

Universidade do Minho
Escola de Ciências

Mariana Karolina Freitas Galindo

**Microbiota fúngica e parasitas presentes
em *Tropidurus*
Pernambuco, Brasil**

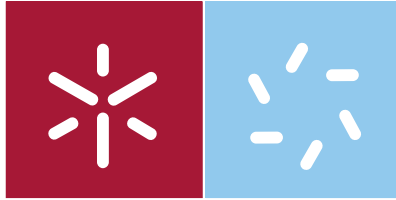


Universidade do Minho
Escola de Ciências

Mariana Karolina Freitas Galindo

**Microbiota Fúngica e Parasitas presentes em
Tropidurus hispidus (Spix 1825), Pernambuco, Brasil**

Outubro de 2012



Universidade do Minho
Escola de Ciências

Mariana Karolina Freitas Galindo

**Microbiota fúngica e parasitas presentes
em *Tropidurus hispidus* (Spix 1825),
Pernambuco, Brasil**

Tese de Mestrado
Mestrado em Ecologia

Trabalho efectuado sob a orientação
Professor Dr. Geraldo Jorge Barbosa Moura
Professora Dr^a. Célia Pais

MARIANA KAROLINA FREITAS GALINDO

Microbiota Fúngica e Parasitas presentes em *Tropidurus hispidus* (Spix 1825), Pernambuco, Brasil

ORIENTADORES

Prof. Dr. Geraldo Jorge Barbosa Moura
Prof^a. Dr^a. Célia Pais

Outubro de 2012

É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO PARCIAL DESTA TESE,
APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO
ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE

Universidade do Minho, __/__/____

Assinatura: _____

“Sempre é preciso saber quando uma etapa chega ao final...”

Se insistirmos em permanecer nela mais do que o tempo necessário, perdemos a alegria e o sentido das outras etapas que precisamos viver.

Encerrando ciclos, fechando portas, terminando capítulos. Não importa o nome que damos, o que importa é deixar no passado os momentos da vida que já se acabaram.

Foi despedida do trabalho? Terminou uma relação? Deixou a casa dos pais? Partiu para viver em outro país? A amizade tão longamente cultivada desapareceu sem explicações?

Você pode passar muito tempo se perguntando por que isso aconteceu.

Podê dizer para si mesmo que não dará mais um passo enquanto não entender as razões que levaram certas coisas, que eram tão importantes e sólidas em sua vida serem subitamente transformadas em pó. Mas tal atitude será um desgaste imenso para todos: seus pais, seus amigos, seus filhos, seus irmãos, todos estarão encerrando capítulos, virando a folha, seguindo adiante, e todos sofrerão ao ver que você está parado.

Ninguém pode estar ao mesmo tempo no presente e no passado, nem mesmo quando tentamos entender as coisas que acontecem conosco.

O que passou não voltará: não podemos ser eternamente meninos, adolescentes tardios, filhos que se sentem culpados ou rancorosos com os pais, amantes que revivem noite e dia uma ligação com quem já foi embora e não tem a menor intenção de voltar.

As coisas passam e o melhor que fazemos é deixar que elas realmente possam ir embora...

Por isso é tão importante (por mais doloroso que seja!) destruir recordações, mudar de casa, dar muitas coisas para orfanatos, vender ou doar os livros que tem.

Tudo neste mundo visível é uma manifestação do mundo invisível, do que está acontecendo em nosso coração... e o desfazer-se de certas lembranças significa também abrir espaço para que outras tomem o seu lugar.

*Deixar ir embora. Soltar. Desprender-se.
Ninguém está jogando nesta vida com cartas marcadas, portanto às
vezes ganhamos, e às vezes perdemos.*

*Não espere que devolvam algo, não espere que reconheçam seu esforço,
que descubram seu gênio, que entendam seu amor. Pare de ligar sua
televisão emocional e assistir sempre ao mesmo programa, que mostra
como você sofreu com determinada perda: isso o estará apenas
envenenando, e nada mais.*

*Não há nada mais perigoso que rompimentos amorosos que não são
aceitos, promessas de emprego que não têm data marcada para
começar, decisões que sempre são adiadas em nome do "momento ideal".*

*Antes de começar um capítulo novo, é preciso terminar o antigo: diga a
si mesmo que o que passou, jamais voltará!*

*Lembre-se de que houve uma época em que podia viver sem aquilo, sem
aquela pessoa - nada é insubstituível, um hábito não é uma necessidade.
Pode parecer óbvio, pode mesmo ser difícil, mas é muito importante.*

*Encerrando ciclos. Não por causa do orgulho, por incapacidade, ou por
soberba, mas porque simplesmente aquilo já não se encaixa mais na sua
vida.*

*Feche a porta, mude o disco, limpe a casa, sacuda a poeira. Deixe de ser
quem era, e se transforme em quem é. Torna-te uma pessoa melhor e
assegura-te de que sabes bem quem és tu próprio, antes de conheceres
alguém e de esperares que ele veja quem tu és..*

***E lembra-te:
Tudo o que chega, chega sempre por alguma razão”***

FERNANDO PESSOA

DEDICATORIA

À Deus pela vida, pela luz em meu caminho e por permitir que eu conseguisse chegar até aqui. Aos meus pais, avó, irmão, tios, primos e amigos.

Agradecimentos

À minha amada avó Zezinha, por existir, por ser o amor personificado, por me ligar todos os dias só para perguntar se eu preciso de alguma coisa, por me chamar de “dela”, por adivinhar minhas entrelinhas e mesmo sem as entender, as aceita. Uma admiração, até a lua, ida-e-volta, quando penso em você, vovó! “Amo você” fica pequeno, tamanho de botão.

À minha mãe, Rosário Galindo, que me conhece por dentro e por fora, pelo avesso e de cabeça para baixo. Que me ensinou a amar e respeitar todas as formas de vida, uma mulher lutadora e maravilhosa. Uma ativista da fé.

Ao meu pai, Eduardo Galindo, a quem costuro a sombra, de tão igual que somos. Obrigada, pelas lições de igualdade, simplicidade, honestidade e disciplina na minha educação.

Ao meu irmão amado, Felipe Galindo, pelas risadas e brigas de sempre.

À Rodrigo e Otávio Galindo. Por serem mais que primos. Por serem meus “primãos” .

Aos meus tios, especialmente, tia Danda, por todo apoio, suporte e amor, quando precisei voltar ao Brasil. Minha, para sempre, tia-mãe.

Sinceramente, eu não saberia ser filha de outros pais, irmã de outro irmão, neta de outra avó, sobrinha de outros tios, prima de outros primos. Porque vocês tem o tamanho exato do amor que cabe no meu coração. Obrigada por me proporcionarem condições ideais para tornar-me uma mulher persistente em meus objetivos e por serem os pilares da minha instrução educacional e moral.

O meu mais sincero e especial agradecimento à professora doutora Célia Pais por ser minha orientadora, pela sabedoria, dedicação, interesse, paciência, seriedade profissional e amizade, a minha eterna gratidão.

À professora doutora Ana Paula Sampaio pelo apoio, força, conselhos e amizade. Nunca esquecerei.

Ao meu queridíssimo co-orientador, o professor doutor Geraldo Moura, por me acolher, (literalmente!), pela oportunidade concedida para a realização desta dissertação, por me apresentar o mundo fantástico da herpetologia, pela experiência emprestada, incentivo, orientação e ensinamentos de forma tão cordial e amigável. Muito obrigada pela leveza!

Agradeço à professora doutora Maria Aparecida da Glória Faustino, que sempre foi para mim, como uma mãe. Sempre generosa e atenciosa. Por toda disponibilidade em me ajudar no âmbito acadêmico e profissional, e também, por vezes, no pessoal. Muito obrigada.

À professora doutora Norma Suely, pelo acolhimento, amabilidade, preocupação, ajuda, sugestões e ensinamentos, muitíssimos valiosos para elaboração desta dissertação. Muito obrigada por me fazer acreditar que eu posso e consigo!

Aos que compõem o Laboratório de Microbiologia da UFRPE, o Laboratório de Doenças Parasitárias do DMV/UFRPE, o Laboratório de Estudos Herpetológicos e Paleoherpétológicos - LEHP/UFRPE e aos meus estagiários do HOVET – Hospital Veterinário. Pelos bons momentos que me proporcionaram e pela disponibilidade que tiveram em me ajudar, principalmente, Camila Nascimento, porque sem ela, não seria possível! A todos vocês, minha eterna gratidão.

Agradeço também aos meus poucos e melhores amigos, os anjos que Deus colocou no meu caminho: Tiago Rafael, por ser minha alma gêmea, me encorajar e incentivar; Ana Maymone, porque mesmo do outro lado do mundo se faz presente e está do lado de dentro; Isabele Muniz, pelo exemplo de dedicação e trabalho; Mariana de França, pelas conversas, pelos ouvidos, pela companhia e convivência diária; Bruno

Moreira, por sempre me fazer sentir importante e querida; Leo Silveira, por ser quem é e tornar a minha vida mais descontraída; Janáina Welker, pela prontidão, ajuda e carinho; e Louise Silva, por ser minha irmã de alma... porque pode demorar anos, mas quando nos encontramos, é como se nunca tivéssemos deixado de nos ver. Muito obrigada por vocês tornarem as tempestades mais leves e lúcidas e me indicarem uma rota segura; por me ajudarem a ter um olhar muito mais poético do mundo. Amo vocês.

A ele que insiste em trocar pontos finais por reticências, que me arrancou lágrimas, ora salgadas, ora doces... que me ensinou “na marra” que pra nascer de novo, é preciso morrer antes. E aí morri! De morte matada, com dor e tudo. Só nunca agradeci. Por isso, devolvo em tons de azul, todo vermelho que recebi. Acho que não sei viver com mágoas antigas. Obrigada, Anderson Santana. “Vi você crescer, fiz você crescer, vi você me fazer crescer também prá além de mim... Não, nada irá neste mundo apagar o desenho que temos aqui. Nem o maior dos seus erros, meus erros, remorsos, o farão sumir... Nada, nem que a gente morra, desmente o que agora chega à minha voz. (CAETANO VELOSO – Não me arrependo de você)”. Que sejamos ainda mais felizes.

Aos fofos do Lar Rejane Marques em Campo Grande, Recife-PE, em especial, Nina e João, filhos de mentira, mas com amor de verdade, que enchem minha vida de cor, paz, beleza e felicidade.

Aos meus filhos não humanos: Thor, Nicolau, John Lennon, Yoko ono e Brad Pitt. A todos os meus pacientes do Hospital Veterinário. E aos lagartos todos, em especial, minhas lagartixas, bichinhos que aprendi a respeitar e amar.

Enfim, a todos aqueles que apesar de não mencionados, de alguma maneira, se cruzaram na minha vida e deixaram a sua marca na construção daquilo que sou hoje, meu mais profundo e sincero agradecimento. É a vocês, sem reservas, que dedico esta dissertação.

RESUMO

GALINDO, M. K. F. **Microbiota Fúngica e Parasitas presentes em *Tropidurus hispidus* (Spix 1825), Pernambuco, Brasil.** Fungal microbiota and parasites found in *Tropidurus hispidus* (Spix 1825), Pernambuco, Brazil. 2012. 99f. Dissertação (Mestranda em Ecologia) - Universidade do Minho, Campus Gualtar, Braga – Portugal, 2012.

O conhecimento da prevalência de micro-organismos em uma população animal numa determinada região geográfica é importante para compreensão da distribuição das doenças mais comuns da espécie em estudo e sua importância para saúde pública. Com o crescimento demográfico e o processo de urbanização, houve um estreitamento na relação entre a população humana e os animais domésticos e silvestres, resultando na disseminação de agentes infecciosos e parasitários para novos hospedeiros e ambientes. Logo, o estudo ecoepidemiológico de animais silvestres e sua microbiota são de extrema importância para conhecer, intervir e recomendar ações que visem o controle de zoonoses. Considerando a rica biodiversidade do Brasil, principalmente no que diz respeito à fauna de lagartos, este trabalho teve como objetivo avaliar a riqueza, diversidade e frequência da microbiota fúngica e parasitária de *Tropidurus hispidus* e analisar seu potencial zoonótico, já que a espécie coexiste com seres humanos, animais domésticos e de produção. A investigação das doenças infecciosas e parasitárias ocorreu no contexto etiológico, ecológico e epidemiológico do meio urbano. Foram realizados exames microbiológicos de *swabs* de cavidade oral, visando a pesquisa de fungos filamentosos e leveduras, exames coproparasitológicos para pesquisa de enteroparasitas e inspeção visual para pesquisa de ácaros. Os 50 animais foram capturados por meio de coletas ativas manuais utilizando laço de Lutz, em área domiciliar e peridomiciliar do bairro de Sítio dos Pintos, localizado na Região Metropolitana do Recife, Pernambuco, Nordeste do Brasil. Os fungos isolados neste estudo foram *Candida* spp, *Geotrichum* sp., *Paecilomyces* sp., *Cladosporium* spp., *Penicillium* sp., *Fusarium* sp., *Alternaria* sp., *Beauveria* sp., *Aspergillus* spp., *Coccidioides* sp. e *Mycelia sterilia*. Constatou-se crescimento fúngico em 100% das amostras analisadas, observando-se maior ocorrência de fungos filamentosos (100%) em relação a leveduras (10%). Em 32% (n=16) das amostras, houve associação entre gêneros e/ou espécies de fungos. Na pesquisa de ectoparasitas, 47 lagartos apresentaram-se infestados, correspondendo a uma prevalência de 94%. Destes, 100% estavam exclusivamente infestados pelo ácaro *Eutrombicula alfreddugesi* e 2,08% estavam co-infestados por larvas do

carrapato *Rhipicephalus sanguineus*. Quanto aos helmintos e protozoários, constatou-se uma prevalência de infecção enteroparasitária de 98% (n=49), que incluiu os lagartos infectados com, no mínimo, um parasita. Houve associação entre dois ou mais gêneros de enteroparasitos, em 87,75% (n=43) dos indivíduos. Foram identificados os nematóides: *Parapharyngodon* sp., *Physalopetara* sp. e uma espécie de ascarídeo; e protozoários da família Eimeriidae: *Eimeria* sp. A frequência de ocorrência dos nematóides foi de: 87,75% (n= 43), 53,06% (n=26) e 46,93% (n=23) para *Parapharyngodon* sp., *Physaloptera* sp. e uma espécie de ascarídeo, respectivamente. Os protozoários do gênero *Eimeria* apresentaram frequência de ocorrência de 87,75% (n=43). A partir desses resultados, conclui-se que existe uma gama muito variada de fungos e parasitas em *T. hispidus*. Sendo assim, por compartilharem o mesmo ambiente com humanos e animais domésticos, essa espécie de lagarto pode apresentar risco à saúde pública, especialmente para indivíduos imunocomprometidos.

Palavras-chave: Epidemiologia, zoonoses, lagartos, fungos, parasitas.

ABSTRACT

GALINDO, M. K. F. **Microbiota Fúngica e Parasitas presentes em *Tropidurus hispidus* (Spix 1825), Pernambuco, Brasil.** Fungal microbiota and parasites found in *Tropidurus hispidus* (Spix 1825), Pernambuco, Brazil. 2012. 99f. Dissertação (Mestranda em Ecologia) - Universidade do Minho, Campus Gualtar, Braga – Portugal, 2012.

The knowledge of the prevalence of microorganisms in an animal population within a particular geographic region is important for understanding the distribution of the most common diseases of the studied species and its importance to public health. With population growth and urbanization, there was a narrowing in the relationship between humans and domestic and wild animals, resulting in the spread of infectious and parasite agents to new hosts and environments. Therefore, the ecoepidemiologic study of wild animals and their microbiota are extremely important to understand, intervene and recommend actions that address the control of zoonoses. Considering lizards biodiversity of Brazil, this study aimed to evaluate the richness, diversity and the parasitic and fungal microbiota of *Tropidurus hispidus* frequency and analyzing the zoonotic potential, since the species coexists with human beings, domestic and production animals. The infectious and parasitic diseases survey was analyzed in the context of etiologic, epidemiological and ecological urbanism. Microbiological swabs of the oral cavity examinations were carried out, and examined for filamentous fungi and yeasts, fecal examinations for parasitic diseases research and visual inspection for mite. The 50 animals used in the research were captured by means of active collections, manuals and tie Lutz, in a domiciliary area of Sítio dos Pintos neighborhood, located in the Metropolitan Region of Recife, Pernambuco, Northeastern Brazil. Fungi isolated in this study were *Candida* spp, *Geotrichum* sp., *Paecilomyces* sp, *Cladosporium* spp, *Penicillium* sp, *Fusarium* sp, *Alternaria* sp., *Beauveria* sp., *Aspergillus* spp., *Coccidioides* sp. and *Mycelia sterilia*. Fungal growth was found in 100% of the samples analyzed, with a higher occurrence of filamentous fungi (100%) compared to yeast (10%). There was association between gender and/or species of fungi in 32% (n=16) of the samples. Regarding the survey of ectoparasites, forty-seven lizards were infested, corresponding to a prevalence of 94%. Of these, 100% were exclusively infested by the mite *Eutrombicula alfreddugesi* and only 2.08% were co-infested by larvae of the tick *Rhipicephalus sanguineus*. Enteroparasitic infection was found in 98% (n = 49), which included lizards infected with at least one parasite. There was association between two or more gender of helminths and protozoa in 87,75% (n =

46) of individuals. Nematodes have been identified: *Parapharyngodon* sp., *Physalopetara* sp. and a kind of ascarid; and protozoans of Eimeriidae family: *Eimeria* sp. The prevalence rate of nematodes was 87.75% (n = 43), 53,06% (n = 26) and 46,93% (n=23) for *Parapharyngodon* sp., *Physaloptera* sp. and a kind of ascarid, respectively. The protozoa of genus showed prevalence rate of 87,75% (n = 43). Based on these results, there is a very wide range of fungi and parasites in *T. hispidus*. Therefore, as they share the same environment with humans and domestic animals, this species of lizard may represent a risk to public health, especially for immunocompromised individuals.

Keywords: epidemiology, zoonosis, lizards, fungi, parasites.

