CARLOS ALEXANDRE PESSOA

Avaliação da microbiota bacteriana e fúngica presente na cloaca de jabutis (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco à saúde humana

São Paulo

2009

CARLOS ALEXANDRE PESSOA

**Avaliação da microbiota bacteriana e fúngica presente na cloaca de jabutis
(*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco à saúde
humana**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Medicina Veterinária

Departamento:

Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal

Área de concentração:

Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses

Orientador:

Dr^a. Priscilla Anne Melville

São Paulo

2009

Autorizo a reprodução parcial ou total desta obra, para fins acadêmicos, desde que citada a fonte.

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO-NA-PUBLICAÇÃO

(Biblioteca Virginie Buff D'Ápice da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo)

T.2104
FMVZ

Pessoa, Carlos Alexandre

Avaliação da microbiota bacteriana e fúngica presente na cloaca de jabutis (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco à saúde humana / Carlos Alexandre Pessoa. – São Paulo : C. A. Pessoa, 2009.
96 f. : il.

Dissertação (mestrado) - Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal, 2009.

Programa de Pós-Graduação: Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses.

Área de concentração: Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses.

Orientador: Dra. Priscila Anne Melville.

1. Bactérias. 2. Fungos. 3. Jabutis. 4. Microbiota. 5. *Swabs* de cloaca. I. Título.

CERTIFICADO

Certificamos que o Projeto intitulado "Avaliação da microbiota bacteriana e fúngica em fezes de jabutis (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco à saúde humana", protocolado sob o nº1563/2008, utilizando 100 (cem) jabotis, sob a responsabilidade da Pós Doutoranda Priscilla Anne Melville, está de acordo com os princípios éticos de experimentação animal da Comissão de Bioética da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo e foi aprovado "ad referendum".

(We certify that the Research "Evaluation of bacterial and fungal microbiota in faeces of terrapin (*Geochelone carbonaria*) home raised and analysis of the potential risk to human health", protocol number 1563/2008, utilizing 100 (one hundred) terrapins, under the responsibility Priscilla Anne Melville, agree with Ethical Principles in Animal Research adopted by Bioethic Commission of the School of Veterinary Medicine and Zootechny of University of São Paulo and was approved "ad referendum" meeting).

São Paulo, 15 de dezembro de 2008

Prof. Dr. José Luis Bernardino Merusse
Presidente da Comissão de Bioética
FMVZ/USP

FOLHA DE AVALIAÇÃO

Nome: PESSOA, Carlos Alexandre

Título: Avaliação da microbiota bacteriana e fúngica presente na cloaca de jabutis (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco à saúde humana

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Medicina Veterinária

Aprovado em: ____/____/____

Banca Examinadora

Prof. Dr. _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

2005)''

“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...

Pode 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

DEDICATÓRIAS

Como não há palavras para expressar o que sinto pelos meus pais amados, deixo então uma dedicatória especial.

Dedico este trabalho a Priscilla Melville e aos meus amigos Nilson Benites e Eliana Serapicos, pessoas das quais tenho profundo respeito e carinho.

AGRADECIMENTOS

São tantas pessoas que contribuíram de alguma maneira neste trabalho, que tentarei fazer uma lista justa e igual em valor a todos vocês, meus amigos especiais:

Prof^a. Dr^a. Solange Gennari (pela primeira oportunidade no departamento e auxílio);

Prof^a. Dr^a. Sônia Regina Pinheiro (pela amizade, carinho e atenção);

Prof. Dr. Silvio Vasconcelos (pela serenidade e carinho);

Prof. Dr. Paulo Eduardo Brandão (pela brandura, simpatia e ajuda);

Elza Maria Rosa B. Faquim (por ser uma profissional excelente e amiga devotada);

Dr^a. Maria Aparecida Rodrigues e Dr. Marcos Galletti (amigos fiéis);

Dr. Walter Buff Junior (um mestre e amigo a ser imitado, como se isso fosse possível);

Caroline Souza Machado (pela paciência, ajuda e amor);

Tânia Delonero (pelo auxílio prestado).

A todas as pessoas ligadas ao departamento que auxiliaram, de alguma maneira, o término deste trabalho.

A Universidade de São Paulo, e ao Departamento de Medicina Veterinária Preventiva, na figura de seus docentes e funcionários, pelo amor e carinho que me foram dados nestes anos de convívio harmônico.

RESUMO

PESSOA, C. A. **Avaliação da microbiota bacteriana e fúngica presente na cloaca de jabutis (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco à saúde humana.** [Bacterial and fungal microbiota evaluation in the companion tortoise (*Geochelone carbonaria*) and the analysis of the potential risk to human health]. 2009. 96 f. Dissertação (Mestrando em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009.

Os médicos veterinários que trabalham com répteis frequentemente são indagados pelos proprietários sobre os tipos de doenças que estes animais podem transmitir, bem como sobre as medidas profiláticas que devem ser implementadas para prevenir a transmissão de doenças. Desta forma, o conhecimento sobre os patógenos que estes animais albergam passa a ser importante para orientação dos proprietários quanto aos cuidados adequados que devem ser adotados com estes animais. Os microrganismos que compõem a microbiota podem se tornar patogênicos para seus hospedeiros quando os mesmos encontram-se debilitados, bem como a eliminação contínua destes microrganismos (pelas fezes, por exemplo) por répteis aparentemente saudáveis ou mesmo doentes, pode representar um importante problema para pessoas que tenham contato com eles. Crianças, idosos e indivíduos imunossuprimidos ou imunocomprometidos são bastante suscetíveis às infecções após manipulação de répteis criados como *pet*. Considerando-se que os répteis participam de forma crescente do mercado de animais criados como *pet*, suas características microbiológicas devem ser pesquisadas, visando evitar que eles adoeçam ou venham a óbito devido à ocorrência de doenças infecciosas e não transmitam zoonoses para aqueles que os manipulam. Este trabalho teve como objetivos o estudo da microbiota bacteriana e fúngica presente na cloaca de jabutis (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco a saúde humana. Foram realizados exames microbiológicos de *swabs* de cloaca de 100 jabutis-piranga visando a pesquisa de bactérias aeróbias, anaeróbias facultativas e fungos filamentosos e leveduras. Foram isolados 18 gêneros de bactérias, 06 gêneros de leveduras e 03 gêneros de fungos filamentosos. Os gêneros de microrganismos isolados com maior frequência foram: *Escherichia* sp. (67%), *Klebsiella* spp. (54%), *Bacillus* spp. (42%), *Candida* spp. (42%), *Citrobacter* spp. (33%), *Staphylococcus* spp. (29%), *Corynebacterium* spp. (15%) e *Aeromonas* spp. (15%), dentre outros com menor frequência. A frequência de isolamentos de *E. coli* (67%) foi semelhante à de *Klebsiella* spp. (54%) e maior ($P<0,05$) do que as

frequências de isolamentos de todos os outros microrganismos. Todos os microrganismos isolados podem representar risco para a saúde humana, devendo-se atentar para os cuidados com répteis criados como animais *pet*, particularmente quanto aos aspectos de higiene relacionados aos mesmos, visando assim a prevenção destes riscos.

Palavras-chave: Bactérias. Fungos. Jabutis. Microbiota. *Swab* de cloaca.

ABSTRACT

PESSOA, C. A. **Bacterial and fungal microbiota evaluation in the companion tortoise (*Geochelone carbonaria*) and the analysis of the potential risk to human health.** [Avaliação da microbiota bacteriana e fúngica presente na cloaca de jabutis (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio e análise do potencial risco à saúde humana]. 2009. 96 f. Dissertação (Mestrando em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2009.

Veterinarians who work with reptiles are frequently asked by owners about diseases that these animals can transmit, as well about the preventative measures that should be taken to prevent the transmission of diseases. Therefore, knowledge about pathogens that inhabit these animals and represent a potential zoonotic risk are very important in order to allow veterinarians to give proper recommendations about husbandry and preventative methods. Children, elderly people, and immunocompromised individuals are increasingly susceptible to infections after reptile pet manipulation. The microorganisms which form the microbiota can become pathogenic for their host if the host is debilitated. Transmission of these microorganisms from healthy or sick reptiles can be hazardous for people that have contact with them. Considering that reptiles are increasingly obtained as pet, their microbiota should be investigated in order to prevent transmission of disease to people who manipulate them. The purposes of this paper were to evaluate the bacterial and fungal microbiota in the companion tortoise (*Geochelone carbonaria*) and to analyze the potential public health risk. One hundred samples of feces from cloaca were obtained from jabutis-piranga and microbiological examinations were made for the presence of aerobic and facultative anaerobic bacteria, filamentous fungi and yeasts. Eighteen genus of bacteria, six genus of yeasts, and three genus of fungi were identified. The most frequently isolated genus were: *Escherichia* sp. (67%), *Klebsiella* spp. (54%), *Bacillus* spp. (42%), *Candida* spp. (42%), *Citrobacter* spp. (33%), *Staphylococcus* spp. (29%), *Corynebacterium* spp. (15%) and *Aeromonas* spp. (15%). The number of isolated *E. coli* (67%) was similar to that of *Klebsiella* sp. (54%), and was greater than ($P<0.05$) the total

number of other species isolated. All isolated microorganisms present a public health risk. Therefore, care should be taken when obtaining these reptiles as pets, especially with regards to husbandry and proper hygiene in order to prevent the risk of contamination with the microbiota.

Key-words: Bacteria. Fungi. Tortoises. Microbiota. Cloacal swab.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Plastrão de <i>Geochelone denticulata</i> .	37
Figura 2 -	Plastrão de <i>Geochelone carbonaria</i> .	38
Figura 3 -	Escamas pré-frontais de <i>Geochelone denticulata</i> e <i>Geochelone carbonaria</i> .	38
Figura 4 -	Escudo de <i>Geochelone denticulata</i> e <i>Geochelone carbonaria</i> .	39
Figura 5 -	Escudo inguinal de <i>Geochelone denticulata</i> e <i>Geochelone carbonaria</i> .	39
Figura 6 -	Escudo gular de <i>Geochelone denticulata</i> e <i>Geochelone carbonaria</i> .	39

LISTA DE QUADRO

Quadro 1 - Principais diferenças entre <i>Geochelone denticulata</i> e <i>Geochelone carbonaria</i>	37
---	----

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Frequências de isolamentos de gêneros de microrganismos (bactérias e fungos) a partir de <i>swabs</i> de cloaca de jabutis-piranga (<i>Geochelone carbonaria</i>) considerando-se um total de 100 amostras avaliadas.....	54
Tabela 2 -	Frequências de isolamentos de gêneros e/ou espécies de microrganismos (bactérias e fungos) a partir de <i>swabs</i> de cloaca de jabutis-piranga (<i>Geochelone carbonaria</i>) considerando-se um total de 100 amostras avaliadas.	55

LISTA DE GRÁFICOS

- Gráfico 1 - Porcentagem de isolamentos de bactérias Gram positivas, Gram negativas, fungos filamentosos e leveduras a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), considerando-se um total de 100 amostras analisadas..... 52
- Gráfico 2 - Porcentagem dos gêneros de microrganismos mais frequentemente isolados a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), considerando-se 100 amostras analisadas. 57
- Gráfico 3 - Porcentagem de isolamentos dos gêneros e/ou espécies de leveduras e fungos filamentosos isolados a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), considerando-se 100 amostras analisadas..... 58

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	28
2	REVISÃO DE LITERATURA	31
2.1	INTRODUÇÃO AOS RÉPTEIS	31
2.2	BIOLOGIA DOS QUELÔNIOS	34
2.3	RÉPTEIS – SEU PAPEL NA EPIDEMIOLOGIA DAS DOENÇAS INFECCIOSAS E ZOONOSES.....	41
3	OBJETIVOS	45
4	MATERIAL E MÉTODOS	47
4.1	COLETA DE AMOSTRAS.....	47
4.2	ISOLAMENTO E IDENTIFICAÇÃO DOS MICRORGANISMOS PRESENTES NOS <i>SWABS</i> DE CLOACA DOS ANIMAIS.....	47
4.3	ANÁLISE ESTATÍSTICA	49
5	RESULTADOS	51
6	DISCUSSÃO	60
7	CONCLUSÕES	78
	REFERÊNCIAS	80
	APÊNDICE	92

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

“A carapaça consiste em 50 ossos derivados das costelas, vértebra e elementos dérmicos da pele (CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007)”

1 INTRODUÇÃO

A interação entre o ser humano e o meio ambiente exige maiores informações e conhecimentos, particularmente no que diz respeito aos diferentes ecossistemas e biodiversidade. Quando a relação humana com a natureza não é conduzida de forma adequada, pode promover alterações ecológicas com consequências desastrosas para o meio ambiente, os seres humanos e a biodiversidade (CORRÊA; PASSOS, 2001).

As elevadas densidades populacionais humanas e de animais domésticos, associadas com o desenvolvimento da agricultura, promovem cada vez mais um contato maior com espécies selvagens. Este contato aproxima agentes infecciosos e/ou parasitários no sentido de encontrarem novos hospedeiros e novos ambientes nos quais existam condições de manutenção, multiplicação e transmissão dos mesmos (CORRÊA; PASSOS, 2001). Tendo em vista que vários ambientes naturais vêm sendo degradados devido à exploração comercial das florestas e dos minerais nas zonas tropicais e temperadas, bem como ao aproveitamento do ambiente para o desenvolvimento agropecuário, existe uma urgência cada vez maior em prover um ambiente apropriado para estes animais selvagens (FRYE, 1991).

A importância da relação homem-animal e seus efeitos positivos são bastante reconhecidos. Deste modo, o conhecimento sobre a epidemiologia das doenças transmissíveis torna-se vital para preservar a saúde humana e animal (CORRÊA; PASSOS, 2001). No caso específico das zoonoses, estima-se que mais de 175 doenças de animais são comuns ou transmissíveis aos homens sob certas condições. Cabe ressaltar que o homem é apenas um hospedeiro acidental (FOWLER, 1986).

A medicina humana não está familiarizada com as zoonoses relacionadas aos répteis e raramente, durante uma consulta, procede-se à averiguação sobre informações acerca do contato entre o paciente e um réptil de estimação (JOHNSON-DELANEY, 1996).

As crianças são bastante suscetíveis às infecções após manipulação de répteis criados como *pet*, devido a sua propensão em colocar a mão e/ou os dedos contaminados na boca, ou mesmo beijá-los ou colocá-los na boca (FRYE, 1991; JOHNSON-DELANEY, 1996). Além da contaminação pelas mãos e dedos, as crianças podem ser infectadas indiretamente pelos seus pais, ou outros membros da sua família que estiveram manipulando répteis e não lavaram as suas mãos antes de alimentarem-se ou manusear as crianças. Bebês e crianças ainda podem infectar-se através das fezes dos répteis, particularmente se o *pet* puder transitar livremente

pela casa da família (WARD, 2000). Deve-se ressaltar ainda que, indivíduos imunossuprimidos ou imunocomprometidos, idosos (FRYE, 1991; JOHNSON-DELANEY, 1996; BALLARD; CHEEK, 2003) e mulheres grávidas (EBANI; FRATINI, 2005), também apresentam grande risco em contrair zoonoses relacionadas a estes animais (JOHNSON-DELANEY, 1996; FRYE, 1991; BALLARD.; CHEEK, 2003).

Os médicos veterinários que trabalham com répteis frequentemente são indagados pelos proprietários sobre os tipos de doenças que estes animais podem transmitir, bem como sobre as medidas profiláticas que devem ser tomadas para prevenir a transmissão destas doenças. Desta forma, o conhecimento sobre os patógenos que estes animais albergam passa a ser importante para a orientação dos proprietários quanto aos cuidados com os mesmos (JOHNSON-DELANEY, 1996).

Assim sendo e considerando a escassa literatura existente acerca do assunto, fica evidente a importância do conhecimento da microbiota dos répteis, para auxiliar na preservação da saúde humana e animal.

(Foto: PESSOA, C. A., 2006)

“Estes animais possuem um metabolismo muito mais lento que os mamíferos do mesmo tamanho corporal (O’MALLEY, 2005)”

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 INTRODUÇÃO AOS RÉPTEIS

Os répteis evoluíram de seus ancestrais anfíbios por volta de 250 milhões de anos atrás e são encontrados em todos os continentes exceto na Antártida. Algumas espécies como *Vipera berus* e *Lacerta vivipara* podem ser encontradas inclusive ao extremo norte, perto do círculo Ártico. Quelônios e tuataras são os mais antigos répteis em vida, em torno de 200 milhões de anos, enquanto as serpentes são os mais recentes. Diferentemente dos anfíbios, que necessitam retornar a água para reproduzirem, répteis podem viver independentemente da mesma podendo, portanto, viver em ambientes mais amplos, inclusive nas regiões mais áridas dos desertos. Possuem escamas para conservar a água, põem ovos e excretam ácido úrico (O'MALLEY, 2005).

A classe Reptilia é representada por quatro ordens: Chelonia, Rhynchocephalia, Squamata e Crocodilia (FRYE, 1991), compreendendo mais de 7000 espécies (MADER, 2006).

Estes animais possuem um metabolismo muito mais lento que o dos mamíferos de mesmo tamanho corporal. A taxa metabólica é influenciada por muitos fatores sendo que aumenta exponencialmente com o aumento da temperatura e répteis menores possuem um metabolismo mais rápido que os maiores. Isto também pode variar entre as espécies, por exemplo, o tuatara possui a taxa metabólica mais baixa enquanto alguns varanídeos e teiús possuem taxas metabólicas mais altas que outros répteis (O'MALLEY, 2005).

