

ISOLAMENTO DE AGENTES FUNGICOS EM EXCRETAS DE AVES SILVESTRES EM CENTRO DE REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES EM PELOTAS/RS

MENDES, Josiara F.¹; FERREIRA, Gracilada F.; VIEIRA, Viviane S. C.¹; NASCENTE, Patrícia S.; MELLO, João Roberto B.²

¹UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL - josiara.mds@hotmail.com

²UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL – jmello@gabinete.ufrgs.br

1. INTRODUÇÃO

Zoonoses transmitidas por animais silvestres mantidos como animais de estimação têm sido consideradas um problema de Saúde Pública. Programas de conservação destes animais que envolva translocação, soltura e reintrodução em seus ambientes naturais envolvem riscos de contágio pela possível transmissão de agentes infecciosos (CUNNINGHAM, 1996). A manutenção de animais selvagens ou exóticos em cativeiro é uma atividade bastante comum no Brasil, sendo os passeriformes e psitaciformes muito populares como animais de estimação (QUEIROZ et. al., 2008). Entretanto, as excretas dessas aves representam uma fonte de contaminação dos ambientes domésticos e públicos por fungos. Embora as enfermidades fúngicas estejam principalmente associadas à imunossupressão e a doenças intercorrentes, a compreensão dos fatores envolvidos na epidemiologia das enfermidades é fundamental (MARINHO, et al., 2010).

A principal forma de transmissão direta pode ocorrer com os criadores de aves, proprietários, veterinários, tratadores de centros de reabilitação, traficantes, que podem ter um contato direto com as penas, fezes, ectoparasitas, secreção nasal, ocular ou oral, ou por ingestão de carne ou órgãos internos. O conhecimento a respeito da microbiota presente em uma população de aves é essencial para se identificar os possíveis reservatórios que possam ser responsáveis pela transmissão de prováveis zoonoses (NISHIKAWA et al., 2003)

A partir deste contexto, o objetivo deste trabalho foi pesquisar a presença de fungos com potencial patogênico em excretas de aves silvestres recolhidos em Centro de Triagem.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Foram coletadas amostras de excretas de 50 gaiolas com diferentes espécies de aves, sendo elas: Família Thraupidae (*Saltator aurantiirostris*, *Pipraeidea bonariensis*, *Stephanophorus diadematus*, *Paroaria coronata*, *Saltator similis*, *Ramphocelus bresilius*, *Lanio cuculattus*), família Turdidadae (*Turdus rufiventris* e *Turdus flavipes*), família Mimidae (*Mimus saturninus*), família Emberizidae, (*Gubernatrix cristata* e *Sicalis flaveola brasiliensis*), família Icteridae (*Amblyramphus holosericeus*), família Cardinalidae (*Cyanoloxia brissonii*), família Tyrannidae (*Pitangus sulphuratus*), Psittacidae (*Myiopsitta monachus*), Ramphastidae (*Ramphastos vitellinus*), Cuculidae (*Guira guira*) e Columbidae (*Columba Lívia*), provenientes do Núcleo de Reabilitação da Fauna Silvestre do Instituto de Biologia da Universidade Federal de Pelotas (UFPel). As aves são alojadas em jaulas individuais, sendo que as gaiolas ficam organizadas por Espécies e Famílias. Os animais ficam alojados no NURFS por um período de necessário para sua reabilitação. As gaiolas são limpas diariamente utilizando digluconato de clorexina.

Foram realizadas cinco coletas (cinco gaiolas) por semana no período de junho de 2010 a julho de 2011, totalizando 50 coletas. As coletas foram realizadas antes da limpeza diária do local, onde foram coletadas em potes individuais esterilizados em torno de cinco (5) gramas de fezes. O material era imediatamente enviado ao Laboratório de Micologia do Instituto de Biologia da UFPel para processamento.

Foram pesadas 1g das excretas, maceradas e transferidas para tubo falcon estéril com 10ml de solução salina estéril. Os tubos foram homogeneizados em vórtex por 3 minutos e mantidos em repouso por 30 minutos para decantação. Após foi realizada uma diluição de cada amostra, transferindo 1ml do sobrenadante para outro tubo falcon estéril com 9ml de solução salina estéril e 5mg de cloranfenicol. Os tubos foram novamente homogeneizados em vórtex e alíquotas de 100µl semeadas pela técnica de espalhamento com alça de Drigalski estéril em placas de Petri contendo ágar Niger e em placas com ágar sabouraud acrescido de cloranfenicol (Figura 1). As placas foram incubadas à 30^oC por até sete dias com observação diária para detecção de crescimento fúngico.

