectrum of a therapy-refractory opportunist. *Medical Mycology* 44(4): 295-327.
- Gusmão, L.F.P., Maia, L.C. 2006. Diversidade e caracterização dos fungos do semi-árido brasileiro (Volume II) in: Giuliatti, A.M., Queiroz, L.P. (eds.). 2006. Instituto do milênio do semi-árido.
- Guzmán, G. 1978. The species of *Psilocybe* known from central and South America. *Mycotaxon* 7(2): 225-235.
- Guzmán, G. 1983. The genus *Psilocybe*. A systematic revision of the known species including the history, distribution and chemistry of the hallucinogenic species. *Beihefte zur Nova Hedwigia*, 74.
- Guzmán, G. 1995. Supplement to the monograph of the Genus *Psilocybe*. *Bibliotheca Mycologica* 159, 91-141.
- Guzmán, G. 2000. New species and new records of *Psilocybe* from Spain: the U.S.A. and Mexico, and a new case of poisoning by *Psilocybe barrerae*. *Documents Mycologiques* 39, 41-52.
- Guzmán, G., Castro, M.L. 1984. New species, new varieties, and a new record of *Psilocybe* from Brazil. *Mycotaxon* 19: 343-350.
- Guzmán, G., Horak, E. 1978. New species of *Psilocybe* from Papua New Guinea, New Caledonia and New Zealand. *Sydowia* 31: 44-54.

- Hanlin, R.T. 1990. *Illustrated genera of Ascomycetes*. Saint Paul, The American Phytopathological Society.
- Hansen, P.B., Lange C., Petersen J.H., Vesterholt J. 2001. Nøgler til coprofile svampe. Disponível em: <<http://www.mycology.com/MycokeyDK/DKkeySPDFs/CoprofilKey.pdf>>. Acesso em 5 de maio de 2009.
- Harper, J.E., Webster, J. 1964. An experimental analysis of the coprophilous fungus succession. *Transactions of the British Mycological Society* 47: 511-530.
- Hauser, J.T. 1999. *Be it ever so humble, there's no place like dung*. Carolina Biological Supply Company. Disponível em <http://www.gene.com/ae/RC/CT/no_place_like_dung.html>. Acesso em 23 de março de 2009.
- Hawksworth, D. L., Pitt, J.I. 1983. A new taxonomy for *Monascus* species based on cultural and microscopic characteristics. *Australian Journal of Botany* 31: 51-61.
- Hawksworth, D.L. 2001. The magnitude of fungal diversity the 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research* 105(12): 1422-1432.
- Helsel, E.D., Wicklow, D.T. 1979. Decomposition of rabbit feces, role of the sciarid fly *Lycoriella mali* (Diptera, Sciaridae) in energy transformations. *The Canadian Entomologist* 111: 213-217.
- Hesseltine, C.W., Fennell, D.I. 1955. The genus *Grcinella*. *Mycologia* 47: 193-212.
- Hibbett, D.S., Binder, M., Bischoff, J.F., Blackwell, M., Cannon, P.F., Eriksson, O.E., Huhndorf, S., James, T., Kirk, P.M., Lücking, R., Lumbsch, T., Lutzoni, F., Matheny, P.B., McLaughlin, D.J., Powell, M.J., Redhead, S., Schoch, C.L., Spatafora, J.W., Stalpers, J. A., Vilgalys, R., Aime, M.C., Aptroot, A., Bauer, R., Begerow, D., Benny, G.L., Castlebury, L.A., Crous, P.W., Dai, Y.-C., W. Gams, D.M. Geiser, G. W. Griffith, C. Gueidan, D.L. Hawksworth, G. Hestmark, K. Hosaka, R.A. Humber, Hyde, K., Ironside, J.E., U. Kõljalg, C. P. Kurtzman, Larsson, K.-H., R. Lichtwardt, J. Longcore, J. Miądlikowska, A. Miller, J.-M. Moncalvo, S. Mozley-Standridge, F. Oberwinkler, E. Parmasto, V. Reeb, Rogers, J.D., Roux, C., L. Ryvarden, J. P. Sampaio, A. Schüßler, J. Sugiyama, R. G. Thorn, L. Tibell, W. A. Untereiner, C. Walker, Z. Wang, A. Weir, M. Weiß, M. M. White, K. Winka, Yao, Y.-J., Zhang, N. 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycological Research* 111: 509-547.
- Hildebrand, M. 1995. *Analysis of vertebrate structure*. 4th edition. New York, John Wiley.

- Hill, R.W., Wyse, G.A., Anderson, M. 2008. *Animal physiology*. 2nd edition. Sunderland, Sinauer Associates.
- Ho, M.H.-M., Castañeda, R.F., Dugan, F.M., Jong, S.C. 1999. *Cladosporium* and *Cladophialophora* in culture: descriptions and an expanded key. *Mycotaxon* 72: 115–157.
- Hoffmann, K., Discher, S., Voigt, K. 2007. Revision of the genus *Absidia* (Mucorales, Zygomycetes) based on physiological, phylogenetic, and morphological characters; thermotolerant *Absidia* spp. form a coherent group, Mycocladiaceae fam. nov. *Mycological Research* 111(10):1169-83.
- Hoog G.S. de, Göttlig E., Platas, G., Genilloud, O., Leotta, G., Brummelen, J. van, 2005. Evolution, taxonomy and ecology of the genus *Thelebolus* in Antarctica. *Studies in Mycology* 51: 33-76.
- Hu, F.M., Zheng, R.Y., Chen, G.Q. 1989. A redelimitation of the species of *Pilobolus*. *Mycosystema* 2: 111-133.
- Hueck, K. 1972. *As florestas da América do Sul. Ecologia, composição e importância econômica*. São Paulo, Editora da Universidade de Brasília & Editora Polígono.
- Huhndorf, S.M., Miller, A.N., Fernández, F.A. 2004. Molecular systematics of the Sordariales the order and the family Lasiosphaeriaceae redefined. *Mycologia* 96(2): 368-387.
- Hyde, K.D., McKenzie, E.H.C., Ko Ko, T.W. 2011. Towards incorporating anamorphic fungi in a natural classification – checklist and notes for 2010. *Mycosphere* 2(1): 1–88.
- Hyde, K.D., Hawksworth, D.L. 1997. Measuring and Monitoring the Biodiversity Microfungi. in: Hyde, K.D. (Org.). *Biodiversity of Tropical Microfungi*. Hong Kong, Hong Kong University Press.
- Ikeduigwu, F.E.O., Webster, J. 1970. Hyphal interference in a range of coprophilous fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 54: 205–210.
- Ikeduigwu, F.E.O., Webster, J. 1970. Antagonism between *Coprinus heptemerus* and other coprophilous fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 54, 181-204.
- INCT - Herbário Virtual da Flora e dos Fungos. Disponível em <<http://inct.florabrasil.net/>>. Acesso em 15 de março de 2011.
- Index Fungorum, Authors of Fungal Names. Disponível em: <<http://www.indexfungorum.org/>> Acesso em: 11 de abril de 2012.

- Ing, B. 1989. First steps, why not look at dung fungi? *Mycologist* 3: 33-34.
- Ingold, C.T., Hadland, S.A. 1958. The ballistics of *Sordaria*. *New Phytologist* 58: 46-57
- Ingold, C.T. 1933. Spore discharge in Ascomycetes. I. Pyrenomycetes. *New Phytologist* 32: 175±96.
- Ingold, C.T. 1961. Ballistics in certain Ascomycetes. *New Phytologist* 60: 143-147.
- Ingold, C.T. 1965. Spore liberation. Oxford Clarendon Press.
- INMET - Instituto Nacional de Meteorologia. Disponível em <<http://www.inmet.gov.br/>>. Acesso em 03 de março de 2011.
- Isaac, S. 1998. What factors determine the duration of the dormancy of fungus spores prior to germination? *The Mycologist* 12: 38-39.
- Iyer, R., Ghosh, S.K., Sarbhoy, A.K. 1971. Studies in Coprophilous Fungi - I. *Proceedings of the Indian National Science Academy* 39: 199-202.
- Jacobs, K., Kirisits, T., Wingfield, M.J. 2003. Taxonomic re-evaluation of three related species of *Graphium*, based on morphology, ecology and phylogeny. *Mycologia* 95:714-727.
- Jamet-Vierny, C., Rossignol, M., Haedens, V., Silar, P. 1999. What triggers senescence in *Podospora anserina*? *Fungal Genetics and Biology* 27: 26-35.
- Jeng, R.S., Cain, R.F. 1976. A new species of *Ascodesmia* from Venezuela. *Mycotaxon* 3: 391-395.
- Jeng, R.S., Cain, R.F. 1977. *Rhytidospora*, a new cleistocarpous genus of the Melanosporaceae. *Mycotaxon* 5: 278-282.
- Jin, B., Ping, H.L., Paul, L. 2003. *Rhizopus arrhizus* - a producer for simultaneous saccharification and fermentation of starch waste materials to L-lactic acid. *Biotechnology Letters* 25(23): 1983-1987.
- Johnston, P.R., Buchanan, P.K. 1995. The genus *Psilocybe* (Agaricales) in New Zealand. *New Zealand Journal of Botany* 33(3): 379-388.
- Kaliyaperumal, M., Kalaichelvan, P.T. 2008. *Ganoderma australe* from southern India. *Microbiological Research* 163(3): 286-92.
- Kendrick, B. 1992. *The Fifth Kingdom*. Ontario, Micologue Publications.

- Khan, R.S., Krug, J.C. 1989a. New Records of the Sordariaceae from East Africa. *Mycologia* 81: 862-869.
- Khan, R.S., Krug J.C. 1989b. A new species of *Selinia*. *Mycologia* 81(4): 653-655.
- Khan, R.S., Cain, R.F. 1972. Five new species of *Podospora* from East Africa. *Canadian Journal of Botany* 50: 1649-1661.
- Khan, R.S., Cain, R.F. 1979. The genera *Sporomiella* and *Sporomia* in east Africa. *Canadian Journal of Botany* 57: 1174-1186.
- Kimbrough, J.W. 1970. Segregates of *Ascophanus*, *Coprotus* vs. *Leporina* (Thelebolaceae, Pezizales). *Taxon* 19: 779-781.
- Kimbrough, J.W., Luck-Allen, E.R., Cain, R.F. 1969. *Iodophanus*, the Pezizeae segregate of *Ascophanus* (Pezizales). *American Journal of Botany* 56: 1187-1202.
- Kimbrough, J.W., Luck-Allen, E.R., Cain, R.F. 1972. North American species of *Coprotus* (Thelebolaceae, Pezizales). *Canadian Journal of Botany* 50: 957-971.
- Kirk, P.M., Cannon, P.F., David, J.C., Stalpers, J.A. 2001. Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi, 9th Edition. Wallingford, CABI Publishing.
- Kirk, P.M., Cannon, P.F., Minter, D.W., Stalpers, J.A. 2008. Dictionary of the Fungi. 10th edition. Wallingford, CABI Publishing.
- Klinch, M.A., Pitt, J.I., 1988. A laboratory guide to common *Aspergillus* species and their teleomorphs. Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization.
- Korf, R.P., Zhuang W.Y. 1991. A preliminary discomycete flora of Macronesia: Part 12. Pyrenematineae and Pezizineae, Ascobolaceae. *Mycotaxon* 41: 307-318.
- Korf R.P. 1973. Synoptic key to the genera of the Pezizales. *Mycologia* 64: 937-994.
- Krebs, C.J. 1999. Ecological Methodology. 2nd edition. Addison-Wesley Educational Publishers, Inc.
- Krug, J.C., Benny, G.L., Keller, H.W. 2004. *Coprophilous fungi*. in: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M.S. (org). *Biodiversity of fungi, Inventory and monitoring methods*. London, Elsevier Academic Press.
- Krug, J.C., Cain, R.F. 1974. A preliminary treatment of the genus *Podosordaria*. *Canadian Journal of Botany* 52: 589-605.