ÍNDICE

	Página
DEDICATÓRIA	ix
AGRADECIMENTOS	xi
RESUMO	xiv
ABSTRACT	xv
LISTA DE ABREVIATURAS	xviii
LISTA DE FIGURAS	xx
1 INTRODUÇÃO	24
1.1 Considerações sobre “répteis”: Brasil e Portugal	26
1.2 Considerações sobre os lagartos <i>Tropidurus hispidus</i>	30
1.3 Considerações sobre fungos	32
1.4 Considerações sobre endoparasitas	34
1.5 Considerações sobre ectoparasitas	36
2 OBJETIVOS	38
2.1 Geral	40
2.2 Específicos	40
3 MATERIAL E MÉTODOS	42
3.1 Descrição da área	44
3.2 Coleta de amostras	45
3.2.1 Pesquisa de ectoparasitas	49
3.2.2 Pesquisa fúngica	50
3.2.3 Pesquisa de enteroparasitas	52

4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	53
5	CONCLUSÕES	70
6	REFERÊNCIAS	60
7	ANEXOS.....	82

Anexo 1 - Identificação dos exemplares de *T. hispidus* segundo o sexo e local de captura.

Anexo 2 - Dados biométricos e morfométricos dos exemplares de *T. hispidus* coletados no bairro de Sítio dos Pintos, Recife – PE.

Anexo 3 - Método de centrífugo–flutuação em solução de sacarose ($d = 1,203\text{g/cm}^3$) para análise fecal.

Anexo 4 - Método direto a fresco para análise fecal.

Anexo 5. Fungos filamentosos e leveduras isolados de cavidade oral de *T. hispidus*.

LISTA DE ABREVIATURAS

DMV – Departamento de Medicina Veterinária

UFRPE – Universidade Federal Rural de Pernambuco

LEHP – Laboratório de Estudos Herpetológicos e Paleoherpetológicos

LM – Laboratório de Microbiologia

LDP – Laboratório de Doenças Parasitárias

T. hispidus - *Tropidurus hispidus*

R. sanguineus - *Rhipicephalus sanguineus*

E. alfeddugesi- *Eutrombicula alfreddugesi*

RPA - Região Político-Administrativa

RMR – Região Metropolitana do Recife

LISTA DE FIGURAS

Figura 01 - *T. hispidus* encontrado em área externa de residência, Sítio dos Pintos, Recife – PE (Fonte: GALINDO, M.K.F. 2012).

Figura 02 - *T. hispidus* encontrado em afloramento rochoso (Fonte: MARINHO, T. 2007).

Figura 03 - Dimorfismo sexual em *T. hispidus*, evidenciando manchas elipsoides pretas no macho (Fonte: GALINDO, M.K.F. 2012).

Figura 04 - Localização espacial do Estado de Pernambuco destacado no mapa do Brasil, com identificação da RMR e do município do Recife-PE (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 05 - Localização espacial do bairro de Sítio dos Pintos destacado no mapa das Regiões Político-Administrativas do município do Recife-PE (Fonte: PREFEITURA DO RECIFE 2012)

Figura 06 - Captura de *T. hispidus* através de coletas ativas manuais utilizando laço de Lutz (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012)

Figura 07 – Presença de ectoparasita em escamas de *T.hispidus* (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 08 – Pesquisa de ectoparasitas utilizando escova dental de cerdas finas (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 09 – Ácaros acondicionados em *ependorfs* contendo álcool a 70% (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 10 – Ácaros montados em lâmina de microscopia (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 11 – Contenção e abertura da articulação temporo–mandibular de *T. hispidus* para realização de *swab* (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 12 – Procedimento de semeio e repicagem em capela de fluxo laminar (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 13 – Amostras fecais submetidas ao método de centrífugo-flutuação em solução de sacarose (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 14 – Leitura de lâmina em microscópio óptico (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 15 – Frequência de ocorrência (sobre 100%) dos fungos isolados a partir de swabs de cavidade oral de *T.hispidus*.

Figura 16 – A, B e C: micromorfologia de conídios e conidióforos de *Cladosporium cladosporioides*, *C. sphaerospermum* e *C. herbarum*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 17 – Macromorfologia de *Penicillium* spp. (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 18 – Macro e micromorfologia de *Beauveria* sp. (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 19 – A e B: Macro e micromorfologia de *Paecilomyces* sp., respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 20 – Micromorfologia de *Coccidioides* sp. observada em objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 21 – A e B: Macro e micromorfologia de *Alternaria* sp., respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 22 – A e B: Macromorfologia de *Candida parapsilosis* e *C. tropicalis*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 23 – A e B: Macromorfologia de *Aspergillus terreus* e *A. granulosis*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 24 – A e B: Macromorfologia de *Aspergillus fumigatus* e *A. flavus*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 25 – Micromorfologia de *Aspergillus niger* em objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 26 – A e B: Macro e micromorfologia de *Fusarium solani*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 27 – A e B: Micromorfologia de *Geotrichum* sp. (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 28 – *Eutrombicula alfreddugesi* observado em microscópio óptico na objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 29 – Larvas de *Rhipicephalus sanguineus* observado em microscópio óptico na objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 30 – Ovos de *Parapharyngodon* sp. observados ao microscópio óptico na objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 31 – Ovo de *Physaloptera* sp. observado ao microscópio óptico em objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 32 – Ovo de ascarídeo observado ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 33 – Oocisto não esporulado da família Eimeriidae observado ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 34 – Oocistos de *Eimeria* sp. observados ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Figura 35 – Larva de *Parapharyngodon* sp. observada ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

INTRODUÇÃO



1. INTRODUÇÃO

1.1 Considerações sobre “répteis”: Brasil e Portugal.

Responsável pelo estudo de anfíbios e “répteis” a herpetologia representa, atualmente, uma das ciências naturais que mais cresce proporcionalmente ao número de pesquisadores e aos recursos disponibilizados pelos órgãos de fomento (MOURA *et al.* 2011). Mais de 80% da diversidade dos dois grupos ocorre em regiões Tropicais, onde as paisagens naturais estão sendo rapidamente destruídas pela ocupação humana (POUGH *et al.* 2004.). Estes animais possuem alta especificidade microambiental e pequena capacidade de adequar-se à interferência antrópica, tornando-os extremamente vulneráveis às mudanças ambientais; conseqüentemente, são excelentes bioindicadores do grau de conservação de ecossistemas naturais (VITT & CALDWELL 2001; MOURA *op. cit.*).

A junção de anfíbios e répteis como objetos de estudo da herpetologia deve-se, principalmente, à semelhança dos métodos de amostragem (LEMA 2002), contudo é importante ressaltar a inquietude da comunidade científica em relação a esta classificação, uma vez que herpetologia significa o estudo daqueles que rastejam (*Herpeto* – rastejar e *Logia* – estudo). Sendo assim, espera-se, provavelmente, em médio prazo, que sejam estabelecidas novas denominações para tal (MOURA *et al.* 2011).

Os Reptilia surgiram a partir de ancestrais anfíbios há cerca de 320 milhões de anos e representam os vertebrados amniotas mais primitivos de que se tem conhecimento (POUGH *et al.* 2004; ROELANTS 2007). Compreendem aproximadamente 9.000 espécies conhecidas, divididas em quatro grandes subclasses: Chelonia, Crocodylia, Squamata e Rynchoncephala (UETZ *et al.* 2011). O Brasil é o segundo país com maior riqueza de “répteis”, contando com 732 espécies naturalmente ocorrentes e se reproduzindo no território. Destas, 248 são de lagartos (BÉRNILS *et al.* 2011), das quais, 116 ocorrem no estado de Pernambuco (MOURA *et al.* 2011).

Portugal totaliza 35 espécies de “répteis”, sendo 15 de lagartos. São elas: *Chamaeleo chamaeleon*, *Podarcis bocagei*, *Podarcis hispanica*, *Podarcis carbonelli*,

Lacerta dugesii – espécie endêmica da Ilha da Madeira -, *Lacerta monticola*, *Lacerta schreiberi*, *Lacerta lepida*, *Acanthodactylus erythrurus*, *Psammodromus algirus*, *Psammodromus hispanicus*, *Tarentola mauritanica*, *Tarentola bischoffi*, *Anguis fragilis* e *Hemidactylus turcicus* (CABRAL *et al.* 2005; LOUREIRO *et al.* 2008). Destas, *P. bocagei*, *P. hispânica*, *H. turcicus*, *T. mauritanica* e *L. dugesii* ocorrem numa enorme variedade de habitats, estando presentes tanto em biótipos naturais como em áreas urbanas em proximidade com o homem (LOUREIRO *et al.* op.cit.).

1.2 Considerações sobre os lagartos *T. hispidus*

Os indivíduos do gênero *Tropidurus* pertencem ao clado Sauropsida, Squamata, Sauria, Tropiduridae, e encontra-se difundido pela porção continental da América do Sul, a leste e a oeste dos Andes. Seus representantes podem ainda ser encontrados do sul da Venezuela ao leste, através das Guianas, até o nordeste brasileiro, do oeste ao sul da região Amazônica até o leste da Bolívia, extremo norte do Uruguai e porção central da Argentina (FROST *et al.* 2001; SANTANA *et al.* 2011). Frost (2001) realizou uma revisão filogenética das espécies de *Tropidurus*, considerando caracteres moleculares e morfológicos, dividindo as 21 espécies em quatro grupos: *torquatus*, *spinulosus*, *bogerti* e *semitaeniatus*. A espécie *Tropidurus hispidus* (SPIX 1825), abordada neste estudo, pertence ao grupo *torquatus* e é uma das mais abundantes no nordeste brasileiro. Distribui-se por 14 estados do país, nove destes pertencentes à região Nordeste, desde o litoral norte de Salvador até o Maranhão, abrangendo também toda a caatinga nordestina (DÍAZ-URIARTE 2000; ABREU *et al.* 2002).

Quanto ao uso do habitat, é generalista, encontrada frequentemente em áreas urbanas, preservadas abertas, em ambientes com construções de origem antrópica como muros e casas (Figuras 01 e 02) (FREIRE 2001; LIRA-FILHO 2003); e em florestas de diferentes domínios morfoclimáticos: Mata Atlântica (LIRA-FILHO op. cit.; SILVA *et al.* 2006; MENDONÇA, 2007; LIRA-FILHO *et al.* 2008; MOURA *et al.* 2011), incluindo restinga (FREIRE 1996) e Brejos de altitude (BORGES- NOJOSA E CARAMASCHI 2003); Caatinga (VANZOLINI 1974; VANZOLINI 1986; VITT 1995); Cerrado (VITT 1991; COLLI *et al.* 1997); Floresta Amazônica (CUNHA 1961; VITT *et al.* 1996) e Savana do Amazonas (COLLI *et al.* 1997). Possui primariamente hábito terrestre em ambientes de borda de floresta (CARVALHO & VILAR 2005), afloramentos rochosos (Figura 03) (MENDONÇA 2007) e mata interdunar (FREIRE 1996), e secundariamente, hábito arborícola (VITT 1995; MOURA *et al.* 2011).



Figura 01 - *T. hispidus* encontrado em área externa de residência, Sítio dos Pintos, Recife – PE (Fonte: GALINDO, M.K.F. 2012).



Figura 02 - *T. hispidus* encontrado em afloramento rochoso (Fonte: MARINHO, T. 2007).

Em relação à caracterização biomorfológica, *T. hispidus* é um animal grande e robusto, considerado a maior espécie do gênero, podendo alcançar 35 cm de comprimento total (RODRIGUES 1987; FREIRE 2001). Dorsalmente, apresenta coloração próxima ao castanho-escuro, caracterizado por pontos brancos distribuídos desde o focinho até a porção mediana da cauda. Ventralmente, a coloração é uniforme e semelhante ao bege, apresentando um dimorfismo sexual de fácil identificação no adulto, pois apenas os machos apresentam na região pélvica manchas elipsóides pretas (RODRIGUES 1987; MOURA *et al.* 2011) (Figura 04). Quanto à estratégia de forrageamento, *T. hispidus* é do tipo senta-e-espera (“*sit and wait*” strategy), dependendo de estímulos visuais para detectar presas (VITT 1995). Com maior atividade no período diurno, alimenta-se essencialmente de artrópodes, algumas plantas, flores e de pequenos vertebrados (VAN SLUYS *et al.* 2004).



Figura 03 – Dimorfismo sexual em *T. hispidus*, evidenciando manchas elipsóides pretas no macho (Fonte: GALINDO, M.K.F. 2012).

Apesar da existência de estudos ecológicos relacionados com reprodução, período de atividade, dieta, uso de habitat e regulação de temperatura (SADEK 1981; HUEY 1982; VITT 1990; BERGALLO & ROCHA 1993; HERTZ *et al.* 1993; VITT 1995; COLLI *et al.* 1997; RIBEIRO *et al.* 2008), são poucas as pesquisas que abordam agentes infecciosos e parasitários que acometem lagartos, especialmente *T. hispidus* (PORTO & MILANEZ 1979; GARCÍA-ADELL e ROCA 1988; AHO *et al.* 1990; JIMÉNEZ *et al.* 2008; BOTÊLHO *et al.* 2011). O estudo das interações entre meio ambiente, agente etiológico e hospedeiro, analisado individual ou coletivamente, podem servir como modelos importantes para o entendimento do processo saúde-

doença em pesquisas ecológicas, biológicas e epidemiológicas (SILVA 2004), possuindo caráter relevante para a saúde pública e animal.

1.2 Considerações sobre fungos

Os fungos surgiram há cerca de 480 milhões de anos e representam um grupo muito diverso de organismos adaptados a viver em praticamente todos os ambientes e nichos ecológicos. Calcula-se que exista cerca de 1,5 milhão de espécies fúngicas no planeta Terra (HECKMAN *et al.* 2001; SULLIVAN *et al.* 2005). Aproximadamente 250.000 espécies foram identificadas, contudo, isto significa uma minoria da biodiversidade total das espécies fúngicas. Destas milhares de espécies descritas, cerca de 200 são reconhecidas como patogênicas, ou seja, capazes de provocar doenças em hospedeiros humanos e outros animais (LACAZ *et al.* 2002; CHARLIER *et al.* 2005; DEACON 2006).

São microrganismos eucariontes, cuja membrana plasmática tem, na sua constituição, ergosterol, que garante a manutenção da integridade da mesma. Possuem parede celular composta de polissacarídeos, algumas outras macromoléculas e, por aproveitarem a energia contida em ligações químicas dos diversos nutrientes, são considerados heterotróficos (SIDRIM & ROCHA 2004). Reproduzem-se de duas formas: assexuada ou anamorfa e sexuada ou teleomorfa. A maioria dos fungos manifesta a forma assexuada, sendo esta a base para sua classificação taxonômica, caracterizando-se de acordo com sua estrutura morfológica.

As leveduras são unicelulares e possuem como unidade estrutural os blastoconídios. Os fungos filamentosos são multicelulares e possuem unidade estrutural denominada hifa. Existe, ainda, um subgrupo denominado fungos dimórficos, que se apresenta sob ambas as formas, dependendo de vários fatores, principalmente da temperatura (HOOG 2000; LARONE 2000; LACAZ *et al.* 2002; SIDRIM & ROCHA 2004). Essas características são importantes para a identificação, pois a classificação dos fungos filamentosos é realizada, em regra, pelas características morfológicas, tanto macro (cor, aspecto, textura da colônia), quanto microscópicas (forma e cor da hifa, presença ou não de septos, tipo e arranjo de esporos). A identificação de leveduras, por outro lado, é realizada, principalmente, através de características fisiológicas e testes bioquímicos, pois sua morfologia não é muito variada e não permite distinção entre espécies ou, até mesmo, entre gêneros (BARNETT *et al.* 2000; LACAZ *et al.* 2002; KURTZMAN *et al.* 2011).

Há relatos de afecções fúngicas em todas as ordens e subordens da classe Reptilia, exceto na ordem Rhynchocephala. Leveduras e fungos filamentosos aparecem como causadores de micoses cutâneas e sistêmicas nos “répteis”, entretanto, a maioria é atribuída aos fungos de solo oportunistas (saprófitas) que invadem o organismo sob circunstâncias favoráveis (MADER 2006). Geralmente, essas micoses estão associadas a infecções bacterianas, comprometimento do sistema imunológico ou a fatores como estresse, manejo inadequado em cativeiro, má nutrição e uso prolongado de antimicrobianos (KOLESNIKOVAS *et al.* 2007).

Candida albicans é oportunista e pode, secundariamente, invadir o trato alimentar superior de “répteis”, especialmente de lagartos (FRYE 1991; HEATLEY 2001; ANDERSON & WACK 2003; MADER op.cit.). Estudos descrevem isolamentos de *Absidia* sp., *Mucor* sp., *Rhizopus* sp., *Aspergillus* sp. e *Candida* sp. em “répteis” com pneumonia (MADER 2006). *Aspergillus* sp., *Microsporium* sp. e leveduras podem, ocasionalmente, crescer em culturas de esfregaços orais de “répteis”; no entanto, podem não ser a causa primária de enfermidades (STEININGER 2005). Osteomielite fúngica periodontal foi descrita em camaleão (*Furcifer pardalis*) (HEATLEY op.cit.) e estomatite fúngica causada por *Sporothrix schenckii* e *Paecilomyces* sp. foi diagnosticada em uma população de cascavéis (*Sistrurus miliarius barbouri*) (CHEATWOOD 2003).

Ainda assim, são poucos os estudos relacionando a incidência e a distribuição dos patógenos nas populações selvagens de vida livre (CATÃO-DIAS 2008; ALBANO 2009). Esses estudos se referem a casos isolados, necessitando de dados epidemiológicos a respeito da microbiota oral, ocular e habitante de tegumento. A identificação das espécies fúngicas que fazem parte da microbiota em animais silvestres hígidos é importante para reconhecimento daquelas causadoras de doença, pois podem representar potencial patogênico, principalmente para indivíduos imunocomprometidos (MADER 2006; ALBANO op.cit.).

1.2 Considerações sobre enteroparasitas

Estudos relacionados à fauna de helmintos e protozoários são importantes para o entendimento dos efeitos causados na estrutura e dinâmica das populações de seus hospedeiros (POUGH *et al.* 2004), pois podem ser agentes na regulação do tamanho populacional e na distribuição geográfica em várias classes de vertebrados (GOATER 1994; RICKLEFS 1996). A relação parasita-hospedeiro envolve interações que vão

desde mudanças etológicas (WIKELSKI 1999), fisiológicas (SCHALL *et al.* 1982; HEIDEMAN 1997) e morfológicas (JOHNSON *et al.* 1999).

