

## BASIDIIBOLUS ISOLADOS DE RÉPTEIS E ANFÍBIOS NO BRASIL

Edward PORTO (1) e Adauto Ivo MILANEZ (2)

### RESUMO

De um total de 124 amostras de excreta e intestinos de répteis e anfíbios obtidos no período de março a dezembro de 1977 e pertencentes a 13 diferentes espécies, os Autores isolaram 40 espécimes de *Basidiobolus*, sendo 24 de *B. ranarum* Eidam e 16 de *B. haptosporus* Drechsler. A técnica utilizada foi a de COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup> combinada com meio de cultivo utilizado por KING<sup>24</sup>. Os resultados obtidos não apresentam divergências significativas quando comparados com os dados de DRECHSLER<sup>11</sup>, BENJAMIN<sup>2</sup>, INGOLD<sup>21</sup> e COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup>. Nas amostras obtidas a partir de intestinos de *Mabuya caissara* (lagarto) predominou *B. haptosporus* e no excremento de sapos e pererecas, *B. ranarum*. As espécies citadas de *Basidiobolus* são relatadas pela primeira vez no Brasil, ocorrendo em répteis e anfíbios.

### INTRODUÇÃO

Os fungos entomofitáceos são pouco conhecidos no Brasil, apesar de sua importância para a micologia médica. Até a presente data a literatura menciona apenas os trabalhos de JOHNSTON & col.<sup>23</sup>, VIÉGAS & TEIXEIRA<sup>36</sup>, CARVALHO & col.<sup>4</sup> que citam fungos causando lesões em animais; por outro lado, ANDRADE & col.<sup>1</sup>, SILVA & col.<sup>31</sup> e BITTENCOURT & col.<sup>3</sup> referem-se a espécimes de tais fungos, isolados de seres humanos.

O aumento do número de casos de zigomicose subcutânea no homem levou os Autores a investigar a ocorrência de representantes desses grupos de fungos em répteis e anfíbios no Brasil, os quais são considerados como seus hospedeiros normais (BENJAMIN<sup>2</sup>; GREER & FRIEDMAN<sup>19</sup>, COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup>), com a finalidade de fornecer subsídios para a compreensão das infecções por eles causadas.

Os resultados deste trabalho referem-se apenas a espécies de *Basidiobolus*, não tendo sido constatado até a presente data qualquer

representante do gênero *Conidiobolus*, já mencionado para o Brasil por JOHNSTON & col.<sup>23</sup> isolado de eqüinos e por ANDRADE & col.<sup>1</sup>, isolado do homem.

*Basidiobolus* pertence à única família ENTOMOPHTHORACEAE, da ordem ENTOMOPHTHORALES. WATERHOUSE<sup>37</sup> reconhece naquela família seis gêneros: *Entomophthora*, *Massospora*, *Conidiobolus*, *Completoaria*, *Basidiobolus* e *Ancylistes*, sendo *Basidiobolus*, *Entomophthora* e *Conidiobolus* os que possuem interesse médico (FROMENTIN & RAVISSE<sup>18</sup>).

O gênero *Basidiobolus* foi descrito por EIDAM<sup>14</sup>, baseado em material isolado de excrementos de rãs; daí o nome da espécie, *Basidiobolus ranarum* Eidam. Posteriormente, espécimes desta espécie foram isolados do trato digestivo e excrementos de répteis (FAIRCHILD<sup>16</sup>; LEVISOHN<sup>26</sup>; THAXTER<sup>35</sup>; OLIVE<sup>29</sup>), peixes, répteis e anfíbios (NICKERSON & HUTCHISON<sup>28</sup>), bem como de vegetais em decomposição e solo (FRIES<sup>17</sup>; MÖLLER<sup>27</sup>, DRECHSLER<sup>9,10,11,12</sup>, SRINIVASAN & THIRUMALACHAR<sup>32</sup> e COREMANS-PELSENEER<sup>7,8</sup>).

(1) Micologista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo. Caixa Postal 2921, 01000 — São Paulo — Brasil

(2) Pesquisador Científico V do Instituto de Botânica. Caixa Postal 4005, 01000 — São Paulo — Brasil

Estudos taxonômicos sobre o gênero foram realizados por GREER & FRIEDMAN<sup>19</sup> e SRINIVASAN & THIRUMALACHAR<sup>33</sup>. Atualmente são reconhecidas como válidas apenas duas espécies: *B. ranarum* Eidam e *B. haptosporus* Drechsler (KING<sup>25</sup>).

A distribuição geográfica foi tratada por HUTCHISON & NICKERSON<sup>20</sup> e, mais recentemente, também por FROMENTIN & RAVISSE<sup>18</sup> que evidenciaram sua ocorrência em regiões tropicais e subtropicais.

Apesar de *Basidiobolus haptosporus* ser agente causal da zigomicose subcutânea nas regiões tropicais da África e Ásia, DWORZACK & col.<sup>13</sup> documentaram o primeiro caso de zigomicose provocado por esse fungo, isolando-o de lesões do palato e seio maxilar, sendo o primeiro caso bem documentado da forma invasiva desta micose nos Estados Unidos.

Segundo COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup> os esporos de *Basidiobolus* spp. seriam ingeridos por insetos e estes por répteis e anfíbios. No interior destes últimos haveria multiplicação de esporos, eliminados com os excrementos. Disseminados os esporos no solo, o homem poderia se infectar através de traumatismos na pele. Quanto às vias de penetração do agente causal no tecido subcutâneo, várias hipóteses foram formuladas (SYMMERS<sup>34</sup>; JOE & col.<sup>22</sup>; EMMONS<sup>15</sup>; CASAGRANDE<sup>5</sup> e CIFERRI<sup>6</sup>). O assunto foi tratado recentemente por COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup> e FROMENTIN & RAVISSE<sup>18</sup>.