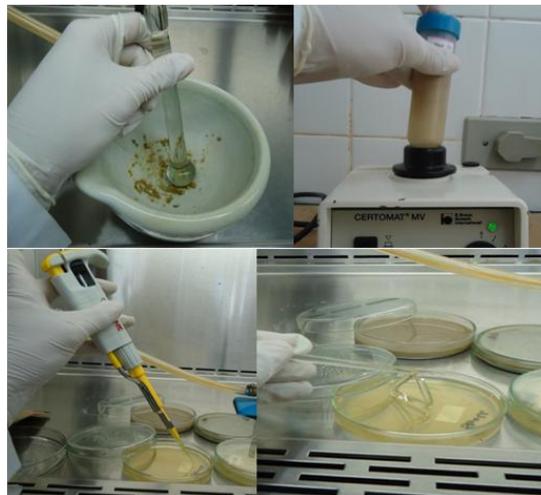


Figura 1: Etapas do processamento das excretas das aves para posterior análise fúngica.

3. RESULTADOS E DISCUSSÕES

Das 50 amostras coletadas das 50 gaiolas, 45 (90%) apresentaram crescimento de alguma espécie fúngica. Em 13 (26%) amostras houve crescimento de fungos filamentosos e em 35 (70%) amostras houve isolamento de leveduras, sendo que dez (20%) das amostras ocorreu o crescimento tanto de fungos filamentosos quanto de leveduras.

Foram identificadas as seguintes espécies leveduriformes: *Candida albicans*, *C. famata*, *C. guilliermondii*, *C. catenulata*, *C. intermédia*, *C. sphaerica*, *C. ciferri*, *Trichosporon assaii*, *Rhodotorula* sp., *Cryptococcus laurentii* e *Malassezia pachydermatis* e também os seguintes gêneros filamentosos: *Aspergillus* spp., *A. níger*, *Penicillium* spp. e *Mucor* spp. (Figuras 2 e 3).

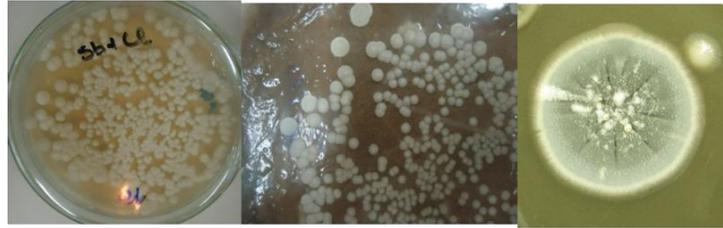


Figura 2: Fungos (*Malassezia pachydermatis*, *Candida albicans* e *Penicillium* spp.) isolados das excretas das aves proveniente de gaiolas do Núcleo de reabilitação da Fauna Silvestre da UFPel.

Dentre as aves da família Thraupidae, observou-se o crescimento das seguintes leveduras: *M. pachydermatis*, *Rhodotorulla* sp., *Candida* sp., *C. famata*, *C. albicans*, *C. guilliermondii*, *C. sphaerica*, *C. catenulata*, *Cryptococcus laurentii* e *C. intermédia* e dos seguintes fungos filamentosos *Aspergillus* sp., *Pennicilium* sp. e *Mucor* sp.

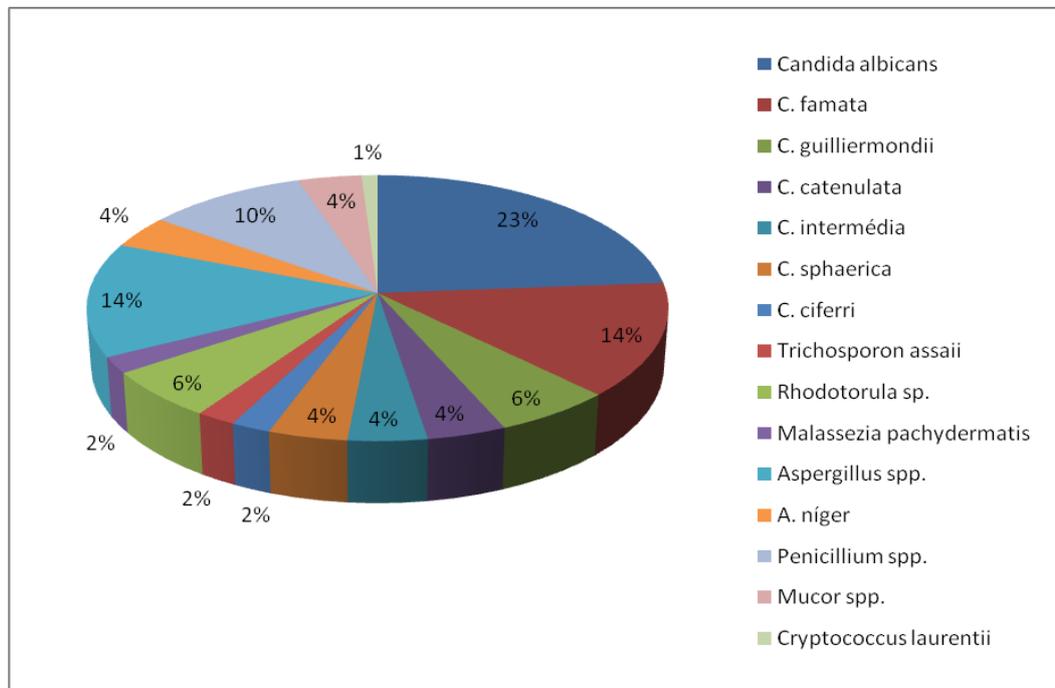


Figura 3: Porcentagens das espécies fúngicas isoladas de excretas de aves silvestres alojadas no NURFS.