Os helmintos pertencem a diversos filos do reino animal, constituindo um numeroso grupo, que engloba todos os vermes, de tamanho e formas variadas (RUPPERT *et al.* 2005). Existem dois grupos de helmintos que se destacam pela importância médico-veterinária. São eles: o Filo Nematelminthes, que compreende os nematódeos, e o Filo Platyhelminthes, formado pelos cestódeos e trematódeos. Durante a fase parasitária, os helmintos vivem no trato gastrointestinal dos hospedeiros humanos ou animais. Os ovos são eliminados juntamente com as fezes, sofrendo sucessivas transformações até atingirem o estágio de larvas, que darão prosseguimento ao ciclo biológico e atingirão outros hospedeiros. Os ovos larvados também podem ser infectantes para os humanos e outros animais quando ingeridos (BROOKS 1988; FORTES 1997).

Os Protozoa apresentam uma diversidade ampla e heterogênea de micro-organismos, englobando sete filos: Euglenozoa, Chlorophyta, Choanoflagellata, Retortamonada, Axostylata, Alveolata e Protozoa Ameboides (RUPPERT *et al.* 2005). O filo Alveolata compreende mais de 17.000 espécies, englobando patógenos de grande importância médica e veterinária, como os gêneros: *Plasmodium*, *Cryptosporidium*, *Babesia*, *Toxoplasma* e *Eimeria* (RUPPERT *et al.* op. cit.; BELLI *et al.* 2005). A família *Eimeriidae* agrupa a maioria das espécies de coccídios, compreendendo mais de 1.700 espécies de protozoários (LEVINE 1988) que podem infectar diversos hospedeiros vertebrados e invertebrados (CURRENT *et al.* 1990). Possuem um ciclo de vida monoxênico com fases de reprodução assexuada e sexuada (HAMMOND 1973; CURRENT *et al.* op. cit.). A merogonia e gametogonia ocorrem dentro das células do hospedeiro, e a esporogonia, no meio ambiente. Os oocistos eliminados nas fezes do hospedeiro não são infectantes, pois não estão esporulados. A esporulação ocorrerá no ambiente, de um a cinco dias, em condições ideais de oxigênio, temperatura e umidade. Somente os oocistos esporulados são infectantes e podem permanecer viáveis por dois a três meses no ambiente (LEVINE 1988).

Mesmo havendo estudos disponíveis na literatura sobre enteroparasitas de lagartos - principalmente relacionados à descrição de novas espécies e listas taxonômicas (FONTES *et al.* 2003), o conhecimento da fauna de helmintos e protozoários e os respectivos impactos nesses animais ainda é escasso,

especialmente em algumas regiões do país (SOUZA *et al.* 2007; VRCIBRADIC *et al.* 2007). No Brasil, as pesquisas limitam-se basicamente às áreas de restinga do sudeste (ROCHA & VRCIBRADIC 2003; ROCHA *et al.* 2003). Outros biomas, que possuem uma diversidade maior de lagartos, quando comparados às restingas - como o Cerrado, o Pantanal e os ambientes de ilha - carecem de informações. Além disso, muitos dados são baseados em espécies com ampla distribuição geográfica e/ou sinantrópicas, como *Ameiva ameiva* (LAINSON *et al.* 2003) e *Hemidactylus mabouia* (MARTINEZ-RIVERA *et al.* 2003).

Lagartos são hospedeiros de uma ampla variedade de enteroparasitas, que podem ser adquiridos via ingestão de presas infectadas, material vegetal contaminado, coprofagia, geofagia ou penetração ativa das larvas (ANDERSON 2000). Assim, a infecção por helmintos e enteroprotzoários está amplamente relacionada à dieta, modo de forrageamento e uso de habitat (GOLDBERG & BURSEY 1992; ROCA 1993; RIBAS *et al.* 1998). Segundo Avila *et al.* (2010), os enteroparasitas mais frequentemente encontrados em *T. hispidus* são: *Parapharyngodon sceleratus*, *Pharyngodon* sp., *Rhabdias* sp., *Oswaldofilaria petersi*, *Physaloptera retusa* e *Oochoristica bressalui*, além de *Strongyluris oscar*. Botelho *et al.* (2011) descrevem, também para *T. hispidus*, os enteroparasitas *Ancylostoma* sp., *Capillaria*, *Strongyloides* sp., *Balantidium* sp., Ascarídeo, *Isospora* e *Eimeria* spp.

Estudos sobre endoparasitas que albergam *T. hispidus* são muito importantes, em virtude de a espécie conviver e compartilhar o mesmo nicho urbano que o ser humano, animais domésticos e de produção. Esta proximidade pode aumentar a ocorrência de contaminações diretas e indiretas através das fezes dos lagartos (ANDERSON 2000; POUGH *et al.* 2004). Como há o risco em potencial de infecção para seres humanos e outros animais, o levantamento da microbiota parasitária dessa espécie é de extrema relevância para a saúde pública.

1.3 Considerações sobre ectoparasitas

Os Acari são um táxon de aracnídeos bastante diverso, contendo cerca de 40.000 espécies de ácaros e carrapatos. Do ponto de vista da saúde e economia, os ácaros são os aracnídeos mais importantes para o homem. Embora a maioria deles seja de vida livre, muitas espécies são parasitas de humanos e outros animais (RUPPERT *et al.* 2005). Geralmente microscópicos - entre 0,1 e 2 mm de comprimento - podem ser encontrados em diferentes ambientes conforme seus

hábitos de vida, principalmente os alimentares. Podem ser fitófagos, micófagos, predadores de ovos de insetos e de outros ácaros, além de hematófagos (FLECHTAMANN 1976; GUIMARÃES *et al.* 2001; PALLINI *et al.* 1997; MATIOLI 2002). Muitos ácaros só são parasitas enquanto larvas, infestando a pele dos vertebrados nesse estágio, como aquelas da Família Trombiculidae. Emergem do ovo depositado no solo com três pares de patas; após um período semidormente, sofrem uma muda e tornam-se ninfas de vida livre. Uma muda posterior transforma a ninfa em adulto (RUPPERT *et al.* op. cit.).

Maiores que os ácaros, medindo de 3 a 12 mm de comprimento, os carrapatos pertencem à mesma Ordem, no entanto, são hematófagos obrigatórios (FLECHTMANN op. cit.; CAMICAS *et al.* 1998; LABRUNA 2001a, 2001b e 2002b). Infestam todos os grupos de vertebrados terrestres e, algumas vezes, são vetores de patógenos. Nos humanos, são responsáveis pela transmissão de febre maculosa, tularemia, febre bovina, febre recorrente e doença de Lyme (RUPPERT *et al.* 2005). Seu ciclo de vida é semelhante ao dos ácaros. Entretanto, após cada alimentação, o carrapato cai do hospedeiro, sofrendo uma muda antes de se fixar a outro (RUPPERT *et al.* op. cit.). As larvas possuem três pares de patas e escudo incompleto; as ninfas possuem quatro pares de patas e escudo incompleto; e os adultos, quatro pares de patas e aparelho genital (FORTES 1993; PALLINI *et al.* 2002).

Ácaros e lagartos parecem demonstrar uma antiga relação, tanto que algumas famílias de lagartos desenvolveram, através de eventos filogenéticos independentes, dobras cutâneas, formando estruturas denominadas sacos acarinos, em diferentes regiões do corpo (RODRIGUES 1987; BAUER 1993). Segundo Arnold (1986), estas estruturas funcionam como uma adaptação para limitar a distribuição de ectoparasitas em seus corpos e, assim, reduzir os seus danos. No entanto, Bauer *et al.* (1990) discordam dessa idéia, considerando o aparecimento de bolsas de ácaro como evento filogenético independente, sem valor adaptativo.

Dentre os ectoparasitas encontrados em lagartos, os da família Trombiculidae representam aos ácaros mais amplamente distribuídos na Região Neotropical, parasitando uma grande variedade de vertebrados terrestres, incluindo anfíbios, “répteis”, aves e mamíferos (DANIEL & STEKOLNIKOV 2004; KLUKOSWSKI 2004; LARESCHI 2006; RUBIO & SIMONETTI 2009). Estudos anteriores acerca de ectoparasitas do lagarto *T. hispidus* descrevem infestação pelos ácaros da espécie

Eutrombicula alfreddugesi (EWING 1938) (CUNHA—BARROS& ROCHA 2000; CARVALHO *et al.* 2006; DELFINO *et al.* 2011).

Quanto à infestação por carrapatos em animais ectotérmicos, há poucas informações sobre a biologia, distribuição, hospedeiros habituais e capacidade vetorial de agentes patológicos (GUIMARÃES *et al.* 2001). Entretanto, três espécies de carrapatos são descritas infestando anfíbios e “répteis” em Pernambuco, todas pertencentes ao gênero *Amblyomma* (EVANS *et al.* 2000; GUIMARÃES *op. cit.*; TEIXEIRA *et al.* 2003; ONOFRIO *et al.* 2006; DANTAS-TORRES *et al.* 2008). No Brasil, *Amblyomma* spp. são os principais vetores de *Rickettsias* ao homem e a outros mamíferos (GALVÃO & RIBEIRO 1993). Pesquisas em carrapatos atestaram a presença de *Rickettsia rickettsii*, agente etiológico da febre maculosa, em Minas Gerais (GALVÃO *et al.* 2002), São Paulo (LEMOS *et al.* 2001), Rio de Janeiro (ROZENTAL *et al.* 2002) e Espírito Santo (SEXTON *et al.* 1993).

Rhipicephalus sanguineus (LATREILLE 1906) (Acari: Ixodida), também conhecido como carrapato vermelho do cão, é amplamente difundido em todo o mundo, sendo a espécie de carrapato de maior distribuição mundial (WALKER *et al.* 2000; DANTAS-TORRES 2008). Embora esteja primariamente associada a cães, (WALKER; KEIRANS; HORAK 2000; DANTAS-TORRES 2008), esta espécie pode ser encontrada parasitando outros animais domésticos, silvestres e o homem (WALKER *et al.* *op. cit.*; SZABO *et al.* 2008). O número de relatos de parasitismo humano por *R. sanguineus* aumentou nos últimos anos (DANTAS-TORRES; FIGUEREDO; BRANDAO-FILHO; LOULY *et al.* 2006), o que sugere a importância desta espécie como vetor de doenças infecciosas emergentes e reemergentes em humanos, animais domésticos e silvestres (JONGEJAN 2004, DANTASTORRES 2007; PAROLA *et al.* 2008).

OBJETIVOS



2. OBJETIVOS

2.1 Geral

Analisar a microbiota fúngica e parasitária de *Tropidurus hispidus* (SPIX 1825) em área domiciliar e peridomiciliar urbana na cidade do Recife, Pernambuco, Nordeste do Brasil.

2.2 Específicos

- Isolar, identificar e analisar a frequência de ocorrência e diversidade de fungos filamentosos e leveduras presentes na cavidade oral de *T. hispidus*;
- Identificar, até o menor nível taxonômico possível, enteroparasitas presentes em fezes de *T. hispidus* e analisar sua frequência de ocorrência e diversidade;
- Identificar e analisar a frequência de ocorrência, riqueza e diversidade de ectoparasitas;
- Avaliar o papel de disseminador desempenhado pela espécie em estudo, atuando como potencial reservatório de micro-organismos patogênicos para o homem.
- Gerar subsídios científicos para futuros estudos sobre lagartos de hábitos similares ocorrentes em Portugal.

MATERIAL E MÉTODOS



3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Descrição da área

Recife, capital de Pernambuco, Nordeste do Brasil (Figura 05), localiza-se a 8° 03' 04" S de latitude e 34° 55' 00" O de longitude, com altitude de 4m (PREFEITURA DO RECIFE 2012). É um dos municípios da RMR e possui uma área com 218,498 km² de extensão (IBGE 2010), composta por Morros: 67,43%, Planícies: 23,26%, Aquáticas: 9,31% e Zonas Especiais de Preservação Ambiental - ZEPA: 5,58% (PREFEITURA DO RECIFE op. cit.). O clima é quente e úmido, com chuvas no outono e inverno, apresentando floresta subperenifólia e Formações Litorâneas como fitofisionomias predominantes (AB SABER 1977; CPRH 2003).

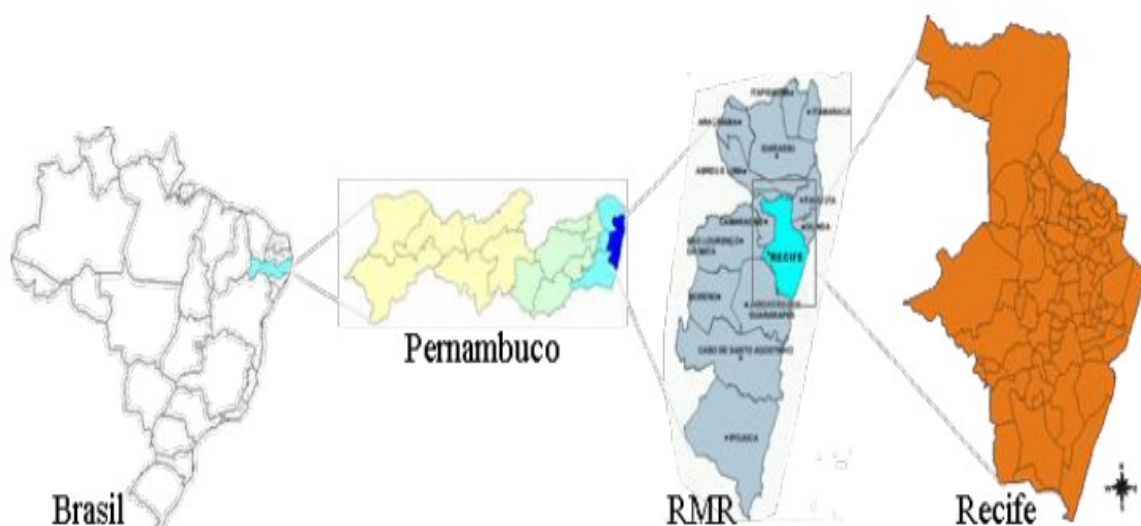


Figura 04 – Localização espacial do Estado de Pernambuco, destacado no mapa do Brasil, com identificação da RMR e do município do Recife (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

A cidade está dividida em seis RPA's, para efeito de formulação, execução e avaliação permanente das políticas e do planejamento governamentais: RPA 1 - Centro: 11 bairros; RPA 2 - Norte: 18 bairros; RPA 3 - Noroeste: 29 bairros; RPA 4 - Oeste: 12 bairros; RPA 5 - Sudoeste: 16 bairros; e RPA 6 - Sul: 8 bairros (PREFEITURA DO RECIFE op. cit.). Por sua vez, Sítio dos Pintos (Figura 06), localizada a 8° 00' 84" S de latitude e 34° 57' 66" O de longitude, é um bairro da cidade

do Recife, com área territorial de 178 hectares e população residente de 5.660 habitantes, pertencente à RPA 3 (PREFEITURA DO RECIFE op. cit.).



Figura 05 – Localização espacial do bairro de Sítio dos Pintos, destacado no mapa das RPA's do município do Recife-PE (Fonte: PREFEITURA DO RECIFE 2012).

3.2 Coleta de amostras

A pesquisa foi desenvolvida em áreas urbanas domiciliares e peridomiciliares do bairro de Sítio dos Pintos. Os 50 animais da espécie *T. hispidus* foram capturados vivos, através de coletas ativas manuais utilizando-se laço de Lutz (Figura 07). Os indivíduos foram considerados hígidos, pois não apresentavam nenhum sinal clínico

compatível com qualquer doença. O trabalho de campo foi realizado entre Outubro de 2011 e Janeiro de 2012, no período diurno, a partir das 8h30min, com duração média de 4h/dia.



Figura 06 – Captura de *T. hispidus* através de coletas ativas manuais utilizando laço de Lutz (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Os animais foram imediatamente identificados por número, sexo e endereço onde ocorreram as capturas, e transportados vivos em recipientes adequados para o LEHP/UFRPE. Em laboratório, foram aferidas características biomorfológicas (peso, comprimento rostro-cloacal e comprimento total) e pesquisa de ectoparasitas. Utilizou-se um paquímetro digital *Zaas* (precisão de 0,01mm) e uma balança *Pesola* (precisão de 0,1g) como instrumentos de medição. Dados detalhados encontram-se em Anexos.

3.2.1 Pesquisa de ectoparasitas

Para a pesquisa de ectoparasitas, o corpo de cada animal foi integralmente examinado com auxílio de lupa manual. Constatando-se a presença de ectoparasita,

realizou-se escovação contra as escamas e sacos acarinos sobre um papel branco, utilizando-se uma escova dental de cerdas finas (Figura 08 e 09).



Figura 07 – Presença de ectoparasita em escamas de *T.hispidus* (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).



Figura 08 – Pesquisa de ectoparasitas utilizando escova dental de cerdas finas (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Os ectoparasitas presos nas cerdas e os que caíram sobre o papel foram acondicionados em *ependorfs* contendo álcool 70% (Figura 10) posteriormente, foram montados em lâmina de microscopia (Figura 11) com uma gota de lactofenol para clarificar as estruturas dos ácaros e facilitar a identificação pelo método direto. A identificação ocorreu de acordo com as chaves taxonômicas fornecidas por Wharton e Fuller (1952), Aragão e Fonseca (1961), Brennan e Goff (1977) e Guimarães *et al.* (2001).