São ectotérmicos sendo, portanto, incapazes de gerar o próprio calor e utilizam fontes externas para regular a sua temperatura corporal. A termogênese é descrita apenas em duas espécies: *Dermochelys coriacea*, a qual pode reter o calor devido a sua grande quantidade de gordura corporal, e *Python molurus* que, ao incubarem seus ovos, geram calor através de contrações musculares. A vantagem de serem ectotérmicos é que não perdem energia para a manutenção de sua temperatura corporal. De fato, o requerimento alimentar para um dia de uma ave insetívora pequena, é suficiente para a manutenção por 35 dias de um lagarto de peso Pessoa, C. A.

equivalente. Este requerimento baixo de alimento e uma eficiente conversão alimentar, permitem aos répteis adaptarem-se a nichos ambientais como os desertos áridos. A principal desvantagem da ectotermia, é que toda atividade está limitada à temperatura ambiental. Quando doentes ou expostos à infecção, procuram ativamente por uma fonte extra de calor, denominada *behavioral fever*. Muitos répteis pequenos possuem uma alta razão entre a superfície corpórea e o peso, que lhes permite que absorvam e percam calor rapidamente. Grandes espécies possuem uma inércia térmica, isto é, levam muito tempo para se aquecer e se resfriar, o que lhes favorece resistir a mudanças de temperaturas abruptas. Serpentes e lagartos tendem a utilizar muito mais o comportamento de termorregulação que os quelônios, os quais possuem a carapaça que lhes ajuda a manter o calor (O'MALLEY, 2005).

A luz ultravioleta é importante tanto para o comportamento quanto para o metabolismo da vitamina D₃. Raio ultravioleta A afeta o comportamento, auxiliando na reprodução (O'MALLEY, 2005). Raio ultravioleta B reage com a pele do animal convertendo colesterol em uma forma inativa de vitamina D, a qual é então convertida em um hormônio denominado 1,25 dihidroxicolecalciferol através de passagens envolvendo fígado e rins. A forma ativa do 1,25 dihidroxicolecalciferol é utilizada pelo organismo para facilitar a absorção de cálcio pelo trato intestinal (MADER, 2006).

Nos quelônios, serpentes e crocodilos, as epífises nunca fecham e por isso não existe uma maturidade esquelética, sendo que algumas espécies continuam crescendo por toda a sua vida. A razão de crescimento é muito mais variável que em mamíferos e dependerá do suprimento alimentar, temperatura e outros fatores ambientais. Estes animais não necessitam de ossos rígidos dorsais para suportar o peso entre seus membros, por isso normalmente têm seu abdômen no solo; ao invés disto, uma coluna flexível é muito mais importante. Como não possuem diafragma, não há divisão entre o tórax e o abdômen, sendo termos torácico e lombar redundantes. Diferentemente, os ossos dorsais podem ser divididos em pré-sacral, sacral e região caudal. O número de vértebras pré-sacrais varia de 24 em lagartos, 18 em quelônios, até 200 nas serpentes. O atlas e áxis são conectados mais firmemente do que em mamíferos, portanto, o principal centro de movimento localiza-se entre um único côndilo occipital e a coluna (O'MALLEY, 2005).

O coração das serpentes, lagartos e quelônios possui três câmaras. O coração das serpentes possui um septo atrial completo e um canal interventricular. Nos lagartos o ventrículo é dividido em três sub-câmaras: *cavum venosum*, *arteriosum* e *pulmonale*. Os crocodilianos possuem uma estrutura cardíaca muito similar à dos mamíferos, exceto pela

presença do forame de *Panizza*, que é uma pequena abertura entre o septo interventricular que separa o ventrículo esquerdo do direito. A frequência cardíaca dos répteis geralmente é dependente de uma série de variáveis incluindo temperatura corporal, tamanho corporal, taxa metabólica e respiratória, além de estímulo sensorial. Geralmente, uma relação inversa existe entre o tamanho corporal e a frequência cardíaca sob qualquer temperatura (MADER, 2006).

Nos lagartos, as narinas terminam rostralmente, permitindo a passagem do ar através da boca até a laringe. Serpentes, contudo, conseguem protruir a glote e a traquéia para fora da boca enquanto se alimentam. Quelônios e crocodilos bem como alguns lagartos têm um palato duro desenvolvido, que separa o fluxo de ar da cavidade oral. A glote dos répteis está situada rostralmente, tornando relativamente fácil a intubação. A glote permanece fechada durante o repouso, abrindo somente durante a respiração através da ação do músculo dilatador da glote. Cordas vocais estão ausentes e os sons são produzidos através de uma rápida expiração de ar. Além da troca gasosa, os pulmões têm uma importante função para a flutuação e vocalização. O revestimento do trato respiratório possui um aparato mucociliar primitivo, o que faz com que os répteis possuam uma pobre eliminação dos exudatos inflamatórios do pulmão. Em comparação com os mamíferos, o volume pulmonar dos répteis é um pouco maior, mas possui apenas 1% da área superficial dos mamíferos de igual tamanho (O'MALLEY, 2005).

O trato digestivo é muito mais curto que o das aves e mamíferos. Carnívoros usam primeiramente gorduras e proteínas como fontes de alimento, enquanto herbívoros utilizam carboidrato solúvel e fibra fermentada. Onívoros requerem uma mistura de gordura, proteína e carboidrato. Como nos mamíferos, os dentes são compostos por esmalte, dentina e cemento, mas perderam a membrana periodontal. Existem três tipos de dentes, dependendo do hábito alimentar: acrodonte, pleurodonte e tecodonte. Seus dentes são reabsorvidos e recolocados numa frequência rápida através da vida. Este processo é denominado polifiodontia. A mastigação varia entre as espécies, mas é muito menos frequente que nos mamíferos (O'MALLEY, 2005). Serpentes e lagartos venenosos possuem seus dentes modificados (presas) para facilitar a inoculação de veneno. As presas das serpentes venenosas possuem um canal de veneno aberto ou fechado, enquanto que os lagartos venenosos (*Heloderma*) apresentam um sulco (MADER, 2006). Muitas espécies de serpentes possuem estas glândulas modificadas para a produção de veneno, como a glândula de Duvernoy, cuja secreção auxilia na imobilização da presa e previne danos ao seu delicado crânio (O'MALLEY, 2005).

A principal função do esôfago nos répteis é o transporte do alimento até o estômago. Tartarugas marinhas e alguns jabutis usam seus fortes músculos esofágicos para triturar o

alimento e iniciar a digestão mecânica. A digestão enzimática pode ocorrer no esôfago distal a partir de um refluxo gástrico ou produção de pepsina (MADER, 2006).

O estômago é pequeno e contém ácido clorídrico, o qual previne a putrefação, mata a presa viva e auxilia na digestão descalcificando os ossos (O'MALLEY, 2005). Nos lagartos e serpentes o estômago é muito distensível permitindo a acomodação de presas grandes. Nos crocodilianos o corpo é constituído de uma musculatura grossa parecida com o ventrículo das aves (MADER, 2006).

A arquitetura hepática nos répteis é menos organizada que nos grandes vertebrados (MADER, 2006), sendo o fígado geralmente grande na maioria dos répteis e alongado nas serpentes (O'MALLEY, 2005).

Quelônios, crocodilianos e a maioria dos lagartos possuem vesícula biliar. A bile é armazenada na vesícula biliar atuando na excreção de gordura e auxiliando na digestão (MADER, 2006).

O intestino continua o processo de digestão iniciado no estômago, mas é o principal local de absorção dos nutrientes. Em geral o intestino dos herbívoros é maior que dos onívoros, sendo o dos onívoros maior que o dos carnívoros (MADER, 2006).

O ceco é geralmente rudimentar nos répteis carnívoros como as serpentes, crocodilianos e monitores; contudo, está presente nos quelônios herbívoros e lagartos servindo como principal local de fermentação pós-gástrica (MADER, 2006).

O reto termina em uma bolsa denominada cloaca, a qual consiste em uma câmara anterior (*coprodeum*), que coleta as fezes, uma câmara média (*urodeum*), onde os ureteres e sistema reprodutivo desembocam e uma câmara posterior (*proctodeum*), onde todos os dejetos são coletados antes de sua excreção. As câmaras da cloaca são parcialmente separadas por dobras transversas de mucosa (O'MALLEY, 2005).

2.2 BIOLOGIA DOS QUELÔNIOS

Tartarugas, jabutis e tartarugas marinhas não se encontram devidamente representadas nas instituições zoológicas e coleções privadas, ao contrário do que ocorre com lagartos e serpentes, talvez em parte porque necessitem de mais espaço e tempo para o seu correto manejo. Nos primórdios os quelônios eram utilizados primeiramente como alimento, o que

provocou uma redução dramática em sua população, dizimando espécies asiáticas. Considerando as noventa espécies asiáticas, 75% estão ameaçadas de extinção. O número de indivíduos de certas espécies continua incerto, mas acredita-se que esteja diminuindo (MADER, 2006).

Os quelônios surgiram há cerca de 200 milhões de anos e compreendem os cágados, jabutis e tartarugas. Estão classificados na classe Reptilia, subclasse Anapsida (que significa ausência de aberturas temporais), Ordem Chelonia (sinonímia: Testudinata ou Testudines), subordens Cryptodira e Pleurodira. A subordem Cryptodira é predominante e compreende as superfamílias Testudinoidea (jabutis), Trionychoidea (cágados) e Chelonioidea (tartarugas marinhas). A subordem Pleurodira compreende cágados os quais recolhem o pescoço lateralmente (CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007).

Na ordem Chelonia, a maior parte dos animais tende a estar confinada dentro de uma carapaça dorso-lateral, variável em formato de cúpula à achatada e plastrão ventral (FRYE, 1991; BOYER; BOYER, 1996).

Os nomes comuns dados aos quelônios variam muito por todo o mundo. Jabutis (em inglês *tortoises*) geralmente se referem a tartarugas terrestres, como os membros da família Testudinidae. Australianos, contudo, referem todos os seus quelônios, sejam terrestres (*tortoises*) ou aquáticos (em inglês *turtle*), como jabutis. No Reino Unido, o termo em inglês *terrapin* é utilizado para quelônios de água doce, *turtles* para os marinhos e *tortoises* para os terrestres. Os norte americanos utilizam *turtle* para ambos, aquáticos e terrestres e *terrapins* podem ser de água doce ou marinhos (MADER, 1996).

Na família Testudinidae, jabutis verdadeiros (*tortoises*), existem doze gêneros com quarenta e seis espécies (MADER, 2006) vivendo através dos trópicos, subtropicos e zonas temperadas do mundo. Muitas espécies são mantidas e reproduzidas com sucesso em cativeiro. Há muitas espécies severamente ameaçadas de extinção (MADER, 1996). Os jabutis são animais terrestres, de corpo compacto, membros locomotores cilíndricos e robustos, próprios para suportar o pesado casco e caminhar em ambientes rústicos (CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007), raramente entram com seus corpos na água, apenas fazendo-o por curtos períodos para ingerirem água ou para tomarem banho, sendo que muitos jabutis são incapazes de nadar ou manterem sua flutuabilidade (FRYE, 1991; BOYER; BOYER, 1996).

O casco consiste em uma parte dorsal e outra ventral conectada por pontes ósseas. A carapaça consiste em cinquenta ossos derivados das costelas, vértebras e elementos dérmicos da pele. O plastrão desenvolve-se a partir das clavículas, interclavículas e *gastralia* (costelas

abdominais). O casco ósseo é coberto por uma camada superficial de placas de queratina denominada escudos. Os escudos não cobrem precisamente cada placa óssea, ao invés disso, estão localizados sobre o ponto de encontro ou junção entre as placas ósseas. Possuem uma grande massa muscular associada à retração do pescoço e cabeça. A pele varia de macia a dura, a qual é trocada periodicamente, como ocorre com todos os répteis. O casco rígido tornou a respiração dos quelônios muito diferente das outras espécies capazes de expandir seus tórax. Quelônios respiram através de suas narinas. Respiração pela boca é anormal. A glote está localizada na base da língua. Os pulmões estão localizados dorsalmente, na parte ventral da superfície da carapaça. Não há diafragma separando os pulmões dos outros órgãos internos (MADER, 1996).

Os jabutis não possuem dentes e dependem da ação tipo tesoura de seus bicos córneos, ou ranfoteca, para cortar bocados de alimento que são deglutidos em pedaços. Este processo ocorre graças à produção de muco pelas glândulas salivares, mas não há produção de enzimas digestivas. Tartarugas alimentam-se embaixo da água. O intestino delgado é relativamente curto quando comparado com o dos mamíferos. O estômago, intestino delgado, pâncreas, fígado e vesícula biliar, produzem enzimas digestivas. Possuem rins metanéfricos localizados na região caudal, ventral a carapaça, posteriormente ao acetábulo, exceto em tartarugas marinhas, os quais estão localizados anteriormente ao acetábulo (MADER, 1996).

As três espécies de ocorrência natural no Brasil são *Geochelone carbonaria* e *Geochelone denticulata*, ambas com distribuição ampla e *Geochelone chilensis*, espécie rara, podendo ocorrer apenas no extremo sul do país (CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007).

Geochelone denticulata geralmente é chamada de “jabuti-de-pata-amarela” e *Geochelone carbonaria* de “jabuti-de-pata-vermelha”. Estes nomes populares muitas vezes causam confusão, pois alguns jabutis de patas vermelhas podem apresentar patas amarelas e vice-e-versa, ou podem ainda apresentar tons diferentes entre o amarelo e o vermelho. Alguns comerciantes usam tintas para pintar listras para melhor identificação dos jabutis, por isso, nenhuma dessas características deve ser usada para identificação. A observação dos escudos do plastrão (Figuras 1, 2, 5 e 6), escamas pré-frontais (Figura 3) e número de anéis nos escudos da carapaça (Figura 4), devem ser utilizadas como chaves de identificação (HAGAN, [200-]).

As principais diferenças entre *Geochelone denticulata* e *Geochelone carbonaria* estão apresentadas no quadro 1.

Característica	Espécie	
	<i>Geochelone denticulata</i>	<i>Geochelone carbonaria</i>
Escudo gular	Plano até a porção posterior da carapaça.	Curto da porção posterior da carapaça.
Sutura mediana umeral	Geralmente mais longa que sutura mediana femural.	Geralmente mais curta que sutura mediana femural.
Escudo inguinal	Bastante insignificante.	Bastante significativa.
Escamas Pré-frontais	Alongadas.	Pequenas e partidas.

Quadro 1 - Principais diferenças entre *Geochelone denticulata* e *Geochelone carbonaria*

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

Figura 1 - Plastrão de *Geochelone denticulata*

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

Figura 2 - Plastrão de *Geochelone carbonaria*

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

Figura 3 - Escamas pré-frontais de *Geochelone denticulata* e *Geochelone carbonaria*

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

Figura 4 - Escudo de *Geochelone denticulata* e *Geochelone carbonaria*

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

Figura 5 - Escudo inguinal de *Geochelone denticulata* e *Geochelone carbonaria*

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

Figura 6 - Escudo gular de *Geochelone denticulata* e *Geochelone carbonaria*

Algumas características de *Geochelone carbonaria* e *Geochelone denticulata* são mais constantes, sendo verdadeiras na maioria dos espécimes estudados. Outras características não são tão notadas e vão variar de espécie para espécie (HAGAN, [200-]).

Geochelone denticulata tem tamanho maior que *Geochelone carbonaria*. Alguns espécimes alcançam um comprimento de aproximadamente 66 centímetros. A carapaça dos jovens e adultos tem coloração marrom claro, com o centro de cada escudo amarelo ou marrom claro. Com relação ao *Geochelone denticulata* jovem, podem ser observados alguns anéis nos escudos da carapaça, mas os espécimes maiores praticamente não os possuem ou são muito pequenos. Os anéis concêntricos são características muito importantes em espécimes jovens e adultos de *Geochelone carbonaria*. No macho adulto *Geochelone denticulata* os anéis tem um formato parecido com um sino quando visto dorsalmente, tendendo a alargar-se para fora no terço posterior da carapaça na área diretamente acima do intergular. As fêmeas conservam a forma curva dos jovens (HAGAN, [200-]).

Geochelone carbonaria conserva praticamente a mesma forma durante toda a sua vida, tendo os lados da carapaça bastante paralelos. *Geochelone carbonaria* não parece alcançar o tamanho de *Geochelone denticulata*, sendo que o espécime adulto é grande, chegando a alcançar 48 centímetros de comprimento. Ambas espécies vivem na mesma extensão da América do Sul e em áreas da floresta com um sombreamento adequado, porque nenhuma das duas parece gostar de aquecer-se ao sol. *Geochelone carbonaria* parece preferir um habitat escuro, com presença de lama, como observado nas cavernas, mostrando uma tendência a beber mais água e a se molhar mais em cativeiro do que *Geochelone denticulata* (HAGAN, [200-]).

Os cágados ou tartarugas de água doce têm hábitos semi-aquáticos. Buscam alimento na água, mas frequentam a terra para se aquecer ao sol, fazer postura e também forragear. Possuem patas com membranas interdigitais que favorecem o nado e unhas que ajudam na movimentação em água rasa. Os cágados costumam frequentar as margens de rios e lagos, podendo ser vistos em terra, sobre troncos de árvores ou em plantas aquáticas. As unhas permitem escavar o solo e o leito de rios e ajudam o macho a prender-se na fêmea durante a cópula. O *habitat* dos cágados consiste em rios e lagos. Os cágados silvestres mais comuns em cativeiro pertencem aos gêneros *Trachemys*, *Hydromedusa*, *Phrynops* e *Podocnemis* (CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007).