- Krug, J.C., Scott, J.A. 1994. The genus *Bombardioidea*. *Canadian Journal of Botany* 72: 1302-1310.
- Kruys, Å., Ericson, L. 2008. Species richness of coprophilous ascomycetes in relation to variable food intake by herbivores. *Fungal Diversity* 30: 73-81.
- Kruys, Å.N. 2005. Phylogenetic relationships and species richness of coprophilous ascomycetes. Tese (Doutorado), Umeå University, Sweden.
- Kuthubutheen, A. J., Webster, J. 1986a. Effects of water availability on germination, growth and sporulation of coprophilous fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 86: 77-91.
- Kuthubutheen, A.J., Webster, J. 1986b. Water availability and the coprophilous fungus succession. *Transactions of the British Mycological Society* 86: 63-76.
- Kwon-Chung K.J. 1975. A new genus, *Filobasidiella*, the perfect state of *Cryptococcus neoformans*. *Mycologia* 67(6): 1197-1200.
- Lacaz, C.S., Porto, E., Martins, J.E.C., Heins-Vaccari, E.M., Takahashi de Melo, N. 2002. *Tratado de Micologia Médica*, 9ª edição. São Paulo, Editora Sarvier.
- Lackner, M., de Hoog, G.S. 2011. *Parascedosporium* and its relatives: phylogeny and ecological trends. *IMA Fungus* 2(1): 39-48.
- Lambdon, P.W., Lloret, F., Hulme, P.E. 2008. Do alien plants on Mediterranean islands tend to invade different niches from native species? *Biological Invasions* 10: 703-716
- Larsen, H. 1980. Key to the genera of the operculate cup-fungi (Pezizales) of the Pacific Northwest and Rocky Mountain Region. Disponível em < <http://www.svims.ca/council/Peziza.htm>> Acesso em 12 de agosto de 2011.
- Lee, G., Lee, P. 2004. Studies on the coprophilous fungi of holstein cows. *The Southern University information* 9: 13-26
- Legendre, L., Legendre, P. 1983. Numerical Ecology. 2nd Edition. Developments in Environmental Modelling.
- Lehr, N., Meffert, A., Antelo, L., Sterner, O., Anke, H., Weber, R.W.S. 2005. Antiamoebins, myrocin-B and the basis of antifungal antibiosis in the coprophilous fungus *Stilbella erythrocephala* (syn. *S. fimetaria*). *Federation of European Microbiological Societies* 55: 105-112.

- Leslie, J.F., Leslie, J. F., Bandyopadhyay, R., Visconti, A. 2008. *Mycotoxins, Detection Methods, Management, Public Health and Agricultural Trade*. CABI Publishing.
- Liou, G.Y., Chen, C.C., Yuan, G.F., Chien, C.Y. 2001. A taxonomic study of the genus *Rhizopus* by isozyme patterns. *Nova Hedwigia* 72: 231–239.
- Liu, Y.J., Hall, B.D. 2004. Body plan evolution of ascomycetes, as inferred from an RNA polymerase II phylogeny. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States* 101: 4507–4512.
- Locquin-Linard, M. 1975. *Faurelina*, nouveau genre d'Ascomycètes (Chadefaudiellaceae?). *Revue de Mycologie* 39(2): 125-129.
- Loguercio-leite, C., Campos-Santana, M. de, Marcon-Baltazar, J., Trierweiler-Pereira, L., Bekai, L. H., Cerlach, A., D'aquino-Rosa, M., Gutjahr, M. 2007. Diagnóstico do conteúdo de micologia em cursos de ciências Biológicas na Região Sul, Brasil. in: Maia, L.C., Malosso, E., Yano-Melo, A.M. (orgs.). *Micologia - avanços no conhecimento*. Recife, Editora Universitária da UFPE.
- Lopez-Llorca, L.V., Jansson, H.B. 2007. Fungal parasites of invertebrates: multimodal biocontrol agents? in: Robson, G.D., van West, P., Cadd, G.M. (eds). *Exploitation of Fungi*. Cambridge, Cambridge University Press.
- Loubradou, G., Bégueret, J., Turcq, B. 1996. An additional copy of the adenylate cyclase-encoding gene relieves developmental defects produced by a mutation in a vegetative incompatibility-controlling gene in *Podospora anserina*. *Gene* 170: 119-123.
- Luck-Allen, E.R., Cain, R.F. 1975. Additions to the genus *Delitschia*. *Canadian Journal of Botany* 53(17): 1827-1887.
- Lücking, R., Sérusiaux, E., Maia, L.C., Pereira, E.C. 1998. A revision of the names of foliicolous lichenized fungi published by Batista and co-workers between 1960 and 1975. *Lichenologist* 30: 121-191.
- Lumbsch, H.T., Huhndorf, S.M., 2007. Outline of Ascomycota - 2007. *Myconet* 13: 1-58.
- Lundqvist, N. 1969. *Zygopleurage* and *Zygospermella* (Sordariaceae s. lat., Pyrenomycetes). *Botanska Notiser* 122: 353–374.
- Lundqvist, N. 1970. New *Podospora* (Sordariaceae s. lat., Pyrenomycetes). *Svensk Botanisk Tidsskrift* 64: 409–420.

- Lundqvist, N. 1974. *Studia fungorum fimi* II. New records of *Arnia* and a new species, *A. bellum*. *Svensk Botanisk Tidskrift* 68: 289-303.
- Lundqvist, N. 1972. *Nordic Sordariaceae s. lat.* Uppsala, Symbolae Botanicae Upsalienses.
- Lutzoni, F., Kauff, F., Cox, C.J., McLaughlin, D., Celio, G., Dentinger, B., Padamsee, M., Hibbett, D., James, T.Y., Baloch, E., Grube, M., Reeb, V., Hofstetter, V., Schoch, C., Arnold A.E., Miadlikowska, J., Spatafora, J., Johnson, D., Hambleton, S., Crockett, M., Shoemaker, R., Sung, G.H., Lücking, R., Lumbsch, T., O'Donnell, K., Binder, M., Diederich, P., Ertz, D., Gueidan, C., Hansen, K., Harris, R.C., Hosaka, K., Lim, Y.W., Matheny, B., Nishida, H., Pfister, D., Rogers, J., Rossmann, A., Schmitt, I., Spman, H., Stone, J., Sugiyama, J., Yahr, R., Vilgalys, R. 2004. Assembling the fungal tree of life: progress, classification, and evolution of subcellular traits. *American Journal of Botany* 91: 1446–1480.
- MacArthur, R.H., Wilson, E.O. 1967. *The Theory of Island Biogeography*. Princeton, Princeton University Press.
- MacCarthy, S.P. 2000. A coprophilous fruiting sequence on equine dung from Armidale, new south wales. *Australasian Mycologist* 19(1): 10-13.
- Magalhães, O.M.C. 2007. A micologia no Nordeste, ofertas de cursos e disciplinas na graduação. in: Maia, L.C., Malosso, E., Yano-Melo, A.M. (orgs.). *Micologia - avanços no conhecimento*. Recife, Editora Universitária da UFPE.
- Mahoney, D.P., La Favre, J.S. 1981. *Coniochaeta extramundana*, with a synopsis of other *Coniochaeta* species. *Mycologia* 73: 931-952.
- Maia, L.C. 2003. Coleções de fungos nos herbários brasileiros: estudo preliminar. in: Peixoto, A.L. (ed.) *Coleções Biológicas de Apoio ao Inventário, uso Sustentável e Conservação da Biodiversidade*. Rio de Janeiro, Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
- Malloch, D. 1981. *Moulds, Their Isolation, Cultivation, and Identification*. Toronto, University of Toronto Press.
- Malloch, D., Cain, R.F. 1970a. The genus *Archnomyces*. *Canadian Journal of Botany* 48: 839-845.
- Malloch, D., Cain, R.F. 1970b. Five new genera in the new family Pseudeurotiaceae. *Canadian Journal of Botany* 48, 1815-1825.

- Malloch, D., Cain, R.F., 1970c. New genera of Onygenaceae. *Canadian Journal of Botany* 49: 839-846.
- Malloch, D., Cain, R.F., 1971a. New species and combinations of cleistothecial Ascomycetes. *Canadian Journal of Botany* 50(1): 61-72.
- Malloch, D., Cain, R.F. 1971b. Four new genera of cleistothecial Ascomycetes with hyaline ascospores. *Canadian Journal of Botany* 49: 847-854.
- Malloch, D., Cain, R.F. 1971c. The genus *Kernia*. *Canadian Journal of Botany* 49: 855-867.
- Malloch, D., Cain, R.F. 1971d. New cleistothecial Sordariaceae and a new family, Coniochaetaceae. *Canadian Journal of Botany* 49: 869-880.
- Malloch, D., Cain, R.F. 1973. The genus *Thielavia*. *Mycologia* 65: 1055-1077.
- Mehrotra, B.S., Mehrotra M.D. 1963. A morphological and physiological study of *Gilbertella* in India. *Mycologia* 55: 582-594.
- Melin, E., Nannfeldt, J.A. 1934. Researches into the Bluing of ground wood-pulp. *Svenska Skogsvårdsföreningens Tidskrift*. 32: 397-616
- Melo, A. S., Hepp, L. U. 2008. Ferramentas estatísticas para análises de dados provenientes de biomonitoramento. *Oecologia Brasiliensi* 12(3): 463-486.
- Melo, L.M., Bevilacqua, C., Araújo, J.V., Melo, A.C.F. 2003. Atividade predatória do fungo *Monacrosporium thaumasium* contra o nematóide *Haemonchus contortus*, após passagem pelo trato gastrointestinal de caprinos. *Ciência Rural* 33: 169-171.
- Melo, R.F.R. , Santiago, A.L.C.M.A. , Cavalcanti, M.A.Q. 2011. *Syncephalis clavata* (Zoopagales, Zygomycetes), a first record from the Neotropics. *Mycotaxon* 116: 113-116.
- Melo, R.F.R., Bezerra, J.L., Cavalcanti, M.A.Q. 2012. Diversity of coprophilous ascomycetes from captive wild animals in Dois Irmãos State Park, Brazil. *Nova Hedwigia* 94: 153-162.
- Mészáros, G., Hendry, A.P. 2012. An introduction to niche theory and speciation. *Evolutionary Ecology Research* 14: 361-363.
- Ministério da Ciência e Tecnologia. 2006. Diretrizes e estratégias para modernização de coleções biológicas e a consolidação de sistemas integrados de informação sobre biodiversidade. Centro de Gestão e Estudos Estratégicos – MCT, Brasília.