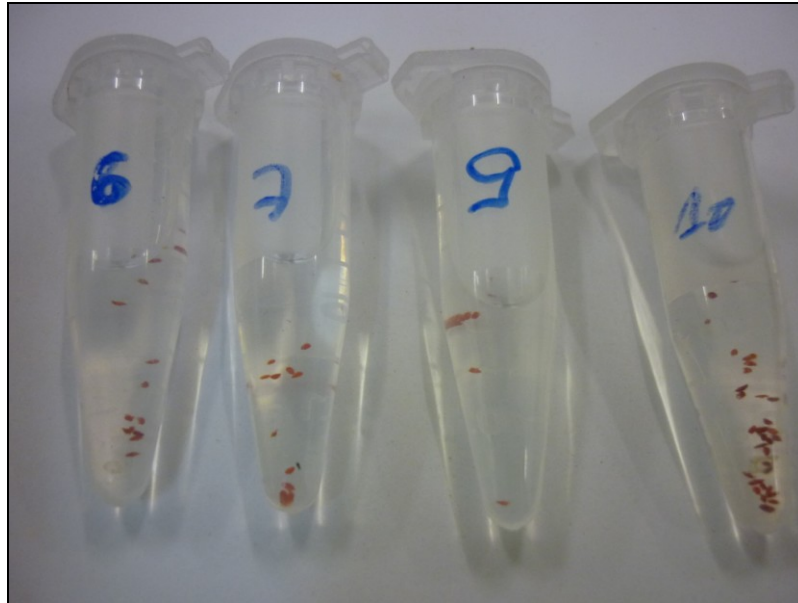


Figura 09 – Ácaros acondicionados em *ependorfs* contendo álcool 70% (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

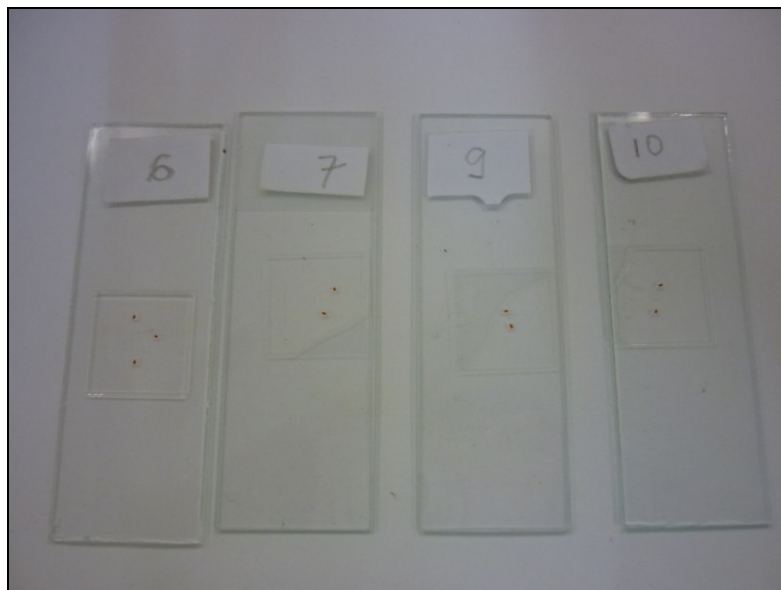


Figura 10 – Ácaros montados em lâmina de microscopia (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

3.2.2 Pesquisa fúngica

Após pesados e mensurados no LEHP/UFRPE, os animais foram transportados ao LM/UFRPE para realização de *swab* de cavidade oral. Para tanto, foram utilizados *swabs* estéreis com hastes flexíveis e de ponta de algodão hidrofílico. Cada indivíduo, vivo e devidamente contido, teve a articulação temporo-mandibular aberta (Figura 09) para a introdução e realização do *swab* na mucosa oral. Após o procedimento, o *swab* foi mergulhado em tubo de *Falcon*, devidamente identificado, contendo 3mL de solução salina estéril.



Figura 11 – Contenção e abertura da articulação temporo–mandibular de *T. hispidus* para realização de *swab* (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

As amostras foram semeadas em placas de *Petri* contendo meio de cultura agar Sabouraud dextrose com cloranfenicol (100mg/mL), em duplicata, e incubadas em temperatura ambiente (T.A. = 28°C±1°C), até que as colônias fossem evidenciadas (Figura12). Em seguida, foram confeccionadas lâminas em coloração azul de *Aman* e azul de metileno, para reconhecimento de fungos filamentosos e leveduras, em nível de gênero. As bactérias encontradas foram descartadas. Após o reconhecimento, as colônias foram repicadas, isoladas e transferidas para meios específicos (Czapeck, BDA, Agar Malte) para posterior identificação em nível de espécie, utilizando-se para isto, literaturas específicas (LARONE 2000; HOOG 2000; LACAZ *et al.* 2002). Todos os procedimentos foram realizados em capela de fluxo laminar, próximos ao Bico de Bunsen.



Figura 12 – Procedimento de semeio e repicagem em capela de fluxo laminar (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Os fungos filamentosos isolados foram analisados quanto às características macromorfológicas, observando-se a superfície e o reverso das colônias, cor, diâmetro e presença de exsudato, pigmento e textura; e micromorfológicas, observando-se a microscopia das colônias pelo método da fita adesiva (onde um pequeno pedaço da fita é pressionado sobre a cultura em placa e colocado em lâmina com uma gota de azul de metileno e observado ao microscópio). Também foi realizado microcultivo, montando-se uma câmara estéril em placa de *Petri*, utilizando-se papel filtro; sobre este, um bastão em forma de V e, sobre o bastão, uma lâmina de microscopia contendo meio específico para o gênero identificado. Um fragmento da colônia foi semeado neste meio e coberto com lamínula. O papel filtro foi umedecido com água destilada estéril, e a câmara foi incubada até o crescimento visível do fungo. Então, a lamínula é retirada e colocada sobre outra lâmina contendo uma gota de azul de *Aman*, sendo visualizada ao microscópio para identificação das estruturas reprodutivas dos fungos (LARONE 2000; HOOG 2000; LACAZ *et al.* 2002). A identificação foi realizada com as colônias repicadas e purificadas em Batata Dextrose Ágar (BDA): batata inglesa 140g, glicose 20g, ágar 16g e água destilada (q.s.p) 1.000 ml; Agar Czapeck (CZ): Sacarose 30g; NaNO₃ 3g; MgSO₄ 0,5; Kcl 0,5g; FeSO₄ + 7 H₂O 0,01g; K₂PO₄ 1g; ágar 16g e água destilada (q.s.p) 1.000 ml (LACAZ *op.cit.*) e Agar

Malte: extrato de Malte 20g, peptona 1,0g, glicose 20g, ágar 20g e água destilada (q.s.p) 1. 000 ml (PITT 1988).

A identificação das leveduras isoladas foi realizada pelos métodos convencionais, como morfologia da colônia, observando-se sua cor e aspecto, prova do tubo germinativo e cultivo em lâmina para prova de filamentação e clamidósporo (KURTZMAN & FELL 1998). Para a realização do teste de tubo germinativo, cepas de leveduras foram inoculadas em 0,5 mL de soro humano e incubadas por um período de 2h em estufa bacteriológica à temperatura de 37°C. Em seguida, uma alíquota da suspensão foi colocada entre lâmina e lamínula para observação microscópica em objetiva de 40x (KURTZMAN & FELL op. cit.; LARONE 2000; HOOG 2000; LACAZ *et al.* 2002). O teste de filamentação foi realizado depositando-se 3 ml de Agar-Fubá fundido (Fubá 20g; Ágar 10g e Tween 80 5 ml) (LACAZ *et al.* 2002), sobre uma lâmina contida em um suporte dentro de uma placa de Petri. Após solidificação do meio, foram semeadas as leveduras, com auxílio de uma agulha bacteriológica em “L”, desenhando-se três estrias paralelas, cobrindo-as, em seguida, com lamínula esterilizada. A cultura em lâmina foi mantida em câmara úmida, acrescentando-se 2mL de água destilada estéril na placa. Após 72h, as lâminas foram observadas em microscópio óptico em objetiva de 40x para visualização de hifas ou formação de clamidósporos (KURTZMAN & FELL 1998). Concomitantemente, os isolados de leveduras foram semeados em CHROMagar Candida® (Probac do Brasil) a 35°C por 48h.

3.2.3 Pesquisa de enteroparasitas

Para pesquisa de enteroparasitas, os lagartos foram mantidos presos em recipientes no LEHP/UFRPE por, no máximo, 24h, em condições adequadas de temperatura, luminosidade e oxigênio, até que defecassem naturalmente. Após coleta de todos os materiais biológicos, os animais foram soltos exatamente no mesmo local onde foram capturados. As fezes foram acondicionadas em *Eppendorfs* identificados com o número dos animais e encaminhados para o LDP/UFRPE.

As amostras fecais foram submetidas ao método de centrifugo-flutuação em solução de sacarose ($d = 1,203\text{g/cm}^3$) (Figura 11) e ao método direto a fresco para obtenção dos ovos e oocistos, sendo confeccionadas três lâminas, para cada técnica realizada. As fezes que continham oocistos, foram depositados em tubos de ensaio

com 2mL de Dicromato de Potássio ($K_2Cr_2O_7$) 2,5% para o processo de esporulação em temperatura ambiente e visualização perfeita dos esporocistos e esporozoítos.



Figura 13 – Amostras fecais submetidas ao método de centrifugo-flutuação em solução de sacarose (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

As larvas de helmintos encontradas nas fezes foram clarificadas em Xileno® para facilitar a identificação e montadas com Entellan® entre lâmina e lamínula. A identificação de larvas, ovos e oocistos foi realizada pela comparação da morfologia encontrada com aquela de espécies previamente descritas na literatura (VICENT 1993; ÁVILA *et al.* 2010). As estruturas parasitárias foram identificadas até o menor nível taxonômico possível. A leitura das lâminas ocorreu em microscópio óptico sob objetiva de 10x e 40x (Figura 14).



Figura 14 – Leitura de lâmina em microscópio óptico (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

RESULTADOS E DISCUSSÃO



4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os indivíduos analisados nesta pesquisa apresentaram comprimento total variando entre 75mm e 290mm e peso variando entre 6g e 64g. O comprimento total médio foi de 197,28mm e o peso médio de 26,08g. Dos lagartos capturados, 52% (n= 26) foram identificados como fêmeas, apresentando comprimento e peso médio de 176,13mm e 17,42g, respectivamente. Os machos, 48% (n= 24) apresentaram comprimento e peso médio maior em relação à fêmea, sendo 220,19mm e 34,16g, respectivamente. Mais de 90% dos animais apresentavam-se infestados por ectoparasitas e infectados por fungos, helmintos e enteroprotzoários. Desta forma, não se observou relação entre infecção e infestação com sexo, peso e comprimento dos lagartos analisados.

4.1. Fungos

Constatou-se crescimento fúngico em 100% (n=50) das amostras analisadas, com maior ocorrência de fungos filamentosos (100%), em relação a leveduras (10%). Foram isolados nove gêneros de fungos filamentosos: *Mycelia sterilia* (34%), *Cladosporium* spp. (32%), *Penicillium* spp. (20%), *Aspergillus* spp. (18%), *Fusarium* sp. (10%), *Paecilomyces* sp. (8%), *Alternaria* sp. (2%), *Beauveria* sp. (2%) e *Coccidioides* sp. (2%). Dois gêneros de leveduras: *Candida* spp. (6%), *Geotrichum* sp. (4%) (Figuras 15 – 27). Em 32% (n=16) das amostras, houve alguma associação entre gêneros e/ou espécies de fungos. Foi constatado maior prevalência de associação entre os gêneros *Cladosporium* spp. e *Penicillium* spp. Dados mais detalhados em anexo.

As espécies fúngicas identificadas foram *Cladosporium sphaerospermum*, *C. herbarum*, *C. Cladosporioides*, *Aspergillus terreus*, *A. granulatus*, *A. fumigatus*, *A. niger*, *A. flavus*, *Fusarium solani*, *Candida tropicalis* e *C. parapsilosis*. Dentre as espécies isoladas, as que apresentaram maior frequência foram *C. herbarum* (14%), *C. cladosporioides* (12%) e *F. solani* (10%). As leveduras identificadas como *C. tropicalis* e *C. parapsilosis* pela prova do tubo germinativo e cultivo em lâmina para prova de filamentação e clamidósporo, quando submetidas ao CHROMagar®, exibiram colônias de cor azul e lilás, respectivamente, corroborando a identificação dessas espécies.

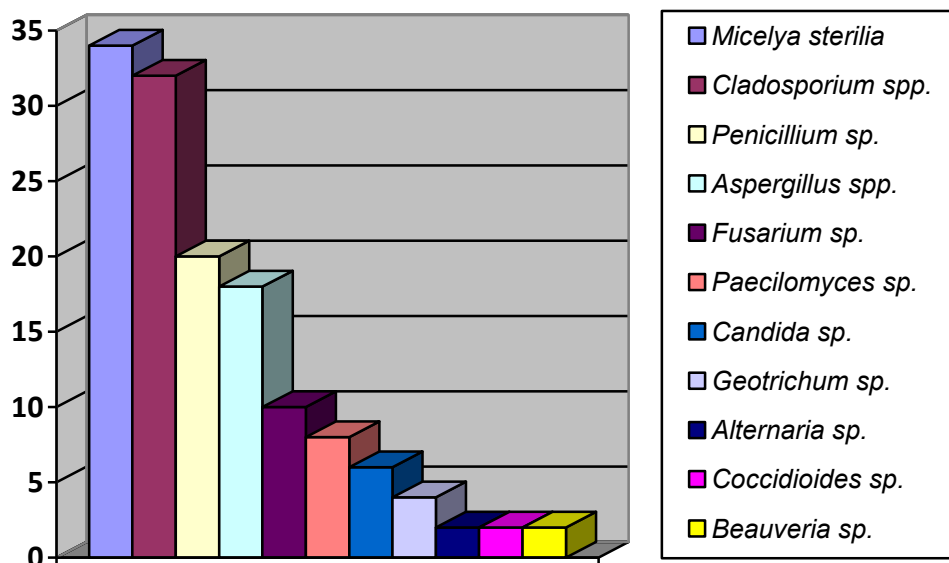


Figura 15 – Frequência de ocorrência (sobre 100%) dos fungos isolados a partir de swabs de cavidade oral de *T.hispidus*.

Pode-se observar que os fungos filamentosos e leveduras identificados são saprófitas, comumente isolados do solo, fezes de animais, vegetais, matéria orgânica em decomposição e ar atmosférico (LACAZ 2002). O fato dos animais estudados possuírem esses fungos na cavidade oral deve-se, provavelmente, aos hábitos alimentares, pois nenhum indivíduo apresentou lesões na cavidade oral, nem qualquer outro sinal clínico compatível com doença, enfatizando a importância da avaliação da microbiota fúngica oral desses animais. Embora os fungos isolados sejam inofensivos em indivíduos saudáveis, podem tornar-se patogênicos em indivíduos imunodeprimidos.

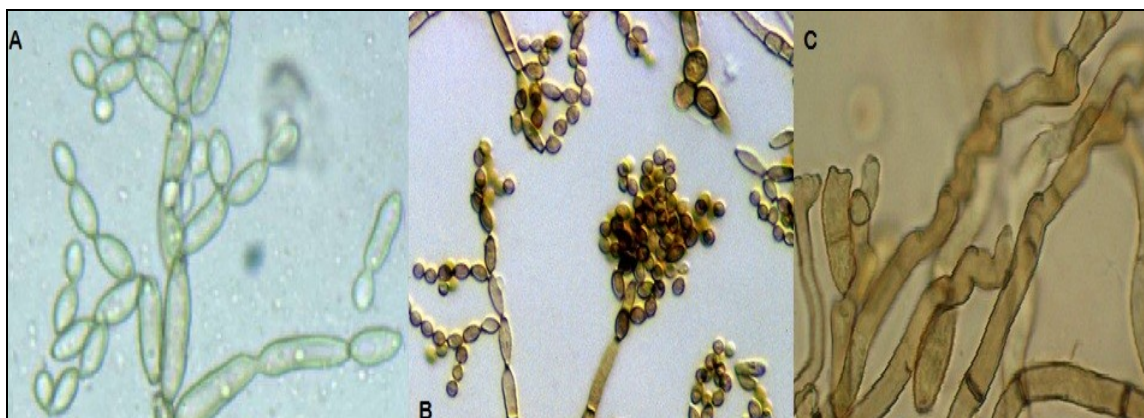


Figura 16 – A, B e C: micromorfologia de conídios e conidióforos de *Cladosporium cladosporioides*, *C. sphaerospermum* e *C. herbarum*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

Alguns estudos descrevem a ocorrência de fungos em órgãos internos, amostras de pele e em fezes de lagartos de vida livre (*Agama agama*) e lagartixa de parede (*Hemidactylus* sp.) (ENWEANI *et al.* 2009). Entretanto, relatos de fungos isolados da cavidade oral de “répteis” são escassos. Os dados disponíveis estão limitados a leveduras em animais doentes e necropsiados e isolados de outros locais do corpo. (KOSTKA *et al.* 1997; CHEATWOOD 2003). Desta forma, os achados do presente estudo, constituem-se no primeiro registro da presença de fungos em cavidade oral de *T. hispidus*.