Contrariando LEVISOHN<sup>26</sup>, que considerava *B. ranarum* como sapróbio do trato digestivo de vertebrados insetívoros, COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup> demonstrou que esta espécie é na verdade, sapróbio do solo. Ambos os Autores, concordam, porém, que o fungo não parasita os insetos; apenas estes albergam aquele no tubo digestivo. O último Autor, por outro lado, não conseguiu detectar, em cortes histológicos, qualquer lesão no aparelho digestivo de lagartixas (*Agama agama*).

Segundo a literatura, o solo propício para o desenvolvimento de espécies de *Basidiobolus* deve ser rico em humus, com razoável aeração, temperatura entre 10° e 30°C. A umidade e a luz são fatores importantes para o desenvolvimento miceliano, germinação e expulsão dos esporos apicais dos conidióforos fototrópicos (COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup>).

## MATERIAL E MÉTODOS

O material coletado constou de excreta de sapos, rãs e pererecas, bem como de excreta e tubos digestivos de lagartos e lagartixas. Os animais capturados em a natureza (sapos, rãs e pererecas) foram mantidos por 24-48 horas, em uma das seguintes condições: a) individualmente, em sacos plásticos, limpos, contendo cada um, 10 a 15 ml de água destilada para receber o excremento; b) em tanques cimentados (permanentemente úmidos) nos quais mantinham-se espécimes de uma só família; c) em gaiolas metálicas individuais, nas quais recipientes de vidro com água destilada eram introduzidos para coleta dos excrementos.

Na condição "b" as amostras foram coletadas do piso do tanque com auxílio de espátula e, em seguida, transferidas para o laboratório, em temperatura ambiente.

De lagartos (*Geckonidae*) e lagartixas (*Lacertidae*) as amostras foram obtidas a partir de: 1) tubos digestivos recém-dissecados; 2) fezes colhidas em viveiros artificiais em laboratório, com luz e temperatura oscilando entre 25° a 30°C, fornecida por lâmpadas geradoras de calor e 3) de fezes aderidas em utensílios domésticos, móveis e paredes de residências habitadas por estes anfíbios.

A manipulação do material assim coletado foi realizada até 24 horas após sua obtenção, seguindo a técnica de COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup>, utilizando-se porém meio preconizado por KING<sup>24</sup> que consiste na adição de 0,2% de extrato de levedura ao ágar-Sabouraud.

No laboratório, uma alíquota de cada amostra, acrescida de pequena quantidade de solução salina tamponada (pH 7,3) foi, com auxílio de espátula ou alça de platina, espalhada em papel de filtro (Whatman), fixado na tampa de placas de Petri previamente esterilizadas. O papel de filtro foi, em seguida, umedecido para manter a umidade necessária ao eventual crescimento do fungo. Na parte inferior das placas, foram colocados 15 a 20 ml de ágar-Sabouraud, acrescido de 0,2% de extrato de levedura (ASEL) ou ágar-fubá com 5 mg o/oo de neopeptona (AFN).

Algumas amostras coletadas em sacos plásticos e/ou recipientes de vidro, suspensas em solução salina tamponadas foram centri-

fugadas, sendo o sobrenadante desprezado e o sedimento espalhado no centro de papel de filtro (Whatman), conforme técnica anteriormente descrita, dando-se conformação circular, 30-40 mm de diâmetro.

Para estudos micromorfológicos do fungo foram utilizadas câmaras úmidas, contendo cada uma, duas lâminas de microscopia separadas por bastão de vidro em forma de U. Nas lâminas dispostas abaixo e acima do bastão de vidro, verteu-se ágar-Sabouraud com extrato de levedura liquefeito, utilizando-se pipeta de Pasteur. Após solidificação, pequeno inóculo de cultura pura foi depositado na lâmina inferior da câmara. Logo após, invertia-se, com auxílio de pinça, a lâmina superior,

ficando a superfície desta em posição para receber os esporos arremessados violentamente. Após a semeadura, as câmaras úmidas (assim mantidas com o uso de algodão embebido em água destilada esterilizada) foram mantidas à temperatura ambiente e em presença de luz. As leituras foram efetuadas com intervalo de, no mínimo 1 hora, para acompanhar o desenvolvimento da colônia.

## RESULTADOS E DISCUSSÃO

No período de março a dezembro de 1977, foram manipuladas 124 amostras de material pertencente a 13 diferentes espécies de répteis e anfíbios de diversas procedências (Quadro I).

Q U A D R O I  
Isolamento de *Basidiobolus* spp. de répteis e anfíbios

Espécies	Nome popular	Procedência	Número de amostras examinadas	Número de amostras com <i>B. ranarum</i>	Número de amostras com <i>B. haptosporus</i>
<i>Bufo ictericus</i>	sapo	Campo Limpo e Varjinha — SP	21	7	—
<i>Cnemidophorus lemniscatus</i>	lagarto	Utinga — PA	4	3	—
<i>Eleutherodactylus binotatus</i>	perereca	Linhares — ES	1	—	—
<i>Fritziana goeldii</i>	perereca	Campos de Jordão — SP	6	—	—
<i>Hemidactylus mabuya</i>	lagartixa	São Paulo — SP	4	—	—
<i>Hyla faber</i>	perereca	Embu — SP	1	1	—
<i>Mabuya caissara</i>	lagarto	Santos — SP	—	—	—
<i>Mabuya caissara</i> (*)	lagarto	Santos — SP	76	10	16
<i>Mabuya</i> sp.	lagarto	Santos — SP	2	—	—
<i>Phyllomedusa bicolor</i>	perereca	Manaus — AM	1	—	—
<i>Phyllomedusa burmeisteri</i>	perereca	Rio de Janeiro — RJ	1	—	—
<i>Phyllomedusa distincta</i>	perereca	Guapiara e Apiaí — SP	2	2	—
<i>Phyllomedusa distincta</i>	perereca	Florianópolis — SC	1	1	—
<i>Phyllomedusa distincta</i>	perereca	Joinville — SC	1	—	—
<i>Phyllomedusa hypochondrialis</i>	perereca	Maracás — BA	1	—	—
<i>Phyllomedusa rohdei</i>	perereca	Linhares — ES	1	—	—
<i>Phyllomedusa tomopterna</i>	perereca	Manaus — AM	1	—	—
Totais			124	24	16