- Mirza, J.H. 1968. *Cleistobombardia*, a new cleistothecial genus in the family Sordariaceae. *Mycologia* 60: 704-707.
- Mirza, J.H., Cain, R.F. 1969. Revision of the genus *Podospora*. *Canadian Journal of Botany* 47: 1999-2048.
- Misra, P.C. 1975. A new species of *Syncephalastrum*. *Mycotaxon* 3: 51-54.
- Moncalvo, J.M., Lutzoni, F.M., Rehner, S.A., Johnson, J. & Vilgalys, R. 2000. Phylogenetic relationships of agaric fungi based on nuclear large subunit ribosomal DNA sequences. *Systematic Biology* 49: 278-305.
- 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., Thom, R.G., Jacobsson, S., Clémenton, H., Miller Jr, O.K., 2002. One hundred and seventeen clades of euagarics. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 23: 357-400.
- Moore, D. 1998. *Fungal Morphogenesis*. Cambridge, Cambridge University Press.
- Moravec, J. 1969. Some operculate discomycetes from the district of Mladá Boleslav and Jicín (Bohemia). *Ceská Mykologie* 23(4): 222-235.
- Moravec, J. 1971. Some operculate Discomycetes from the park in Ilidza near Sarajevo (Jugoslavia). *Ceská Mykologie*. 25(4): 197-202.
- Moreau, C. 1953. Les genres *Sordaria* et *Pleuroge*. *Encyclopedia mycologica* 25: 48-136.
- Morin, P.J. 1999. *Community Ecology*. Oxford, Wiley-Blackwell Press.
- Morton, F. J., Smith, G. 1963. The genera *Scopulariopsis* Bainier, *Microascus* Zúkal, and *Doratomyces* Corda. *Mycological Papers* 86: 74-77.
- Mueller-Dombois, D. 1981. Ecological Measurements and Microbial Populations. in: Wicklow, D.T., Carroll G.C. (orgs.). *The Fungal Community, Its Organization and Role in the Ecosystem*. New York, Mycological Society of America.
- Mugambi, G.K., Huhndorf, S.M. 2009. Molecular phylogenetics of Pleosporales: Melanommataceae and Lophiostomataceae re-circumscribed (Pleosporomycetidae, Dothideomycetes, Ascomycota). *Studies in Mycology* 64: 103-121.

- Mungai, P., Njogu, J., Chukeatirote, E., Hyde, K. D. 2012. Coprophilous ascomycetes in Kenya: *Sporormiella* from wildlife dung, *Mycology: An International Journal on Fungal Biology* 3: 234-251.
- Mungai, P., Hyde K.D., Cai, L., Njogu, J. Chukeatirote, E. 2011. Coprophilous ascomycetes of northern Thailand. *Current Research in Environmental & Applied Mycology* 1(2): 135-159.
- Mungai, P., Njogu, J.G., Chukeatirote, E., Hyde, K.D. 2011. Studies of coprophilous ascomycetes in Kenya. *Current Research in Environmental & Applied Mycology* 2(1), 1-16.
- Nagao, H., Udagawa, S., Bougher, N.L., Suzuki, A., Tommerup, I.C. 2003. The genus *Thecotheus* (Pezizales) in Australia. *Mycologia*. 95(4): 688-693.
- Nand, K., Mehrotra, B.S. 1968. Species of *Pilobolus* and *Pilaira* from India. *Sydowia, Annales Mycologici, ser. II*. 22: 299-306.
- Nicolas, A., Arnaise, S., Haedens, V., and Rossignol, J.L. 1981. Ascospore mutants and genetic map of *Ascobolus immersus* stock 28. *Journal of general microbiology* 125: 257-272.
- Nyberg, A., Persson, I.L. 2002. Habitat differences of coprophilous fungi on moose dung. *Mycological Research* 106, 1360-1366.
- Obrist, W. 1961. The genus *Ascodesmia*. *Canadian Journal of Botany*. 39(4): 943-953.
- O'Donnell, K.L. 1979. *Zygomycetes in culture*. Georgia, University of Georgia.
- O'Donnell, K., Lutzoni, F.M., Ward, T.J., Benny, G.L. 2001. Evolutionary relationships among mucoralean fungi (Zygomycota), evidence for family polyphyly on a large scale. *Mycologia* 93: 286-297.
- O'Donnell, K. 1993. *Fusarium* and its near relatives. in: Reynolds, D.R., Taylor, J.W. *The fungal holomorph: mitotic, meiotic and pleomorphic speciation in fungal systematics*. Wallingford, CAB International.
- Ola'h, G.M. 1969. *Le genre Panaeolus: Essai taxinomique et physiologique*. Paris: Herbar Louis Marie.
- Osiewicz, H.D., Stumpferl, S.W. 2001. Metabolism and aging in the filamentous fungus *Podospora anserina*. *Archives of Gerontology and Geriatrics* 32: 185-197.
- Page, R.M., Curry, G.M. 1966. Studies on phototropism of young sporangiophores of *Pilobolus kleinii*. *Photochemistry and Photobiology* 5: 31-40.

- Paoletti, M., Saube, S.J. 2008. The genome sequence of *Podospora anserina*, a classic model fungus. *Genome Biology* 9(5): 223.
- Parker, A.D. 1979. Association between coprophilous ascomycetes and fecal substrate in Illinois. *Mycologia* 71: 1207-1214.
- Patil, M.S., Patil, B.J. 1994. Studies in Mucorales: Piptocephalidaceae. *Indian Phytopathology* 47: 217-225.
- Perdomo, H., Sutton, D.A., García D., Fothergill, A.W., Gené, J., Cano, J., Summerbell, R.C., Rinaldi, M.G., Guarro, J. 2011. Molecular and Phenotypic Characterization of *Phialemonium* and *Lecythophora* Isolates from Clinical Samples. *Journal of Clinical Microbiology* 49(4): 1209–1216.
- Pereira, J., Bezerra, J.L., Maia, L.C. 2008. Revision of taxa of the URM Herbarium 2. *Hypoxylon* species described by A.C. Batista. *Mycotaxon* 104: 405–408.
- Petch, T. 1938. British Hypocreales. *Transactions of the British Mycological Society* 21 (3-4): 243-301.
- Peterson, R., Grinyer, J., Nevalainen, H. 2011 Secretome of the Coprophilous Fungus *Doratomyces stemonitis* C8, Isolated from Koala Feces. *Applied and Environmental Microbiology* 77(11): 3793-3801.
- Pfister, D.H. 1993. Roland Thaxter and the myxobacteria. in: Dworkin, M., Kaiser, D. (eds.). *Myxobacteria II*. Washington, American Society for Microbiology.
- Pianka, E.R. 1970. On r and K selection. *American Naturalist* 104, 592-597.
- Piasai, O, Manoch, L. 2009. Coprophilous Ascomycetes from Phu Luang Wildlife Sanctuary and Khao Yai National Park in Thailand. *Kasetsart Journal : Natural Science* 43: 34- 40.
- Pierce, S, Luzzaro, A., Caccianiga, M., Ceriani, R.M., Cerabolini, B. 2007. Disturbance is the principal alpha-scale filter determining niche differentiation, coexistence and biodiversity in an alpine community. *Journal of Ecology* 95(4): 698-706.
- Pinan-Lucarre, B, Paoletti, M., Clave, C. 2007. Cell death by incompatibility in the fungus *Podospora*. *Seminars in Cancer Biology* 17: 101-111.
- Piontelli, E., Toro, M.A., Caretta, G. 1981. Coprophilous fungi of the horse. *Mycopathologia*, 74: 89-105.

- Piontelli, L.E., Rodrigo Cruz, C., Toro, S.M.M.A. 2006. Coprophilous Fungal Community of Wild Rabbit in a Park of a Hospital (Chile), a Taxonomic Approach. *Boletín Micológico* 21: 1-17.
- Pitt, J.L. 1979. *The genus Penicillium and its teleomorphic states Eupenicillium and Talaromyces*. New York, Academic Press.
- Preston, F.W. 1962. The canonical distribution of commonness and rarity, Part I. *Ecology*, 43: 185-215/ 431-432.
- Prydiuk, M.P. 2011. New records of dung inhabiting Coprinus species in Ukraine II. Section *Coprinus*. *Czech Mycology* 63(1): 13–32.
- Pugh, G.J.F., Boddy, L. 1988. A view of disturbance and life strategies in fungi. In: Boddy, L., Watling, R., Lyon, A.J.E. *Fungi and Ecological Disturbance*. Proceedings of the Royal Society of Edinburgh.
- Rarper, D, Bush, M. 2009. A test of *Sporormiella* representation as a predictor of megaherbivore presence and abundance. *Quaternary Research* 71: 490–496.
- Rarper, K.B., Fennell, D.I. The genus *Aspergillus*. Baltimore, Williams & Wilkins.
- Rashid, Q., Headley, A.D. 2001. How much of a stress-tolerant ruderal is the arctic-annual, *Koenigia islandica* L.? *Journal of Biological Sciences* 1: 755-760.
- Rayner, A.D.M. 1991. The phytopathological significance of mycelial individualism. *Annual Review of Phytopathology* 29: 305-323.
- Rayner, A.D.M., Todd, N.K. 1979. Population and community structure and dynamics of fungi in decaying wood. *Advances in Botanical Research* 7: 334-420.
- Richardson, M.J. 1972. Coprophilous ascomycetes on different dung types. *Transactions of the British Mycological Society* 58: 37-48.
- Richardson, M.J. 1998a. *Coniochaeta polymegaspema* and *Delitschia trichodelitschioides*, two new coprophilous ascomycetes. *Mycological Research* 102(9), 1038-1040.
- Richardson, M.J. 1998b. New and Interesting Records of Coprophilous Fungi. *Botanical Journal of Scotland* 50: 161-175.
- Richardson, M.J. 2001a. Coprophilous Fungi from Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 44(3): 283-289.