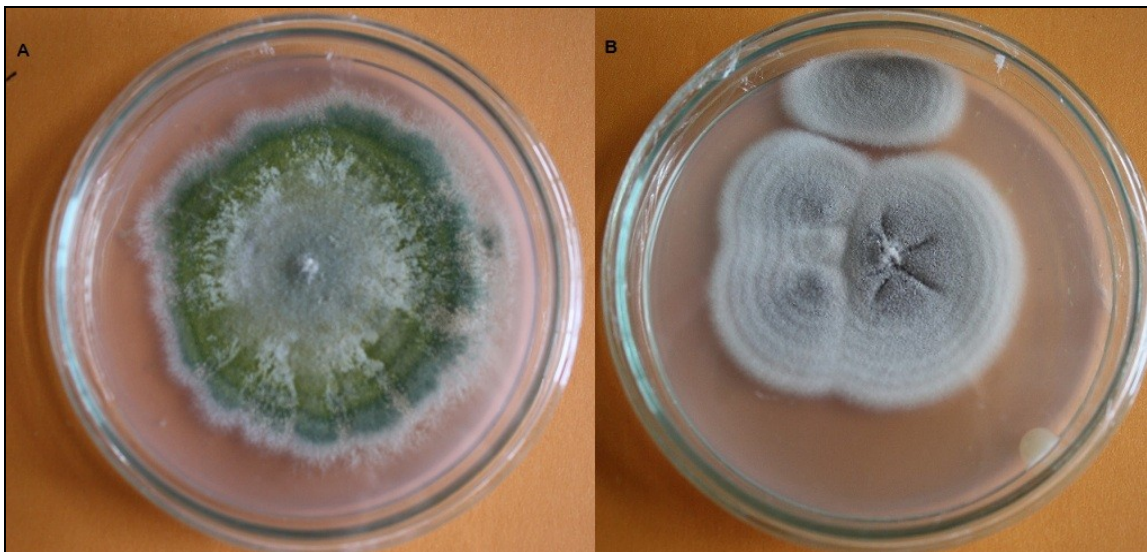


Figura 17 – Macromorfologia de *Penicillium* spp. (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

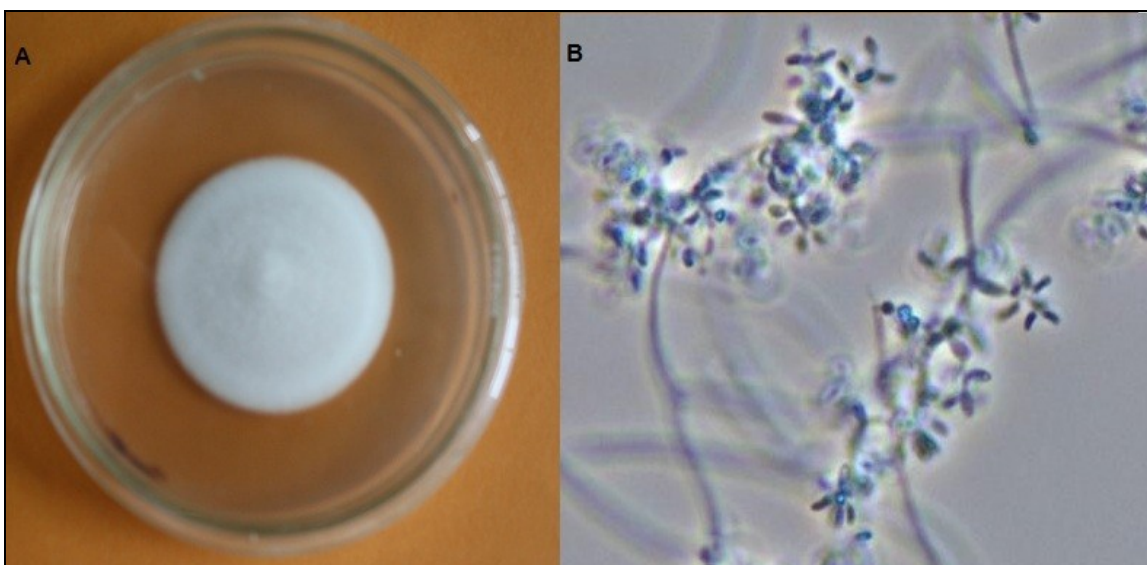


Figura 18 – Macro e micromorfologia de *Beauveria* sp. (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

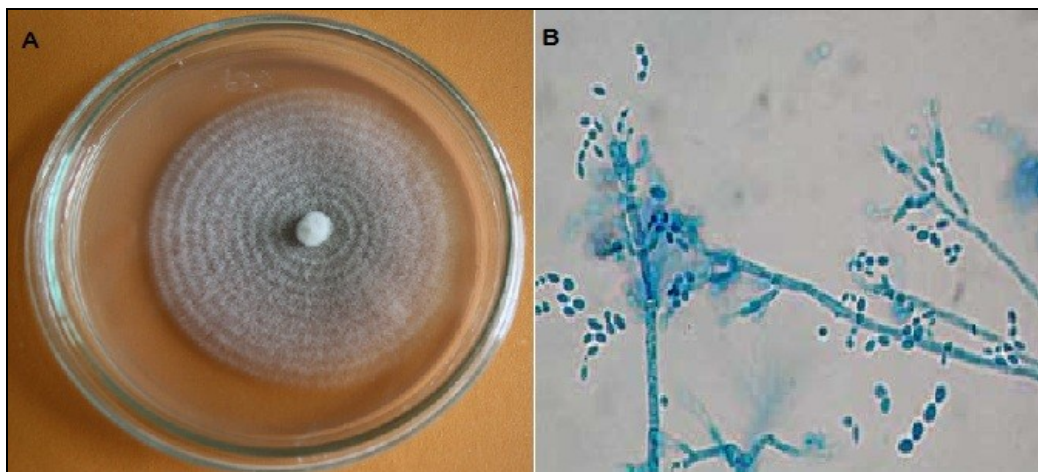


Figura 19 – A e B: Macro e micromorfologia de *Paecilomyces* sp., respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

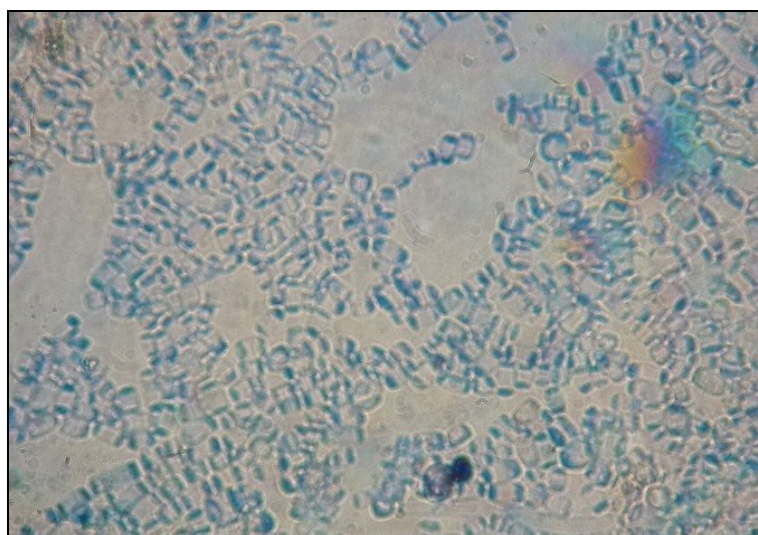


Figura 20 – Micromorfologia de *Coccidioides* sp. observada em objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

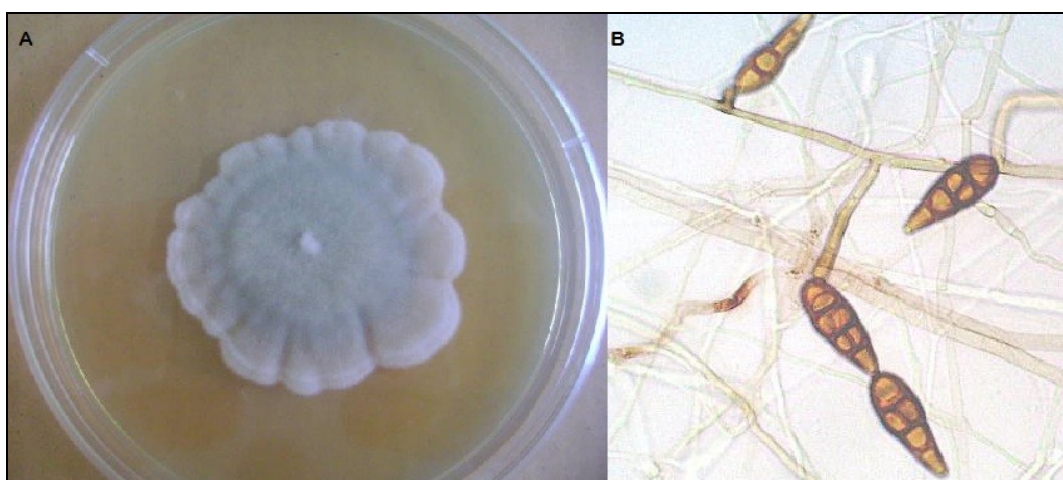


Figura 21 – A e B: Macro e micromorfologia de *Alternaria* sp., respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

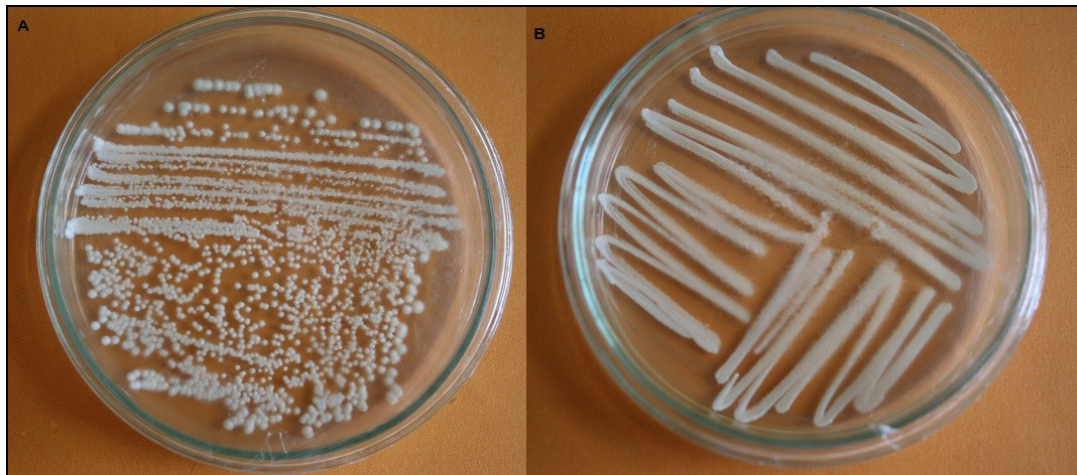


Figura 22 – A e B: Macromorfologia de *Candida parapsilosis* e *C. tropicalis*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

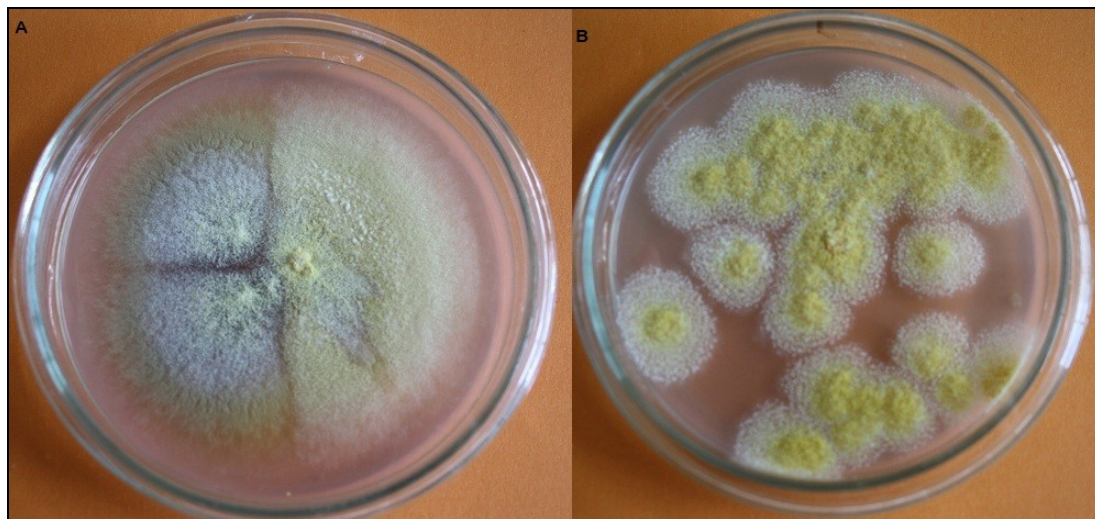


Figura 23 – A e B: Macromorfologia de *Aspergillus terreus* e *A. granulosis*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

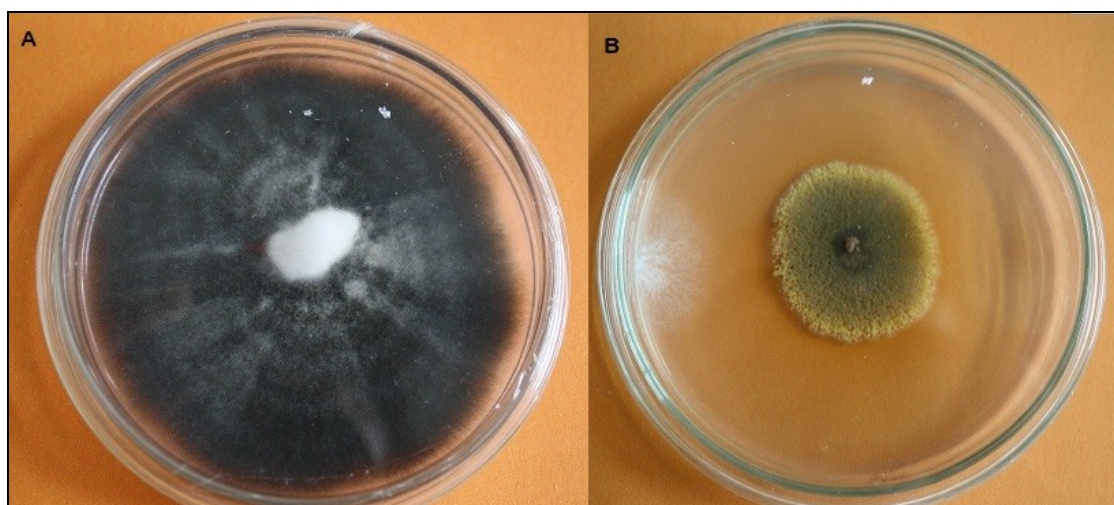


Figura 24 – A e B: Macromorfologia de *Aspergillus fumigatus* e *A. flavus*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

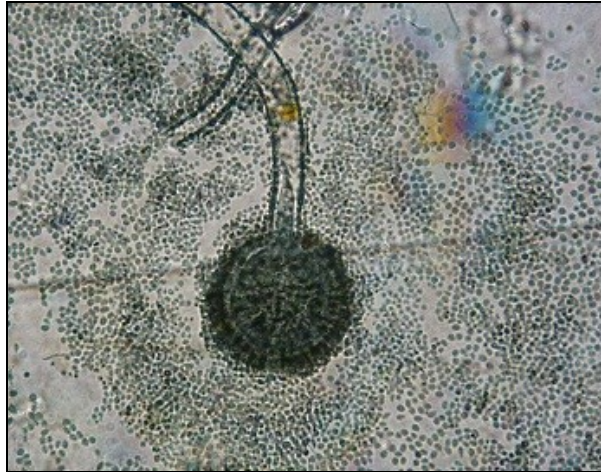


Figura 25 –Micromorfologia de *Aspergillus niger* em objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

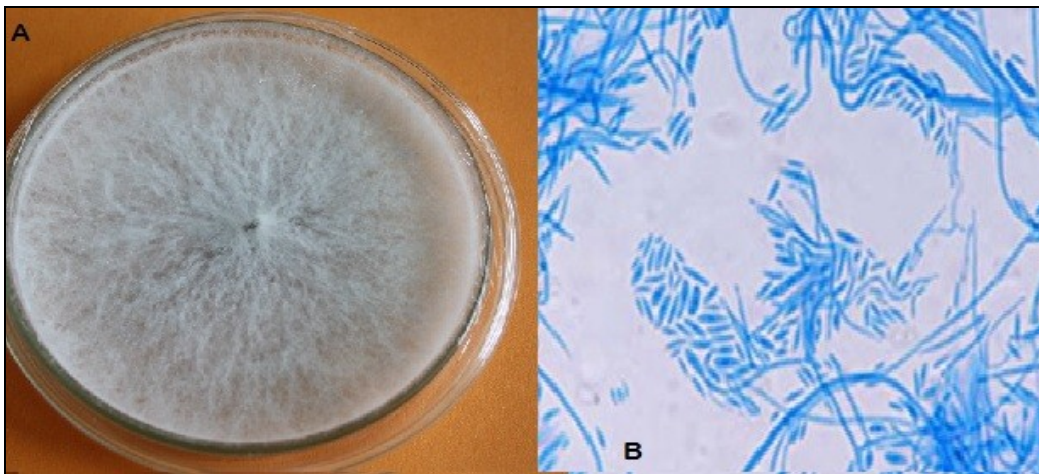


Figura 26 – A e B: Macro e micromorfologia de *Fusarium solani*, respectivamente (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).



Figura 27 – A e B: Micromorfologia de *Geotrichum* sp. (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

4.2. Ectoparasitas

No presente estudo, 47 lagartos apresentaram-se infestados por ectoparasitas, correspondendo a uma frequência de ocorrência 94%. Destes, 100% estavam exclusivamente infestados pelo ácaro *E.alfreddugesi* (Figura 22) e 2,08% (n=1), co-infestados por larvas do carrapato *R. sanguineus* (Figura 23). *E. alfreddugesi* (OUDEMANS 1910) foi encontrado em todos os estudos de infestação por ácaros de lagartos no Brasil. As taxas de infestação oscilaram de 5% em *Ameiva ameiva* a 100% em espécies de *Tropidurus* (CUNHA-BARROS e ROCHA 2000; ROCHA *et al.* 2008).

A prevalência de infestação total por *E. alfreddugesi* é compatível com taxas encontradas em outros estudos (CUNHA-BARROS e ROCHA 2000; CARVALHO 2006; ROCHA *et al.* 2008). As larvas de *E. alfreddugesi* encontraram-se dispersas pelo corpo do animal, diferindo dos achados de Rocha *et al.* (2008), que encontrou maior índice de infestação nos “sacos acarinos” de *T. hispidus*. No entanto, Cunha-Barros e Rocha (2000) descrevem que, além das bolsas de ácaro, as rugas cutâneas foram as preferencialmente infestadas (talvez porque estes animais têm escamas agregadas que favorecem a proteção e, por consequência, a alimentação dos ácaros).



Figura 28 – *Eutrombicula alfreddugesi* observado em microscópio óptico na objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

De acordo com Dantas-Torres (2008), três espécies de carrapatos são conhecidas por infestarem anfíbios e “répteis” em Pernambuco, todas pertencentes ao gênero *Amblyomma*. Não há relatos, até o presente momento, de parasitismo por *R. sanguineus* em lagartos. Entretanto, no presente estudo, constatou-se a presença de larvas de *R. sanguineus* localizadas em “saco acarino” de *T. hispidus*, representando, assim, o primeiro relato desta espécie de carrapato infestando um animal ectotérmico. Embora o parasitismo aqui relatado possa simplesmente indicar a co-existência entre o lagarto e cães domésticos, referindo-se a um fato isolado e acidental, pode, também, indicar uma via de disseminação antes desconhecida deste carrapato.