As tartarugas são representadas pelas espécies marinhas, que vêm a terra para fazer oviposição. Seus membros locomotores evoluíram para nadadeiras com pequenas garras. As tartarugas marinhas existem há mais de 150 milhões de anos. Sua origem é terrestre, mas evoluíram e se adaptaram para viver no mar, diferenciando-se de outros répteis. Na terra são lentas e vulneráveis a predadores, mas no mar deslocam-se com rapidez e agilidade. Há sete espécies de tartarugas marinhas no mundo, sendo que cinco delas são encontradas no Brasil: tartaruga-cabeçuda (*Caretta caretta*), tartaruga-de-pente (*Eretmochelys imbricata*), tartaruga-verde (*Chelonia mydas*), tartaruga-oliva (*Lepidochelys olivacea*) e tartaruga-de-couro (*Dermochelys coriacea*). Ocupam todos os oceanos e realizam migrações que podem atingir milhares de quilômetros. Vários anos são necessários para que atinjam a maturidade reprodutiva (CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007).

2.3 RÉPTEIS – SEU PAPEL NA EPIDEMIOLOGIA DAS DOENÇAS INFECCIOSAS E ZOONOSES

Uma grande variedade de microrganismos, dentre bactérias, fungos, algas e vírus, pode ser patogênica para os répteis. A primeira linha de defesa contra surtos de doenças nestes animais é representada pela prevenção. Quando um animal apresenta uma doença cuja causa pode ser bacteriana ou fúngica, deve-se procurar identificar o agente etiológico o mais rápido possível. Podem ser citados alguns fatores predisponentes para ocorrência de infecções: má nutrição, alta umidade, superpopulação e água de baixa qualidade (FRYE, 1991).

Répteis domesticados são pouco suscetíveis às doenças infecciosas, quando o criador é criterioso na coleta dos seus exemplares e também metuculoso com a sanidade dos mesmos (MADER, 2006). Entretanto os microrganismos que compõem a microbiota podem se tornar patogênicos para seus hospedeiros quando os mesmos encontram-se debilitados (SÁ, 2001).

A maioria das bactérias Gram positivas não são consideradas patogênicas para répteis, e compõem as microbiotas do organismo. Alguns estudos referem o isolamento de bactérias Gram negativas isoladas de répteis saudáveis ou doentes, podendo-se citar *Salmonella* spp., *Aeromonas* spp., *Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *Klebsiella* spp., dentre outros que

podem ter origem, por exemplo, a partir de fontes alimentares contaminadas, dentre as quais presas vivas como galinhas e camundongos (ROSENTHAL; MADER, 1996).

Muitos estudos têm descrito o isolamento de fungos em órgãos internos de lagartos selvagens (*Agama agama*), geckos (*Hemidactylus* sp.) e tartarugas (*Chelonia mydas*), no intestino de lagartos de jardim (*Agama agama*) e vários outros locais do organismo de quelônios e lagartos de cativeiro, com uma variedade de sinais clínicos inespecíficos; na cloaca de tartarugas marinhas, em lesões na carapaça de jabutis (*Testudo graeca*, *Testudo hermanni* e *Testudo horsfieldii*), em amostras de pele de lagartos hígidos de cativeiro, em amostras de fezes de *Terrapene carolina carolina*. Entretanto, relatos de fungos isolados da cloaca de répteis *pet* são escassos. As informações disponíveis são limitadas a leveduras em animais doentes ou necropsiados ou àquilo que possa ser extrapolado de animais selvagens (NARDONI et al., 2008). Doenças fúngicas têm sido descritas em todo o mundo e relacionadas a todas as ordens e subordens da classe Reptilia, com exceção da ordem Rhynchocephala (tuataras) (MADER, 2006).

Tanto leveduras quanto fungos filamentosos têm sido incriminados em micoses cutâneas e sistêmicas nos répteis. A infecção dos répteis por fungos tem sido considerada como oportunista, porque são causadas por organismos saprófitas que invadem o organismo sob determinadas circunstâncias favoráveis (MADER, 2006). Existem relatos de isolamento de *Absidia* sp., *Mucor* sp., *Rhizopus* sp., *Aspergillus* sp. e *Candida* sp. em répteis com pneumonia. Entretanto, pode-se considerar que todas as bactérias e fungos apresentam potencial patogênico para humanos, principalmente para indivíduos imunocomprometidos (ROSENTHAL; MADER, 1996).

A popularidade de diferentes répteis criados como animais de estimação vem crescendo e tem causado preocupação quanto ao seu impacto na saúde pública. Répteis criados como *pet* representam uma fonte potencial de infecção para humanos, porque podem deixar misturados às suas fezes, microrganismos oportunistas e patogênicos no ambiente (EBANI et al., 2008). Segundo Johnson-Delaney (1996), répteis criados em domicílios podem apresentar risco potencial de transmissão de diferentes microrganismos como *Actinobacillus* spp., *Bacteroides* spp., *Clostridium* spp., *Corynebacterium* spp., *Neisseria* spp., *Pasteurella* spp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp., *Campylobacter* spp., *Aeromonas* spp., *Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *Klebsiella* spp., *Proteus* spp., *Serratia* spp., *Escherichia coli* (JOHNSON-DELANEY, 1996), *Pseudomonas* spp. (JOHNSON-DELANEY, 1996; MULLINEAUX; BEST; COOPER, 2003), *Salmonella* spp. (JOHNSON-DELANEY, 1996;

FOWLER, 2003), *Yersinia* spp., *Mycobacterium* spp., *Leptospira* spp. (JOHNSON-DELANEY, 1996; MCARTHUR; WILKINSON; MEYER, 2006) e *Listeria monocytogenes* (MCARTHUR; WILKINSON; MEYER, 2006).

Os répteis também podem carrear outros agentes com potencial zoonótico, como é o caso dos fungos. De fato, fungos excretados pelos répteis via fezes e urina podem sobreviver no ambiente compartilhado por humanos. Este fenômeno pode aumentar o risco de exposição ao fungo, levando a infecções fúngicas oportunistas, as quais têm se tornado muito comuns em indivíduos hígidos ou imunocomprometidos. Um relato de ocorrência de abscesso cerebral micótico causado por *Chrysosporium* sp. (STEININGER, 2005), fungo patogênico para *Boiga irregularis* (NICHOLS et al., 1999) e *Crocodylus porosus* (THOMAS et al., 2002), foi descrito em um homem HIV-soropositivo que convivia com seu animal. A convivência estreita entre o homem e os répteis deve ser atentamente estudada procurando-se avaliar a participação do animal na ocorrência da doença no homem (NARDONI et al., 2008).

Pessoas podem ser infectadas por microrganismos oriundos dos répteis após o manuseio destes animais ou de objetos contaminados pelos mesmos. Tanto o contato direto como o indireto com répteis e seu ambiente, podem levar à ocorrência de doenças em pessoas. Além disso, a eliminação contínua destes microrganismos (pelas fezes, por exemplo) por répteis aparentemente saudáveis ou mesmo doentes, pode representar um importante problema para pessoas que tenham contato com eles. Indivíduos que não tenham muitos cuidados quanto à higiene ao se alimentar, pessoas que fumam, crianças que tenham o hábito de chupar os dedos podem, inadvertidamente, se autocontaminar com estes microrganismos (FRYE, 1991). Outros animais criados em domicílio como *pet* (cães, gatos, etc.), não devem ter contato com os répteis, tendo em vista que pode ocorrer transmissão de patógenos entre eles (FRYE, 1991; JOHNSON-DELANEY, 1996).

Considerando-se que os répteis participam de forma crescente do mercado de animais criados como *pet*, suas características microbiológicas devem ser melhor estudadas e compreendidas, visando evitar que adoeçam ou venham a óbito devido à ocorrência de doenças infecciosas e não atuem como fontes de infecção para pessoas com as quais convivam.

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

“Nos quelônios, serpentes e crocodilos, as epífises nunca fecham, por isso não existe uma maturidade esquelética, sendo que algumas espécies continuam crescendo por toda a sua vida (O’MALLEY, 2005)”

3 OBJETIVOS

O presente trabalho teve como objetivos:

1. Analisar as microbiotas bacteriana (bactérias aeróbias e anaeróbias facultativas) e fúngica presentes na cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*) criados em domicílio.
2. Avaliar o potencial risco à saúde humana representado por bactérias e fungos isolados de cloaca de jabutis-piranga.

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

“O casco ósseo é coberto por uma camada superficial de placas de queratina chamada escudos (MADER, 1996)”

4 MATERIAL E MÉTODOS

A relação dos materiais examinados e os procedimentos microbiológicos estão relacionados a seguir.

4.1 COLETA DE AMOSTRAS

A coleta das amostras foi realizada em domicílios onde são criados jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*) como *pet* na cidade de São Paulo. Foram coletadas amostras de animais jovens, com menos de um ano de idade.

Foram avaliados 100 jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), sendo todos animais hígidos. Foram considerados como animais hígidos, aqueles que não apresentavam qualquer sintomatologia clínica compatível com doença como desidratação, emaciação de moderada a grave, caquexia, vômito, diarreia, doença ósseo metabólica, edema de pálpebra, secreção ocular e secreção nasal.

A coleta das amostras provenientes de cloaca foi realizada com o auxílio de *swab* estéril introduzido via cloacal. O *swab* foi mantido e rotacionado dentro da cloaca do animal por aproximadamente um minuto. Os *swabs* foram acondicionados em meio de transporte de Stuart¹ e encaminhados sob refrigeração ao laboratório de Doenças Infecciosas (Bacteriologia e Micologia) do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo.

4.2 ISOLAMENTO E IDENTIFICAÇÃO DOS MICRORGANISMOS PRESENTES NOS *SWABS* DE CLOACA DOS ANIMAIS

¹ Meio de transporte Stuart - Stuart transport médium – Oxoid – Hampshire – Inglaterra

Visando a pesquisa de bactérias aeróbias e anaeróbias facultativas, os *swabs* foram inicialmente inoculados em caldo BHI² com incubação a 37°C por 24 horas. As amostras foram paralelamente semeadas em ágar sangue de carneiro³ (5%) e ágar MacConkey⁴, com incubação em aerobiose a 37°C com leituras em 24-96 horas. As amostras cultivadas em caldo BHI foram posteriormente semeadas em ágar sangue de carneiro (5%) e ágar MacConkey, com incubação destas realizada de forma similar à descrita anteriormente para o cultivo inicial.

Visando a pesquisa de *Salmonella* spp., os *swabs* foram inoculados em caldo tetracionato⁵ e caldo Rappaport-Vassiliadis⁶, incubados a 37°C por 24 horas. Paralelamente as amostras também foram semeadas em ágar verde brilhante⁷, ágar xilose-lisina-tergitol 4⁸ (XLT4) e ágar Salmonella-Shigella⁹, com incubação em aerobiose a 37°C com leituras a 24-96 horas. Após a incubação as amostras inoculadas em caldo tetracionato e caldo Rappaport-Vassiliadis foram semeadas em ágar verde brilhante, ágar xilose-lisina-tergitol 4 (XLT4) e ágar Salmonella-Shigella, com incubação destas realizada de forma similar à descrita anteriormente para o cultivo inicial.

Com relação à pesquisa de fungos filamentosos e leveduras, procedeu-se também ao cultivo da amostra em caldo Sabouraud-dextrose¹⁰ e ágar Sabouraud-dextrose¹¹ com cloranfenicol (100 mg/l)¹² com incubação a 25°C por um período de três dias para o caldo e de sete dias para o ágar, sendo este submetido a avaliações diárias. Após incubação de três dias, as amostras cultivadas em caldo Sabouraud-dextrose foram semeadas em ágar Sabouraud-dextrose com cloranfenicol (100 mg/l), com incubação destas realizada de forma similar à descrita anteriormente para o cultivo inicial.

Os microrganismos isolados (bactérias e fungos) foram identificados de acordo com Lennette (1985) e classificados segundo e Kreeger-Van-Rig (1984), Krieg e Holt (1984) e Murray et al. (1999).

²Brain and heart infusion broth – Oxoid – Hampshire - Inglaterra

³Blood agar base – Oxoid – Hampshire - Inglaterra

⁴MacConkey agar – Oxoid – Hampshire - Inglaterra

⁵Tetrathionate broth base – Oxoid - Hampshire - Inglaterra

⁶Rappaport – Vassiliadis broth – Oxoid – Hampshire - Inglaterra

⁷Brilliant green bile agar - Oxoid – Hampshire - Inglaterra

⁸XLT4 agar base - Difco – Lê Pont de Claix – França

⁹Salmonella-Shigella agar - Oxoid – Hampshire - Inglaterra

¹⁰Sabouraud-dextrose broth - Oxoid – Hampshire - Inglaterra

¹¹Sabouraud-dextrose agar - Oxoid – Hampshire - Inglaterra

¹²Cloranfenicol – Inlab – Brasil

4.3 ANÁLISE ESTATÍSTICA

As análises estatísticas foram realizadas utilizando-se o teste de Fischer, empregando-se o “software” GRAPHPAD (1992-98) para realização dos mesmos.

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

“Os jabutis são animais terrestres, de corpo compacto, membros locomotores cilíndricos e robustos, próprios para suportar o pesado casco e caminhar em ambientes rústicos (CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007)”

5 RESULTADOS

De um total de 100 amostras de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga, houve crescimento de microrganismos em 100% das mesmas. Foram isoladas bactérias em todas as amostras analisadas ao passo que, fungos (leveduriformes e/ou filamentosos) foram isolados em 62% delas.

A associação entre dois ou mais gêneros e/ou espécies de microrganismos ocorreu em todas as amostras avaliadas. Foram isoladas bactérias Gram positivas e Gram negativas em, respectivamente, 68 (68%) e 99 (99%) amostras analisadas. Foram isoladas leveduras e fungos filamentosos em, respectivamente, 57% e 8% das amostras (Gráfico 1).

Gráfico 1 - Porcentagem de isolamentos de bactérias Gram positivas e Gram negativas, fungos filamentosos e leveduras a partir de 100 *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), considerando-se um total de 100 amostras analisadas

Foram isolados 18 gêneros de bactérias (*Acinetobacter* spp., *Alcaligenes* sp., *Aeromonas* spp., *Bacillus* spp., *Citrobacter* spp., *Corynebacterium* spp., *Edwardsiella* sp., *Enterobacter* spp., *Enterococcus* spp., *Escherichia* sp., *Klebsiella* spp., *Micrococcus* spp., *Pseudomonas* sp., *Proteus* spp., *Salmonella* spp., *Serratia* sp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* sp.), 06 gêneros de leveduras (*Aureobasidium* sp., *Candida* spp., *Geotrichum*

sp., *Rhodotorula* spp., *Torulopsis* spp., *Trichosporon* spp.) e 03 gêneros de fungos filamentosos (*Mucor* spp., *Penicillium* spp., *Rhizopus* spp.).

Os gêneros de microrganismos isolados com maior frequência, considerando-se as 100 amostras analisadas, foram os seguintes (Tabela 1): *Escherichia* sp. (67%), *Klebsiella* spp. (54%), *Bacillus* spp. (42%), *Candida* spp. (42%), *Citrobacter* spp. (33%), *Staphylococcus* spp. (29%), *Corynebacterium* spp. (15%) e *Aeromonas* spp. (15%), dentre outros com menor frequência (Tabela 1 e Gráfico 2).

Em relação às espécies, foram isolados com maior frequências os seguintes microrganismos: *Escherichia coli* (67%), *Klebsiella oxytoca* (27%), *Candida tropicalis* (22%), *Citrobacter freundii* (20%), *Klebsiella pneumoniae* (15%), *Klebsiella ozaenae* (12%) e *Staphylococcus haemolyticus* (11%) (Tabela 2).

As frequências de isolamentos de *Candida* spp. (42%), foram semelhantes a soma total de isolamento de todos os outros fungos filamentosos e leveduras (30%), considerando-se as 100 amostras analisadas (Gráfico 3).

Verificou-se que as frequências de isolamentos de bactérias Gram negativas foram maiores ($P<0,05$) do que as de Gram positivas e também maiores ($P<0,05$) que de fungos. Por sua vez, as frequências de isolamentos de bactérias Gram positivas foram semelhantes às de fungos ($P<0,05$).

Tabela 1 - Frequências de isolamentos de gêneros de microrganismos (bactérias e fungos) a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), considerando-se um total de 100 amostras avaliadas

Gêneros de microrganismos isolados	%
<i>Escherichia</i> sp.	67*
<i>Klebsiella</i> spp.	54*
<i>Bacillus</i> spp.	42
<i>Candida</i> spp.	42
<i>Citrobacter</i> spp.	33
<i>Staphylococcus</i> spp.	29
<i>Aeromonas</i> spp.	15
<i>Corynebacterium</i> spp.	15
<i>Micrococcus</i> spp.	09
<i>Rhodotorula</i> spp.	09
<i>Trichosporon</i> spp.	09
<i>Pseudomonas</i> sp.	08
<i>Acinetobacter</i> spp.	08
<i>Enterococcus</i> spp.	07
<i>Salmonella</i> spp.	07
<i>Streptococcus</i> sp.	07
<i>Serratia</i> sp.	06
<i>Edwardsiella</i> spp.	05
<i>Proteus</i> spp.	04
<i>Rhizopus</i> spp.	04
<i>Enterobacter</i> spp.	03
<i>Mucor</i> spp.	03
<i>Alcaligenes</i> sp.	02
<i>Torulopsis</i> spp.	02
<i>Aureobasidium</i> sp.	01
<i>Geotrichum</i> sp.	01
<i>Penicillium</i> sp.	01

* A frequência de isolamentos de *Escherichia* sp. foi semelhante ($P < 0,05$) à de *Klebsiella* spp. e maior ($P < 0,05$) do que as frequências de isolamentos de todos os outros microrganismos.