- Richardson, M.J. 2001b. Diversity and occurrence of coprophilous fungi. *Mycological Research* 105(4), 387-402.
- Richardson, M.J. 2002. The Coprophilous succession. *Fungal Diversity* 10, 101-111.
- Richardson, M.J. 2003. Coprophilous fungi. *Field Mycology* 4: 41-43.
- Richardson, M.J. 2004. Coprophilous fungi from Iceland. *Acta Botanica Islandica* 14: 77-103.
- Richardson, M.J. 2005a. Coprophilous Fungi From The Faro e Islands. *Fróðskaparrit* 53: 67-81.
- Richardson, M.J. 2005b. Moroccan Coprophilous Fungi. *Botanical Journal of Scotland* 56: 147-162.
- Richardson, M.J. 2006. New records of fungi from Orkney and Shetland. *Botanical Journal of Scotland* 58: 93-104.
- Richardson, M.J. 2007. The distribution and occurrence of coprophilous Ascombolaceae. *Mycologia montenegrena* 10: 211-227.
- Richardson, M.J. 2008a. Coprophilous fungi from the Greek Aegean islands. *Mycologia Balcanica* 5: 23-32.
- Richardson, M.J. 2008b. Records of French coprophilous fungi. *Cryptogamie, Mycologie* 29: 157-177.
- Richardson, M.J. 2008c. Coprophilous fungi from the Greek Aegean islands. *Mycologia Balcanica* 5: 23-32.
- Richardson, M.J. 2008d. Records of Coprophilous Fungi from the Lesser Antilles and Puerto Rico. *Caribbean Journal of Science* 44: 206-214.
- Richardson, M.J., Watling, R. 1997. *Keys to Fungi on Dung*. 2nd edition. British Mycological Society.
- Rifai, M.A., Cooke, R.C. 1966. Studies on some didymosporous genera of nematode-trapping Hyphomycetes. *Transactions of the British Mycological Society*. 49(1): 147-168.
- Rizzini, C.T. 1997. *Tatado de fitogeografia do Brasil*, 2^a edição. Rio de Janeiro, Âmbito Cultural Edições Lt da.
- Rogers, S.O., Bendich, A.J. 1985. Extraction of DNA from milligram amounts of fresh, herbarium and mummified plant tissues. *Plant Molecular Biology* 5: 69-76.

- Romer, S.R., Parsons, T.S. 1985. *Anatomia comparada dos vertebrados*. São Paulo, Atheneu.
- Romero, A.I., Carmarana, C.C., Lorenzob, L.E. 1999. A new species of *Coniochaeta* with a key to the species known in Argentina. *Mycological Research* 130(6): 689–695.
- Rosa, L., Quieroz, S., Moraes, R., Wang, X., Tehen, N., Pan, Z., Cantrell, C., Wedge, D. 2013. *Coniochaeta ligniaria*: antifungal activity of the cryptic endophytic fungus associated with autotrophic tissue cultures of the medicinal plant *Smallanthus sonchifolius* (Asteraceae). *Symbiosis* 60(3): 133.
- Rosenzweig, M.L. 1995. *Species Diversity in Space and Time*. Cambridge, Cambridge University Press.
- Rosignol, M., Silar, P. 1996. Genes that control longevity in *Podospora anserina*. *Mechanisms of Ageing and Development* 90: 183-193.
- Rossmann, A.Y., Samuels, G.J., Rogerson, C.T., Lowen, R. 1999. Genera of Bionectriaceae, Hypocreaceae, and Nectriaceae (Hypocreales, Ascomycetes). *Studies in Mycology* 42: 1–248.
- Saccardo, P.A. 1892. *Sylloge Fungorum* X: 407.
- Samson, R.A. 1974. *Paecilomyces* and some allied Hyphomycetes. *Studies in Mycology* 6: 1-119.
- Samuels, G.J., Chaverri, P., Farr, D.F., McCray, E.B. 2014. *Trichoderma* Online, Systematic Mycology and Microbiology Laboratory, ARS, USDA. Disponível em < <http://nt.ars-grin.gov/taxadescriptions/keys/TrichodermaIndex.cfm>>. Acesso em 13 de fevereiro de 2014.
- Sang, J.H. Sang, 2001. *Drosophila melanogaster*: The Fruit Fly. in: Reeve, E.C.R. *Encyclopedia of genetics*. Fitzroy Dearborn Publishers.
- Santiago, A.L.C.M.A. 2008. Estudo taxonômico e molecular de Zygomycetes em excrementos de herbívoros no Recife, Pernambuco. 2008. Tese (Doutorado em Biologia de Fungos) - Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco.
- Santiago, A.L.C.M.A., Cavalcanti, M.A.Q. 2007. Contribuição para o estudo de Mucorales no Brasil: *Gilbertella persicaria* (Gilbertellaceae), *Backusella lamprospora* (Thamnidiaceae) e *Mucor guilliermondii* (Mucoraceae) isolados de excrementos de herbívoros. in: 5º Congresso Brasileiro de Micologia, 2007, Recife. 5º Congresso Brasileiro de Micologia, 2007. p. 147-147.
- Santiago, A.L.C.M.A., Cavalcanti, M.A.Q., Trufem, S.F.B. 2008a. *Pilobolus* (Mucoraceae) from herbivore dung in Recife, Pernambuco, Brazil. *Mycotaxon* 104, 111-122.

- Santiago, A.L.C.M.A., Trufem, S.F.B., Cavalcanti, M.A.Q. 2008. *Mucor guilliermondii* (Mucorales), a rare species found in herbivore dung from Neotropics. *Mycotaxon* 106: 103-108.
- Santiago, A.L.C.M.A., Trufem, S.F.B., Malosso, E., Santos, P.J.P., Cavalcanti, M.A.Q. 2011. Zygomycetes from herbivore dung in the ecological reserve of dois irmãos, northeast Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology* 42: 89-95.
- Saumell, C.A., Padilha, T., Santos, C. 2000. Nematophagous fungi in sheep faeces in Minas Gerais, Brazil. *Mycological Research* 104(8): 1005-1008.
- Saumell, C.A., Padilha, T., Santos, C. & P, Roque M.V. 1999. Nematophagous fungi in fresh feces of cattle in the Mata region of Minas Gerais state, Brazil. *Veterinary Parasitology* 82(3): 217-20.
- Saumell, C.A., Padilha, T. 2000. Influence of weather and time of deposition on sheep faeces colonization by nematophagous fungi in the Mata region of Minas Gerais State, Brazil. *Applied Soil Ecology* 14: 63-70.
- Saupe, S.J., Clave, C., Beguret, J. 2000. Vegetative incompatibility in filamentous fungi, *Podospora* and *Neurospora* provide some clues. *Current Opinion in Microbiology* 3: 608-612.
- Schipper, M.A.A. 1984. A revision of the genus *Rhizopus* 1. The *Rhizopus stolonifer*-group and *Rhizopus oryzae*. *Stud Mycol* 25:1-19
- Schipper, M.A.A., 1970. Two species of *Mucor* with oval- and spherical-spored strains. *Antonie Van Leeuwenhoek* 36(4): 475-488.
- Schipper, M.A.A., 1973. A Study on variability in *Mucor hiemalis* and related species. *Studies in Mycology* 4: 1-40.
- Schipper, M.A.A., 1976. On *Mucor circinelloides*, *Mucor racemosus* and related species. *Studies in Mycology* 12.
- Schubert, K., Braun, U., Mułenko, W. 2006. Taxonomic revision of the genus *Cladosporium* s.lat. 5. Validation and description of new species. *Schlechtendalia* 14: 55-83.
- Schwartz, T., Osiewacz, H.D. 1996. Telomere length does not change during senescence of the ascomycete *Podospora anserina*. *Mutation Research* 316: 193-199.
- Scott, S.L., Debra, L., McLaren, T., Turkington, K., Wang, Y., McAllister, T. 2009. Can *Fusarium graminearum* Survive Through the Digestive Tract of Cattle? Presented at the 3rd Canadian

Barley Symposium (Republished by the Government of Alberta Agriculture and Rural Development).

Seaver, F.J. 1928. *The North American Cup-fungi (Operculates)*. New York.

Seaver, F.J. 1916. North American Species of *Ascodesm is*. *Mycologia* 8(1): 1 - 4.

Seifert, K.A., Morgan-Jones, G., Gams, W., Kendrick, B. 2011. *The genera of Hyphomycetes*. CBS Biodiversity series no. 9.

Seifert, K.A., Kendrick B., Murase G. 1983. *A Key to Hyphomycetes on Dung*. Ontario, Department of Biology, University of Waterloo.

Seifert, K.A. 1996. Fuskey. *Fusarium* interactive key. Agriculture and AgriFood

Seifert, K.A. 1985. A Monograph of *Stibella* and some allied Hyphomycetes. *Studies in Mycology* 27.

Seth, H.K. 1971. The genus *Lophotrichus* Benjamin. *Nova Hedwigia* 19: 591-599.

Shannon, 1948. A mathematical theory of communication. *Bell System Technical Journal* 27(3) 379-423.

Shear, C.L. 1940. Mycological notes. IV. *Mycologia*. 32: 541-549.

Shen, H.D., Chou, H., Tam, M.F., Chang, C.Y., Lai, H.Y., Wang, S.R. 2003. Molecular and immunological characterization of Pen ch 18, the vacuolar serine protease major allergen of *Penicillium chrysogenum*. *Allergy* 58(10): 993-1002.

Shipton, W.A., Lunn, J.A. 1980. Sporangiole morphology and species separation in *Cunninghamella*. *Transactions of the British Mycological Society* 74: 483-491.

Silva, J. M.C., Tabarelli, M., Fonseca, M.T., Lins, L. 2004. *Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação*. Ministério do Meio Ambiente, Brasília .

Silva, P.S., Cortez, V.G., Silveira, R.M.B. 2008. Strophariaceae (Agaricales, Basidiomycota) no Parque Estadual de Itapuã, Viamão, Rio Grande do Sul: chave para identificação das espécies. *Revista Brasileira de Biociências* 6(3): 253-258.

Silva, P.S., Cortez, V.G., Silveira, R.M.B. 2006. The mycobiota of Itapuã State Park, Brazil, I. Species of Strophariaceae (Agaricales). *Mycotaxon* 97, 219-229.

Silveira, J.S., Correia, J.E. 1960. Fungos em fezes - análise de 143 mulheres, sintomas, frequência e terapêutica com cabimicina. *O Hospital Rio de Janeiro* 58(2): 333-339.