(\*) Material utilizado: intestinos; os demais foram fezes

Observa-se no exame dos dados que o material obtido de alguns animais foi em número reduzido, impedindo qualquer análise mais profunda. Por outro lado, nota-se que em *Mabuya caissara* foram isoladas as duas espécies de *Basidiobolus*, predominando *B. haptosporus*. Nas demais espécies de animais, mesmo quando houve número razoável de amostras (*Bufo ictericus*) apareceu somente *B. ranarum*.

Trata-se do primeiro relato no Brasil, de espécies de *Basidiobolus* isoladas de répteis e anfíbios.

Apesar de ainda preliminares, os resultados confirmam os dados da literatura, no que se refere à distribuição geográfica de *Basidiobolus*, que é gênero cosmopolita (FROMENTIN & RAVISSE<sup>18</sup>).

As culturas obtidas em ASEL desenvolveram-se em quatro a cinco dias, à temperatura ambiente, formando colônias planas, cerosas, com superfície sulcada e cerebriforme, de cor creme, glabras e ligeiramente pulverulentas. Após oito a nove dias, as colônias satélites apareciam na superfície do meio de

cultura, resultantes da germinação de conídios esféricos projetados da primeira colônia para o meio circunvizinho (Fig. 1.1). Em 12 a 15 dias as colônias atingiam o crescimento máximo, invadindo toda a superfície do meio, com micélio denso, conferindo à cultura aspecto membranoso, de cor creme-acinzentada ou creme-esverdeado. Apresentam desde o início do desenvolvimento odor fraco ou acentuado, de hexacloreto de benzeno (dos *Streptomyces*) característico de *Basidiobolus ranarum*.

Este odor pode inclusive desaparecer com as sucessivas repicagens.

O micélio apresenta-se bem desenvolvido e ramificado, com hifas grossas, 8,0 — 27,5  $\mu\text{m}$  de diâmetro mostrando acentuada tendência a dividir-se na altura dos septos dos corpos hifálicos, 11,5-44 x 31-312  $\mu\text{m}$  (Figs. 1.2 e 1.2.a). O protoplasma nas hifas apresenta-se de modo descontínuo, com células vazias entre outras cheias de protoplasma granuloso, e vacúolos de tamanho variado.

Conidióforos aéreos (3,5—10,0 x 58—312  $\mu\text{m}$ ) elevando-se do micélio vegetativo ou de corpos hifálicos, formando dilatação cônica em sua extremidade (alargamento propulsivo terminal) (Figs. 1.3, 1.4 e 1.4.a) e conídios primários globosos, 7,5-40  $\mu\text{m}$  de diâmetro, na porção apical. A porção superior da dilatação ("basídio"), com o conídio primário são arremessados violentamente de encontro à superfície do meio do cultivo em lâmina, na câmara úmida já mencionada, em concordância com os estudos efetuados, entre outros, por DRECHSLER<sup>11</sup>, BENJAMIN<sup>2</sup> e INGOLD<sup>21</sup>.

Os conídios primários são expelidos violentamente, quando a maior parte do conteúdo protoplasmático do conidióforo migra para a dilatação propulsiva e desta, para o conídio. Na linha de deiscência da dilatação propulsiva, ocorre a ruptura por alta pressão, expulsando o conídio primário para o ar, juntamente com o "basídio", onde ocorre frequentemente a separação do "projétil" (Figs. 1.4 e 1.4.a), conforme BENJAMIN<sup>2</sup>. Às vezes, há falha na separação do "projétil", ficando o conídio unido ainda ao "basídio" (Fig. 1.4.a). Os conídios são arremessados à distâncias não mensuradas, porém segundo INGOLD<sup>21</sup>, a distância é de 1 a 2 cm para os conídios, enquanto os "basídios", já separados, raramente atingem 0,5 cm (Fig. 1.5).

Esporos secundários, adesivos, formam-se terminalmente em finos e longos filamentos originados de esporos globosos primários e/ou secundários, estrobiliformes, com ponta delgada, terminando em estrutura globosa e envolvida em material adesivo, 3,5—10 x 9,5—22,0  $\mu\text{m}$ , não sendo expelidos violentamente como os esporos primários (Fig. 1.6).

A reprodução sexuada, que tem lugar após a fusão de duas hifas adjacentes de núcleos compatíveis, resulta na formação do progamétangio e, posteriormente do zigosporo com duas protuberâncias pareadas e justapostas (Figs. 1.10 e 1.11). Estas são remanescentes das extremidades das hifas que se conjugaram durante o processo sexuada. As protuberâncias ou "bicos" apresentaram-se posteriormente destituídas de protoplasma, o que, segundo BENJAMIN<sup>2</sup>, DRECHSLER<sup>11</sup> e KING<sup>24</sup>, ocorre após a união dos núcleos gaméticos e conseqüente maturação dos zigosporos (Fig. 1.11).