Figura 29 – Larvas de *Rhipicephalus sanguineus* observado em microscópio óptico na objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

4.3. Enteroparasitas

No presente estudo, constatou-se uma prevalência de infecção enteroparasitária de 98% (n=49), que incluiu os lagartos infectados com, no mínimo, um parasita. Houve associação entre 2 ou mais gêneros de enteroparasitas, em 87,75% (n=43) dos indivíduos. Esse achado corrobora os estudos de Ribas *et al.* (1998) e Van Sluys *et al.* (1994), que registraram frequência de ocorrência de infecção por enteroparasitas em espécies de *Tropidurus*, de 95,80% e 81%, respectivamente.

Os enteroparasitas identificados nas amostras fecais de *T. hispidus* constituíram-se de 3 gêneros de nematóides: *Parapharyngodon* sp. (Figura 30), *Physaloptera* sp. (Figura 31) e uma espécie de ascarídeo (Figura 32), apresentando frequência de ocorrência de 87,75% (n= 43), 53,06% (n=26) e 46,93% (n=23) respectivamente. Foram encontrados protozoários pertencentes à família Eimeriidae, apresentando frequência de ocorrência de 87,75% (n=43). As amostras apresentaram oocistos não esporulados (Figura 33), identificando-se apenas oocistos do gênero *Eimeria* após a esporulação (Figura 34). Larvas de *Parapharyngodon* sp. foram encontradas nas fezes de 3 lagartos (Figura 35).

Estudos ecológicos envolvendo infecções por enteroparasitas em anfíbios e “répteis” cresceram nos últimos anos (JANOVY *et al.* 1992), porém, ainda são poucas as pesquisas referentes a fauna de helmintos e protozoários em lagartos. No Brasil, há relatos de infecção por *Physaloptera lutzy*, *P. retuza* e *Parapharyngodon sceleratus* em *Tropidurus* spp. (GOLDBERG 2004; BURSEY 2007). Botelho (2011) descreveu Ascarídeos, *Ancylostoma* sp., *Capillaria* sp., *Strongyloides* sp., *Isospora* sp., *Eimeria* sp., dentre outros, para *T. hispidus*.



Figura 30 – Ovos de *Parapharyngodon* sp. observados ao microscópio óptico na objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).



Figura 31 – Ovo de *Physaloptera* sp. observado ao microscópio óptico em objetiva de 40x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).



Figura 32 – Ovo de ascarídeo observado ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).



Figura 33 – Oocisto não esporulado da família Eimeriidae observado ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).



Figura 34 – Oocistos de *Eimeria* sp. observados ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).



Figura 35 – Larva de *Parapharyngodon* sp. observada ao microscópio óptico em objetiva de 10x (Fonte: GALINDO, M. K. F. 2012).

CONCLUSÕES



5. CONCLUSÕES

A ação antrópica ocasiona alterações significativas no equilíbrio dos sistemas naturais como, por exemplo, a fragmentação e perda de habitat. Os processos sociais, caracterizados pelo aumento da população, urbanização e avanços agropecuários, intensificaram os impactos da interferência humana na paisagem (CORRÊA & PASSOS 2001; CERQUEIRA *et al.* 2005). Além disso, as alterações que o homem introduziu no meio ambiente abriram caminho à adaptação de espécies silvestres às condições domiciliares e peridomiciliares. Esta aproximação possibilita a disseminação de agentes infecciosos e parasitários para novos hospedeiros e ambientes (CORRÊA & PASSOS *op.cit.*).

A maioria dos agentes etiológicos pode estar presente em animais selvagens de ecossistemas silvestres, e a escassez de informação sobre a ecoepidemiologia destes animais é um dos fatores de dúvidas e falhas quando se procura utilizá-la no estudo e controle de zoonoses (SILVA 2004). A identificação de animais silvestres como reservatório e sua relevância na cadeia epidemiológica de determinadas doenças, principalmente de caráter zoonótico, é fundamental à saúde pública.

Embora seja sabido que muitas das doenças infecciosas humanas previamente desconhecidas emergiram de reservatórios silvestres, ainda são inúmeras as lacunas quanto a epidemiologia dessas enfermidades, incluindo o papel do homem e de outros animais. Tampouco os fungos foram devidamente estudados nos animais silvestres, relacionando sua incidência e a distribuição dos diversos agentes etiológicos nas populações de vida livre. Assim a identificação das espécies fúngicas que fazem parte da microbiota em animais silvestres saudáveis é condição primordial para o reconhecimento daquelas causadoras de processos patológicos.

A microbiota fúngica oral de lagartos pode estar composta de *Aspergillus* sp., *Penicillium* sp., *Cladosporium* sp., *Beuveria* sp., *Coccidioides* sp., *Selenophoma* sp., *Paecilomyces* sp., *Geotrichum* sp., *Alternaria* sp., *Fusarium* sp. e *Candida* sp., sendo estes fungos potencialmente patogênicos causadores de micoses oportunistas ao homem e animais. Os fungos filamentosos e leveduras identificados são saprófitas, comumente isolados do solo, fezes de animais, vegetais, matéria orgânica em decomposição e ar atmosférico. Entretanto, podem tornar-se patogênicos quando

ocorrem alterações no microambiente local, o que determina a transição da forma sapróbias para a de parasitismo.

Para a confirmação da identificação de *Coccidioides* sp., é necessário um marcador específico para definir o fungo patogênico em questão, destacando que a manipulação deste microrganismo exige precauções de biossegurança risco 3. Infelizmente, não conseguimos realizar a análise de DNA pela técnica de PCR, entretanto, pesquisas futuras quanto à abordagem molecular, comprovados em um número maior de amostras para identificação fúngica, poderá validar um novo método de investigação epidemiológica com foco na prevenção de surtos de micoses sistêmicas.

A presença de *R. sanguineus* em *T. hispidus* sugere a possível participação desses artrópodes como vetores de agentes patogênicos para outros animais e humanos. Sendo assim, a identificação de animais silvestres como reservatório e sua relevância na cadeia epidemiológica de determinadas doenças, principalmente de caráter zoonótico, é fundamental à saúde pública.

Em relação às infecções enteroparasitárias em *T. hispidus*, mais estudos são necessários em virtude da espécie conviver e compartilhar o mesmo nicho urbano que o ser humano, animais domésticos e de produção. Esta proximidade pode aumentar a ocorrência de contaminações diretas e indiretas através das fezes dos lagartos. Como há o risco em potencial de transmissão para seres humanos e outros animais, o levantamento da microbiota parasitária dessa espécie é de extrema relevância para a saúde pública. Além disso, é importante obtermos um conhecimento mais profundo dos padrões ecológicos das comunidades de endoparasitas dessa espécie.

REFERÊNCIAS



6. REFERÊNCIAS

- ABREU, M.L. de S., FROTA, J.G. & YUKI, R.N. 2002. Geographic distribution, *Tropidurus hispidus*. *Review Herpetology* 33(1):66.
- AB'SÁBER, A. N. 1977. Os domínios morfoclimáticos na América do Sul. *Geomorfologia*. 52: 1-21.
- AHO, J. M. 1990. Helminth communities of amphibians and reptiles: comparative approaches to understanding patterns and processes. In ESCH, G., BUSH, A. and AHO, J. (Eds): *Parasite communities: patterns and processes*. Chapman and Hall, London
- ALBANO, Ana Paula Neuschrack. Fungos e micoses em animais silvestres recebidos por Centros de Triagem. 2009. 82f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Veterinária. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.
- ANDERSON, R.M. 2000. *Nematode parasites of vertebrates: their development and transmission*. 2.ed., Wallingford, UK: CABI Publishing, 2000. 650 pp.
- ANDERSON, N.L.; WACK, R.F. Criação e Medicina Básicas de Répteis de Estimação. In: BIRCHARD, S.J.; SHERDING, R.G. *Manual Saunders – Clínica de pequenos animais*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2003. Cap. 171, p.1694-1726.
- ARAGÃO, H.B., FONSECA, F. Notas de ixodologia. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v. 59, p.119-129, 1961.
- AVILA, R. W.; SOUZA, F. L.; DA SILVA, R. J. 2010. Helminths from seven species of lizards (Reptilia: Squamata) at the Cerrado of Mato Grosso do Sul State, Brazil. *Comparative Parasitology* 77:67–71.
- BAUER, A.M.; A.P. RUSSEL & N.R. DOLLAHON. 1990. Skin folds in gekkonid genus *Rhacodactylus*: a natural test of damage limitation hypothesis of mite pocket function. *Canadian Journal of Zoology*, Ottawa, 68: 1196-1201.
- BAUER, A. M., 1993, African-South American relationships, a perspective from the Reptilia, pp. 244-288. In: P.Goldblatt (ed.), *Biotic relationships between Africa and South America*. Harvard University Press, Cambridge.

- BELLI, S. I.; WALKER, R. A.; FLOWERS, S.A. 2005. Global Protein expression in apicomplexan parasites: current status. *Proteomics*. Mar. 5 (4): 918 – 924.
- BERGALLO, H. G.; ROCHA, C.F.D. 1993. Activity patterns and body temperatures of two sympatric lizards with different foraging tactics in southeastern Brazil. *Amphibia- Reptilia*, 14: 312-315.
- BÉRNILS, R. S. & H. C. COSTA (org.). 2011. *Brazilian reptiles – List of species*. Accessible at <http://www.sbherpetologia.org.br/>. Sociedade Brasileira de Herpetologia. Acesso em 15 de setembro de 2011.
- BORGES-NOJOSA, D.M. 1991. *Herpetofauna do Maciço de Baturipé, estado do Ceará: composição, ecologia e considerações zoogeográficas*. Dissertação do curso de mestrado, Universidade Federal da Paraíba. 91p.
- BORGES-NOJOSA, D.M.; CARAMASCHI, U. 2003. *Composição e análise comparativa da diversidade e das afinidades biogeográficas dos lagartos e anfisbenídeos (Squamata) dos brejos nordestinos*. In: Leal, I.; Silva, J.M.C. & Tabarelli, M.. (Org.). *Ecologia e Conservação da Caatinga*. 01 ed. Recife: UFPE. v. 01, p. 489-540.
- BOTÊLHO, M. C. N.; CAVALCANTI, M. D. B.; SANTOS, E. M.; LIMA, R. C. S.; OLIVEIRA, J. B. O. 2011. Estudo coproparasitológico em *Tropidurus hispidus* SPIX 1825 (Sauria, Tropiduridae) na cidade do Recife e região metropolitana. In: Geraldo Jorge Barbosa de Moura; Ednilza Maranhão dos Santos; Maria Adélia B. Oliveira; Catarina Cabral. (Org.). *Herpetologia do Estado de Pernambuco*. Recife: Ministério do meio Ambiente, v. 1. p. 229-290.
- BRENNAN, J.M. ; GOFF, M.L. 1977. Keys to the genera of chiggers of the western hemisphere (Acarina: Trombiculidae). *Journal of Parasitology*, 63(3): 554-566.
- BROOKS, W. M. Entomogenous protozoa. In:IGNOFFO, C.M. *CRC Handbook of Natural Pesticides*. Boca Raton: CRC Press, 1988, p.1-7.
- CABRAL, M. J. J. ALMEIDA, P. R. ALMEIDA, T. DELLINGER, N. FERRAND DE ALMEIDA, M. E. OLIVEIRA, J. M. PALMEIRIM, A. I. QUEIROZ, L. Rogado e M. Santos Reis (eds.) (2005), *Livro Vermelho dos Vertebrados Portugueses*, Lisboa, Instituto de Conservação da Natureza.
- CAMICAS, J.L.; HERVY, J.P.; ADAM, F. et al. *Les tiques du monde*. Nomenclature, stades décrits, hôtes, répartition (Acárida, Ixodida). Paris: Éditions de l'Orstom, 1998. 233p.
- CARVALHO, C.M., VILAR, J.C. 2005. Parque Nacional Serra de Itabaiana - Levantamento da Biota. Aracaju, SE: Biol. Geral e Exp. p.131.

- CARVALHO, A. L. G., ARAÚJO, A. F. B.; SILVA, H. R. 2006. Patterns of parasitism by *Eutrombicula alfreddugesi* (Oudemans) (Acari, Trombiculidae) in three species of *Tropidurus* Wied (Squamata, Tropiduridae) from Cerrado habitat of Central Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia* 23:1010-1015.
- CATÃO-DIAS, J. L.; 2008. Biossegurança na manipulação de animais silvestres -Biossegurança na reintrodução de animais silvestres na natureza. *Ciênc. Vet. Trop. Recife-PE*, v. 11, suplemento 1, p.178-181.
- CERQUEIRA, R.; BRANT, A.; NASCIMENTO, M. T.; PARDINI, R. Fragmentação: alguns conceitos. In: RAMBALDI, D. M.; OLIVEIRA, D. A. S. (orgs.). *Fragmentação de ecossistemas: Causas, efeitos sobre a biodiversidade e recomendações de políticas públicas*. 2. ed. Brasília: MMA/SBF, 2005. Cap. 1, p. 23-40.
- CHAPMAN, A. D. 2009. *Numbers of Living Species in Australia and the World*, 2nd edition. Australian Biodiversity Information Services ISBN 9780642568618
- CHARLIER, C.; CHRETIEN, F.; BAUDRIMONT, M. MORDELET, E. LORTHOLARY, O.; DROMER, F. 2005. Capsule structure changes associated with *Cryptococcus neoformans* crossing of the blood-brain barrier. *Am.J Pathol.*, 166: 421-432
- CHEATWOOD, J.L. JACOBSON, P. G. MAY, T. M. FARREL, B. L. HOMER, D. A. SAMUELSON, AND J. W. KIMBROUGH. 2003. An outbreak of fungal dermatitis and stomatitis in a free-ranging population of pigmy rattlesnakes (*Sistrurus miliarius barbouri*) in Florida. *J.Wildl.Dis.* v.39, n.2, p.329-337.
- CIMERMAN, B.; CIMERMAN, S. *Parasitologia Humana e seus Fundamentos Gerais*. 2 ed., São Paulo: Atheneu, 2001.
- COLLI, G.R., PAIVA, M.S. 1997. Estratégias de forrageamento e termorregulação em lagartos do Cerrado e Savanas Amazônicas. In L. L. Leite and C. H. Saito (eds.), *Contribuição ao Conhecimento Ecológico do Cerrado*. Dept. de Ecol., Univers. de Bras., Brasília. p. 224-231.
- CORRÊA, S.H.R.; PASSOS, E.C. Wild animals and public health. In: FOWLER, M.E.; CUBAS, Z.S. *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*. Ames: Iowa University Press, p. 493-499, 2001.
- CPRH (Companhia Pernambucana do Meio Ambiente). *Diagnóstico socioambiental do litoral norte de Pernambuco*. Recife: CPRH, 2003. 214p.
- CRESPO, E.G., OLIVEIRA, M.E., 1989. *Atlas da Distribuição dos Anfíbios e Répteis de Portugal Continental*. S.N.P.R.C.N.. Lisboa, 98 pp.
- CUBAS, S. C.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de animais selvagens*. São Paulo: Roca, 2007. 1354 p.

- CUNHA, O.R. 1961. Lacertílios da Amazônia. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Nova Série. Zoologia* 39:1-189.
- CUNHA-BARROS, M. & C.F.D. ROCHA. 2000. Ectoparasitism by chigger mites (*Eutrombicula alfreddugesi*: Trombiculidade) in a restinga lizard community. *Ciência e Cultura, São Paulo*, 52 (2): 108-114.
- CURRENT, W.L.; UPTON, L.J.; LONG, PL. 1990. Taxonomy and life cycles. IN: LONG, P. L. editor. *Coccidiosis of man and domestical animals*. Boston CRC Press Inc. p. 1-17.
- DANIEL, M. AND A. A. STEKOL'NIKOV. 2004. Chiggers mites of the genus *Eutrombicula* Ewing, 1938 (Acari: Trombiculidae) from Cuba, with the description of three new species. *Folia Parasitologica* 51:359–366.
- DANTAS-TORRES, F.; OLIVEIRA-FILHO, E. F.; SOARES, F. A. M.; SOUZA, B. O. F.; VALENÇA, R. B. P.; SÁ, F. B. 2008. Ticks infesting amphibians and reptiles in Pernambuco, Northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 17, n. 4, p. 218-221.
- DANTAS-TORRES, F.; FIGUEREDO, L. A.; BRANDAO-FILHO, S. P. *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae), the brown dog tick, parasitizing humans in Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v. 39, n. 1, p. 64-67, 2006.
- DEACON, J. *Fungal biology*. 4. ed. Oxford: Blackwell Science. 2006. 372p.
- DELFINO, M.M.S.; RIBEIRO, S.C.; FURTADO, I. P.; ANJOS, L.A.; ALMEIDA, W. O. Pterygosomatidae and Trombiculidae mites infesting *Tropidurus hispidus* (Spix, 1825) (Tropiduridae) lizards in northeastern Brazil. *Braz. J. Biol.* [online]. 2011, vol.71, n.2 ISSN 1519-6984.
- DÍAZ-URIARTE, R. 2000. Effects of aggressive interactions on antipredator behavior: empirical and theoretical aspects. Dissertação de doutorado, University of Wisconsin, Madison, 145p.
- ENWEANI, I.B., UWAICH, J.C., BELLO, C.S.S., NDIP, R.N.: Fungal carriage in lizards. *Mycoses*, 1997, 40, 115-117.
- EVANS, D.E.; MARTINS, J.R.; GUGLIELMONE, A .A. 2000. A review of the ticks (Acari, Ixodida) of Brazil, their hosts and geographic distribution - 1. The state of Rio Grande do Sul, southern Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 95, n. 4, p. 453-470.