Tabela 2 - Frequências de isolamentos de gêneros e/ou espécies de microrganismos (bactérias e fungos) a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*) considerando-se um total de 100 amostras avaliadas

(Continua)

Microrganismos isolados	
Bactérias	
<i>Escherichia coli</i>	67
<i>Klebsiella</i> spp.	54
<i>Bacillus</i> spp.	42
<i>Citrobacter</i> spp.	33
<i>Staphylococcus</i> spp.	29
<i>Klebsiella oxytoca</i>	27
<i>Citrobacter freundii</i>	20
<i>Aeromonas</i> spp.	15
<i>Corynebacterium</i> spp.	15
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	15
<i>Klebsiella ozaenae</i>	12
<i>Staphylococcus haemolyticus</i>	11
<i>Corynebacterium striatum</i>	10
<i>Citrobacter amalonaticus</i>	09
<i>Micrococcus</i> spp.	09
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	08
<i>Acinetobacter</i> spp.	08
<i>Enterococcus</i> spp.	07
<i>Salmonella</i> spp.	07
<i>Staphylococcus saprophyticus</i> subsp. <i>saprophyticus</i>	07
<i>Streptococcus mitis</i>	07
<i>Aeromonas caviae</i>	06
<i>Aeromonas sobria</i>	06
<i>Serratia marcescens</i>	06
<i>Edwardsiella</i> spp.	05
<i>Enterococcus faecalis</i>	05
<i>Acinetobacter haemolyticus</i>	04
<i>Acinetobacter Iwoofii</i>	04
<i>Citrobacter koseri</i>	04
<i>Edwardsiella tarda</i>	04
<i>Proteus</i> spp.	04
<i>Aeromonas hydrophila</i>	03
<i>Corynebacterium xerosis</i>	03
<i>Enterobacter</i> spp.	03
<i>Staphylococcus cohnii</i> subsp. <i>cohnii</i>	03
<i>Staphylococcus kloosii</i>	03
<i>Alcaligenes faecalis</i>	02
<i>Corynebacterium durum</i>	02

Tabela 2 - Frequências de isolamentos de gêneros e/ou espécies de microrganismos (bactérias e fungos) a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*) considerando-se um total de 100 amostras avaliadas

	(Conclusão)
<i>Enterobacter aerogenes</i>	02
<i>Enterococcus faecium</i>	02
<i>Proteus mirabilis</i>	02
<i>Proteus vulgaris</i>	02
<i>Staphylococcus simulans</i>	02
<i>Edwardsiella hoshinae</i>	01
<i>Enterobacter cloacae</i>	01
<i>Staphylococcus capitis</i> subsp. <i>Capitis</i>	01
<i>Staphylococcus schleiferi</i> subsp. <i>coagulans</i>	01
<i>Staphylococcus lentus</i>	01
Leveduras	
<i>Candida</i> spp.	42
<i>Candida tropicalis</i>	22
<i>Candida krusei</i>	10
<i>Rhodotorula</i> spp.	09
<i>Trichosporon</i> spp.	09
<i>Candida lusitaniae</i>	07
<i>Candida guilliermondi</i>	03
<i>Torulopsis</i> spp.	02
<i>Aureobasidium</i> sp.	01
<i>Geotrichum candidum</i>	01
Fungos filamentosos	
<i>Rhizopus</i> spp.	04
<i>Mucor</i> spp.	03
<i>Penicillium</i> sp.	01

Gráfico 2 - Porcentagem dos gêneros de microrganismos mais frequentemente isolados a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), considerando-se 100 amostras analisadas

Gráfico 3 - Porcentagem de isolamentos dos gêneros e/ou espécies de leveduras e fungos filamentosos isolados a partir de *swabs* de cloaca de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*), considerando-se 100 amostras analisadas

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

“Os répteis evoluíram dos seus ancestrais anfíbios por volta de 250 milhões de anos atrás e são encontrados em todos os continentes exceto na Antártida (O’MALLEY, 2005)

6 DISCUSSÃO

O Brasil é um dos maiores exportadores de animais silvestres ilegais no mundo. Até o final do ano de 2007, algumas lojas eram autorizadas a comercializar certas espécies de répteis silvestres criadas em cativeiro sendo que precisavam ser cadastradas junto ao IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis).

Em pesquisa realizada em um período de 12 meses em um estabelecimento de comercialização de animais registrado no IBAMA, foi acompanhada a movimentação de entrada e saída de algumas espécies silvestres. Considerando-se um total de 106 animais vendidos, a porcentagem das principais espécies vendidas no período foi a seguinte: tigre d'água (*Trachemys dorbignyi*) 31,13%, jabuti (*Geochelone carbonaria*) 24,54%, jibóia (*Boa constrictor*) 20,75% e iguana (*Iguana iguana*) 16,04% (PESSOA, 2006). Desde o início de 2008, a venda de certas espécies de répteis está proibida, como define a ação civil pública de número 2002.61.00.029547-2, na qual o IBAMA figura como réu, estando suspenso qualquer tipo de comercialização de iguanas, jabutis e jibóias, para utilização como animais de estimação. A mesma ação foi publicada no dia 09 de janeiro de 2008, em ofício circular número 001/2008-IBAMA/SUPES-SP/GAB.

Nas lojas credenciadas pelo IBAMA, juntamente com a venda do animal, o novo proprietário recebe uma cartilha de cuidados básicos para a sua devida manutenção. Estas lojas possuem um médico veterinário responsável, o qual além de outras funções, deve zelar pela higidez do plantel até a sua venda.

Segundo Mader (2006) há três categorias de pessoas que possuem répteis: réptil *pet*, comercial e o grupo das grandes criações.

O réptil *pet* geralmente tem um significado emocional maior. Assumindo a posição de *pet*, o animal deve inserir-se em algum nicho da vida do proprietário. A relação proprietário-animal pode ser simples, onde o proprietário simplesmente joga alguns grilos na caixa do animal toda manhã, ou pode ser complexa quando proprietário considera o animal como parte da família, conversando com ele e até colocando seu nome em alguns presentes na festa de Natal (MADER, 2006).

O réptil *pet* tem um valor intrínseco como *pet*. Este valor intrínseco é o mesmo atribuído a qualquer outro *pet* como um cão, um gato, etc. Exemplos deste valor podem ser observados quando a existência de um réptil de alguma maneira influencia a tomada de

decisões e a vida diária dos proprietários. Existem situações nas quais pessoas têm declinado de trabalhos lucrativos em outros países, porque a eles não foi permitido levarem seus répteis de estimação (restrições de importação ou exportação). Por outro lado, relações pessoais terminaram quando uma das partes não permitiu que a outra criasse répteis em casa ou os alimentasse com presas vivas, por exemplo (MADER, 2006).

A falta de cuidados básicos com o animal jovem pode causar uma queda de resistência, ficando o mesmo imunocomprometido e impossibilitado de manter um controle adequado sobre os agentes patogênicos e/ou com potencial patogênico que dele se aproximam. Dentre os principais cuidados a serem tomados com estes animais podem ser citados: manutenção da higiene diária do terrário; higienização dos animais; exames coproparasitológicos rotineiros; vermifugação; utilização de substrato adequado; manutenção de temperatura adequada através de aquecedores dentro do terrário, proporcionando ao animal microambientes capazes de mimetizar um ambiente natural; disponibilização de pelo menos um período, preferivelmente na parte da manhã, de trinta minutos de luz natural direta; colocação de lâmpada UVB 5-0, permanecendo ligada doze horas/dia; alimentação adequada; troca diária da água de bebida; dentre outros.

Quando ocorre do animal adoecer por falta de orientações simples básicas ao comprador, muitas vezes o mesmo acaba abandonado em parques públicos ou privados, praças e ruas, pela simples “insatisfação” com o animal adquirido.

A quantidade de répteis criados como *pet* exóticos em domicílios apresentou um grande aumento durante os últimos anos. Consequentemente, o risco de adquirir infecções transmitidas por estes animais também aumentou em igual proporção (NARDONI et al., 2008).

No presente estudo foram isoladas bactérias em todas as amostras analisadas, tendo-se observado maior ocorrência ($P < 0,05$) de bactérias Gram negativas (99%) em relação a Gram positivas (68%). Os 18 gêneros bacterianos isolados possuem importância para a saúde animal e para a saúde pública. As bactérias isoladas, tais como *Acinetobacter* spp., *Alcaligenes* sp., *Aeromonas* spp., *Bacillus* spp., *Citrobacter* spp., *Corynebacterium* spp., *Edwardsiella* sp., *Enterobacter* spp., *Enterococcus* spp., *Escherichia* sp., *Klebsiella* spp., *Micrococcus* spp., *Pseudomonas* sp., *Proteus* spp., *Salmonella* spp., *Serratia* sp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* sp., dentre outros, podem estar associados às mais diferentes patologias nos mais diversos sítios do organismo humano e animal. Particularmente no que diz respeito aos jabutis-piranga, mais especificamente sobre a microbiota da cloaca, verificou-se uma escassez de literatura acerca do assunto.

No presente trabalho o microrganismo mais frequentemente isolado a partir de amostras oriundas da cloaca de jabutis foi *Escherichia coli* (67% das amostras). Este agente faz parte da microbiota de indivíduos sadios, geralmente permanecendo no intestino, porém em hospedeiros imunossuprimidos ou quando as barreiras gastrintestinais são violadas, até mesmo estirpes não patogênicas podem causar infecção. Os microrganismos podem estar limitados à superfície mucosa ou se disseminarem pelo organismo, podendo resultar em três síndromes gerais: infecção do trato urinário, sepse/meningite e doença entérica/diarréia (PRADO; RAMOS; VALLE, 1997; NATARO; KAPER, 1998; BOPP et al., 1999; PALERMO-NETO, ALMEIDA, 2002; SPINDOLA, 2006).

Há pelo menos seis categorias de *E. coli* associadas a quadros de diarreia: *E. coli* enteropatogênica (EPEC), enterohemorrágica (EHEC), *E. coli* enterotoxigênica (ETEC), enteroinvasora (EIEC), enteroagregativa (EAggEC) e de aderência difusa (DAEC) (TURNER et al., 2006). Além dessas deve-se citar *E. coli* uropatogênica (UPEC), que é provavelmente a maior causa de infecções no trato urinário de origem bacteriana no mundo (FRANZOLIN et al., 2005). Muitos casos da doença ocorrem após ingestão de alimentos ou água contaminados ou transmissão pessoa-pessoa (NATARO; KAPER, 1998).

As estirpes patogênicas de *E. coli* podem produzir diferentes fatores de virulência importantes do ponto de vista médico, podendo ser citadas as endotoxinas, adesinas, enterotoxinas, toxinas shiga-símile (verotoxina), fator citotóxico necrosante (cnf), as hemolisinas, fator de resistência aos antimicrobianos e os sideróforos (HIRSH; ZEE, 2003; QUINN et al., 2005).

Escherichia coli foi isolada em 67% dos *swabs* de cloaca considerando-se os 100 jabutis-piranga avaliados. Quando considerados outros répteis podem ser citados diferentes trabalhos. Meyer-Junior et al. (2006) isolaram 66% de *Escherichia coli* de 15 *swabs* de cloaca de *Podocnemis expansa*. Também isolaram 26% de *Escherichia coli* a partir de 15 *swabs* de cloaca de *Kinosternon scorpioides* mantidas em cativeiro. Harwood et al. (1998) analisaram amostras de cloaca de 39 *Malaclemmys terrapin centrata*, sendo que o agente mais frequentemente isolado foi *E. coli* (a partir de 40,9% das amostras). Por sua vez, Gopee et al. (2000) conduziram um estudo sobre a prevalência de *E. coli* em animais de um zoológico e verificaram que das 40 amostras provenientes de cloaca de répteis da família Testudinae, havia *E. coli* em 28 delas (40%). Mitchell e Mcavoy (1990), isolaram 9,3% de *Escherichia coli* de 43 amostras de *swabs* de cloaca de *Chrysemys picta*. Graves et al. (1998) isolaram *Escherichia coli* em 10,6% de 19 amostras fecais de seis espécies de répteis. Norberg et al. (2006) avaliaram 12 amostras fecais provenientes de *Crotalus durissus terrificus* vivas, tendo

Pessoa, C. A.

isolado 50% de *Escherichia coli*. Também isolaram 66,7% de *Escherichia coli* a partir de seis amostras fecais de *Crotalus durissus terrificus* mortas e necropsiadas. Deve-se ressaltar a elevada ocorrência de *E. coli* no presente estudo e a importância deste fenômeno quando considerados animais criados como *pet* e o aspecto zoonótico associado ao microrganismo, particularmente no caso destas bactérias apresentarem fatores de virulência.

No presente estudo, *Klebsiella* spp. foram isoladas em 54% do total de amostras, sendo que *Klebsiella oxytoca* foi isolada em 27%, *Klebsiella pneumoniae* em 15% e *Klebsiella ozaenae* em 12%. Meyer-Junior et al. (2006) isolaram *Klebsiella* spp. em 60% a partir de 15 *swabs* de cloaca de *Podocnemis expansa*. Também isolaram 53% de *Klebsiella* spp. de 15 *swabs* de cloaca de *Kinosternon scorpioides* mantidas em cativeiro. Por sua vez, McCoy et al. (1973) realizaram exames bacteriológicos de *swabs* de cloaca de 27 *Trachemys scripta elegans* tendo encontrado *Klebsiella* spp. em 20% delas. Harwood et al. (1998) isolaram 18,2% de *Klebsiella pneumoniae* de 39 *swabs* de cloaca de *Malaclemmys terrapin centrata*. Santoro et al. (2006) avaliaram *swabs* de cloaca de 70 *Chelonia mydas*, sendo que *Klebsiella pneumoniae* foi o agente mais frequentemente isolado (38,5%).

Nos répteis, *Klebsiella pneumoniae* está geralmente associada com quadros de pneumonia (MADER, 1996). Dentre as síndromes clínicas em humanos mais frequentes associadas a *Klebsiella* spp. podem ser citadas: pneumonia, infecções do trato urinário e de feridas, bacteremia, rinite crônica, artrites, enterites, meningites em crianças com sepse, dentre outras. *Klebsiella* spp. são patógenos oportunistas isolados predominantemente de indivíduos hospitalizados, imunodeprimidos e que possuem doenças de base como *diabetes mellitus* ou obstrução pulmonar crônica. Dentre os agentes patogênicos relacionados com as infecções hospitalares, *Klebsiella* spp. têm alta prevalência e podem causar infecções em qualquer sítio (SANTOS, 2007). *K. pneumoniae* aparece nas vias respiratórias e nas fezes de aproximadamente 5% dos indivíduos normais da população humana. Conhecida originalmente como patógeno respiratório, hoje em dia também é comumente associada a infecções urinárias. No ser humano há relatos do isolamento de *K. pneumoniae* da cavidade bucal de indivíduos com ou sem doença periodontal e em orofaringe de portadores assintomáticos. A colonização da orofaringe pode ser porta de entrada para infecções pulmonares em pacientes debilitados por alcoolismo, diabetes e portadores de doenças pulmonares crônicas (JAWETZ et al., 1982; KRIEG, 1984; MURRAY et al., 1999). Nos últimos anos houve um aumento no número de infecções causadas por bactérias do gênero *Klebsiella*, devido à ocorrência de cepas com resistência múltipla a antimicrobianos (KRIEG, 1984).

O gênero *Bacillus*, por sua vez, compreende um grupo diverso e extenso de espécies bacterianas (ROWAN et al., 2001). Encontram-se basicamente no solo, água, matéria orgânica animal e vegetal nas condições mais variadas de temperatura, umidade, pH, etc (ANVISA, 2004a). Com exceção de *Bacillus anthracis* e *Bacillus cereus*, as outras espécies de bacilos geralmente possuem pouco significado clínico tanto em humanos como em animais. Os incidentes mais sérios estão associados ao *Bacillus cereus*, o qual é conhecido por causar uma variedade de doenças. Muitos membros do gênero *Bacillus* são responsáveis por infecções locais e sistêmicas. Infecções não gastrintestinais têm sido observadas principalmente em indivíduos imunocomprometidos e usuários de drogas injetáveis. Devido a sua característica de formar endósporos, toleram muito melhor as condições adversas do meio ambiente que as demais bactérias enteropatogênicas (ROWAN et al., 2001).

Neste estudo observou-se a ocorrência de *Bacillus* spp. em 42% dos *swabs* de cloaca de jabutis-piranga. Em relação a outros répteis, pode-se citar o trabalho de Dickinson et al. (2001) que realizaram análises microbiológicas de 201 *swabs* de cloaca de *Gopherus agassizii*, obtendo o isolamento de *Bacillus* spp. em 6,46% das amostras. Por sua vez, Santoro et al. (2006) isolaram 71,1% de *Bacillus* spp. de 45 amostras da cloaca de *Lepidochelys olivacea*.

No presente estudo, *Citrobacter* spp. foram isolados em 33% das amostras, sendo *Citrobacter freundii* em 20%, *Citrobacter amalonaticus* em 9% e *Citrobacter koseri* em 4% do total de 100 amostras. Mitchell e Mcavoy (1990) isolaram 23,3% de *Citrobacter freundii* de 43 amostras de *swabs* de cloaca de *Chrysemys picta*. Harwood et al. (1998) isolaram 22,7% de *Citrobacter freundii* de 39 amostras de cloaca de *Malaclemmys terrapin centrata*. *Citrobacter freundii* foram isolados por Meyer-Junior et al. (2006), em 46% de 15 amostras de *swabs* de cloaca de *Podocnemis expansa*. Santoro et al. (2006) isolaram 13,3% de *Citrobacter freundii* da cloaca de 45 fêmeas aparentemente saudáveis de *Lepidochelys olivacea*.