- Silveira, N.S.S., Magalhães, K. 2007. Ensino de micologia em universidades e laboratórios de análises clínicas. in: Maia, L.C., Malosso, E., Yano-Melo, A. M. (orgs.). *Micologia - avanços no conhecimento*. Recife, Editora Universitária da UFPE.
- Singer, R. 1986. *The Agaricales in Modern Taxonomy*. 4th edition. Koenigstein: Koeltz Scientific Books.
- Singh, N., Webster, J. 1972. Effect of coprophilous species of *Mucor* and bacteria on sporangial production of *Pilobolus*. *Transactions of the British Mycological Society* 59: 43-49.
- Singh, N., Webster, J. 1973. Antagonism between *Stilbella erythrocephala* and other coprophilous fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 61: 487-495.
- Smith, N.S. 2007. An Overview of Ecological and Habitat Aspects in the Genus *Fusarium* with Special Emphasis on the Soil-Borne Pathogenic Forms. *Plant Pathology Bulletin* 16: 97-120.
- Soares, M.C.B., Paula, C.R., Dias, A.L.T., Caseiro, M.M., Pinto da Costa, S.O. 2005. Environmental strains of *Cryptococcus neoformans* variety *grubii* in city of Santos, SP, Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 47: 31-36.
- Soares, P.L.M., 2006. Estudo do controle biológico de fitonematóides com fungos nematófagos. Tese (Doutorado). Banco Digital de Teses e Dissertações.
- Speller, D.C.E., MacIver, A.G. 1971. Endocarditis caused by a *Coprinus* species a fungus of the toadstool group. *Journal of Medical Microbiology* 4: 370-374.
- Spiegel, F.W., Stephenson, S.L., Keller, H.W., Moore, D.L., Caver, J.C. 2004. Mycetozoans. in: Mueller, G.M., Bills, G.F., Foster, M.S., (eds.). *Biodiversity of Fungi, Inventory and Monitoring Methods*. Burlington, Elsevier Academic Press.
- Spooner, B. M., Butterfill, G.B. 1999. Coprophilous discomycetes from the Azores. *Kew Bulletin* 54: 541-560.
- Staden, R., Beal, K.F., Bonfield, J.K. The Staden Package. 1998. Computer Methods in Molecular Biology. *Bioinformatics Methods and Protocols* 132: 115-130.
- Staley, J.T., Bryant, M.P., Pfennig, N., Holt, J.G. (eds.). 1989. *Fruiting gliding bacteria, the myxobacteria*. Baltimore, Williams and Wilkins.
- Stalpers, J.A., 1974. Revision of the genus *Oedocephalum* (Fungi imperfecti). *Proceedings of the Koninklijke Nederlandse Academie van Wetenschappen. Series C: Biological and Medical Sciences* 77: 383-401.

- Stchigel, A.M., Cano, J.F., Abdullah S.K., Guarro, J. 2004. New and interesting species of *Monascus* from soil, with a key to the known species. *Studies in Mycology* 50: 299-306.
- Subramanian, C.V., Lodha, B.C. 1968. Two interesting coprophilous fungi from India. *Current Science*. 37: 245-248
- Summerbell, R.C., Gueidan, C., Schroers, H.J. de Hoog G.S., Starink, M., Arocha Rosete, Y., Guarro J., Scott, J.A. 2011. *Acremonium* phylogenetic overview and revision of *Gliomastix*, *Sarocladium*, and *Trichothecium*. *Studies in Mycology* 68: 139-162.
- Sun, J.Q., Guo, L.D., Zang, W., Li, W.C., Chi, D.F. 2006. Endophytic fungi IV. The genus *Sporormiella* in China. *Mycosystema*. 25(4): 688-690.
- Sussman, A. S. 1965. Dormancy of soil microorganisms in relation to survival. in: Baker, K.F., Snyder, W.C. (eds.). *Ecology of soil-borne plant pathogens prelude to biological control*. Berkeley, University of California Press.
- Swofford, D. L. 2002. PAUP*. Phylogenetic Analysis Using Parsimony (*and Other Methods). Version 4. Sunderland, Sinauer Associates.
- Tamura, K., Peterson, D., Peterson, N., Stecher, G., Nei, M., Kumar, S. 2011. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. *Molecular Biology and Evolution* 28: 2731-2739.
- Taylor, J.W., Spatafora, J., Berbee, M. 2006. *Ascomycota. Sac Fungi*. Disponível em <<http://tolweb.org/Ascomycota/20521/2006.10.09>> Acesso em 9 de abril de 2009.
- Trail, F. 2007. Fungal cannons, explosive spore discharge in the Ascomycota. *FEMS Microbiological Letters* 276: 12-18.
- Trierveiler-Pereira, L., Baseia, I.G. 2009. Revision of the Herbarium URM IV. Nidulariaceae (Basidiomycota). *Nova Hedwigia* 89(3-4): 361-369.
- Trufem, S.F.B. 1984. Mucorales do estado de São Paulo. 4. Espécies coprófilas. *Rickia* 11: 53-64.
- Tulloch, M. 1972. The genus *Myrothecium*. *Mycological Papers* 130: 1-42.
- Udagawa, S.I., Furuya, K. 1973. The genus *Leuconeurospora*. *Journal of Japanese Botany* 48: 111-116.
- Udagawa, S., Muroi, T. 1981. Notes on some Japanese Ascomycetes XVI. *Transactions of the Mycological Society of Japan* 22(1): 11-26.

- Udagawa, S. 1960. A taxonomic study on the Japanese species of *Chaetomium*. *Journal of General and Applied Microbiology* 6: 223–251.
- Udagawa, S., Cain, R.F. 1969. Some new or noteworthy species of the genus *Chaetomium*. *Canadian Journal of Botany* 47: 1939-1951.
- Uljé, C.B., Noordeloos, M.E. 1993. Studies in *Coprinus*-III. *Coprinus* section *Veliformes*. Subsection and revision of subsection *Nivei* emend *Persoonia* 15: 257-301.
- Uljé, K. 2003. All about Inkcaps web site. Disponível em <<http://www.grzyby.pl/coprinus-site-Kees-Uljé/species/Coprinus.htm>>. Acesso em 5 de abril de 2010.
- Uljé, K., Noordeloos, M.E. 1997. Studies in *Coprinus* IV - *Coprinus* sect. *Coprinus*. Subdivision and revision of section *Alachuani*. *Persoonia* 16: 265-333.
- Uljé, K., Bas, C. 1988. Studies in *Coprinus* I, Subsections *Auricomi* and *Glabri* of *Coprinus* section *Pseudocoprinus*. *Persoonia* 13: 433-448.
- Uljé, K., Doveri, F., Noordeloos, M.E. 2000. Additions to *Coprinus* subsection *Lanatulii*. *Persoonia* 17: 465-471.
- Uljé, K., Noordeloos, M.E. 1999. Studies in *Coprinus* V-*Coprinus* Section *Coprinus*, Revision of subsection *Lanatulii* Sing *Persoonia* 17: 165-199.
- Uljé, K., Bas, C. 1992. Studies in *Coprinus* II. Subsection *Setulosi* of section *Pseudocoprinus*. *Persoonia* 14: 275-339.
- Upadhyay, H.P. 1981. A Monograph of *Ceratocystis* and *Ceratocystiopsis*. :1-176 Athens, Univ. of Georgia Press.
- Upadhyay, H.P. 1973. *Helicostylum* and *Thamnostylum* (Mucorales). *Mycologia* 65:733-751.
- Vakili, N.G. 1989. *Gonatobotrys simplex* and its teleomorph, *Melanospora damnosa*. *Mycological Research* 93(1): 67-74.
- Valdósera, M., Guaro, J. 1987. Coprophilous fungi from Spain VII. *Faurelina hispanica*. *Mycotaxon*. 30:5-7.
- van Brummelen, J. 1967. A world monograph of the genera *Ascobolus* and *Saccobolus*. *Persoonia, Supplement* 1, 1-260.
- van Brummelen, J. 1981. The genus *Ascodesmis* (Pezizales, Ascomycetes). *Persoonia* 11 : 333-358.

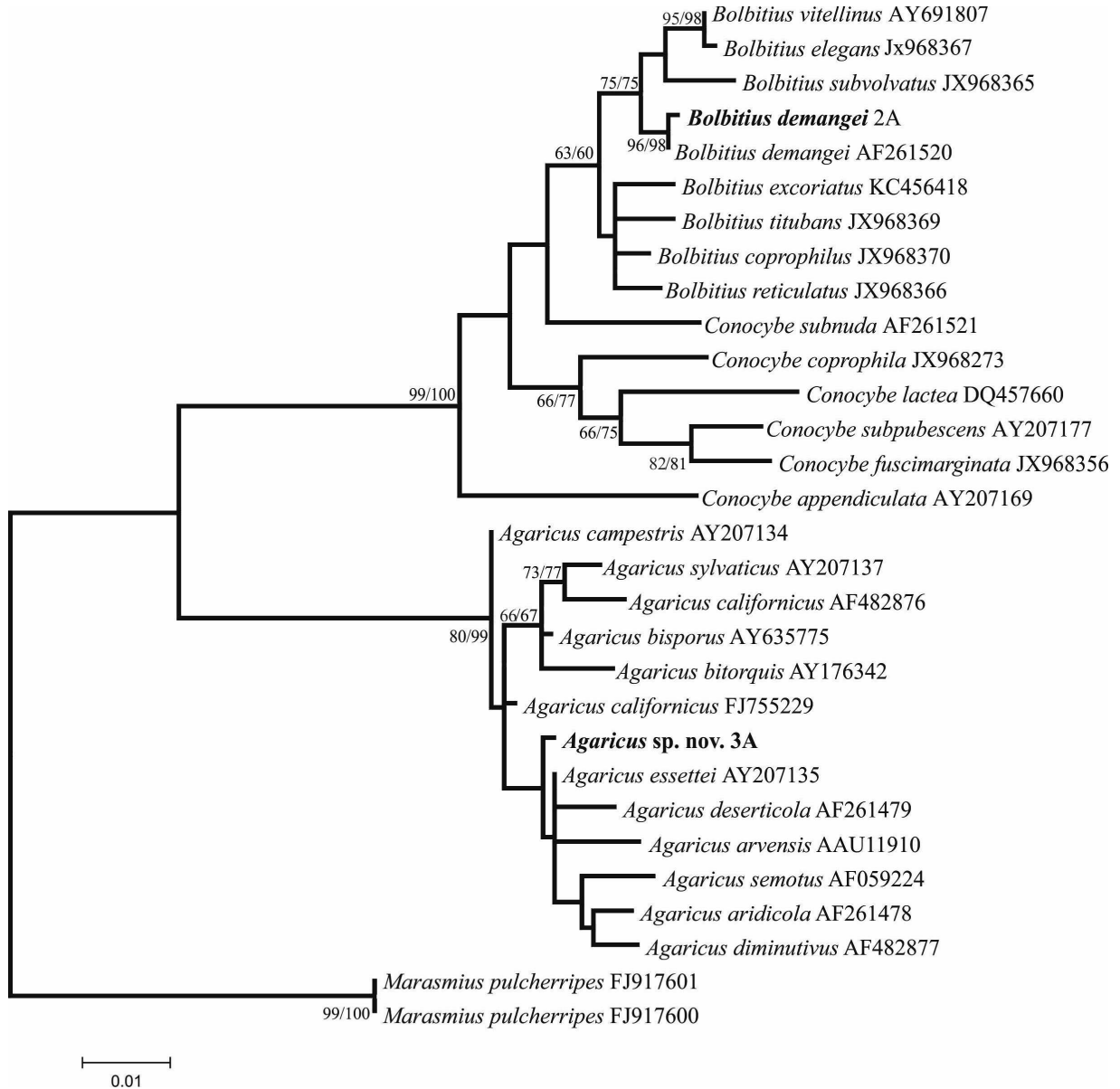
- van Geel, B., Aptroot, A., Baittinger, C., Birks, H.H., Bull, I.D., Cross, H.B., Evershed, R.P., Gravendeel, B., Kompanje, E.J.O., Kuperusa, P., Mol, D., Klaas G.J. Nierop a, Jan Peter Palsi, Alexei N. Tikhonovj, van Reenen, G., van Tiennderena, P.H. 2008. The ecological implications of a Yakutian mammoth's last meal. *Quaternary Research* 69(3): 361-376.
- Van Valen, L. 1973. A new evolutionary law. *Evolutionary Theory* 1, 1-30.
- Viriato, A., Trufem, S.F.B. 1985. Mucorales do estado de São Paulo. 7. Espécies merosporangiaadas. *Rickia* 12: 147-154.
- Viriato, A. 2008. *Pilobolus* species found on the herbivore dung from the São Paulo Zoological Park, Brazil. *Acta botanica brasílica* 22(3): 614-620.
- Voigt, K., Ggelnik, E., O'Donnell, K. 1999. Phylogeny and PCR identification of clinically important Zygomycetes based on nuclear ribosomal-DNA sequence data. *Journal of Clinical Microbiology* 37: 3957-3964.
- von Arx, J.A. 1975. On *Thielavia* And Some Similar Genera Of Ascomycetes. *Studies in Mycology* 8.
- von Arx, J.A., Guarro, J., Figueras, M.J. 1986. The ascomycete genus *Chaetomium*. *Nova Hedwigia Beihefte* 84: 1-162.
- von Arx, J.A. 1970. The genera of fungi sporulating in pure culture. Lehre, J. Cramer.
- von Arx, J.A. 1981. On *Monilia sitophila* and some Families of Ascomycetes. *Sydozia* 34:13-29.
- von Arx, J.A., Figueras, M.J., Guarro, J. 1988. Sordariaceous ascomycetes without ascospore ejaculation. *Beih Nova Hedwigia* 94: 1-104.
- Wang Y-Z. 1994. Two new species of coprophilous Pezizales. *Mycotaxon* 52(1): 83-89.
- Wang C.Y., Mo, M.H., Li, X., Tian, B.Y., Zhang, K.Q. 2007. Morphological characteristics and infection processes of nematophagous *Harposporium* with reference to two new species. *Fungal Diversity* 26: 287-304.
- Wang Z., Wang Y. 2000. Notes on coprophilous discomycetes from southwest China. *Fungal Sciences* 15, 125-134.
- Waritch, K.S. 1977. A Contribution to the Knowledge of coprophilous Pezizales of India. *Sydozia* 29(1-6):1-10.