Já para família Turdidadae: foi encontrado o fungo filamentosso *Aspergillus níger* e as leveduras *C. albicans* e *C. ciferri*. Na família Mimidae foi isolado apenas *C. albicans*. Para Emberizidae, foi solado também *C. albicans*. Para família Icteridae isolou-se *Pennicilium* sp. e a levedura *C. catenulata*.

Para família Cardinalidae foi encontrado *Mucor* sp. e *C. albicans*. Na família Tirannidae foi observado *Candida* sp. Em Psittacidae *C. albicans*, em Ramphastidae: *Candida* sp. Em Cuculidae: *C. albicans* e *Rhodotorulla* sp. E por fim em Columbidae não houve crescimento fúngico.

O comportamento de frequentes e intensas aproximações à população, devido à busca de alimento e abrigo, contribui para a transmissão humana de agentes patogênicos, como fungos e parasitos (SCHÜLLER, 2004).

Manter a higiene nas instalações, usar luvas de borracha para que não haja contato direto com as excretas, lavar e higienizar bem as mãos após contato e manejo das aves são fundamentais para se evitar possíveis transmissão de zoonoses (CUBAS et al.,2009). Outro fator relevante a análise dos resultados é a presença de fungos produtores de micotoxinas, como no caso o *Penicillium* spp e o *Aspergillus* sp. ambos secretores de ácido ciclopiazonico, um potente metabólico, frequentemente encontrado em ração de suínos e aves (SUKSUPATH, et al., 1989).

Com relação à higiene e saúde em cativeiro é imprescindível a remoção das fezes e urina diariamente, evitando a proliferação de bactérias e fungos no ambiente. Poleiros e ninhos devem estar livres de excrementos, deve se evitar que os bebedouros e comedouros fiquem embaixo dos poleiros, para que as aves não defequem sobre eles. Devem ser lavados e escovados todos os dias e desinfetados frequentemente (CUBAS et al., 2007).

4. CONCLUSÕES

Os fungos se mostraram presentes na maioria (90%) das amostras estudadas, sendo que as espécies identificadas são potencialmente patogênicas, podendo vir a causar riscos para a saúde do homem e de animais. Desta forma os cuidados com a limpeza, higienização e a desinfecção são fundamentais na manutenção de qualquer cativeiro.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BRASIL - **Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis** – IBAMA. (disponível em: <http://ibama.gov.br/patrimonio/>. Acesso em : 25 de agosto de 2011).
- CUBAS Z. S.; SILVA J. C. R.; CATÃO-DIAS J. L. **Tratado de animais selvagens – medicina veterinária**. São Paulo: Editora Roca, 2007, p. 1354.
- CUBAS Z. S. Papagaio – saiba mais sobre eles. Foz do Iguaçu; 2009 [cited 2011 Jul 09]. Available from: < <http://www.saudeanimal.com.br>>.
- CUNNINGHAM, A.A. Disease risks of wildlife translocations. **Conservation Biology** v.10, p 349–353, 1996.
- MARINHO, M.; TÁPARO, C.V.; SILVA, B.G.; TENCATE, L.N.; PERRI, S.L.V. Microbiota fúngica de passeriformes de cativeiros da região noroeste do Estado de São Paulo. **Veterinária e Zootecnia** 2010 jun.; 17(2): 288-292
- MOREIRA, V. **IAP apreende animais em cativeiro**. Folha de Londrina.; [s/ endereço eletrônico]. Acesso em: 15 jan. 2002.
- NISHIKAWA M.M., LAZÉRA M.S., BARBOSA G.G., TRILLES L, BALASSIANO B.R., SCHÜLLER M. **Pesquisa de protozoários e helmintos de interesse médico presentes nas excretas do pombo doméstico *Columba livia domestica***. [Dissertação de Mestrado]. São Paulo: Faculdade de Saúde Pública da USP; 2004.103p.
- SUKSUPATH S, COLE EA, BRYDEN D. **Toxicity of cyclopiazonic acid in the laying hen**. In: Proceedings of the Australian Poultry Science Symposium; 1989, Sydney. Sydney; 1989. p.94.
- QUEIROZ JPAF, SOUSA FDN, LAGE RA, IZABEL MA, SANTOS AG. Criptococose – uma revisão bibliográfica. **Acta Veterinaria Brasileira** 2008; 2: 32-8.