Citrobacter freundii é o agente causal da doença ulcerativa cutânea septicêmica em muitas espécies de tartarugas de água doce da América do Norte. Úlceras são geralmente observadas tanto na pele quanto na carapaça e paralisia dos membros pode estar presente. Tartarugas que apresentavam injúrias superficiais foram descritas como mais suscetíveis à infecção. Acredita-se que a presença de *Serratia* spp. contribua para a patogênese da doença, uma vez que as mesmas possuem uma atividade lítica, a qual poderia contribuir para a entrada de *Citrobacter* (MADER, 1996). No homem há relatos da associação de *Citrobacter* spp. a quadros de bacteremia, sepse, osteomielite, artrite, abscesso pulmonar, onfalite, infecção do

trato urinário (SUWANSRINON et al., 2005; MURILO-ROJAS et al., 2006), endocardite e também está associada à doença do tipo febril entérica (SUWANSRINON et al., 2005).

Staphylococcus spp. foram isolados em 29% das amostras no presente trabalho, sendo 11% *Staphylococcus haemolyticus*, 7% *Staphylococcus saprophyticus* subsp. *saprophyticus*, 3% *Staphylococcus cohnii* subsp. *cohnii*, 3% *Staphylococcus kloosii*, 2% *Staphylococcus simulans*, 1% *Staphylococcus capitis* subsp. *capitis*, 1% *Staphylococcus schleiferi* subsp. *coagulans* e 1% *Staphylococcus lentus*. Quando consideradas outras espécies de répteis pode-se citar o trabalho de Santoro et al. (2006) que isolaram *Staphylococcus* spp. em 73,2% de 70 swabs de cloaca de *Chelonia mydas*, sendo o gênero bacteriano Gram positivo mais frequentemente isolado. Dickinson et al. (2001) por sua vez, realizaram análises microbiológicas de 339 swabs da cloaca de *Gopherus agassizii*, isolando 82,89% de *Staphylococcus* spp.

Staphylococcus é um importante patógeno para humanos (MURRAY et al., 1999). Alguns estafilococos patogênicos provocam supuração, formação de abscessos, uma variedade de infecções piogênicas e até septicemia fatal, além de infecção do trato urinário (JAWETZ et al., 1982; MURRAY et al., 1999). Normalmente, todas as pessoas apresentam estafilococos em sua pele, orofaringe, trato gastrointestinal e trato urogenital. Estes microrganismos podem ser transmitidos para uma pessoa ou animal suscetível através de contato direto ou através de fômites (MURRAY et al., 1999).

Aeromonas spp. foram isoladas em 15% das amostras no presente estudo, sendo *Aeromonas caviae* isolada em 6% e *Aeromonas sobria* também em 6%, enquanto *Aeromonas hydrophila* foi isolada em 3% das amostras. McCoy et al. (1973) realizaram exames bacteriológicos de swabs de cloaca de 27 *Trachemys scripta elegans* tendo encontrado *Aeromonas* spp. em 63% delas. Santoro et al. (2006), por sua vez, isolaram de 45 amostras (swabs) da cloaca de *Lepidochelys olivacea*, fêmeas e aparentemente saudáveis, 28,9% de *Aeromonas* spp.

Aeromonas spp. são patogênicas para muitos animais de sangue frio (BOTTALELLI; OSSIPRANDI, 1999). Segundo Mader (1996) estes microrganismos podem estar associados com pneumonia, lesões da cavidade oral, lesões cutâneas e septicemia nos répteis. *Aeromonas hydrophila* produz lesões hemorrágicas que podem ser precedidas por dermatite necrotizante, particularmente naqueles animais que sofrem estresse térmico.

Nos últimos anos o interesse pelo gênero *Aeromonas* aumentou muito, por tratar-se de um agente oportunista causador de infecções em humanos hipoérgicos ou que apresentam doenças crônicas debilitantes (BOTTALELLI; OSSIPRANDI, 1999) podendo causar

Pessoa, C. A.

infecções intestinais (BOTTARELLI; OSSIPRANDI, 1999; EBANI; FRATINI, 2005) e, menos frequentemente, infecções extra-intestinais (BOTTARELLI; OSSIPRANDI, 1999). A contaminação pode ocorrer após o consumo de água e/ou alimentos contaminados (PEREIRA et al., 2008). Segundo Soler (2003), *Aeromonas* spp. podem causar gastroenterite, bacteremia, celulite, meningite, peritonite e infecções broncopulmonares. *Aeromonas sobria* tem sido mundialmente encontrada no solo e água. As infecções mais comuns associadas a este microrganismo são gastroenterite e bacteremia. *Aeromonas hydrophila* é reconhecida como causa de bacteremia, osteomielite e infecção de tecidos moles. Acredita-se também que esta bactéria seja responsável pela infecção de feridas, principalmente nas feridas que tiveram contato com a terra e a água. Infecções invasivas como bacteremia e peritonite ocorrem principalmente em pacientes imunocomprometidos, particularmente aqueles com leucemia, câncer ou cirrose hepática (FENOLLAR; FOURNIER.; LEGRE, 1999). De acordo com Pund e Theegarten (2008), tanto *A. hydrophila*, *A. caviae* quanto *A. veronii*, têm sido associadas a quadros de gastroenterites alimentares.

No presente estudo, *Corynebacterium* spp. foram isoladas em 15% das amostras. *Corynebacterium striatum* foi isolado em 10%, *Corynebacterium xerosis* em 3% e *Corynebacterium durum* em 2% das 100 amostras. Dickinson et al. (2001) realizaram análises microbiológicas de 243 swabs de cloaca de *Gopherus agassizii*, isolando 9,46% de *Corynebacterium* spp.

Segundo Mader (1996), *Corynebacterium* spp. têm sido isolados de abscessos de iguanas.

Infecções invasivas causadas por *Corynebacterium* são incomuns, mas têm sido citadas nas décadas mais recentes, especialmente em pessoas imunocomprometidas (ADDERSON; BOUDREAUX; HAYDEN, 2008). *Corynebacterium striatum* é um saprófita ubíquo que tem potencial para causar bacteremias (SCHOLLE, 2007) e infecções severas em ambos hospedeiros, imonocompetentes e imunocomprometidos. As infecções tendem a ser mais frequentes em pacientes masculinos e os sítios mais comuns de infecção incluem o sangue, pulmões e sistema nervoso central (LEE; FERGUSON; SARUBBI, 2005). Riegel et al. (1997) relataram o isolamento de *Corynebacterium durum* de pacientes com pneumonia.

Pseudomonas aeruginosa é um patógeno oportunista, frequentemente resistente a diversos antimicrobianos (ANDRADE et al., 2003).

Neste estudo, *Pseudomonas aeruginosa* foi isolada em 8% das amostras. Ebani et al. (2008) realizaram exames microbiológicos em 218 amostras de fezes colhidas de répteis domésticos clinicamente saudáveis (137 saurios, 65 quelônios e 16 ofídeos), tendo isolado

Pessoa, C. A.

Pseudomonas aeruginosa a partir de 09 amostras (4,1%). Meyer-Junior et al. (2006) isolaram 6% de *Pseudomonas aeruginosa* em 15 swabs de cloaca de *Kinosternon scorpioides*. Diferentemente dos trabalhos anteriores descritos, Dickinson et al. (2001) ao realizar análises microbiológicas em 339 swabs de cloaca de *Gopherus agassizii*, isolaram *Pseudomonas aeruginosa* de 34,51%. Norberg et al. (2006) avaliaram 12 amostras fecais provenientes de *Crotalus durissus terrificus* vivas, tendo isolado 25% de *Pseudomonas aeruginosa*. Também isolaram 33,3% de *Pseudomonas aeruginosa* a partir de seis amostras fecais de *Crotalus durissus terrificus* mortas e necropsiadas.

Mader (1996) descreveu o isolamento de *Pseudomonas* spp. em lesões associadas com estomatite ulcerativa, pneumonia, septicemia e principalmente de dermatites necrotizantes em répteis.

Pseudomonas spp. têm a habilidade de desenvolver multiresistência durante a quimioterapia, característica essa que contribui para que seja considerada líder nas infecções hospitalares fatais (ANDRADE et al., 2003). Inúmeros microrganismos podem causar meningites agudas, sendo *Pseudomonas aeruginosa* um deles.

Acinetobacter é ubíqua no ambiente (TEGA et al., 2007) sendo encontrada principalmente no solo e água (VINOGRADOV et al., 1997).

A porcentagem de isolamentos de *Acinetobacter* spp. no presente estudo foi de 8%, sendo 4% para *Acinetobacter haemolyticus* e 4% para *Acinetobacter lwoffii*. Meyer-Junior et al. (2006) isolaram 13% de *Acinetobacter lwoffii* de swabs de cloaca de 15 *Kinosternon scorpioides*.

Nos répteis *Acinetobacter* spp. podem causar alteração de coloração da pele, podendo estar presentes em crostas e lesões vesiculares (MADER, 1996).

Acinetobacter lwoffii é um agente presente na pele, orofaringe e períneo de aproximadamente 20-25% das pessoas saudáveis (RATHINAVELU; ZAVROS; MERCHANT, 2003). Trata-se de uma bactéria que sobrevive por muito tempo no ambiente hospitalar (SINHA; SRINIVASA, 2007). Recentemente, algumas espécies deste microrganismo emergiram como patógenos importantes, devido a sua persistência no meio hospitalar e grande resistência a uma ampla variedade de drogas antimicrobianas. Há relatos da associação destes microrganismos com quadros de bacteremia, pneumonia, meningite, peritonite, endocardite, infecções do trato urinário e pele. Estes quadros são mais frequentemente observados em pacientes imunocomprometidos e naqueles que necessitam de cuidados intensivos (UTI) ou nos quais são colocados cateteres intravenosos e ventilação mecânica. Alguns casos de bacteremia em indivíduos imunocomprometidos foram atribuídos

Pessoa, C. A.

a *A. lwoffii* (TEGA et al., 2007). *Acinetobacter haemolyticus* tem sido descrito como bactéria ambiental e oportunista, patogênica e multiresistente no meio hospitalar (GROTIUZ et al., 2006).

Enterococcus são geralmente considerados parte da microbiota do intestino e reconhecidos como patógenos oportunistas, posicionados entre os três agentes que mais causam infecções em hospitais, bem como infecções do trato urinário (NALLAPAREDDY et al., 2006). Dentre os enterococos, *Enterococcus faecalis* é o de maior ocorrência (NALLAPAREDDY et al., 2006) seguido por *Enterococcus faecium* (d'AZEVEDO et al., 2004) estando associados a 5 a 8% das bacteremias humanas em hospitais e aproximadamente 5 a 20% de todos os casos de endocardite (NALLAPAREDDY et al., 2006).

Neste estudo, *Enterococcus* spp. foram isolados em 7% das amostras, sendo *Enterococcus faecalis* em 5% e *Enterococcus faecium* em 2%. Lovely et al. (2008) realizaram culturas bacterianas e fúngicas de swabs de *Crocodylus niloticus* sendo que as bactérias mais frequentemente isoladas foram *Enterococcus faecalis*, *Aeromonas hydrophila* e *Escherichia coli*. Em estudo realizado por Graves et al. (1998) com 19 amostras fecais de seis espécies de répteis, *Enterococcus faecalis* não foi isolado em nenhuma amostra.

Salmonella é uma bactéria de distribuição cosmopolita. O aumento emergencial dos sorotipos de *Salmonella* em animais ectotérmicos e raramente detectado em humanos levou à caracterização das tartarugas *pet* como uma importante fonte de infecção, sendo capazes de causar 280 mil dos dois milhões de casos de salmonelose estimados em humanos. Consequentemente, em alguns Estados dos Estados Unidos, é requerido um certificado de “livre de *Salmonella*” para criadouros de tartarugas. Como resultado desta medida, foi estimada uma redução de cem mil casos anuais de salmonelose em crianças de um a nove anos de idade (SÁ, 2001).

Um total de 7% de *Salmonella* spp. foram isoladas no presente estudo. Sá e Solari (2001) avaliaram a ocorrência de *Salmonella* spp. em amostras de fezes ou swabs cloacais de 97 répteis de estimação, sendo 58 quelônios e detectaram a presença do microrganismo em 18 (25,8%) dos mesmos. Ebani et al. (2005) avaliaram amostras de fezes de 41 quelônios, tendo isolado *Salmonella* sp. a partir de 14 (19,18%) delas. Kabeya et al. (2008) isolaram 17,3% de *Salmonella* spp. de um total de 98 amostras de fezes de iguanas criadas com *pet*. Filho (2007) isolou *Salmonella* em 86,67% de um total de 30 amostras de fezes de *Tupinambis merianae* em uma primeira etapa e 81,48% em uma segunda etapa, mesmo após a introdução de limpeza semanal das baias. Corrente et al. (2003) isolaram *Salmonella* spp. em 50,5% de um total de 91 amostras de fezes de répteis. Dickinson et al. (2001) realizaram análises

Pessoa, C. A.

microbiológicas de 413 *swabs* de cloaca de *Gopherus agassizii*, tendo isolado 5,08% de *Salmonella* spp. Lockhart et al. (2008) isolaram *Salmonella enterica* a partir de 4 (2,6%) de um total de 155 *swabs* de cloaca de *Gopherus polyphemus*. Richards et al. (2004) por sua vez, não obtiveram êxito na tentativa de isolar *Salmonella* a partir de *swabs* de cloaca de répteis de vida livre admitidos em um zoológico. Estes autores levantaram como hipótese para tais resultados o fato de que répteis de vida livre, podem não ser carreadores deste microrganismo, mas poderiam tornar-se carreadores quando os animais são submetidos a períodos prolongados de estresse, fenômeno ao qual os répteis em cativeiro frequentemente estão expostos, ou ainda, poderiam tornar-se infectados de diversas maneiras durante o cativeiro. De forma similar, Saelinger et al. (2006) examinaram *swabs* de cloaca de 94 tartarugas não tendo isolado *Salmonella* spp. de nenhuma das amostras. Gartrell et al. (2007) por sua vez, realizaram exames microbiológicos de *swabs* de cloaca de 100 *Sphenodon punctatus*, também não tendo isolado *Salmonella* spp. de nenhuma delas. Pode-se verificar, portanto, a grande variabilidade de resultados quando se trata do isolamento de *Salmonella* spp. a partir de diferentes espécies de répteis.

Salmonella spp. geralmente causam infecções em répteis, mas quando há patologia, sinais como enterite, septicemia, sítios necróticos nas vísceras, diarreia, anorexia, osteomielite, estomatite, pneumonia, hepatite, esplenite, nefrite, gastrite, miocardite (ZACHARIAH, 2007) abscessos e lesões superficiais de pele (MADER, 1996), têm sido observados.

Salmonelose é causa importante de doenças no ser humano. Segundo Mead et al. (1999), somente nos Estados Unidos, foram registrados aproximadamente um milhão e quatrocentos mil casos e 600 mortes em uma ano, devido a esta doença. Neste mesmo país, de acordo com Mermin et al. (2004), aproximadamente 74.000 casos de salmonelose por ano são atribuídos ao manuseio de répteis ou anfíbios criados como *pet*. A salmonelose associada a estes animais está particularmente relacionada à doença invasiva (CIESLAK et al., 1994) e frequentemente acomete crianças (MERMIN et al., 1997). *Salmonella* geralmente causa um distúrbio gastrointestinal auto-limitante, mas também pode causar manifestações severas até mesmo levando ao óbito (MERMIN et al., 1997; WARD, 2000; CDC, 2003).

No presente estudo, *Streptococcus* spp., todos *Streptococcus mitis* foram isolados em 7% de um total de 100 amostras. Dickinson et al. (2001) obtiveram isolamento de *Streptococcus* spp. em 9,58% das 334 amostras de *swabs* de cloaca de *Gopherus agassizii*.

Streptococcus têm sido isolados de lesões e abscessos na pele de répteis, geralmente concomitantemente com outra bactéria (MADER, 1996). Os estreptococos são responsáveis

Pessoa, C. A.

por uma quantidade grande de doenças importantes no homem e nos animais. O grupo piogênico inclui a maior parte dos patógenos, mas muitas das outras espécies são comumente associadas a processos infecciosos, muitas vezes como patógenos oportunistas. *Streptococcus* são encontrados nas mucosas da boca, trato respiratório, trato gastrointestinal, trato geniturinário e pele de humanos e de animais. Também estão presentes em produtos lácteos, alguns alimentos e plantas, solo e água contaminada por fezes (KRIEG; HOLT, 1984). Podem causar infecções do trato respiratório superior com linfadenite (equinos, suínos, gatos, cobaias e humanos), infecções respiratórias e septicêmicas neonatais (potros, leitões, filhotes de cães e crianças), pneumonias e complicações secundárias (equinos, primatas, pequenos carnívoros e humanos) e infecções piogênicas não relacionadas ao trato respiratório como infecções do trato geniturinário e mastite bovina (HIRSCH; ZEE, 2003). *Streptococcus* também foram os maiores causadores de infecção hospitalar na era pré antibiótica, causando surtos de infecção e morte puerperal. Apesar de não serem atualmente uma importante causa de infecção hospitalar, podem causar doenças graves e muitas vezes letais, mesmo em pacientes imunocompetentes (ANVISA, 2004a). Há um relato da associação de *Streptococcus mitis* com seps (GESCHER et al., 2008).

Considerada durante muito tempo como saprófita, *Serratia marcescens* é hoje reconhecida como patogênica para o homem, sobretudo no meio hospitalar em indivíduos debilitados, podendo causar infecção urinária, bacteremias e infecções respiratórias (TRABULSI et al., 2005).