- Wartchow, F., Carvalho, A.S., Sousa, M.C.A., Cortez, V.G. 2007. Some coprophilous *Psilocybe* (Strophariaceae) from Pernambuco, Northeast Brazil. *Sitientibus, série Ciências Biológicas* 7: 150-153.
- Watanabe, T., 2000. *Verticillium balanoides*, a nematode endoparasite associated with pine needles of collapsing Japanese red pine trees in Tsukuba. *Mycoscience* 41(3): 283-285.
- Watanabe, T. 1991. New species of *Oedocephalum* and *Papulaspora* from Japanese soils. *Mycologia* 83: 524-529.
- Weber, E. 2002. The *Lecythophora-Coniochaeta* complex I. Morphological studies on *Lecythophora* species isolated from *Picea abies*. *Nova Hedwigia* 74: 159-185.
- Weber, E., Görke, C., Begerow, D. 2002. The *Lecythophora-Coniochaeta* complex II. Molecular studies based on sequences of the large subunit of ribosomal DNA. *Nova Hedwigia* 74: 187-200.
- Weber, D.J., Hess, W.M. 1976. *The Fungal Spore: Form and Function*. New York, Wiley.
- Weber, R.W.S., Webster, J. 1997. The coprophilous fungus *Sphaeronaemella fimicola*, a facultative mycoparasite. *Mycologist* 11: 50-51.
- Weber, R.W.S., Webster, J. 1998. Stimulation of growth and reproduction of *Sphaeronaemella fimicola* by other coprophilous fungi. *Mycological Research* 102: 1055-1061.
- Webster, J., Weber, R.W.S. 2001. Teaching Techniques for Mycology: 15. Fertilization and apothecium development in *Pyronema domesticum* and *Ascobolus furfuraeus* (Pezizales). *Mycologist* 15(3): 126-131.
- Webster, J., Hard, T. 1998. *Pilobolus, a specialized Coprophilous Fungus*. Göttingen, Institut für den Wissenschaftlichen Film.
- Webster, J. 1988. The coprophilous fungus succession: a model system. *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh* 98B: 45-46.
- Webster, J. 1970. Presidential Address. Coprophilous fungi. *Transactions of the British Mycological Society* 54: 161-180.
- Webster, J., Weber, R.W.S. 2007. *Introduction to Fungi*. 3rd edition. New York, Cambridge University Press.
- Weigelt, A., Jolliffe, P. 2003. Indices of plant competition, *Journal of Ecology* 91(5): 707-720.

- White, T.J., Bruns, T., Lee, S., Taylor, J. 1990. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. in: Innis, M.A., Gelfand, D.H., Shinsky, J.J., White, T.J. (eds). *PCR Protocols: a guide to methods and applications*. New York, Academic Press.
- Whyte, A.C., Gloer, K.B., Gloer, J.B., Koster, B., Malloch, D. New Antifungal Metabolites From The Coprophilous Fungus *Cercophora sordarioides*. *Canadian journal of chemistry* 75: 768-772.
- Wicklow, D.T. 1981. The coprophilous fungal community: A mycological system for examining ecological ideas in: Wicklow, D.T., Carroll, G.C. (eds). *The Fungal Community: Its Organization and Role in the Ecosystem*. New York, Mycology Series.
- Wicklow, D.T. 1992. The Coprophilous Fungal Community, An Experimental System. in: Wicklow, D.T., Carroll, G.C. (eds). *The Fungal Community: Its Organization and Role in the Ecosystem*. New York, Mycology Series.
- Wicklow, D.T., Hirschfeld, B.J. 1979. Evidence of a competitive hierarchy among coprophilous fungal populations. *Canadian Journal of Microbiology* 25: 855-858.
- Wicklow, D.T., Moore, V. 1974. Effect of incubation temperature on the coprophilous fungus succession. *Transactions of the British Mycological Society* 62: 411-415.
- Wicklow, D.T., Angel, C.D.P. 1974. A preliminary survey of the coprophilous fungi from a semi-arid grassland in Colorado. *U.S. International Biological Program*.
- Wilson, J.B., Lee, W. G. 2000. C-S-R triangle theory, community predictions, tests, evaluation level of criticisms, and relation to other theories. *Oikos* 91: 77-96.
- Yusef, H.M., Allam, M.E., 1996. The effect of light on growth and sporulation of certain fungi. *Mycopathologia et mycologia applicata* 33(2): 81-89.
- Zar, J.H. 1996. *Biostatistical Analysis*. New Jersey, Prentice Hall.
- Zheng, R.Y., Chen, G.Q. 2001. A monograph of *Cunninghamella*. *Mycotaxon* 80: 1-75.
- Zheng, R.Y., Chen, G.Q., Huang, H., Liu, X.Y. 2007. A monograph of *Rhizopus*. *Sydowia* 59: 273-372.

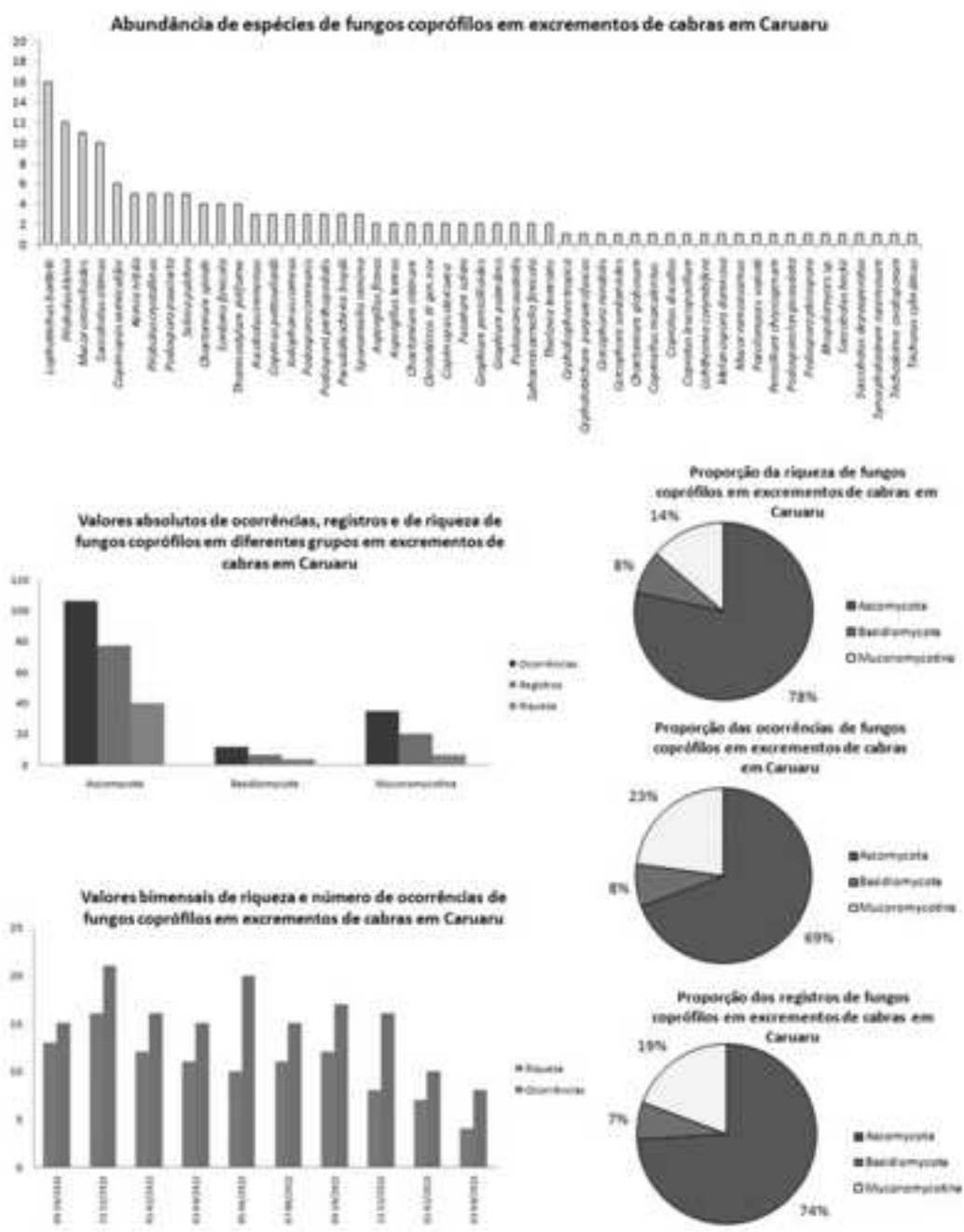
APÊNDICE I

Reconstrução filogenética das espécies de agaricomycetos coprófilos obtida a partir do alinhamento em 797 nucleotídeos relativos às regiões LSU. Valores de bootstrap (em %) foram gerados a partir do método de máxima parcimônia (MP) (1000 bootstraps) e máxima verossimilhança (ML). As sequências obtidas neste estudo estão em negrito.