- FLECHTMANN, C. H. W. *Ácaros de importância agrícola*. 2. ed. São Paulo: Nobel, 1976.
- FONTES, A. F.; VICENTE, J. J.; KIEFER, M. C.; VAN SLUYS, M. 2003. Parasitism by helminths in *Eurolophosaurus nanuzae* (Lacertilia: Tropicuridae) in an area of rocky outcrops in Minas Gerais State, southeastern Brazil. *Journal of Herpetology* 37:736–741.
- FORTES, E. *Parasitologia Veterinária*, 3ª edição, ÍCONE Ltda., 1997
- FREIRE, E.M.X. 1996. Estudo ecológico e zoogeográfico sobre a fauna de lagartos (Sauria) das dunas de Natal, Rio Grande do Norte e da Restinga de Pontas de Campinas, Cabedelo, Paraíba, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia* 13(4):903-921.
- FREIRE, E.M.X. 2001. *Composição, Taxonomia, Diversidade e Considerações Zoogeográficas sobre a Fauna de Lagartos e Serpentes de Remanescentes da Mata Atlântica no Estado de Alagoas, Brasil*. Tese do curso de Doutorado, Universidade Federal do Rio de Janeiro 143p.
- FROST, D.R.; RODRIGUES, M.T.; GRANT, T.; TITUS, T.A. Phylogenetics of the Lizard Genus *Tropicurus* (Squamata: Tropicuridae: Tropicurinae): Direct optimization, Descriptive efficiency, And Sensitivity Analysis of Congruence Between Molecular Data and Morphology. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 21(3): 352-371 (2001).
- FRYE, F.L. Biomedical and surgical aspects of captive reptile husbandry. Vol.1 and 2. 2ªed. Melbourne:Krieger, 1991, 637p.
- GOATER, C.P.; WARD, P.I. 1992. Negative effects of *Rhabdias bufonis* (Nematoda) on the growth and survival of toads *Bufo bufo*. *Oecologia*, v.89, p.161-165.
- GALVÃO, M. A. M.; RIBEIRO, J. G. L. 1993. Febre Maculosa. In: PEDROSO, E. R. P.; ROCHA, M. O. C.; SILVA, O. A. EDS. *Clínica Médica; os princípios da prática ambulatorial*. São Paulo; Atheneu, p.1374-1380.
- GALVÃO, M.A.M.; LAMOUNIER, J.A.; BONOMO, E.; TROPPIA, M.S.; REZENDE, E.G.; CALIC, S.B.; CHAMONE, C.B.; MACHADO, M.C.; OTONI, M.E.A.; LEITE, R.C.; CARAM, C.; MAFRA, C.L.; WALKER, D.H. Rickettsioses emergentes e reemergentes numa região endêmica do Estado de Minas Gerais, Brasil. *Cadernos de Saúde Pública*, Rio de Janeiro, v. 18, n. 6, p.1593-1597, 2002.

- GARCÍA-ADELL, G., ROCA, V. (1988): Helmintofauna de Lacértidos de los Pirineos Centrales ibéricos. *Rev. Ibér. Parasitol.*, 48: 257 – 267
- GOATER, C. P. 1994. Growth and Survival of Postmetamorphic Toads: Interactions among Larval History, Density, and Parasitism. *Ecology* 75:2264-2274.
- GOLDBERG, S. R.; BURSEY, C. R. 1992. Prevalence of the nematode *Spauligodon giganticus* (Oxyurida: Pharyngodonidae) in neonatal Yarrow's spiny lizards, *Sceloporus jarrovii* (Sauria: Iguanidae). *J. Parasitol.*, 78(3):539-541.
- GUIMARÃES, J.H.; TUCCI, E.C.; BARROS-BATTESTI, D.M. . 2001. Ectoparasita de importância veterinária. Editora Plêiade/FAPESP, São Paulo 218p.
- HAMMOND, D. M. 1973. Life cycles and development of coccidian. In: HAMMOND, D. M. and LONG, P. L. editors. *The coccidian*: Baltimore – University Park Press and London – Butterworths. p. 45-80.
- HEATLEY, J.J.; MITCHELL, M.A.; WILLIAMS, J.; SMITH, J.A.; TULLY; T.N.; 2001. Fungal periodontal osteomyelitis in a chameleon *Furcifer pardalis*. *J. Herp. Med. Surg.*; 11 (4):7-12.
- HECKMAN, D.S.; GEISER, D.M.; EIDELL, B.R.; STAUFFER, R.L.; KARDOS, N.L.; HEDGES, S.B. 2001. Molecular evidence for the early colonization of land by fungi & plants. *Science* 293: 1129-1133.
- HERTZ, F. H.; HUEY, R. B.; STEVENSON, R. D. 1993. Evaluating temperature regulation by field – active ectotherms: the fallacy of inappropriate question. *American Naturalist*, 142: 796-818.
- HEIDEMAN, N. J. L. Comparative analysis of nematode infection in *Agama aculeata* and *Agama planiceps*, and its effects on body condition and fecundity. *Copeia*, n.4, p.875-880, 1997.
- HOOG, G. S. J. GUARRO, J. GENE E FIGUERAS MJ. 2000. Atlas dos Fungos Clínica, 2^a ed, vol. 1. voor Centraalbureau Schimmelcultures, Utrecht, na Holanda.
- IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2010. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1> Acesso em 25 março 2012.

- JOHNSON, P.T.J.; LUNDE, K.B.; RITCHIE, E.G.; LAUNER, A.E. The effect of trematode infection on amphibian limb development and survivorship. *Science*, v.284, p.802-804, 1999.
- JONGEJAN, F. UILENBERG, G. 2004. The global importance of ticks. *Parasitology*, 129(Suppl.):S3-S14.
- KLUKOWSKI, M. 2004. Seasonal changes in abundance of host-seeking chiggers (Acari: Trombiculidae) and infestations on fence lizards, *Sceloporus undulatus*. *Journal of Herpetology*, Athens, 38 (1): 141-144.
- KOLESNIKOVAS, C.K.M.; GREGO, K.F.; ALBUQUERQUE, L.C.R. de. Ordem Squamata – Subordem Ophidia (Serpente). In. CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. Tratado de animais selvagens – medicina veterinária. 1ªed. São Paulo: Editora Roca, 2007, p.68-85.
- KOSTKA V.M., HOFFMAN L., BALKS E., ESKENS U., WIMMERSHOF N.: Review of the literature and investigation on the prevalence and consequences of yeasts in reptiles. *Vet. Rec.*, 1997, 140, 282-287
- KURTZMAN, P. C.; FELL, J. W. The yeasts: a taxonomic study. 4 Ed. Amsterdam: Elsevier: 1998, 1055 p.
- LABRUNA, M. B.; KERBER, C. E. FERREIRA, F.; FACCINI, J. L. H.; DE WAAL, D. T.; GENNARI, S. M. 2001a. Risk factors to tick infestations and their occurrence on horses in the State of São Paulo, Brazil. *Vet Parasitol* 97: 51-64.
- LABRUNA, M.B.; SOUZA, S.L.P.; GUIMARÃES JR, J.S.; PACHECO, R.C.; PINTER, A.; GENNARI, S.M. 2001b. Prevalência de carrapatos em cães de áreas rurais da região norte do Estado do Paraná. *Arq Bras Med Vet Zootec* 53: 553-556.
- LABRUNA, M. B.; KASAI, N.; FERREIRA, F.; FACCINI, J. L. H.; GENNARI, S. M. 2002b. Seasonal dynamics of ticks (Acari: Ixodidae) on horses in the state of São Paulo, Brazil. *Vet Parasitol* 105: 65-77
- LACAZ, C.S.; PORTO, E.; MARTINS, J.E.C.; HEINS - VACCARI E.M.; MELO, N.T. 2002. Tratado de micologia médica. 9 ed. São Paulo, Brasil: Sarvier,
- LAINSON, R.; SOUZA, M.C.; FRANCO, C. 2003. Haematozoan parasites of the lizard *Ameiva ameiva* (Teiidae) from Amazonian Brazil: a preliminary note. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 98, 1067–1070.

- LARESCHI, M. 2006. The relationship of sex and ectoparasite infestation in the water rat *Scapteromys aquaticus* (Rodentia: Cricetidae) in La Plata, Argentina. *Revista de Biología Tropical* 54:673–679.
- LARONE, D. H. 2000. *Medically importante fungi: a guide to identification*. 3 ed. Washington: American Society for Microbiology.
- LEMOS, E.R.S.; ALVARENGA, F.B.F.; CINTRA, M.L.; RAMOS, M.C.; PADDOCK, C.D.; FEREBEE, T.L.; ZAKI, S.R.; FERREIRA, F.C.C.; RAVAGNANI, R.C.; MACHADO, R.D.; GUIMARÃES, M.A.A.M.; COURA, JR. Spotted fever in Brazil: A seroepidemiological study and description of clinical cases in an endemic area in the State of São Paulo. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 65: 329-334, 2001.
- LEVINE, N.D, 1988. *The Protozoan Phylum Apicomplexa*, Vol. II, CRC Press Inc., Boca Raton, 154 pp.
- LEMA, T. 2002. *Os répteis do Rio Grande do Sul: atuais e fósseis – biogeografia e ofidismo*. Porto Alegre, Editora da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, 485p.
- LIRA-FILHO, C.C.A. 2003. *Estrutura da Comunidade de Lagartos da Reserva de Gurjaú, Pernambuco, Brasil*. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Pernambuco. 79p.
- LIRA-FILHO, C.C.A.; MOURA, G.J.B.; GUARNIERI, M.C.; AZEVEDO JR, S.M. 2008. Estrutura da Comunidade de Lagartos da Reserva Ecológica de Gurjaú, Pernambuco, Brasil. In: *Anais do I Encontro de Herpetologia e Mastozoologia em Pernambuco*. Recife: UFRPE - IBAMA – SNZ
- LOULY, C. C. B.; FONSECA, I. N.; OLIVEIRA, V. F.; BORGES, L.M.F. 2006. Ocorrência de *Rhipicephalus sanguineus* em trabalhadores de clínicas veterinárias e canis, no município de Goiânia, GO. *Ciência Animal Brasileira*, Goiânia, v. 7, n. 1, p. 103-106, jan./mar.
- LOUREIRO, A., N. FERRAND DE ALMEIDA, M. A. CARRETERO E O. S. PAULO. 2008. *Atlas dos anfíbios e répteis de Portugal*. Instituto da Conservação da Natureza e da Biodiversidade, Lisboa. 257 pp.
- MADER, D. 2006. *Reptile Medicine and surgery*. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier. p 1242.
- MALKMUS, R., 1995. *Die amphibien und reptilien Portugals, Madeiras und der Azoren*. Westarp Wissenschaften, Madgeburg, 192 pp.
- MARTÍNEZ-RIVERA, C.C.; NEGRO, A.G.; BERTRAND, M.; COSTA, J., 2003. *Hemidactylus mabouia* (Sauria:Gekkonidae), Host of *Geckobia hemidactyli*

(Actinedida:Pterygosomatidae), throughout the Caribbean and SouthAmerica. *Carib. J. Sci.*, vol. 39, no. 3, p. 321-326.

- MATIOLI, A.L. Aspectos taxonômicos e bioecológicos de ácaros predadores Stigmaeidae (Acari) de ocorrência em citros. 2002. 82f. Tese (Doutorado em Agronomia, Área de Concentração em Entomologia Agrícola) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal-SP.
- MENDONÇA, S. 2007. *Distribuição espacial e biometria de duas espécies de Tropicoduridae em remanescente de Mata Atlântica, nordeste do Brasil*. Trabalho de Conclusão de Curso. Faculdade Frassinetti do Recife. 36p.
- MOURA, G. J. B; SANTOS, E. M.; 2011. Estado da Arte da herpetologia em Pernambuco. In: Geraldo Jorge Barbosa de Moura; Ednilza Maranhão dos Santos; Maria Adélia B. Oliveira; Catarina Cabral. (Org.). Herpetologia do Estado de Pernambuco. Recife: Ministério do meio Ambiente, v. 1. p. 11-49.
- MOURA, G. J. B.; FREIRE, E. M. X.; SANTOS, E. M.; LINS, E.; ANDRADE, E. V. E.; CAVALCANTE, J. D. 2011. Caracterização Biogeográfica e Ecológica dos "Répteis" do Estado de Pernambuco. In: Geraldo Jorge Barbosa de Moura; Ednilza Maranhão dos Santos; Maria Adélia B. Oliveira; Catarina Cabral. (Org.). Herpetologia do Estado de Pernambuco. Recife: Ministério do meio Ambiente, v. 1. p. 229-290.
- MOURA, G. J. B; MENDONÇA, S.; 2011. Distribuição espacial, temporal e biometria de duas espécies de Tropicoduridae em remanescentes de Mata Atlantica, Nordese do Brasil. In: Geraldo Jorge Barbosa de Moura; Ednilza Maranhão dos Santos; Maria Adélia B. Oliveira; Catarina Cabral. (Org.). Herpetologia do Estado de Pernambuco. Recife: Ministério do meio Ambiente, v. 1. P 343-354
- OGASSAWARA, S.; BENASSI, S. 1980. Infecção experimental de gatos com coração de bovino parasitado por *Sarcocystis* sp. Arqs Inst. Biológico, São Paulo, 47: 27-32
- ONOFRIO, V.C.; LABRUNA, M.B.; PINTER, A.; GIACOMIN, F.G.; BARROS-BATTESTI, D. 2006. Comentários e chaves para as espécies do gênero *Amblyomma*. In: BARROSBATTESTI, D.M.; ARZUA, M.; BECHARA, G.H. (Eds). Carrapatos de Importância Médico-veterinária da Região Neotropical: um Guia Ilustrado para Identificação de Espécies. Vox/ICTTD-3/Butantan, São Paulo. p. 53-113.
- PALLINI, A.; JANSSEN, A.; SABELIS, M.W. 1997. Odour-mediated responses of phytophagous mites to conspecific and heterospecific competitors. *Oecologia* 110:179-185.

- PITT, J.I. 1988. A laboratory guide to common *Penicillium* species. 2nd ed. Commonwealth Scientific and Industrial Research Organization, North Ryde.
- PORTO, E; MILANEZ, A.I. 1979. Basidiobolus isoldados de répteis e anfíbios no Brasil. Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo. 21(5): 237 -245.
- POUGH, F.H.; R.M. ANDREWS; J.E. CADLE; M.L. CRUMP; A.H. SAVITZKY & K.D. WELLS. 2004. Herpetology. Pearson Prentice-Hall, Upper Saddle River, New Jersey.
- PREFEITURA DO RECIFE. A cidade do recife. Disponível em:<<http://www.recife.pe.gov.br/pr/secplanejamento/inforec/>> Acesso em 25/03/2012
- RIBEIRO, L. B.; GOMIDES, S. C.; SANTOS, A.O.; SOUZA, B. M. 2008. Thermoregulatory behavior of the saxicolous lizards, *Tropidurus torquatus* (Squamata: Tropiduridae) in a rocky outcrop in Minas Gerais, Brazil. Herpetological Conservation and Biology, 3 (1): 63 – 70.
- RICKLEFS, R.E. A Economia da Natureza. 3 ed. Rio de Janeiro. Guanabara Koogan, 1996. 470p.
- ROCHA, C.F.D.; VRCIBRADIC, D. 2003. Nematode assemblage of some insular and continental lizard host of the genus *Mabuya* Fitzinger (Reptilia, Scincidae) along the eastern Brazilian coast. Revista Brasileira de Zoologia, Curitiba, 20 (4): 755-759.
- ROCHA, C.F.D.; VRCIBRADIC, D.; VICENTE, J.J.; CUNHA-BARROS, M.. 2003. Helminths infecting *Mabuya dorsivittata* (Lacertilia, scincidae) from a high-altitude habitat in Itatiaia National Park, Rio de Janeiro State, southeastern Brazil. Brazilian Journal of Biology, São Carlos, 63 (1): 129-132.
- RODRIGUES, M.T. 1987. Sistemática, ecologia e zoogeografia dos *Tropidurus* do grupo *torquatus* ao Sul do Rio Amazonas (Sauria, Iguanidae). Arqui. de Zool. do Estado de São Paulo 31 (3): 105-230.
- ROZENTAL, T.; BUSTAMANTE, M.C.; AMORIN, M.; SERRA-FREIRE, N. M.; LEMOS, E.R.S. 2002. Evidence of spotted fever group Rickettsiae in state of Rio de Janeiro, Brazil. Rev. Inst. Med. Trop. 44(3):155-158.
- RUBIO, A. V.; SIMONETTI, J. A. 2009. Ectoparasitism by *Eutrombicula alfreddugesi* (Acari: Trombiculidae) on *Liolaemus tenuis* lizard in a Chilean fragmented temperate forest. Journal of Parasitology 95:244–245.
- SANTANA, D. O.; FARIA, R. G.; RIBEIRO, A. S.; OLIVEIRA, A. C. F.; SOUZA, B. B.; OLIVEIRA, D. G.; SANTOS, E. D. S.; SOARES, F. A. M.; GONÇALVES, F. B.; CALASANS, H. C. M.; VIEIRA, H. S.; CAVALCANTE, J. G.; MARTEIS, L. S.; ASCHOFF, L. C.; RODRIGUES, L. C.; XAVIER, M. C. T.; SANTANA, M. M.; SOARES, N. M.; FIGUEIREDO, P. M. F. G.; BARRETTO, S. S. B.; FRANCO, S. C.; ROCHA, S. M. Utilização do microhabitat e comportamento de duas

espécies de lagartos do gênero *Tropidurus* numa área de Caatinga no Monumento Natural Grota do Angico. *Scientia Plena* vol 7, nº 04 (2011).