No presente estudo, *Serratia marcescens* foram isoladas em 6% das amostras analisadas. Em relação a outros trabalhos com répteis tem-se que Mitchell e Mcavoy (1990) isolaram 4,7% de *Serratia liquefaciens* de 43 amostras de swabs de cloaca de *Chrysemys picta*. Norberg et al. (2006) avaliaram 12 amostras fecais provenientes de *Crotalus durissus terrificus* vivas, tendo isolado 16,7% de *Serratia marcescens*. Também isolaram 16,7% de *Serratia marcescens* a partir de seis amostras fecais de *Crotalus durissus terrificus* mortas e necropsiadas. Por sua vez, Meyer-Junior et al. (2006) isolaram 6% de *Serratia marcescens* em 15 amostras de swabs de cloaca de *Podocnemis expansa*.

Apesar de *Serratia* spp. fazerem parte da microbiota normal de répteis de cativeiro, elas são frequentemente isoladas de lesões cutâneas e parecem ser introduzidas após eventos traumáticos, como feridas por mordedura. Segundo Mader (1996) *Serratia* spp. causam abscessos caseosos que requerem a curetagem cirúrgica e antibioticoterapia específica.

Serratia spp. podem estar associadas a infecções cutâneas em indivíduos imunocomprometidos (LANGROCK et al., 2008). Em São Paulo, como em outras partes do

Pessoa, C. A.

mundo, *S. marcescens* é frequentemente isolada de casos de meningite (BIER, 1990), septicemia (AL JAROUSHA et al., 2008), além de contaminar equipamentos médicos e soluções com baixo poder desinfetante (TRABULSI et al., 2005).

A maioria das espécies de *Proteus* é de vida livre e podem ser encontradas na água, no solo, no esgoto e algumas podem ser encontradas como parte da microbiota intestinal normal. Aproximadamente um quarto da população humana alberga *Proteus* no intestino e o próprio indivíduo pode adquirir uma infecção através de sua própria microbiota. Estão presentes também no intestino de camundongos, ratos, macacos, cães, gatos, bovinos, suínos, aves e répteis (KRIEG, 1984). Segundo Mader (2006), *Proteus* estão associados a quadros de pneumonia em répteis.

No presente estudo, *Proteus* spp. foram isolados em 4% das amostras analisadas, sendo 2% de *Proteus mirabilis* e 2% de *Proteus vulgaris*. Norberg et al. (2006) avaliaram 12 amostras fecais provenientes de *Crotalus durissus terrificus* vivas, tendo isolado 25% de *Proteus mirabilis*. Também isolaram 16,7% de *Proteus mirabilis* a partir de seis amostras fecais de *Crotalus durissus terrificus* mortas e necropsiadas. Dickinson et al. (2001) isolaram *Proteus* spp. em 2,85% dos 105 swabs de cloaca de *Gopherus agassizii*.

No homem, *Proteus* spp. já foram isolados de feridas nos pés de pessoas com *diabetes mellitus* crônica, causando complicações importantes como gangrena e amputação das extremidades baixas (RAJA, 2007). São encontrados com frequência associados a infecções urinárias crônicas (JAWETZ et al., 1982) e também causam meningites agudas (PRADO; RAMOS; VALLE, 1997). A infecção do trato urinário por *Proteus mirabilis* é a doença mais comum causada por essa espécie bacteriana (MURRAY et al., 1999; ANDRADE et al., 2006; MURILO-ROJAS et al., 2006).

Enterobacter cloacae e *Enterobacter aerogenes* predominam sobre todas as demais espécies de *Enterobacter* como causa de infecções humanas em vários órgãos. Uma característica importante das duas espécies é a capacidade de contaminar equipamentos médicos e soluções para uso parenteral (TRABULSI et al., 2005).

Enterobacter spp. foram isoladas no presente estudo em 3% de um total de 100 amostras. *Enterobacter aerogenes* foram isoladas em 2% e *Enterobacter cloacae* em 1% destas amostras. Mitchell e Mcavoy (1990) isolaram 2,4% de *Enterobacter cloacae* de 43 amostras de swabs de cloaca de *Chrysemys picta*. Harwood et al. (1998) por sua vez, isolaram *Enterobacter cloacae* a partir de 13,6% das 39 amostras de cloaca de *Malaclemmys terrapin centrata*. Meyer-Junior et al. (2006) isolaram 6% de *Enterobacter aeruginosa* de 15 amostras de swabs de cloaca de *Podocnemis expansa* mantidas em cativeiro, bem como isolaram 33% Pessoa, C. A.

de *Enterobacter cloacae* e 33% de *Enterobacter aerogenes*, a partir de 15 amostras de swabs de cloaca de *Kinosternon scorpioides*.

Enterobacter spp. podem causar gastroenterite aguda (SIENKIEWICZ et al., 2006), artrite séptica (AL ARFAJ, 2008), alteração funcional severa (BURGEL, 2006), problemas urológicos (JOHANSEN et al, 2006), sepse neonatal (BELL et al., 2005), bacteremia (WOJAK, GOSPODAREK, 2004), pneumonia (HU et al., 2005) e doença pulmonar obstrutiva (BURGEL, 2006). Segundo Baskin et al. (2007) *Enterobacter aerogenes* foi o agente causal de infecção urinária em pacientes submetidos a transplante de fígado. Gonçalves et al. (2007), relataram a associação de *Enterobacter aerogenes* a casos de periodontite. Segundo HORIANOPOULOU et al. (2006), *Enterobacter aerogenes* pode colonizar o trato respiratório. *Enterobacter cloacae* emergiu como um patógeno importante nas unidades neonatais, causando grande variedade de infecções (DALBEN et al., 2008).

As leveduras e fungos filamentosos isolados das amostras no presente estudo, tais como *Aureobasidium* sp., *C. krusei*, *C. guilliermondii*, *C. tropicalis*, *C. lusitaniae*, *Geotrichum* spp., *Trichosporon* spp., *Rhodotorula* spp., *Torulopsis* spp., *Rhizopus* spp. e *Mucor* spp., são descritos como agentes amplamente distribuídos no ambiente.

Não se sabe quando e como os répteis em cativeiro possam ter adquirido fungos em sua cloaca. Possivelmente isso ocorreu após a ingestão de água ou alimentos contaminados, pelo contato com fezes de outros animais contaminados ou mesmo durante a evacuação pelo contato com substrato contaminado que possa ter se acumulado no exterior da cloaca (NARDONI et al., 2008).

No presente estudo, fungos (leveduriformes e/ou filamentosos) foram isolados a partir de 62% das amostras. A presença de leveduras e fungos filamentosos foi observada em, respectivamente, 57% e 80% das amostras, sendo que nove delas apresentaram mais de um gênero e/ou espécie de fungo.

A ocorrência dos mesmos agentes em hospedeiros diferentes, como foi o caso de *Candida tropicalis* isolada a partir de 22 indivíduos, assim como a presença de diferentes fungos em um mesmo hospedeiro sugere que os répteis possam atuar como carreadores animais de fungos filamentosos e leveduras em suas cloacas.

O gênero *Candida* pode estar presente em vegetais, ar atmosférico, água, pele e trato gastrointestinal do ser humano e de animais (ANVISA, 2004b).

No presente estudo, *Candida* spp. foram isoladas em 42% das amostras, sendo *Candida tropicalis* em 22%, *Candida krusei* em 10%, *Candida lusitaniae* em 7% e *Candida guilliermondi* em 3% das amostras. Por sua vez, *Rhodotorula* spp. foram isoladas em 9% e

Trichosporon spp. em 9% das amostras. Kostka et al. (1997) isolaram 46,15% de leveduras de um total de 91 amostras de trato gastrintestinal de diferentes répteis. No exame *postmortem*, leveduras foram isoladas do intestino em 80,6% dos animais, sendo *Candida*, *Trichosporon*, *Torulopsis* e *Rhodotorula* os mais isolados. Nardoni et al. (2008), por sua vez, avaliaram a microbiota fúngica da cloaca de 218 répteis e obtiveram isolamento de 0,9% de *Candida albicans*, 0,9% de *Candida guilliermondii*, 0,4% de *Candida lusitaniae*, 5,5% de *Candida tropicalis*, 5,5% de *Geotrichum* sp., 5,5% de *Trichosporon* sp. e 2,7% de *Candida krusei*. Enweani et al. (1997) isolaram 6% de *Candida* spp. de 200 amostras de conteúdo intestinal de *Agama agama*.

Ainda que espécies de *Candida* sejam encontradas na microbiota normal da pele e trato digestivo de humanos, *C. albicans*, *C. glabrata*, *C. guilliermondii*, *C. krusei*, *C. lusitaniae*, *C. parapsilosis* e *C. tropicalis*, são reconhecidos como patógenos oportunistas. Várias doenças são causadas por *Candida* como a candidíase oral, brônquica, pulmonar, mucocutânea e sistêmica, bem como vaginite, balanopostite, endocardite e meningite (RIPPON, 1988).

Candida albicans pode estar presente no trato alimentar superior de répteis. Evidências de candidíase consistem em lesões crônicas, nodulares e granulomatosas. Também estão relacionadas com lesões de pele nestes animais (MADER, 1996). *Candida albicans* tem sido identificada como agente causal de pneumonia em crocodilos e jacarés, bem como foram isoladas de áreas necróticas múltiplas do fígado de dois *Chamaeleo bitaeniatus* e de lesões necróticas esofágicas de *Crocodilus lacertinus* (JACOBSON et al., 2000).

Várias espécies de *Candida*, incluindo *C. tropicalis*, *C. krusei*, *C. parapsilosis*, *C. lusitaniae* e *C. guilliermondii* podem ser isoladas a partir de diferentes fontes, podendo não ser patogênicas ou podendo causar infecções, particularmente em pacientes imunocomprometidos ou submetidos a tratamentos prolongados com antibióticos, corticosteróides ou drogas citotóxicas, dentre outras condições onde o organismo encontre-se debilitado (GOMPERTZ, 2005).

Com o advento da terapia com antibióticos de amplo espectro e o tratamento de pacientes humanos com doenças metabólicas crônicas, neoplasias e submetidos a transplantes, bem como o uso de agentes citotóxicos e imunossupressores, além da AIDS, a diferença entre fungos contaminantes e patogênicos (classicamente os agentes de micoses superficiais, subcutâneas e profundas), tornou-se pouco clara. *Candida* spp., antes consideradas de pouca importância clínica, atualmente encontram-se associadas a quadros de

endocardites, infecções pulmonares, ceratites entre outras, principalmente em pacientes imunodeprimidos (ANVISA, 2004b).

No presente estudo, *Trichosporon* spp. foram isolados em 9% das amostras. Nardoni et al. (2008) isolaram 5,5% de *Trichosporon* spp. de 218 amostras da cloaca de répteis.

Trichosporon spp. têm sido isolados dos rins e fígados de muitas *Crotalus lepidus klauberi* mantidas em cativeiro (RIPPON, 1988).

Em humanos, *Trichosporon* spp. têm estado envolvidos com uma variedade de infecções oportunistas (RIPPON, 1988).

Mucormicoses são infecções causadas por fungos pertencentes à ordem *Mucorales*. São organismos ubíquos encontrados no solo e matéria orgânica (JANA et al., 2001).

No presente estudo, *Mucor* spp. foram isolados em 3%, das amostras.

Rhizopus spp. foram isolados em 4% de um total de 100 amostras estudadas. Nardoni et al. (2008) isolaram *Mucor* spp. em 3,2% e *Rhizopus* em 1,4% de um total de 218 amostras de cloaca de répteis. Por sua vez, Enweani et al. (1997) em estudo de 200 amostras de conteúdo intestinal de *Agama agama*, isolaram 4% de *Mucor* spp.

Mucor spp. e *Rhizopus* spp. já foram isolados em *Apalone ferox* com lesões necróticas na pele e casco. *Mucor* spp. têm sido isolados da pele de *Clemmys insculpta*, de lesões pulmonares de três espécies de crocodilos com infecções respiratórias fatais e lesões cutâneas em *Pogona barbata* (JACOBSON et al., 2000).

Mucor spp. são considerados patogênicos para répteis quando encontrados no exame histopatológico da pele. Infecção cutânea generalizada causada por *Mucor* spp. tem sido descrita como causa de morte em répteis. *Rhizopus* spp. causam pneumonia em répteis (MADER, 1996).

Em humanos *Mucor* e *Rhizopus* causam infecções na região rinocerebral, cutânea e trato respiratório e gastrointestinal (JANA et al., 2001). A característica fundamental é a invasão dos vasos sanguíneos pelas hifas dos fungos responsáveis pela infecção. Na mucormicose rinocerebral, o fungo penetra provavelmente pela mucosa do nariz ou seio paranasal e a infecção se dissemina para a órbita ocular, meninges e lobos frontais do cérebro. A disseminação se faz através dos vasos sanguíneos, da cartilagem nasal e dos nervos (GOMPERTZ et al., 2005). Estas infecções estão associadas a um estado de imunocomprometimento dos adultos, que podem estar apresentando acidose diabética, linfomas, leucemias, falência renal e diálise peritonial. As condições predisponentes mais comuns nas crianças incluem prematuridade, neutropenia, acidose e corticoterapia (JANA et al., 2001).

Aureobasidium sp. foi isolado no presente estudo em 1% das amostras. Estes microrganismos têm sido implicados em doenças alérgicas em humanos (McCULLERS et al., 2008). Geralmente estão associados a infecções oportunistas em pacientes com condição de saúde debilitada devido a intervenções cirúrgicas, tratamento com drogas debilitantes, tratamento com altas doses de antibióticos (BOLIGNANO, 2003), em peritonites associadas com diálise peritoneal, pacientes transplantados, etc (McCULLERS et al., 2008).

Penicillium encontra-se entre as principais espécies fúngicas produtoras de toxinas. Micotoxicoses são intoxicações resultantes da ingestão de alimentos contaminados com micotoxinas (GOMPERTZ et al., 2005).

No presente estudo, *Penicillium* sp. foi isolado em 1% de um total de 100 amostras coletadas. Nardoni et al. (2008) isolaram *Penicillium* spp. da cloaca de 39,9% répteis saudáveis avaliados. Enweani et al. (1997), por sua vez, isolaram 6% de *Penicillium* sp. de 200 amostras de conteúdo intestinal de *Agama agama*.

Penicillium tem sido descrito como causador de micoses sistêmicas em *Geochelone gigantea* (JACOBSON et al., 2000).

No presente trabalho, *Geotrichum* sp. foi isolado em 1% das amostras. Nardoni et al. (2008) isolaram 5,5% de *Geotrichum* spp. de um total de 218 amostras de *swabs* de cloaca de diferentes espécies de répteis.

Geotricose foi documentada em um grupo de *Morelia spilotes variegata* com dermatite micótica e em nódulos subcutâneos caseosos de *Nerodia sipedon* (JACOBSON et al., 2000).

Geotrichum spp. têm sido envolvidos em infecções broncopulmonares, orais, vaginais e raramente de origem alimentar (RIPPON, 1988). *Geotrichum candidum* podem ser ocasionalmente agentes de micoses cutâneas no homem (GOMPERTZ et al., 2005).

Como exposto no presente trabalho, répteis mantidos como *pet* podem ser importantes fontes de infecção para humanos. Os proprietários destes animais devem prestar muita atenção às boas condições de manejo e criação dos mesmos para evitar ou reduzir o estresse, o qual representa o principal fator predisponente às doenças. A maioria das infecções em répteis é causada por patógenos oportunistas, que infectam os animais imunossuprimidos. Medidas simples são consideradas orientações básicas para a manutenção de répteis como *pet*: evitar o contato de mulheres grávidas, crianças, idosos e pessoas com baixa imunidade com os répteis; não manter estes animais em berçários, creches e asilos; não adquiri-los como *pet* a partir de locais onde haja um risco elevado de infecção; orientar de maneira específica os médicos veterinários e proprietários de *pet shop* sobre as zoonoses a eles associadas; avisar os

Pessoa, C. A.

proprietários quanto a necessidade de higienizar bem as mãos após a manipulação dos animais; utilizar luvas durante a limpeza do recinto onde fica o animal e ao manusear animais com ferimentos; outros animais como cães, gatos e aves não devem ter contato com os excrementos, recintos, água ou comida dos répteis; mantê-los fora das áreas de manipulação de alimentos, cozinha e tanques; realizar a higiene ou limpeza dos aquários ou terrários em um local específico e não num local comunitário (ex. pias, tanques, lavatórios, banheiras).

No que diz respeito especificamente ao recinto do réptil *pet*, o mesmo deve ser construído para facilitar a limpeza, fator que colabora com o controle sanitário como: não possuir superfície porosa; ser fácil a troca do alimento e substrato; utilizar comedouros e bebedouros; deve possuir uma boa ventilação e controle de umidade; deve facilitar a captura e manuseio do animal; outros animais não devem ter contato com o réptil evitando assim injúrias que facilitem a ação de agentes oportunistas.

O risco de transmissão de microrganismos entre animais ou animal-homem também pode ser minimizado procedendo-se a consultas periódicas e realizando-se exames laboratoriais específicos para cada espécie, fatores que constituem uma boa medicina preventiva e auxiliam na manutenção da higidez do animal.