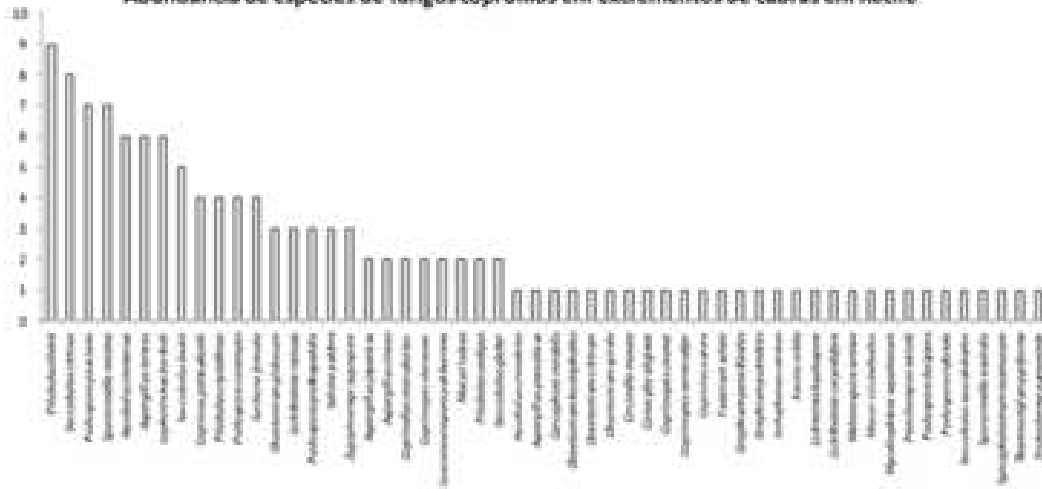
APÊNDICE 2

Dados referentes à estrutura e dinâmica das nove comunidades de fungos coprófilos estudadas em Pernambuco durante os meses de amostragem: Padrão de abundância entre as espécies, valores absolutos e proporcionais de riqueza, ocorrências e registros nos três grandes grupos de fungos coprófilos e flutuação dos valores de riqueza e ocorrências.

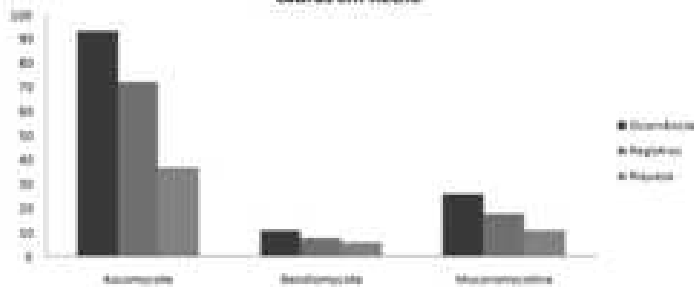


Estrutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de cabra em Caruaru

Abundância de espécies de fungos coprófilos em excrementos de cabras em Recife.



Valores absolutos de ocorrências, registros e de riqueza de fungos coprófilos em diferentes grupos em excrementos de cabras em Recife



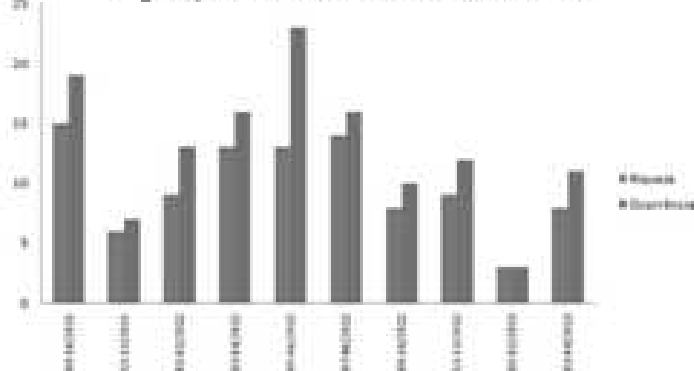
Proporção da riqueza de fungos coprófilos em excrementos de cabras em Recife



Proporção das ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de cabras em Recife



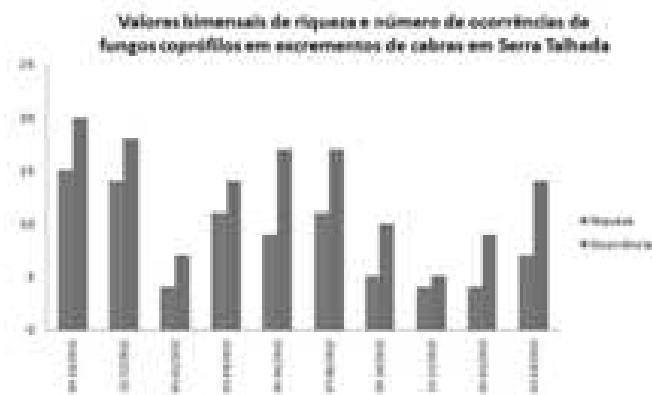
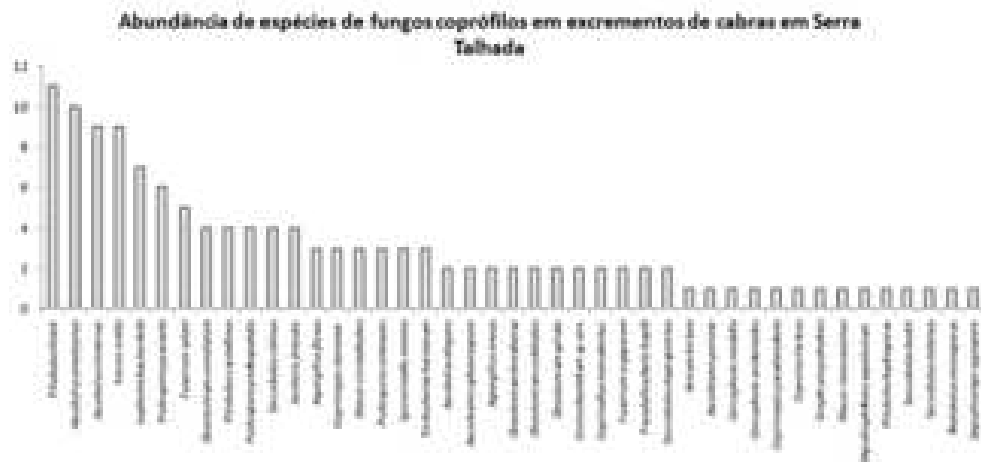
Valores bimensais de riqueza e número de ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de cabras em Recife



Proporção dos registros de fungos coprófilos em excrementos de cabras em Recife

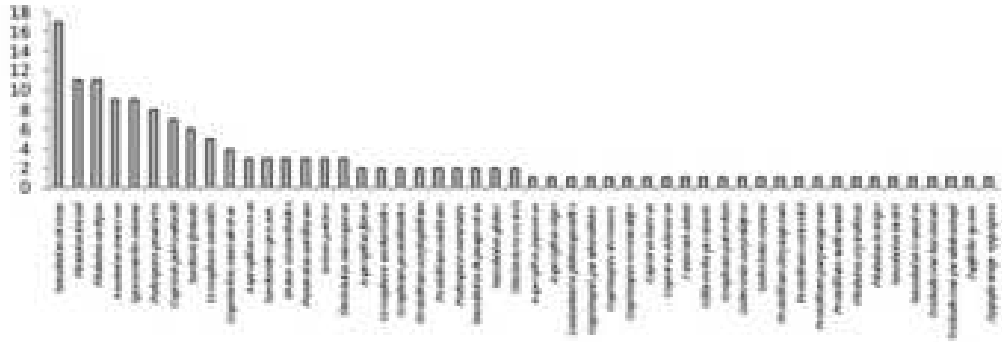


Estrutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de cabra em Recife

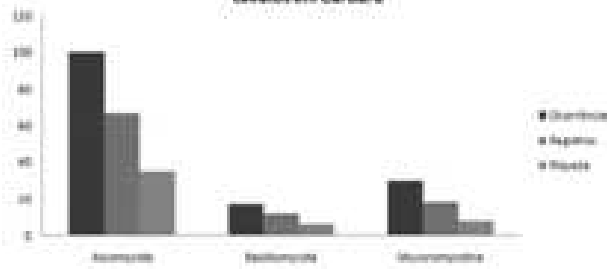


Estrutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de cabra em Serra Talhada

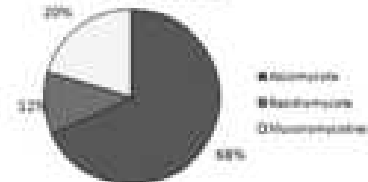
Abundância de espécies de fungos coprófilos em excrementos de cavalos em Caruaru



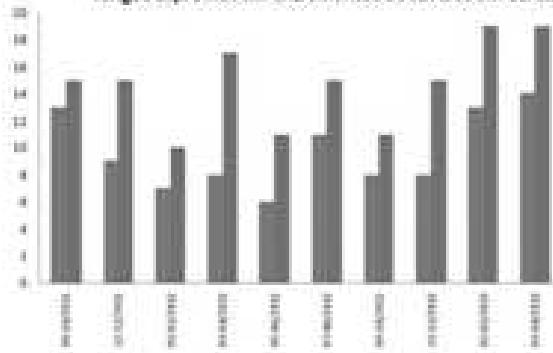
Valores absolutos de ocorrências, registros e de riqueza de fungos coprófilos em diferentes grupos em excrementos de cavalos em Caruaru



Proporção das ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de cavalos em Caruaru



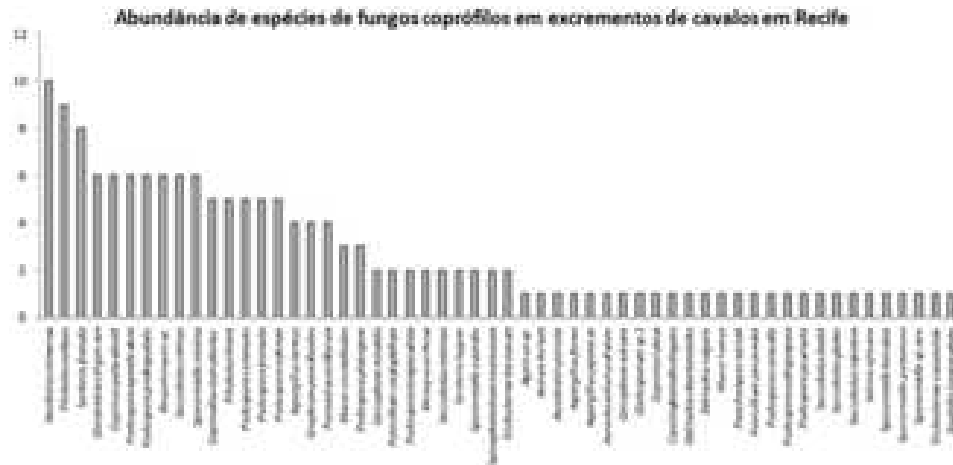
Valores bimensais de riqueza e número de ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de cavalos em Caruaru