De acordo com ROBINOW<sup>30</sup>, a fusão nuclear dos dois núcleos que migraram dos "bicos" é verificada na porção alargada dos zigosporos.

Zigosporos maduros, esféricos, de 30,0 — 48,0  $\mu\text{m}$ , apresentavam parede celular com 4,5 — 8,5  $\mu\text{m}$  de espessura, com membrana externa tipicamente ondulante e nitidamente destacada da membrana citoplasmática lisa (Fig. 1.11). Os zigosporos jovens apresentavam apenas a membrana citoplasmática.

Clamidosporos ou azigosporos formados a partir de segmentos de hifas apresentam-se algumas vezes em cadeias curtas (Fig. 1.12).

Os zigosporos dos materiais examinados são maiores que os mencionados por NICKERSON & HUTCHISON<sup>28</sup> e BITTENCOURT & col.<sup>3</sup>, porém dentro dos limites citados por COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup>.

### **Basidiobolus haptosporus**

As colônias de *B. haptosporus* (Fig. 1.13) apresentam tonalidade creme, aspecto membranoso e superfície pregueada e destituídas de odor. Quando comparado com *B. ranarum*, *B. haptosporus* possui micélio menos desenvolvido; as hifas possuem comprimento máximo de 390  $\mu\text{m}$ , 7,5—20,0  $\mu\text{m}$  de diâmetro; os corpos hifálicos são menores, cilíndricos ou irregulares 39,0—156,0 x 3,5—16,0  $\mu\text{m}$ . Conidióforos

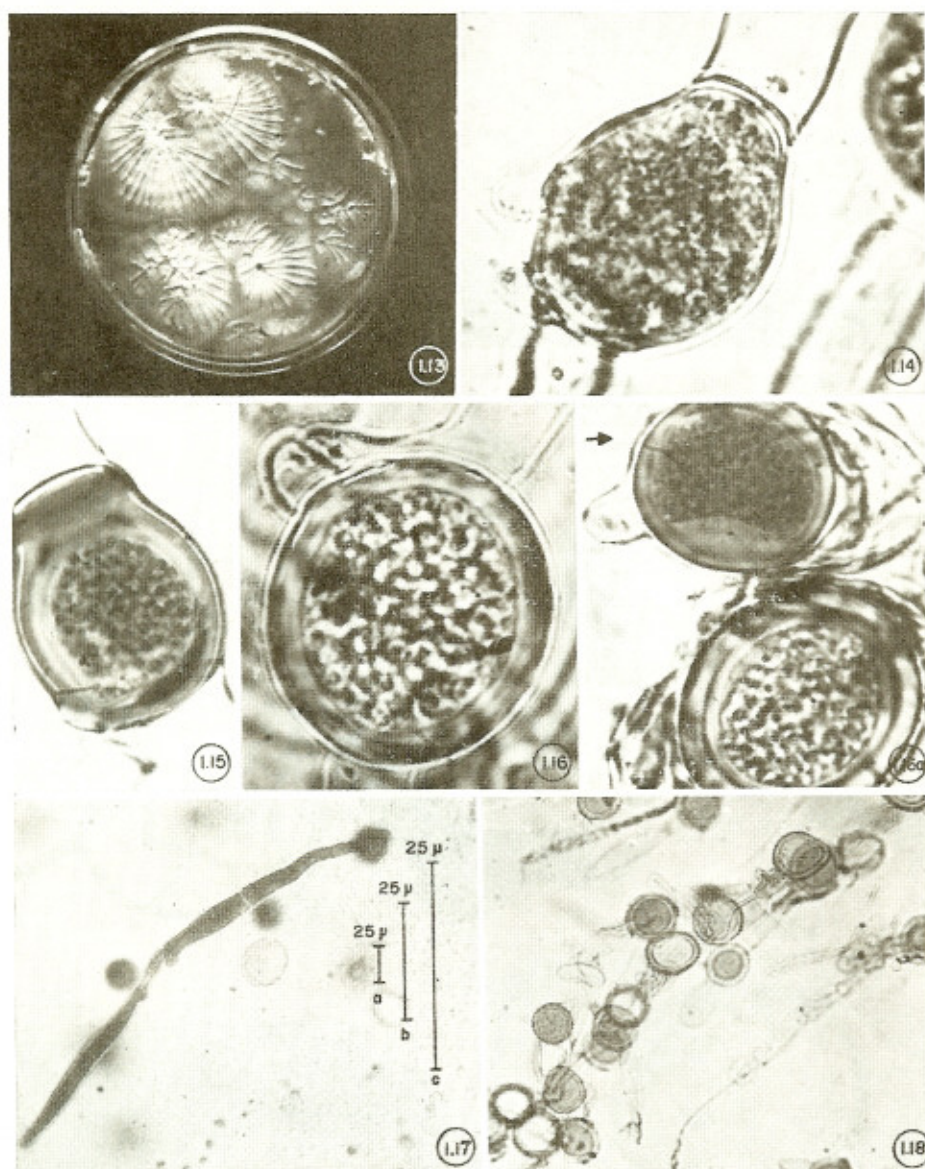


Fig. 2 — 1.13) Colônias de *B. haptosporus*, com superfície sulcada radialmente; 1.14 — 1.15 e 1.16) Zigosporos de *B. haptosporus*, com citoplasma granuloso, membrana celular externa lisa e bicos; 1.000 X. 1.16a) A seta indica zigosporo jovem com apenas a membrana celular interna. Ao lado, zigosporo maduro com membranas já diferenciadas; 1.17) Hifa vegetativa septada e azigosporo; 64 X. 1.18) Clamidosporos ou azigosporos; 64 X.

aéreas  $136,0\text{--}312,0 \times 6,0\text{--}10,0 \mu\text{m}$ ; conídios primários, globosos,  $15,0\text{--}39,0 \mu\text{m}$  de diâmetro conídios secundários, adesivos, não foram observados. Zigosporos esféricos  $21,0\text{--}39,0 \mu\text{m}$  de diâmetro com parede celular lisa,  $2,0\text{--}6,0 \mu\text{m}$  de espessura.