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

“Não possuem dentes e dependem da ação tipo tesoura de seus bicos córneos ou ranfoteca para cortar bocados de alimento que são deglutidos em pedaços (MADER, 1996)”

7 CONCLUSÕES

- ✓ No presente estudo, verificou-se uma maior ($P < 0,05$) ocorrência de bactérias Gram negativas seguidas por bactérias Gram positivas e fungos.
- ✓ Foram isolados 18 gêneros de bactérias, 06 gêneros de leveduras e 03 gêneros de fungos filamentosos.
- ✓ *Escherichia coli* foi a espécie de microrganismo isolada com maior frequência.
- ✓ Dentre os fungos, *Candida* spp. foram as espécies mais frequentemente isoladas.
- ✓ Todos os microrganismos isolados podem representar risco para a saúde humana, principalmente quando considerados indivíduos imunossuprimidos ou imunocomprometidos, idosos e crianças.
- ✓ Os microrganismos isolados a partir de amostras de cloaca de jabutis-piranga, são similares aos isolados de fezes de outras espécies.
- ✓ Deve-se atentar para os cuidados com répteis criados como animais *pet*, particularmente quanto aos aspectos de higiene relacionados aos mesmos, visando assim a prevenção de possíveis riscos para a saúde humana e animal.

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

Antes de adquirirmos um animal como pet, devemos pesquisar sobre seus aspectos biológicos, evitando assim sofrimento a estes seres tão inofensivos e totalmente dependentes de seus novos donos (PESSOA, C. A.)

REFERÊNCIAS

ADDERSON, E.; BOUDREAUX, J.; HAYDEN, R. Infections caused by coryneform bacteria in pediatric oncology patients. **Pediatric Infectious Disease Journal**, v. 27, n. 2, p. 136-141, 2008.

AL ARFAJ, A. A prospective study of the incidence and characteristics of septic arthritis in a teaching hospital in Riyadh, Saudi Arabia. **Clinical Rheumatology**, v. 27, n. 11, p. 1403-1410, 2008.

AL JAROUSH, A.; EL QOUQA, I.; EL JADBA, A.; AL AFIFI, A. An outbreak of *Serratia marcescens* septicaemia in neonatal intensive care unit in Gaza city, Palestine. **Journal of Hospital Infection**, v. 70, n. 2, p. 119-126, 2008.

ANDRADE, S.; SADER, H.; JONES, R.; PEREIRA, A.; PIGNATARI, A.; GALES, A. Increased resistance to first-line agents among bacterial pathogens isolated from urinary tract infections in Latin America: time for local guidelines? **Memoria do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 101, n. 7, p. 741-748, 2006.

ANDRADE, B., S.; JONES, R. N.; GALES, A. C.; SADER, H. Increasing prevalence of antimicrobial resistance *P. aeruginosa* isolates in Latin American Medical Center: 5-year report of the SENTRY antimicrobial surveillance program. **Journal Antimicrobial Chemotherapy**, v. 52, n. 1, p. 140-141, 2003.

ANVISA. AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Detecção e identificação de bactérias de importância médica. In: _____. **Manual de microbiologia clínica para o controle de infecção em serviços de saúde**. Brasília: ANVISA, 2004a. Edição comemorativa para IX Congresso Brasileiro de Controle de Infecção e Epidemiologia Hospitalar, Salvador 30 de agosto de 3 de setembro de 2004.

ANVISA. AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Detecção e identificação dos fungos de importância médica. In: _____. **Manual de microbiologia clínica para o controle de infecção em serviços de saúde**. Brasília: ANVISA, 2004b. Edição comemorativa para IX Congresso Brasileiro de Controle de Infecção e Epidemiologia Hospitalar, Salvador 30 de agosto de 3 de setembro de 2004.

BALLARD, B.; CHEEK, R. **Exotic animal medicine for the veterinary technician**. Blackwell: Publishing Press, 2003. p. 135-136.

BASKIN, E.; OZÇAY, F.; SAKALLI H, A. P.; KARAKAYALI H, C. O.; HABERAL, M. Frequency of urinary tract infection in pediatric liver transplantation candidates. **Pediatric Transplant**, v. 11, n. 4, p. 402-407, 2007.

- BELL, Y.; BARTON, M.; THAME, M.; NICHOLSON, A.; TROTMAN, H. Neonatal sepsis in Jamaican neonates. **Annals Tropical Paediatrics**, v. 25, n. 4, p. 293-296, 2005.
- BIER, O. **Microbiologia e imunologia**. São Paulo: Editora Melhoramentos, 1990. 1234 p.
- BOLIGNANO, G.; CRISEO, G. Disseminated nosocomial fungal infection by *Aureobasidium pullulans* var. *melanigenum*: a Case Report. **Journal Clinical Microbiology**, v. 41, n. 9, p. 4483–4485, 2003.
- BOPP, C. A.; BRENNER, F. W.; WELLS, J. G.; STROCKBINE, N. A. *Escherichia*, *Shigella*, and *Salmonella*. In: MURRAY, P. R.; BARON, E. J.; PFALLER, M. A.; TENOVER, F. C.; YOLKEN, R. H. (Ed.). **Manual of clinical microbiology**. Washington: American Society for Microbiology Press, 1999. p. 459-482.
- BOTTARELLI, E.; OSSIPRANDI, M. ***Aeromonas* infections: an update. From a paper presented at the course “La nuova cultura delle produzioni animali nel contesto dell’Unione Europea”**. Parma: Faculty of Veterinary Medicine, University of Parma, 1999.
- BOYER, T. H.; BOYER, D. M. Turtles, tortoises, and terrapins. In: MADER, D. R. **Reptile medicine and surgery**. Londres: W. B. Saunders Company, 1996. p. 61-78.
- BURGEL, P. Antibiotics for acute exacerbations of chronic obstructive pulmonary disease (COPD). **Med Mal Infect.**, v. 36, n. 11-12, p. 706-717, 2006.
- CDC. Reptile-associated salmonellosis-selected states, 1998–2002. **Morbidity and mortality weekly report**, v. 49, p. 1206–1208, 2003.
- CIESLAK, P.; ANGULO, F.; SUEGER, E.; MALONEY, E.; SWERDLOW, D. Leapin’ lizards: A jump in the incidence of reptile-associated salmonellosis (abstract J226). In: INTERSCIENCE CONFERENCE ON ANTIMICROBIAL AGENTS AND CHEMOTHERAPY, 34., 1994, Orlando, Florida. **Abstracts...** Orlando, Florida: American Society for Microbiology, 1994. p. 270
- 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**. Iowa: Iowa State University Press, 2001. p. 493–499.
- CORRENTE, M.; MADIO, A.; FRIEDRICH, K.; GRECO, G.; DESARIO, C.; TAGLIABUE, S.; D’INCAU, M.; CAMPOLO, M.; BUONAVOGLIA, C. Isolation of *Salmonella* strains from reptile faeces and comparison of different culture media. **Journal of Applied Microbiology**, v. 96, n. 4, p. 709–715.
- CUBAS, S. C.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. 1354 p.

DALBEN, M.; VARKULJA, G.; BASSO, M.; KREBS, V. L.; GIBELLI, M. A.; VAN DER HEIJDEN, I.; ROSSI, F.; DUBOC, G.; LEVIN, A. S.; COSTA, S. F. Investigation of an outbreak of *Enterobacter cloacae* in a neonatal unit and review of the literature. **Journal Hospital Infectology**, v. 70, n. 1, p. 7-14, 2008.

D'AZEVEDO, P.; CANTARELLI, V.; INAMINE, E.; SUPERTI, S.; ARMIDIO, DIAS. Avaliação de um sistema automatizado na identificação de espécies de *Enterococcus*. **Jornal Brasileiro Patologia Medicina Laboratorial**, v. 40, n.4, p 237-239, 2004.

DICKINSON, V.; DUCK, T.; SCHWALBE, C.; JARCHOW, J.; TRUEBLOOD, M. Nasal and cloacal bacteria in free-ranging desert tortoises from the western United States. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 37, n. 2, p. 252-257, 2001.

EBANI, V.; CERRI, D.; FRATINI, F.; MEILLE, N.; VALENTINI, P.; ANDREANI, E. *Salmonella enterica* isolates from faeces of domestic reptiles and a study of their antimicrobial in vitro sensitivity. **Research in Veterinary Science**, v.78, n.2, p.117-121, 2005.

EBANI, V.; FRATINI, F. Bacterial zoonoses among domestic reptiles. **Annali Facoltà di Medicina Veterinaria**, v. 58, p. 85-91, 2005.

EBANI, V.; FRATINI, F.; AMPOLA, M.; RIZZO, E.; CERRI, D. ANDREANI, E. *Pseudomonas* and *Aeromonas* isolates from domestic reptiles and study of their antimicrobial in vitro sensitivity. **Veterinary Research Communications**, v.32, p.S195-S198, 2008. Supplement, 1.

ENWEANI, I.; UWAJEH, J.; BELLO, C.; NDIP, R. Fungal carriage in lizards. **Mycoses**, v. 40, n.3-4, p.115-117, 1997.

FENOLLAR, F.; FOURNIER, P. E.; LEGRE, R. Unusual case of *Aeromonas sobria* cellulitis associated with the use of leeches. **European Journal of Clinical Microbiology Infectious Diseases**. v.18, p.72-73, 1999.

FILHO, R. **Identificação, sorotipagem e diferenciação pela PCR-DGGE de sorotipos de *Salmonella* isolados de teiús criados em cativeiro**. 2007. 83 p. Dissertação (Mestrado em Genética e Biologia Molecular) - Universidade Estadual de Santa, Ilhéus, Bahia, 2007.

FOWLER, M. **Zoo & wild animal medicine**. Londres: W. B. Saunders Company, 1986. 1127 p.

FOWLER, M. **Zoo & wild animal medicine**. Londres: W. B. Saunders Company, 1993. 617 p.

FOWLER, M.; MILLER, R. **Zoo and wild animal medicine**. Londres: W. B. Saunders Company, 2003. 782 p.

FRANZOLIN, M.R.; CAMPOS, L.C.; TRABULSI, L.R. *Escherichia coli* que causa infecções extra-intestinais. In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 2005. p.303-309.

FRYE, F. L. Reptile care. **An atlas of diseases and treatments**. Neptune City, N.J. (USA): TFH Publications, USA, 1991. v. 1.

GARTRELL, B.; YOUL, J.; KING, C.; BOLOTOVSKI, I.; MCDONALD, W.; NELSON, N. Failure to detect *Salmonella* species in a population of wild tuatara (*Sphenodon punctatus*). **New Zealand Veterinary Journal**, v.55, n.3, p.34-36, 2007.

GESCHER, D.; KOVACEVIC, D.; SCHMIEDEL, D.; SIEMONEIT, S.; MALLMANN, C.; HALLE, E.; GÖBEL, U.; MOTER, A. Fluorescence in situ hybridisation (FISH) accelerates identification of Gram-positive cocci in positive blood cultures. **International Journal of Antimicrobial Agents**, v.32, p.S51-9, 2008. Supplement, 1.

GOMPERTZ, O.F.; GAMBALE, W.; PAULA, C.R.; CORRÊA, B. Fungos tóxicos. In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 2005. p.505-506.

GOMPERTZ, O.F.; GAMBALE, W.; PAULA, C.R.; CORRÊA, B. Micoses cutâneas. In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 2005. p.477-480.

GOMPERTZ, O.F.; GAMBALE, W.; PAULA, C.R.; CORRÊA, B. Micoses oportunisticas e outras micoses. In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 2005. p.495-499.

GONÇALVES, M.; COUTINHO-FILHO, W.; PIMENTA, F.; PEREIRA, G.; PEREIRA, J.; MATTOS-GUARALDI, A.; HIRATA, R. Periodontal disease as reservoir for multi-resistant and hydrolytic enterobacterial species. **Letters in Applied Microbiology**, v.44, n.5, p.488-494, 2007.

GOPEE, N.; ADESIYUN, A.; CAESAR, K. A longitudinal study of *escherichia coli* strains isolated from captive mammals, birds, and reptiles in trinidad. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.31, p.353-360, 2000.

GRAPHPAD instant software. **Statistical analysis for personal computers**. [S. l: s.n], 1992-1998.

GRAVES, S.; RAWLINSON, P.; KENNELLY-MERRIT, S.; MCLAREN, D.; HARVEY, K.; THORNTON, I. Enteric bacteria of reptiles on java and the Krakatau Islands. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. **Series B, Biological Sciences**, v. 322, n. 1211, p. 355-361, 1998.

GRIZZO, F.; WINGETER, M.; CARDOSO, R.; TOGNIM, M.; MELO, L.; SIQUEIRA, V. Resistência de *Acinetobacter* spp. e *Pseudomonas aeruginosa* isoladas em cultura de sangue de pacientes com infecção nosocomial no hospital universitário de maringá. **Arquivos do Mudi**, v.99, n.11, p.99, 2007. Suplement, 1.

GROTIUZ, G.; SIROK, A.; GADEA, P.; VARELA, G.; SCHELOTTO, F. Shiga Toxin 2-Producing *Acinetobacter haemolyticus* associated with a case of bloody diarrhea. **Journal of Clinical Microbiology**, v.44, n.10, p.3838-3841, 2006.

HAGAN, J. **What's the difference? Differentiating *Geochelone denticulata* and *Geochelone carbonaria***. [200-]. Disponível em <http://www.tortoise.org/archives/carbident.html>>. Acesso em 28 dez. 2008.

HARWOOD, V.; BUTLER, J. PARRISH, D.; WAGNER, V. Isolation of fecal coliform bacteria from the diamondback terrapin (*Malaclemys terrapin cantata*). **Applied of Environmental Microbiology**, v. 65, n. 2, p. 865-867, 1999.

HIRSH, D. C.; ZEE, Y. C. *Escherichia*. **Microbiologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2003. p. 648.

HORIANOPOULOU, M.; LEGAKIS, N.; KANELLOPOULOU, M.; LAMBROPOULOS, S.; TSAKRIS, A.; FALAGAS, M. Frequency and predictors of colonization of the respiratory tract by VIM-2-producing *Pseudomonas aeruginosa* in patients of a newly established intensive care unit. **Jounal Medicine Microbiology**, v. 55, pt. 10, p. 1435-1439, 2006.

HU, B.; WEI, L.; ZHANG, X.; TANG, Y.; NI, Y.; LI, Y.; GUO, J.; HU, Y.; ZHANG, K.; YANG, L. A retrospective cohort study of the influence of time of hospital-acquired pneumonia onset on pathogen constitution. **Zhonghua Jie He He Hu Xi Za Zhi**, v. 28, n. 2, p. 112-116, 2005.

JACOBSON, E.; CHEATWOOD, J.; MAXWELL, L. Mycotic diseases of reptiles. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v.9, p.94-101, 2000.

JANA, A.; THOMAS, S.; SOLOMON, R. Mucormycosis of the neonatal gastrointestinal tract. **Indian Pediatrics**, v.38, p.294-297, 2001.

JAWETZ, E. **Microbiologia médica**. 15. ed. Rio de Janeiro: Editora Guanabara, 1982. 568 p.

JOHNSON-DELANEY, C. A. Reptile zoonoses and threats to public helth. In: MADER, D. R. **Reptile medicine and surgery**. Londres: W. B. Saunders Company, 1996. p. 20-33.

JOHANSEN, T.; CEK M.; NABER, K.; STRATCHOUNSKI, L.; SVENDSEN, M.; TENKE, P. Hospital acquired urinary tract infections in urology departments: pathogens, susceptibility and use of antibiotics. **International Journal of Antimicrobial Agents**, v.28, p.S91-S107, 2006. Supplement, 1.

KABEYA, H.; FUJITA, M.; MORITA, Y.; YOKOYAMA, E.; YODA, K.; YAMAUCHI, A.; MURATA, K.; MARUYAMA, S. Prevalence of *Salmonella*, *Pasteurella* and *Staphylococcus* among pet green iguanas in Japan. **Journal of the Japan Veterinary Medical Association**, v.61, n.1, p.70-74, 2008.

KOSTKA, V.; HOFFMANN, L.; BALKS, E.; WIMMERSHOF, N. Review of the literature and investigations on the prevalence and consequences of yeasts in reptiles. Institut für Geflügelkrankheiten der Justus-Liebig-Universität Giessen, Frankfurter Strasse 87, 35392 Giessen, Germany. **Veterinary Record**, v.140, n.11, p.282-287, 1997.

KREEGER-VAN-RIG, N. J. N. **The yeasts a taxonomic study**. 3. ed. Amsterdam: Elsevier Science Publisher, 1984.

KRIEG, N. R.; HOLT, J. C. **Bergey's manual of sistematic bacteriology**. 9. ed. Baltimore: Williams e Wilkins, 1984. p.2255.

LANGROCK, M.; LINDE, H.; LANDTHALER, M.; KARRER, S. Leg ulcers and abscesses caused by *Serratia marcescens*. **European Journal Dermatology**, v.18, n.6, p.705-707, 2008.

LEE, P.; FERGUSON, D.; SARUBBI, F. *Corynebacterium striatum*: an underappreciated community and nosocomial pathogen. **Journal of Infection**, v.50, n.4, p.338-343, 2005.

LENNETE, E. H.; HANSLER JR., W. J.; SHADOMY, H. J. **Manual of clinical microbiology**. 4. ed. Washington: American Society for Microbiology Press, 1985. p.1149.

LOCKHART, J.; LEE, G.; TURCO, J.; CHAMBERLIN, L. *Salmonella* from gopher tortoises (*Gopherus polyphemus*) in South Georgia. **Journal of Wildlife Diseases**, v.44, n.4, p.988-991, 2008.

LOVELY, C.; LESLIE, A. Normal intestinal flora of wild Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*) in the Okavango Delta. **Botswana**, v.79, n.2, p.67-70, 2008.

MADER, D. **Reptile medicine and surgery**. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier, 1996. p.512.

MADER, D. **Reptile medicine and surgery**. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier, 2006. p.1242.

MCARTHUR, S.; WILKINSON, R.; MEYER, J. **Medicine and surgery of tortoises and turtles**. Oxford: Blackwell Publishing Ltd, 2006. p. 31-34.