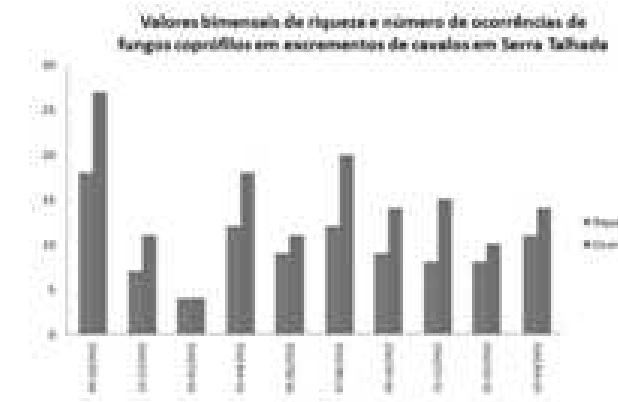
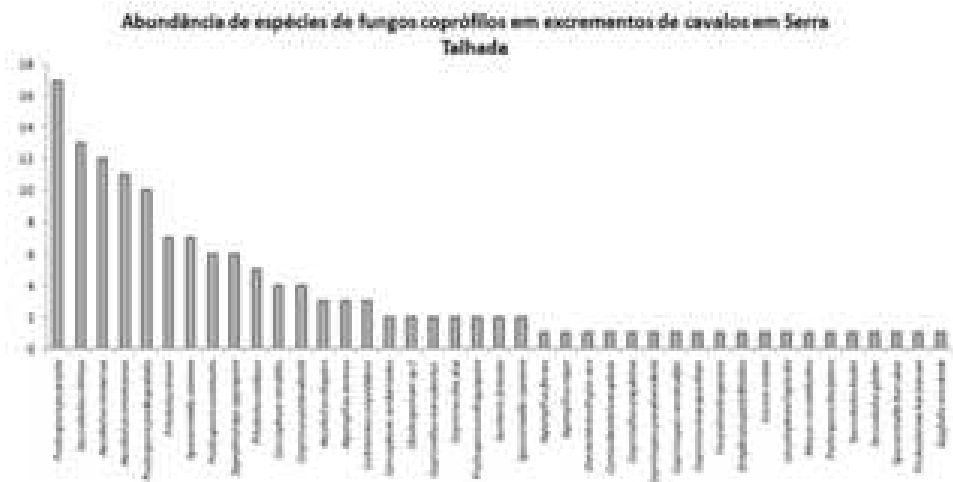
Proporção dos registros de fungos coprófilos em excrementos de cavalos em Caruaru



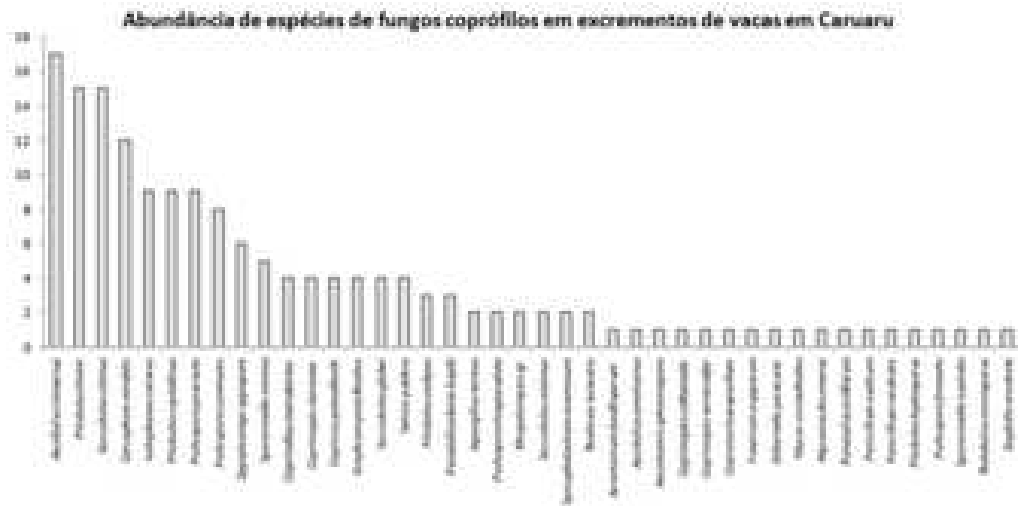
Estrutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de cavalo em Caruaru



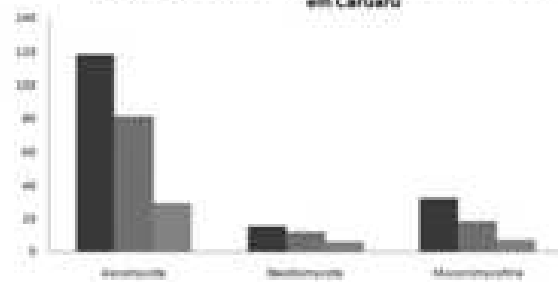
Estutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de cavalo em Recife



Estrutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de cavalo em Serra Talhada



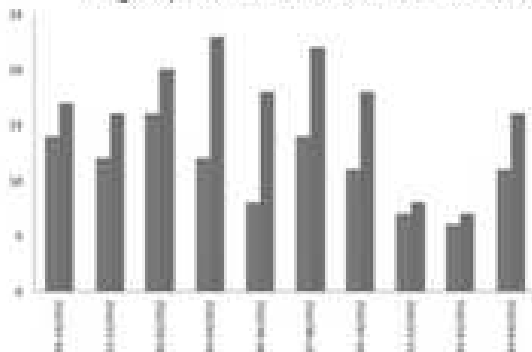
Valores absolutos de ocorrências, registros e de riqueza de fungos coprófilos em diferentes grupos em excrementos de vacas em Caruaru



Proporção das ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Caruaru



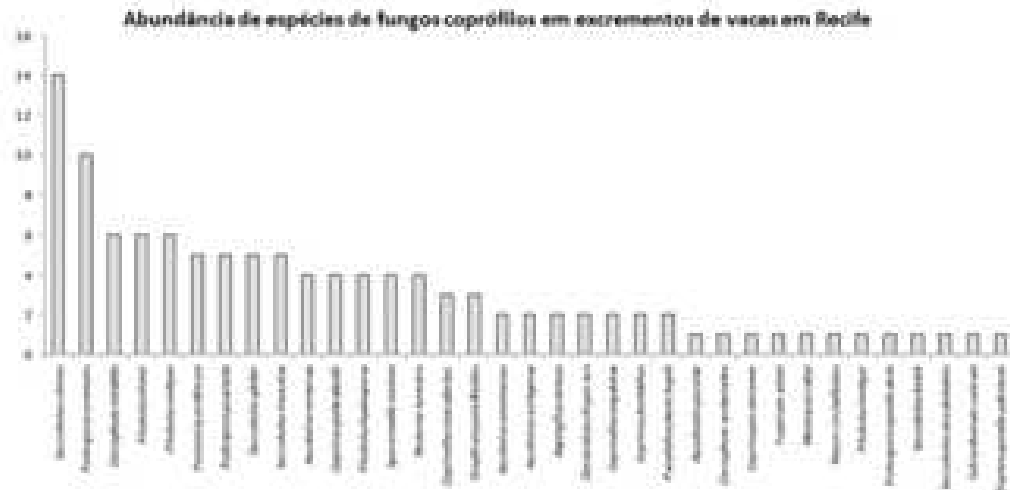
Valores binomiais de riqueza e número de ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Caruaru



Proporção dos registros de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Caruaru

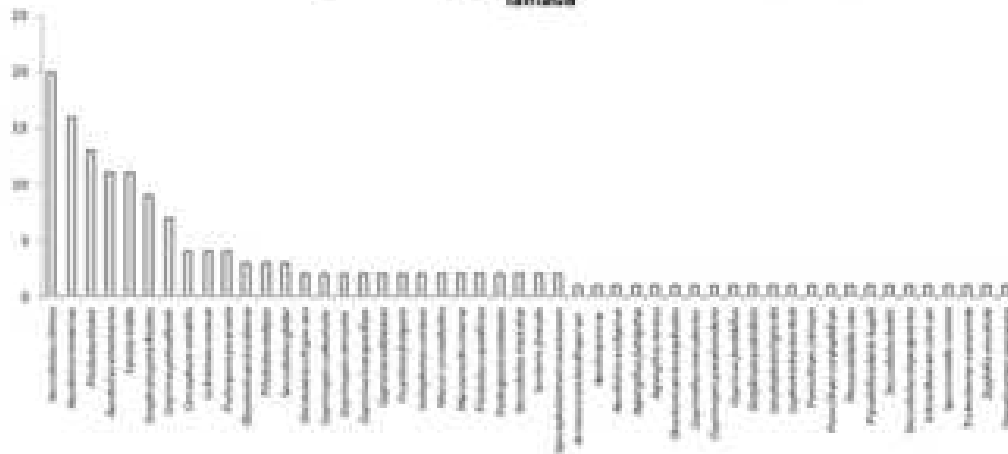


Estutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de vaca em Caruaru

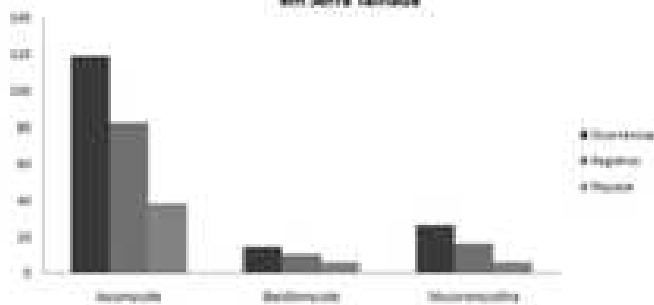


Estrutura e dinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de vaca em Recife

Abundância de espécies de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Serra Talhada



Valores absolutos de ocorrências, registros e de riqueza de fungos coprófilos em diferentes grupos em excrementos de vacas em Serra Talhada



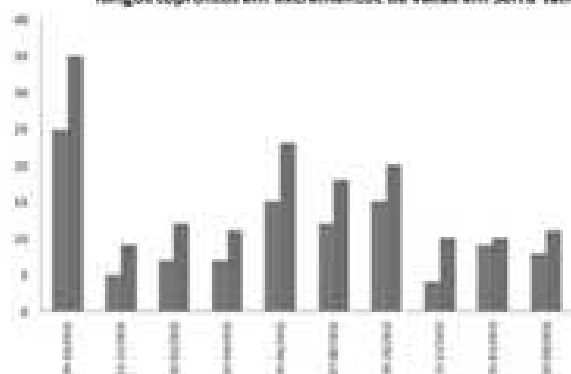
Proporção da riqueza de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Serra Talhada



Proporção das ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Serra Talhada



Valores bimensais de riqueza e número de ocorrências de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Serra Talhada



Proporção dos registros de fungos coprófilos em excrementos de vacas em Serra Talhada



Estrutura edinâmica das comunidades de fungos coprófilos em excrementos de vaca em Serra Talhada