A separação entre as duas espécies de *Basidiobolus* pode ser feita através do tamanho

e tipo de parede celular dos zigosporos e presença ou ausência de odor das colônias. Em *B. ranarum*, os zigosporos são maiores, com parede externa ondulada e colônias possuindo odor característico, enquanto que *B. haptosporus* possui zigosporos menores, com paredes externas lisas e colônias destituídas de odor.



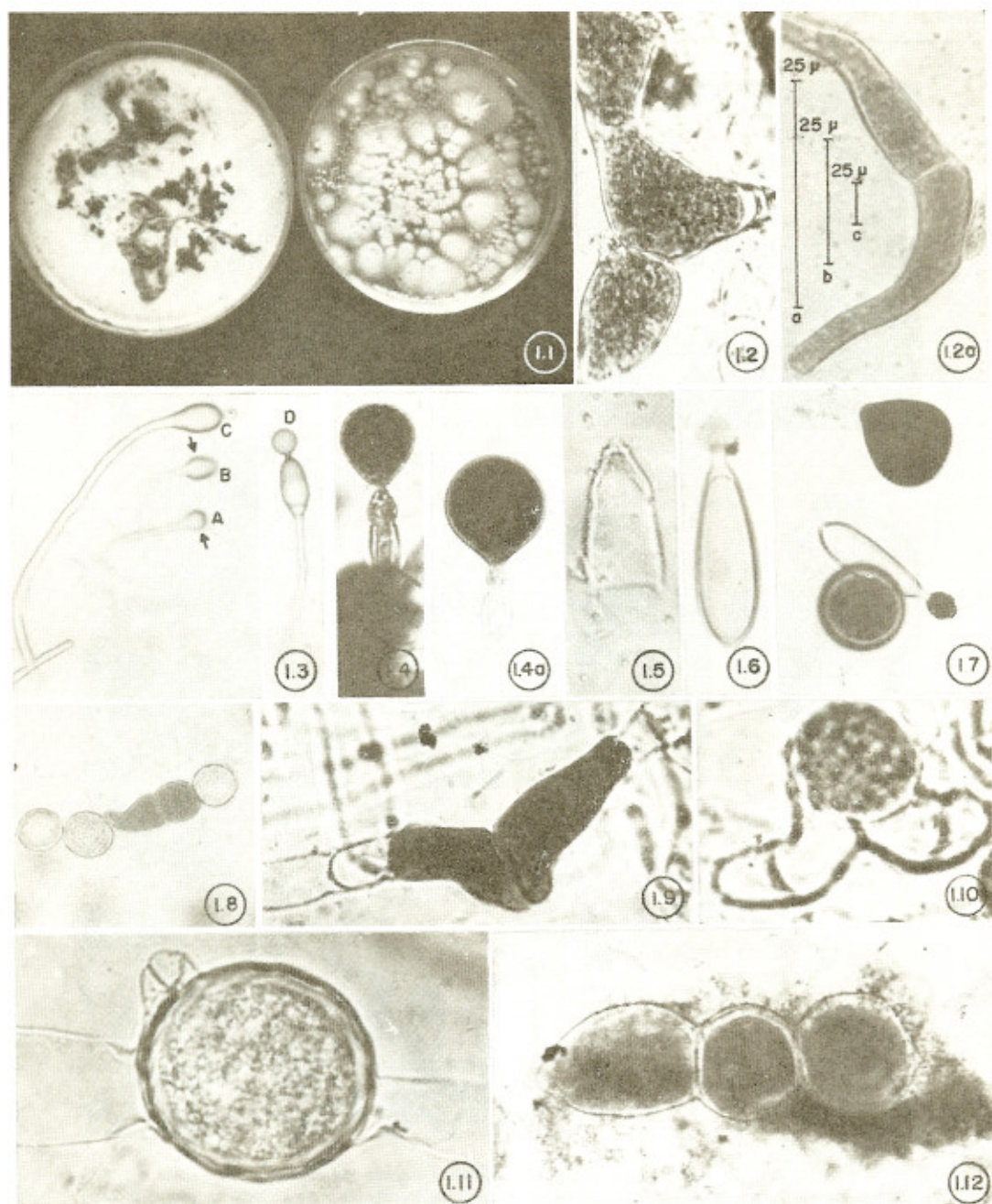


Fig. 1 — 1.1) Placa com ASEL mostrando colônias satélites de *Basidiobolus ranarum*, obtidas pelo método de COREMANS-PELSENEER. A esquerda, amostra de intestino de lagarto que serviu para o isolamento do fungo; 1.2 e 1.2a) Corpos hifálicos de forma variada mostrando septo evidente no corpo de forma alongada, 400 a 160 X; 1.3) De 1 a 4, conidióforo apresentando sucessivos estágios de desenvolvimento do alargamento propulsivo terminal "basídio" e, fase inicial e final na formação dos esporos esféricos primários, 64 X; 1.4 e 1.4a) Conidióforo com alargamento terminal e conídio primário inserido na porção apical, 160 X; 1.5) Membrana celular vazia do alargamento terminal "basídio", após a separação do conídio primário, 400 X; 1.6) Conídio secundário estrobiliforme, com formação globosa terminal envolvida por substância adesiva, 400 X; 1.7) Conídio primário, azigosporo e conídio secundário; 160 X; 1.8) Azigosporos e corpo hifálico com septo; 64 X; 1.9) — Fusão das hifas e formação de duas protuberâncias justapostas com citoplasma granuloso, e hifas vazias com septos separando as duas unidades reprodutivas; 160 X. 1.10) Progametângio e hifas destituídas de citoplasma, com septos delimitando a estrutura sexual; 160 X. 1.11) Zigosporo com membrana externa tipicamente ondulada e protuberâncias justapostas (bicos); 400 X. 1.12) Chlamydosporos em cadeia curta; 400 X.