- SEXTON, D.J.; MUNIZ, M.; COREY, G.R.; BREITSCHWERDT, E.B.; HEGARTY, B.C.; DUMLER, S.; WALKER, D.H.; PEÇANHA, P.M.; DIETZ, R. 1993. Brazilian spotted fever in Espírito Santo, Brazil: description of a focus of infection in a new endemic region. *Am J Trop Med Hyg* 49: 222-226.
- SIDRIM, J.J.C.; ROCHA, M.F.G. *Micologia Médica à Luz de Autores Contemporâneos*. Ed. Guanabara Koogan, 1ª Edição, 2004.
- SILVA, J. C. R., *Zoonoses e Doenças Emergentes Transmitidas por Animais Silvestres*, Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens - ABRAVAS, 2004, Disponível em www.abravas.org.br Acessado em 18 de Setembro de 2011.
- SILVA, S. T; GONÇALVES U. S.; SENA, G. A. B. NASCIMENTO, F. A. C. 2006. A Biodiversidade da Mata Atlântica alagoana: Anfíbios e Répteis. In *A Mata Atlântica em Alagoas*. ED UFAL. 65-74.
- SULLIVAN, D.; MORAN, G.; COLEMAN, D. 2005. *Fungal Diseases of Humans*; em Kavanagh K (2005) *Fungi – Biology and Applications*. John Wiley & Sons Ltd, Irlanda.
- SZABO, M. P. J. *et al.* Brown dog tick *Rhipicephalus sanguineus* parasitizing the bird *Coereba flaveola* in the Brazilian cerrado. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 38, n. 2, p. 543-545, Mar./Apr. 2008.
- TEIXEIRA, R.H.F.; AMORIM, M.; GAZETA, G.S.; SERRAFREIRE, N.M. 2003. Ixodofauna de répteis cativos no Zoológico de Sorocaba, São Paulo, Brasil. *Entomología y Vectores*, v. 10, n. 3, p. 319-329.
- POUGH, F. H.; ANDREWS, R. M.; CADLE, J.E.; CRUMP, M. L.; SAVITZKY, A. H.; WELL, K. D. 2004. *Herpetology*. 3rd ed. New Jersey: Pearson Prentice-hall.
- PREFEITURA DA CIDADO DO RECIFE. Aspectos Gerais. Disponível em: <http://www2.recife.pe.gov.br/a-cidade/aspectos-gerais/>. Acesso em: 20 janeiro. 2012.
- RIBAS, S. C., TEIXEIRA-FILHO, P. F., ROCHA, C. F. D.; VICENTE, J. J., 1998. Parasitismo por nematódeos em duas espécies simpátricas de *Mabuya* (Lacertilia: Scincidae) na restinga da Barra de Maricá, RJ. *An. Sem. Reg. Ecol., São Carlos*, 8(2): 883-894.
- ROCA, V., 1997, Natural history notes. *Tropidurus melanopleurus*. *Parasites. Herp. Rev.*, 28: 204.

- ROCHA, C.F.D.; H.G. BERGALLO; M.A.S. ALVES & M. VAN SLUYS. 2003. A Biodiversidade nos Grandes Remanescentes Florestais do Estado do Rio de Janeiro e nas Restingas da Mata Atlântica. São Carlos, RiMa, 160p.
 - ROCHA, C.F.D. & D. VRCIBRADIC. 2003. Nematode assemblage of some insular and continental lizard host of the genus *Mabuya* Fitzinger (Reptilia, Scincidae) along the eastern Brazilian coast. *Revista Brasileira de Zoologia*, Curitiba, 20 (4): 755-759.
 - RODRIGUES, MT., 1987. Sistemática, ecologia e zoogeografia dos *Tropidurus* do grupo *torquatus* ao sul do Rio Amazonas (Sauria, Iguanidae). *Arq. Zoo.*, vol. 31, p. 105-203.
 - ROELANTS, K.; GOWER, D. J.; WILKINSON, M.; LOADER, S. P.; BIJU, S. D.; GUILLAUME, K.; MORIAU, L.; BOSSUYT, F. 2007. *Global patterns of diversification in the history of modern amphibians*. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 104: 887-892.
 - RUPPERT, E.E; FOX, R.S.; BARNES, R.D. 2005. Zoologia dos Invertebrados: uma abordagem funcional-evolutiva. São Paulo: Roca. 1145p.
 - SADEK, RA. 1981. The diet of the Madeiran lizard *Lacerta dugesii*. *Zool J Linn Soc* 73:313–341.
 - SCHALL, J.J.; BENNETT, A.F.; PUTMAN, R.W. 1982 Lizards infected with malaria : physiological and behavioral consequences. *Science* 217:1057-1059.
- SOUSA, B.M.; OLIVEIRA, A.; LIMA, S.S. Gastrointestinal Helminth Fauna of *Enyalius perditus* (Reptilia: Leiosauridae): Relation to Host Age and Sex. *Journal of Parasitology* 93 (1): 211-213, 2007.
- STEININGER, C.; LUNZEN, J. V.; TINTELNOT, K.; SOBOTTKA, I.; ROHDE, H.; HORSTKOTTE, M. A. ; STELLBRINK, H. J. 2005. Mycotic brain abcess caused by opportunistic reptile pathogen. *Emerging Infectious Diseases*, v. 11, n. 2, p. 349-350
 - UETZ, P.; ETZOLD, T. & CHENNA, R. 2011. The EMBL Reptile DataBase, <http://www.reptile-database.org/> Acesso em 25 de Setembro de 2011.
 - VAN SLUYS, M.; ROCHA, C.F.D., VRCIBRADIC, D.; GALDINO, C.A.B.; FONTES, A.F. 2004. Diet, Activity, and Microhabitat Use of Two Syntopic *Tropidurus* Species (Lacertilia: Tropiduridae) in Minas Gerais, Brazil. *J. Herpetol.* 38 (4): 606-611.
 - VANZOLINI, P.E. 1974. Ecological and geographical distribution of lizards in Pernambuco, northeastern Brasil (Sauria). *Papéis Avulsos de Zoologia, São Paulo* 28(4):61-90.

- VANZOLINI, P.E.; RAMOS-COSTA, A.M.M. & VITT, L.J. 1980. Répteis das Caatingas. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências. 161p.
- VANZOLINI, P.E. 1986. Addenda and corrigenda to the catalogue of neotropical squamata - Part II: Lizards and Amphisbaenia. *Smithsonian Herpetological Information Service* 70:25p.
- VITT, L.J. 1991. An introduction to the ecology of Cerrado lizards. *Journal of Herpetology*, 25:79-90.
- VITT, L.J. 1995. The ecology of tropical lizards in the caatinga of northeast Brazil. *Occasional Papers of the Oklahoma Mus. Nat. Hist.* 1:11-29
- VITT, L.J.; ZANI, P.A. & CALDWELL, J.P. 1996. Behavioural ecology of *Tropidurus hispidus* on isolate rock outcrops in Amazônia. *Journal of Tropical Ecology*, 12: 81-101.
- VITT, L.J. & CALDWELL, J.P. 2001. The effects of logging on reptiles and amphibians of tropical forests. In *The Cutting Edge: Conserving Wildlife in Logged Tropical Forests* (R.A. Fimbel, A. Grajal & J.G. Robinson, eds.). Columbia Univ. Press, New York, p.239-259.
- VRCIBRADIC, D.; ROCHA, CFD.; BURSEY, CR. & VICENTE, JJ. 2002. Helminth communities of two sympatric skinks (*Mabuya agilis* and *Mabuya macrorhyncha*) from two 'restinga' habitats in southeastern Brazil. *Journal of Helminthology*. 76, 355–361.
- VRCIBRADIC, D.; VICENTE, JJ. & BURSEY, CR. 2007. Helminths infecting the lizard *Enyalius bilineatus* (Iguanidae; Leiosaurinae) from an Atlantic Rainforest area in Espírito Santo state, southeastern Brazil. *Amphibia-Reptilia* 28: 166-169.
- VRCIBRADIC, D., VICENTE, JJ.; BURSEY, CD., 2007. Helminths infecting the lizard *Enyalius bilineatus* (Iguanidae: Leiosaurinae) from an Atlantic Rainforest area in Espírito Santo state, southeastern Brazil. *Amphibia-Reptilia*, vol. 28, no. 1, p.166-169.
- WALKER, J. B.; KEIRANS, J. E.; HORAK, I. G. The genus *Rhipicephalus* (Acari, Ixodidae): A guide to the brown ticks of the world. Cambridge: Cambridge University Press, 2000. 655p.
- WHARTON, G. W.; FULLER, H. S. 1952. *A Manual of the Chiggers*. Washington. Memoirs of the Entomological Society of Washington. 185pp.
- WIKELSKI, M. 1999. Influences of parasites and thermoregulation on grouping in marine iguanas. *Behavioral Ecology* 10, 22–29.

ANEXOS



7. ANEXOS

Anexo 1. Identificação dos exemplares de *T.hispidus* segundo o sexo e local de captura.

ANIMAL	SEXO	ENDEREÇO DE CAPTURA
A1	F	Av. Luis Antonio de Araújo, 96 – Sítio dos Pintos
A2	M	Av. Luis Antonio de Araújo, 96 – Sítio dos Pintos
A3	F	Av. Luis Antonio de Araújo, 96 – Sítio dos Pintos
A4	F	Rua Barão de Capibaribe, 113A – Sítio dos Pintos
A5	M	Rua Barão de Capibaribe, 113A – Sítio dos Pintos
A6	M	Av. Dom Manoel de Medeiros, 218 – Sítio dos Pintos
A7	F	Rua Barão de Capibaribe, 114 – Sítio dos Pintos
A8	M	Rua Barão de Capibaribe, 114 – Sítio dos Pintos
A9	M	Rua Barão de Capibaribe, 114 – Sítio dos Pintos
A10	M	Rua Barão de Capibaribe, 114 – Sítio dos Pintos
A11	F	Rua Barão de Capibaribe, 114 – Sítio dos Pintos
A12	F	Rua Barão de Capibaribe, 114 – Sítio dos Pintos
A13	F	Rua Barão de Capibaribe, 1330 – Sítio dos Pintos
A14	M	Rua Barão de Capibaribe, s/nº – Sítio dos Pintos
A15	F	Rua Barão de Capibaribe, s/nº – Sítio dos Pintos
A16	F	Rua Barão de Capibaribe, s/nº – Sítio dos Pintos
A17	M	Rua Barão de Capibaribe, 190 – Sítio dos Pintos
A18	M	Rua Barão de Capibaribe, 190 – Sítio dos Pintos
A19	M	Rua Barão de Capibaribe, 345A – Sítio dos Pintos
A20	M	Rua Luiz Antonio Araujo, 240 – Sítio dos Pintos
A21	F	Rua Luiz Antonio Araujo, 240 – Sítio dos Pintos
A22	F	Rua Luiz Antonio Araujo, 240 – Sítio dos Pintos
A23	F	Rua Luiz Antonio Araujo, 240 – Sítio dos Pintos
A24	M	Rua Luiz Antonio Araujo, 240 – Sítio dos Pintos
A25	F	Rua Luiz Antonio Araujo, 240 – Sítio dos Pintos
A26	F	Rua Antonio Felipe, 48 – Sítio dos Pintos
A27	M	Rua Barão de capibaribe, 112 – Sítio dos Pintos
A28	F	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos
A29	M	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos
A30	F	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos
A31	M	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos
A32	M	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos
A33	M	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos
A34	F	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos
A35	F	Rua do Sítio São Braz, 96 – Sítio dos Pintos

A36	F	Rua do Sítio São Braz,96 – Sítio dos Pintos
A37	F	Rua do Sítio São Braz,96 – Sítio dos Pintos
A38	M	Rua do Sítio São Braz,96 – Sítio dos Pintos
A39	M	Rua do Sítio São Braz,96 – Sítio dos Pintos
A40	M	Rua do Sítio São Braz,96 – Sítio dos Pintos
A41	F	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A42	F	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A43	M	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A44	F	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A45	F	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A46	M	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A47	M	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A48	F	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A49	F	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos
A50	M	Rua do Sítio São Braz,37 – Sítio dos Pintos

M: macho

F: fêmea

Anexo 2. Dados biométricos e morfométricos dos exemplares de *T.hispidus* coletados no bairro de Sítio dos Pintos, Recife-PE.

ANIMAL	PESO	CRC	CC	CT
A1	7g	71 mm	117,19 mm	183,19 mm
A2	40g	102,01 mm	164,26 mm	265,27 mm
A3	10g	67,71 mm	122,07 mm	183,78 mm
A4	25g	96,27 mm	99,81mm	195,08 mm
A5	34g	99,50 mm	AC	99,50 mm
A6	40g	98,78 mm	172,20 mm	277,98 mm
A7	23g	90 mm	90 mm	180 mm
A8	30g	100 mm	110 mm	210 mm
A9	17g	90 mm	105,20 mm	135,20 mm
A10	40g	105 mm	120 mm	225 mm
A11	19g	85 mm	110 mm	195 mm
A12	6g	65 mm	65 mm	130 mm
A13	20g	85 mm	115 mm	200 mm
A14	22g	87,50 mm	90 mm	177,50 mm
A15	14g	80 mm	65 mm	145 mm
A16	14g	77 mm	140 mm	217 mm
A17	35g	100 mm	120 mm	220 mm
A18	19g	87, 50 mm	132,50 mm	220 mm
A19	25g	80 mm	160 mm	240 mm
A20	49g	110 mm	125 mm	235 mm
A21	8g	65 mm	45 mm	110 mm
A22	20g	80 mm	AC	80 mm
A23	11g	75 mm	AC	75 mm
A24	33g	100 mm	AC	100 mm
A25	20g	80 mm	75 mm	155 mm
A26	20g	80mm	AC	80 mm
A27	26g	95 mm	165 mm	260 mm
A28	15g	80 mm	110 mm	190 mm
A29	52g	120 mm	130 mm	250 mm
A30	18g	80 mm	110mm	190 mm
A31	31g	100 mm	140 mm	240 mm
A32	29g	97,50 mm	127,75 mm	225,25 mm
A33	37g	115 mm	AC	115 mm
A34	26g	110 mm	90,50 mm	270,50 mm
A35	30g	105 mm	95 mm	200 mm
A36	17g	80 mm	120 mm	200 mm
A37	25g	97,50 mm	112,50 mm	210 mm
A38	47g	120 mm	170 mm	290 mm
A39	47g	105 mm	160 mm	265 mm

A40	22g	85 mm	100 mm	185 mm
A41	25g	91,50 mm	138,5 mm	230 mm
A42	20g	85 mm	82 mm	167 mm
A43	31g	104 mm	140 mm	244 mm
A44	12g	68 mm	127 mm	195 mm
A45	12g	72 mm	118 mm	190 mm
A46	64g	115 mm	172 mm	287 mm
A47	45g	104 mm	174 mm	278 mm
A48	18g	78 mm	119 mm	197 mm
A49	18g	80 mm	131 mm	211 mm
A50	36g	98 mm	142 mm	240 mm

CRC: Comprimento rostro-cloacal
CC: Comprimento caudal

CT: Comprimento total
AC: Autotomia caudal

Anexo 3. Método de Centrífugo – flutuação em solução de sacarose ($d = 1,203\text{g}/\text{cm}^3$) para análise fecal (OGASSAWARA; BENASSI 1980) - MODIFICADO

Preparo das soluções:

Solução A ($d=1,275\text{g}/\text{cm}^3$)

. 781 mL de água destilada

. 1 kg de açúcar refinado

Aquecer até a solução ficar transparente.

Solução B ($d=1,203\text{g}/\text{cm}^3$) – solução de uso

Diluição da solução A na proporção de 3 partes da solução A para 1 parte de água destilada.

Observação: Sempre conservar a solução em geladeira para evitar o crescimento de fungos e leveduras.

1. Homogeneizar em béquer, 1g de fezes, aproximadamente, em 9ml da solução B;
2. Filtrar utilizando uma peneira de malha fina e transferir a suspensão para um tubo de centrifuga cônico. Centrifugar a aproximadamente 1500 rpm, durante 10 minutos;
3. Após a centrifugação, com o auxílio de uma alça de platina, retirar uma gota da superfície e colocar em lâmina de microscopia. Sob a gota, colocar lamínula de 10x10mm;
4. Observar em microscópio, no aumento de 10x, primeiramente, e depois no aumento de 40x.

Anexo 4. Método direto a fresco para análise fecal (CIMERMAN e CIMERMAN 2001).

1. Adicionar uma gota de água destilada sobre uma lâmina de microscopia;
2. Colocar uma alíquota das fezes, com auxílio de agulha bacteriológica, sobre a gota de água destilada.
3. Homogeneizar cuidadosamente e colocar sobre a amostra, uma lamínula de 10 x 10 mm;
4. Observar em microscópio, no aumento de 10x, primeiramente, e depois no aumento de 40x.

Anexo 5. Fungos filamentosos e leveduras isolados de cavidade oral de *T. hispidus*.

ANIMAL	FILAMENTOSOS	LEVEDURAS
A1	<i>Cladosporium cladosporioides</i>	-
A2	<i>C. cladosporioides</i>	-
	<i>Fusarium solani</i>	
A3	<i>Cladosporium sphaerospermum</i>	-
	<i>Penicillium sp.</i>	-
A4	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A5	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A6	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A7	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A8	<i>Fusarium solani</i>	-
A9	<i>Cladosporium herbarum</i>	-
A10	<i>Paecilomyces sp.</i>	-
A11	<i>Paecilomyces sp.</i>	-
	<i>Aspergillus flavus</i>	-
A12	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A13	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A14	<i>Aspergillus niger</i>	-
	<i>Penicillium sp</i>	
A15	<i>Coccidioides sp.</i>	-
A16	<i>C. sphaerospermum</i>	-
A17	<i>A. terreus</i>	-
A18	<i>C. sphaerospermum</i>	<i>Geotrichum sp.</i>
A19	<i>Penicillium sp.</i>	-
A20	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A21	<i>Mycelia sterilia</i>	<i>Geotrichum sp.</i>
A22	<i>Aspergillus granulosis</i>	-
	<i>C. cladosporioides</i>	
A23	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A24	<i>Paecilomyces sp.</i>	<i>Candida parapsilosis</i>

A25	<i>C. herbarum</i>	-
	<i>Paecilomyces</i> sp.	
A26	<i>A. terreus</i>	-
A27	<i>Penicillium</i> sp.	-
A28	<i>C. herbarum</i>	-
A29	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A30	<i>Penicillium</i> sp.	-
A31	<i>F. solani</i>	<i>C. parapsilosis</i>
	<i>A. terreus</i>	
	<i>C. herbarum</i>	
	<i>Beauveria</i> sp.	
A32	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A33	<i>C. cladosporioides</i>	-
	<i>Penicillium</i> sp.	-
A34	<i>A. terreus</i>	-
A35	<i>Penicillium</i> sp.	-
	<i>C. cladosporioides</i>	-
A36	<i>C. cladosporioides</i>	-
	<i>F. solani</i>	
A37	<i>C. herbarum</i>	-
A38	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A39	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A40	<i>A. fumigatus</i>	-
	<i>Penicillium</i> sp.	-
A41	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A42	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A43	<i>A. fumigatus</i>	-
A44	<i>C. herbarum</i>	-
	<i>F. solani</i>	-
A45	<i>Mycelia sterilia</i>	-
A46	<i>Penicillium</i> sp.	<i>Candida tropicalis</i>
A47	<i>A. fumigatus</i>	-

A48	<i>Alternaria</i> sp.	-
	<i>Penicillium</i> sp.	-
A49	<i>C. herbarum</i>	-
A50	<i>Mycelia sterilia</i>	-