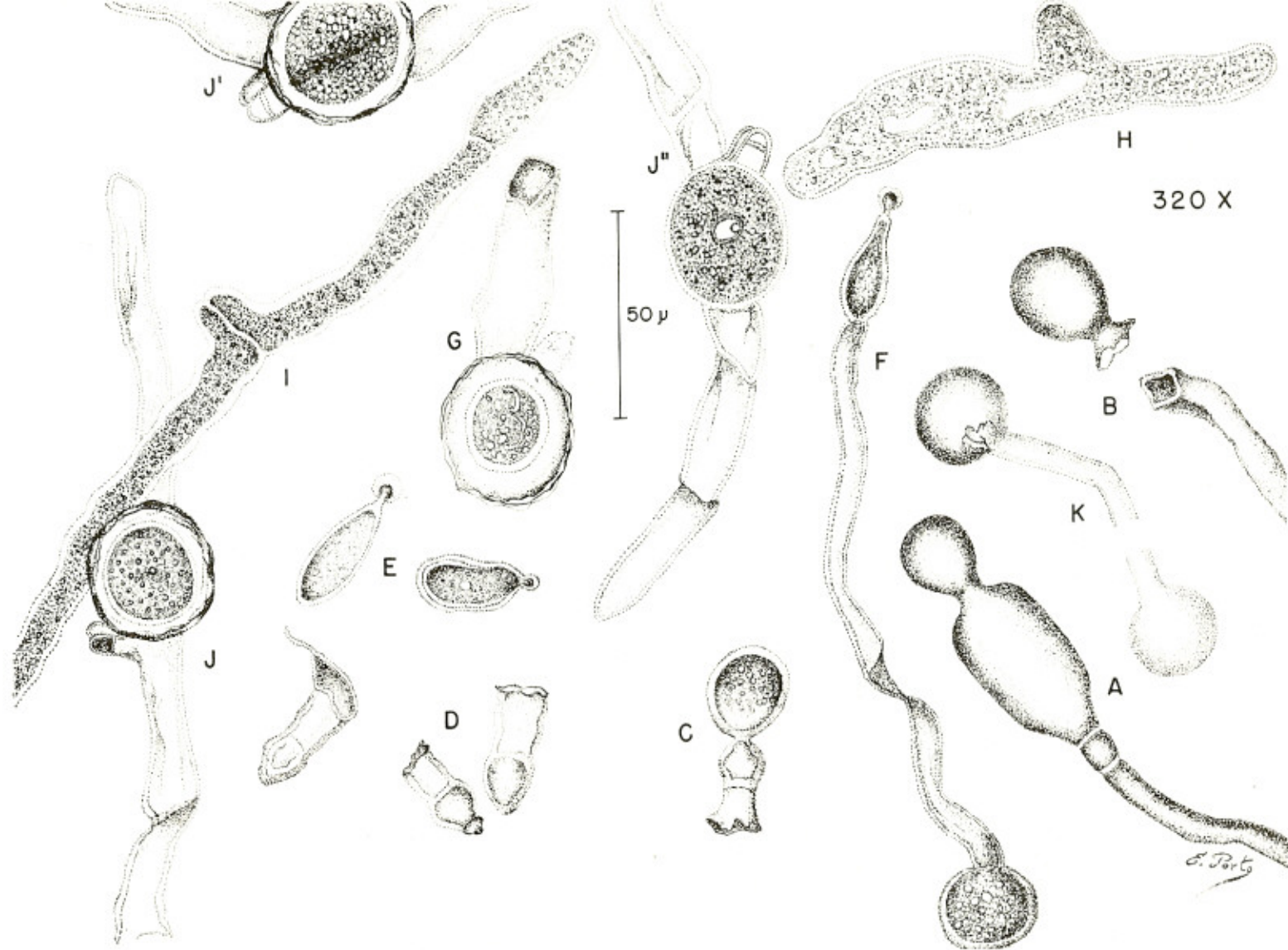


Fig. 3 — Fases do ciclo evolutivo de *Basidiobolus ranarum*. A) Conidióforo com dilatação terminal propulsiva e conídio globoso primário; B e C) Conídios primários expelidos os quais conservam inseridos uma porção da dilatação propulsiva; D) Membranas vazias das dilatações propulsivas ("basídios") já separadas dos conídios primários; E) Conídios secundários adesivos estrobiliformes; F) Conídio primário mostrando, após germinação, longo filamento e conídio secundário adesivo, terminal; G) Zigosporo com membrana interna lisa e a externa ondulante; H) Corpos hifálicos apresentando citoplasma granuloso e vacúolos; I) Pareamento das hifas com núcleos compatíveis e formação de protuberâncias justapostas; J e J') Zigosporos com membrana interna lisa e externa ondulante típica e protuberâncias ou "bicos" característicos; K) Conídio primário globoso que, após germinação, deu origem a um segundo conídio globoso.

Tomado como fator isolado, o odor de hexaóxido de benzeno não pode ser utilizado para separar *B. ranarum* de *B. haptosporus*, pois que com sucessivas repicagens pode desaparecer das culturas da primeira espécie.

Os resultados obtidos para ambas as espécies não apresentam discrepâncias significativas quando comparados com os dados da literatura (DRECHSLER<sup>9</sup> 10,11,12; SRINIVASAN & THIRUMALACHAR<sup>32,33</sup>; BENJAMIN<sup>2</sup>; WEBSTER<sup>38</sup> e COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup>).

Apesar de iniciais, os resultados obtidos demonstram que a técnica empregada, bem como os meios utilizados, são adequados ao isolamento de fungos entomofitóficos. Há necessidade do exame diário das placas de Petri, a fim de isolar tão cedo possível os fungos entomofitóficos, pois que após cinco a seis dias frequentemente aparecem mucoríneos que mercê de seu crescimento vigoroso e rápido colonizam inteiramente o meio, tornando difícil a detecção e isolamento daqueles fungos.

O isolamento das espécies de *Entomophthorales* em animais brasileiros e de outras fontes naturais deve interessar ao clínico que terá sua atenção voltada para um diagnóstico mais acurado, diferencial, entre basidiobolomicose, entomofitomicose e zigomicose disseminada. Casos clínicos já comprovados no Brasil enfatizam a necessidade de cuidadoso exame micológico e histopatológico em material com suspeita desta micose.

Os estudos prosseguem no sentido de obter-se o maior número de amostras de um número maior de espécies de anfíbios e répteis.

### SUMMARY

#### *Basidiobolus* isolated from reptiles and amphibians in Brazil

From March to December of 1977, 124 samples taken from guts and dungs of 13 different species of amphibians and reptiles in Brazil yielded 40 isolates of *Basidiobolus*, 24 belonging to the species *B. ranarum* Eidam and 16 to *B. haptosporus* Drechsler. The technique used for isolation was the one of COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup> combined with the medium used by KING<sup>24</sup>.

The results did not show any remarkable difference when compared with the data provided by DRECHSLER<sup>11</sup>, BENJAMIN<sup>2</sup>, INGOLD<sup>21</sup> and COREMANS-PELSENEER<sup>8</sup>.

In the samples obtained from the guts of *Mabuya caissara* (lizard) prevailed *B. haptosporus* and in the dung of frogs and tree-frogs predominated *B. ranarum*.

*Basidiobolus ranarum* and *B. haptosporus* are reported for the first time from Brazil as occurring in reptiles and amphibians.

### AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Dr.<sup>a</sup> Regina Spiecker e ao Sr. João Rossi, da Seção de Herpetologia do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Dr.<sup>a</sup> Denise Maria Peccinini-Seale, do Departamento de Genética do Instituto de Ciências da Universidade de São Paulo, Dr. Mititaka Soma da Seção de Genética do Instituto Butantã de São Paulo, Sr. Werner C. A. Bokermann da Fundação Parque Zoológico de São Paulo e ao Sr. José Salustiano da Rocha, do Departamento de Fisiologia do Instituto de Ciências Biomédicas da Universidade de São Paulo, pelo fornecimento dos animais utilizados neste trabalho. Ao Sr. Waldomiro Siqueira Júnior agradecemos a montagem fotográfica das pranchas que ilustram as espécies de fungos e ao Prof. Carlos da Silva Lacaz, pela leitura do texto.

### REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. ANDRADE, Z. A.; ARAUJO, J. A.; SHERLOCK, I. A. & CHEEVER, A. W. — Nasal granuloma by *Entomophthora coronata*. Amer. J. Trop. Med. Hyg. 16: 31-33, 1967.
2. BENJAMIN, R. K. — A new *Basidiobolus* that forms microspores. ALISO 5: 223-233, 1962.
3. BITTENCOURT, A. L.; MELO, C. R.; JALIL, O. A. M. & ANDRADE, Z. A. — Basidiobolomicose. Apresentação de um caso. Rev. Inst. Med. trop. São Paulo 19: 208-212, 1977.
4. CARVALHO, E. C. Q. de; CRUZ, J. B. & NASCIMENTO, R. L. — Rinofitomicose em muar. Pesq. Agropecu. Brasil, Sér. Vet. 11: 13-17, 1976.
5. CASAGRANDE, C. — Sulla presenza di *Basidiobolus* nell'uomo. Riv. Biol. 13: 1-8, 1931.
6. CIFERRI, R. — Isolamento del *Basidiobolus ranarum* da feci umane. Atti Ist. Bot. Univ. Pavia 5: 73-79, 1957.



7. COREMANS-PELSENEER, J. — Isolation of *Basidiobolus meristosporus* from natural sources. *Mycopath. Mycol. Appl.* 49: 173-176, 1973.
8. COREMANS-PELSENEER, J. — Biologie des Champignons du genre *Basidiobolus* Eidam 1886. Saprophytisme et pouvoir pathogène. *Acta Zool. Path. Antverp.* 60: 7-143, 1974.
9. DRECHSLER, C. A. — A *Basidiobolus* producing elongated secondary conidia with adhesive beaks. *Bull. Torrey Bot. Club* 74: 403-413, 1947.
10. DRECHSLER, C. A. — A southern *Basidiobolus* forming many sporangia from globose and from elongated adhesive conidia. *J. Washington Acad. Sci.* 45: 49-56, 1955.
11. DRECHSLER, C. A. — Supplementary developmental stages of *Basidiobolus ranarum* and *Basidiobolus hapto-sporus*. *Mycologia* 48: 655-676, 1956.
12. DRECHSLER, C. A. — Formation of sporangia from conidia and hyphal segments in an Indonesian *Basidiobolus*. *Amer. J. Bot.* 45: 632-638, 1958.
13. DWORZACK, D. L.; POLLOCK, A. S.; HODGES, G. R.; BARNES, W. G.; AJELLO, L. & PADHYE, A. — Zygomycosis of the maxillary sinus and palate caused by *Basidiobolus hapto-sporus*. *Arch. Intern. Med.* 138: 1274-1276, 1978.
14. EIDAM, E. — *Basidiobolus*, eine neue Gattung der Entomophthoraceen. *Beiträge Biol. Pflanzen* 4: 181-251, 1886.
15. EMMONS, C. W.; BINFORD, C. H.; UTZ, J. P. & KWON-CHUNG, K. J. — The Phycomycoses: 1 Mucormycosis, 2 Entomophthoromycosis, 3 Oomycosis. *Medical Mycology*. Philadelphia, Lea & Febiger, 1977, p. 254-284.
16. FAIRCHILD, D. G. — Über Kerntheilung und Befruchtung bei *Basidiobolus ranarum* Eidam. *Jahrb. Wiss. Botanik* 30: 285-295, 1897.
17. FRIES, R. E. — *Basidiobolus myxophilus* en ny phycomycet. *Bih. Svenska Vet. Akad. Handl.* 25: 1-15, 1889.
18. FROMENTIN, H. & RAVISSE, P. — Les entomophthoromycoses tropicales. *Acta Trop.* 34: 375-394, 1977.
19. GREER, D. L. & FRIEDMAN, L. — Studies on the genus *Basidiobolus* with reclassification of the species pathogenic for man. *Sabouraudia* 4: 231-241, 1966.
20. HUTCHISON, J. A. & NICKERSON, M. A. — Comments on the distribution of *Basidiobolus ranarum*. *Mycologia* 62: 585-587, 1970.
21. INGOLD, C. T. — *Fungal Spores. Their Liberation and Dispersal*. Oxford, Clarendon Press, 1971, 302 p., ilust.
22. JOE, L. K.; ENG, N. I. T.; POHAN, A.; VAN DER MEULEN, H. & EMMONS, C. W. — *Basidiobolus ranarum* as a cause of subcutaneous mycosis in Indonesia. *Arch. Dermat.* (Chicago) 74: 378-383, 1956.
23. JOHNSTON, M. J.; SOERENSEN, B.; SALIBA, A. M.; LACAZ, C. da S.; BELA NETO, J. & CRUZ, J. M. — Ficomicose em muar. Isolamento de *Entomophthora coronata*. *Arq. Inst. Biol.* 34: 51-58, 1967.
24. KING, D. S. — Systematics of *Conidiobolus* (Entomophthorales) using numerical taxonomy I. Biology and cluster analysis. *Canad. J. Bot.* 54: 45-65, 1976.
25. KING, D. S. — Systematics of fungi causing entomophthoromycosis. *Second International Mycological Congress*. Tampa, Florida, U.S.A., Abstracts, Vol. A-L: 348, 1977.
26. LEVISOHN, I. — Beitrag zur Entwicklungsgeschichte und Biologie von *Basidiobolus ranarum* Eidam. *Jahrb. Wiss. Bot.* 66: 513-555, 1927.
27. MÖLLER, A. — Phycomyceten und Ascomyceten. Untersuchungen aus Brasilien. In Schimper, A. F. W. — *Botanische Mitteilungen aus den Tropen*. Gustav Fischer (Jena) 9: 5, 1901.
28. NICKERSON, M. A. & HUTCHINSON, J. A. — The distribution of the fungus *Basidiobolus ranarum* Eidam in fish, amphibians and reptiles. *Am. Midl. Nat.* 86: 500-502, 1971.
29. OLIVE, E. W. — Cell and nuclear division in *Basidiobolus*. *Ann. Mycol.* 5: 404-418, 1927.
30. ROBINOW, C. F. — Observations on cell growth mitosis and division in the fungus *Basidiobolus ranarum*. *J. Cell Biol.* 17: 123-152, 1963.
31. SILVA, J. F. da; SILVA, W. M. da; DANTAS, J. C.; ASSUNÇÃO, A. C. R. de & OLIVEIRA, M. M. da S. T. — Rinoentomofitomicose. Registro de um caso. *Rev. Patol. Trop.* 4: 101-106, 1975.
32. SRINIVASAN, M. C. & THIRUMALACHAR, M. J. — *Basidiobolus* species pathogenic for man. *Sabouraudia* 4: 32-34, 1965.
33. SRINIVASAN, M. C. & THIRUMALACHAR, M. J. — Studies on *Basidiobolus* species from India with discussion on some characters used in speciation of the genus. *Mycopathol.* 33: 58-64, 1967.
34. SYMMERS, W. St. C. — Fungi in human and animal diseases. *Proc. Roy. Soc. Med.* 57: 405-411, 1964.
35. THAXTER, R. — The Entomophthoraceae of the United States. *Mem. Boston Soc. Nat. Hist.* 4: 133-201, 1888.
36. VIÉGAS, A. P. & TEIXEIRA, C. G. — Sobre a ocorrência de *Conidiobolus utriculosis* Bref. no Brasil. *Bragantia* (Campinas) 13: 151-155, 1954.
37. WATERHOUSE, G. M. — Entomophthorales. In: *The Fungi, an Advanced Treatise*. Vol. 48. Ainsworth, G. C.; Sparrow, F. K. & Sussman, A. (Ed.). New York, Academic Press, 1973, p. 219-229.
38. WEBSTER, J. — Zygomycotina (Zygomycetes). Entomophthorales. In: *Introduction to Fungi*. Cambridge, University Press, 1970, p. 143-154.