McCOY, R.; SEIDLER, R. Potencial pathogens in the environment isolation, enumeration, and identification of seven genera of intestinal bacteria associated with small green pet turtles. **Applied Environmental Micriobiology**, v.25, n.4, p.534-538, 1973.

MCCULLERS, M.; YOUNG, J.; DIAZ, P. ***Aureobasidium* pulmonary infection in an elderly woman with mycobacterium avium complex**. [S.l]: American College of Chest Physicians, 2008.

MEAD, P.; SLUTSKER, J.; DIETZ, V.; McCAIG, L.; BRESEE, J.; SHAPIRO, C.; GRIFFIN, P.; TAUXE, R. Food-related illness and death in the United States. **Emerging Infectious Diseases**, v. 5, p. 607–625, 1999.

MERMIN, J.; HOAR, B.; ANGULO, F. Iguanas and *Salmonella* Marina infection in children: a reflection of the increasing incidence of reptile-associated salmonellosis in the United States. **Pediatrics**, v.99, p.399–402, 1997.

MEYER-JUNIOR, J.C.; DIAS, H.; ARAUJO, J. Determinação qualitativa das enterobactérias presentes no trato digestivo da tartaruga da Amazônia (*Podocnemis expansa*) mantidas em cativeiro. In: CONGRESSO INTERNACIONAL SOBRE MANEJO DE FAUNA SILVESTRE NA AMAZÔNIA E AMÉRICA LATINA, 7., Ilhéus, BA. **Anais...** 2006.

MEYER-JUNIOR, J.C.; DIAS, H.; ARAUJO, J. Determinação qualitativa das enterobactérias presentes no trato digestivo da muçuãs (*Kinosternon scorpioides*) mantidas em cativeiro. In: VII Congresso Internacional Sobre Manejo de Fauna Silvestre na Amazônia e América Latina, Ilhéus-BA. **Anais do VII Congresso Internacional Sobre Manejo de Fauna Silvestre na Amazônia e América Latina**, 2006.

MITCHELL, J.; MCAVOY, B. Enteric bacteria in natural populations of freshwater turtles in Virginia. **Virginia Journal of Science**, v.41, n.3, p.233-242, 1990.

MULLINEAUX, E.; BEST, D.; COOPER, J. **BSAVA manual of wildlife casualties**. United Kingdom: British Small Animal Veterinary Association, 2003. 295 p.

MURRAY, P. R.; BARON, E. J.; PFALLER, M.; TENOVER, F. C.; YOLKEN, R. H. In: MURRAY, P. R. **Manual of clinical microbiology**. 7. ed. Washington: American Society for Microbiology. 1999. p. 442-455.

MURILO-ROJAS, O.; LEAL-CASTRO, A.; ESLAVA-SCHMALBACH, J. Using antibiotics in urinary tract infection in a first level of attention health care unit in Bogotá, Colombia. **Rev Salud Publica**, Bogotá, v. 8, n. 2, p. 170-181, 2006.

NALLAPAREDDY, S.; SINGH, K.; SILLANPAA, J.; GARSIN, D.; HOOK, M.; ERLANDSEN, S.; MURRAY, B. Endocarditis and biofilm-associated pili of *Enterococcus faecalis*. **The Journal of Clinical Investigation**, v.116, n.10, p.2799-2807, 2006.

NARDONI, S.; PAPINI, R.; MARCUCCI, G.; MANCIANTI, F. Survey on the fungal flora of the cloaca of healthy pet reptiles. **Revue de Médecine Vétérinaire**, v. 159, n. 3, p. 159-165, 2008.

NATARO, J. P.; KAPER, J. B. Diarrheogenic *Escherichia coli*. **Clinical Microbiology Reviews**, v.11, n.1, p.142-201, 1998.

- NICHOLS, D.; WEYANT, R.; LAMIRANDE, E.; SIGLER, L.; MASON, R. Fatal mycotic dermatitis in captive brown tree snakes (*Boiga irregularis*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.30, p.111-118, 1999.
- NORBERG, A.; TORRES, A.; MAURE, E.; RIBEIRO, P.; HELENA, A.; QUEIROZ, M. Salmonelose em *Crotalus durissus terrificus* mantidas em cativeiro. In: REUNIÃO ANUAL DA SBPC, 58, 2006, Florianópolis, SC. **Anais...** 2006.
- O'MALLEY, B. **Clinical anatomy and physiology of exotic species**: structure and function of mammals, birds, reptiles and apmphibians. Edinburgh: Elsevier Saunders, 2005. 269 p.
- PALERMO-NETO, J.; ALMEIDA, R. T. Antimicrobianos como aditivos em animais de produção. In: SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L.; BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. São Paulo: Ganabara Koogan, 2002. p. 558-573.
- PEREIRA, C.; AMORIN, S.; SANTOS, A.; REIS, C.; THEOPHILO, G.; RODRIGUES, D. Caracterização de *Aeromonas* spp isoladas de neonatos hospitalizados. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, n. 2, p. 179-182, 2008.
- PESSOA, C. A. **Estudo de Acompanhamento na venda de animais legalizados por loja legalizada e especializada em espécimes silvestres**. 2006. Disponível em: <<http://www.animalexotico.com.br/>>. Acesso em: 16 ago. 2006.
- PRADO, F.; RAMOS, J.; VALLE, J. **Atualização terapêutica**: manual prático de diagnóstico e tratamento. 18. ed. Porto Alegre: Livraria Editora Artes Médicas Ltda, 1997. 1356 p.
- PUND, R.; THEEGARTEN, D. The importance of *Aeromonas* as a human pathogen. **Bundesgesundheitsblatt Gesundheitsforschung Gesundheitsschutz**, v.51, n.5, p. 569-576, 2008.
- QUINN, P. J.; MARKEY, B. K.; CARTER, M. E.; DONNELLY, W. J.; LEONARD, F. C. Família *Enterobacteriaceae*. In: QUINN, P. J. **Microbiologia veterinária e doenças infecciosas**. Porto Alegre: Artmed, 2005. p. 115-131.
- RAJA, N. Microbiology of diabetic foot infections in a teaching hospital in Malaysia: a retrospective study of 194 cases. The **Journal of Microbiology, Immunology and Infection**, v. 40, n. 1, p. 39-44, 2007.
- RATHINAVELU, S.; ZAVROS, Y.; MERCHANT, J. *Acinetobacter Iwoffii* infection and gastritis. **Microbes and Infections**, v. 5, p. 651-657, 2003.
- RICHARDS, J.; BROWN, J.; KELLY, T.; FOUNTAIN, A.; SLEEMAN, J. Absence of detectable *salmonella* cloacal shedding in free-living reptiles on admission to the wildlife center of Virginia. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.35, p. 562-563, 2004.

RIEGEL, P.; HELLER, G.; PREVOST, G.; JEHL, F.; MONTEIL, H. *Corynebacterium durum* sp. Nov., from human clinical specimens. **International Journal of Systematic Bacteriology**, v.47, n.4, p. 1107-1111, 1997.

RIPPON, J. **Medical mycology**: the pathogenic fungi and the pathogenic actinomycetes. 3. ed. Philadelphia: W.B. Saunders Co., 1988. 808 p.

ROSENTHAL, K. L.; MADER, D. R. Microbiology. In: MADER, D. R. **Reptile medicine and surgery**. Londres: W. B. Saunders Company, 1996. p. 61-78.

ROWAN, N. J.; DEANS, K.; ANDERSON, J.; GEMMEL, G.; HUNTER, I.; CHAITHONG, T. Putative virulence factor expression by clinical and food isolates of *Bacillus* spp. after growth in reconstituted infant milk formulae. **American Society for Microbiology**, v.67, n. 9, p. 3873-3881, 2001.

SÁ, I.; SOLARI, C. *Salmonella* in brazilian and imported pet reptiles. **Brazilian Journal of Microbiology**, v.32, n.4, p. 293-297, 2001.

SAELINGER, C.; LEWBART, G.; CHRISTIAN, L.; LEMONS, C. Prevalence of *Salmonella* spp in cloacal, fecal, and gastrointestinal mucosal samples from wild North American turtle. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.229, n.2, p. 266-268, 2006.

SANTORO, M.; GÓMEZ, G.; CABALLERO, M. Aerobic bacterial flora of nesting green turtles (*Chelonia mydas*) from Tortuguero National Park, Costa Rica. **Journal of Zoo Wildlife Medicine**, v.37, n.4, p. 549-552, 2006.

SANTORO, M.; ORREGO, C.; GÓMEZ, G. Flora bacteriana cloacal y nasal de *Lepidochelys olivacea* (Testudines: Cheloniidae) en el pacífico norte de Costa Rica. **International Journal of Tropical Biology**, v.54, n.1, p. 43-48, 2006.

SANTOS, F. **Características microbiológicas de *Klebsiella pneumoniae* isoladas no meio ambiente hospitalar de pacientes com infecção nosocomial**. 2007. 98 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Católica de Goiás, Goiânia, Goiás, 2007.

SCHOLLE, D. A spontaneous joint infection with *Corynebacterium striatum*. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 45, n. 2, p. 656-658, 2007.

SIENKIEWICZ, P.; PONURKIEWICZ, I.; MASALSKA, P.; PRZESNIAK, B.; PANCEWICZ, S. Etiologic factors of acute gastroenteritis in the patients from infectious and pediatric wards in SP ZOZ in Hajnowka in 2004-2005. **Przegl Epidemiology**, v.60, p. 141-145, 2006. Supplement, 1.

SINHA, M.; SRINIVASA, H. Mechanisms of resistance to carbapenems in meropenem-resistant *Acinetobacter* isolates from clinical samples. **Indian Journal of Medical Microbiology**, v.25, n.2, p. 121-125, 2007.

SOLER, L.; MARCO, F.; VILA, J.; CHACÓN, M.; GUARRO, J.; FIGUERAS, M. Evaluation of two miniaturized systems, microscan w/a and bbl crystal e/nf, for identification of clinical isolates of *Aeromonas* spp. **Journal of Clinical Microbiology**, 41(12): 5732–5734, 2003.

SPINDOLA, S. **Ocorrência de *Escherichia coli* em Culturas de Urina no Setor de Microbiologia do PAM Antônio Ribeiro Netto**. Rio de Janeiro: Ambulatório do Pam Antônio Ribeiro Netto. Centro do Rio de Janeiro, 2006.

STEININGER, C.; LUNZEN, J.V.; TINTELNOT, K.; SOBOTTKA, I.; ROHDE, H.; HORSTKOTTE, M.A.; STELLBRINK, H.J. Mycotic brain abscess caused by opportunistic reptile pathogen. **Emerging Infectious Diseases**, v. 11, n. 2, p. 349-350, 2005.

SUWANSRINON, K.; WILD, H.; SITPRIJA, V.; HANVESAKUL, R. Enteric fever-like illness caused by infection with *Citrobacter amalonaticus*. **J. Med. Assoc.**, v. 88, n. 6, p. 837-840, 2005.

TEGA, L.; RAIETA, K.; OTTAVIANI, D. RUSSO, G.; BLANCO, G.; CARRATURO, A. Catheter-related bacteremia and multidrug-resistant *Acinetobacter iwoffii*. **Emerging Infectious Diseases**, v.13, n.2, p. 355-356, 2007.

THOMAS, A.; SIGLER, L.; PEUCKER, S.; NORTON, J.; NIELAN, A. *Chrysosporium* anamorph of *nannizziopsis vriesii* associated with fatal cutaneous mycoses in the salt-water crocodile (*Crocodilus porosus*). **Medical Mycology**, v.40, p. 143-151, 2002.

TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; **Microbiologia**. 4. ed. rev. e atual. São Paulo: Atheneu, 2005. 718 p.

TRABULSI, L. R.; CAMPOS, L. C. *Escherichia coli* enteropatogênica. . In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 2005. p. 277-283.

TRABULSI, L.R.; MARTINEZ, M.B. *Legionella*. In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 2005. p. 265-268.

TRABULSI, L.R.; ORDOÑEZ, J.G.; MARTINEZ, M.B. *Enterobacteriaceae*. In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 2005. p. 269-276.

TRABULSI, L. R.; TOLEDO, M. R. F. Resistência bacteriana a drogas. In: TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F.; GOMPERTZ, O. F.; CANDEIAS, J. A. N. **Microbiologia**. São Paulo: Atheneu, 1999. p.105-109.

TURNER, S.M.; SCOTT-TUCKER, A.; COOPER, L.M.; HENDERSON, I.R. Weapons of mass destruction: virulence factor of the global killer enterotoxigenic *Escherichia coli*. **FEMS Microbiology Letters**. v. 263, p. 10-20. 2006.

VINOGRADOV, E.; MULLER-LOENNIES, S.; PETERSEN, B.; MESHKOV, S.; THOMAS-OATES, J.; HOLST, O.; BRADE, H. structural investigation of the lipopolysaccharide from *Acinetobacter haemolyticus* strain NCTC 10305 (ATCC 17906, DNA group 4). **European Journal Biochemical**. v. 247, p. 82-90, 1997.

WARD, L. *Salmonella* perils of pet reptiles. **Communicable disease and public health**, v. 3, n. 1, p. 2-3, 2000.

WOJAK, I.; GOSPODAREK, E. Analysis of microorganisms isolated from febrile neutropenic children with neoplastic disease. **Medycyna Doswiadczalna I Mikrobiologia**, v. 56, n. 4, p. 411-419, 2004.

ZACHARIAH, T. **Evaluating the effect of two commercial antimicrobial products on *Salmonella* spp. in the aquatic habitat of the red-eared slider turtle (*Trachemys scripta elegans*)**. Submitted to the Graduate Faculty of the Louisiana State University and Agricultural and Mechanical College for the degree of master of Science, 2007. 89 p.

Foto: (PESSOA, C. A., 2006)

*“Os jabutis são animais terrestre de membros locomotores cilíndricos e robustos, próprios para suportar o pesado casco e caminhar em ambientes rústicos
(CUBAS; SILVA; CATÃO-DIAS, 2007)”*

APÊNDICE A

Amostra	Resultado
1	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus lentus</i> / <i>Micrococcus</i> sp./ <i>Bacillus</i> sp./ <i>Candida guilliermondi</i>
2	<i>Escherichia coli</i> / <i>Klebsiella pneumoniae</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Trichosporon</i> sp.
3	<i>Escherichia coli</i> / <i>Streptococcus mitis</i> / <i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Candida tropicalis</i>
4	<i>Escherichia coli</i> / <i>Micrococcus</i> sp./ <i>Bacillus</i> sp./ <i>Corynebacterium striatum</i>
5	<i>Enterococcus faecalis</i> / <i>Klebsiella pneumoniae</i> / <i>Aeromonas caviae</i> / <i>Rhizopus</i> sp.
6	<i>Escherichia coli</i> / <i>Streptococcus mitis</i> / <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Bacillus</i> sp.
7	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Enterococcus faecalis</i>
8	<i>Escherichia coli</i> / <i>Corynebacterium striatum</i> / <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Candida krusei</i>
9	<i>Escherichia coli</i> / <i>Enterococcus faecium</i> / <i>Micrococcus</i> sp./ <i>Bacillus</i> sp./ <i>Klebsiella ozaenae</i>
10	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus saprophyticus</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Trichosporon</i> sp.
11	<i>Escherichia coli</i> / <i>Corynebacterium striatum</i> / <i>Bacillus</i> sp.
12	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Corynebacterium striatum</i>
13	<i>Corynebacterium striatum</i> / <i>Citrobacter koseri</i> / <i>Citrobacter amalonaticus</i> / <i>Edwardsiella tarda</i> / <i>Bacillus</i> sp.
14	<i>Escherichia coli</i> / <i>Micrococcus</i> sp./ <i>Bacillus</i> sp./ <i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Candida tropicalis</i>
15	<i>Escherichia coli</i> / <i>Enterococcus faecalis</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Staphylococcus saprophyticus</i> / <i>Aeromonas caviae</i> / <i>Rhodotorula</i> sp.
16	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
17	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus capitis</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Klebsiella oxytoca</i>
18	<i>Streptococcus mitis</i> / <i>Staphylococcus kloosii</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Candida krusei</i>
19	<i>Escherichia coli</i> / <i>Enterococcus faecalis</i> / <i>Staphylococcus saprophyticus</i> / <i>Candida tropicalis</i>
20	<i>Micrococcus</i> sp./ <i>Staphylococcus saprophyticus</i> / <i>Pseudomonas aeruginosa</i> / <i>Bacillus</i> sp.

21	<i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Salmonella</i> sp.
22	<i>Escherichia coli</i> / <i>Streptococcus mitis</i> / <i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Micrococcus</i> sp./ <i>Bacillus</i> sp./ <i>Candida guilliermondii</i>
23	<i>Escherichia coli</i> / <i>Streptococcus mitis</i> / <i>Staphylococcus saprophyticus</i>
24	<i>Escherichia coli</i> / <i>Enterococcus faecium</i> / <i>Staphylococcus saprophyticus</i> / <i>Citrobacter freundii</i>
25	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus saprophyticus</i> / <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Bacillus</i> sp.
26	<i>Escherichia coli</i> / <i>Trichosporon</i> sp.
27	<i>Corynebacterium striatum</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Aeromonas hydrophila</i>
28	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus haemolyticus</i> / <i>Candida krusei</i>
29	<i>Klebsiella ozaenae</i> / <i>Aeromonas sobria</i> / <i>Candida tropicalis</i>
30	<i>Escherichia coli</i> / <i>Streptococcus mitis</i> / <i>Pseudomonas aeruginosa</i> / <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Bacillus</i> sp.
31	<i>Bacillus</i> sp./ <i>Staphylococcus kloosii</i> / <i>Enterobacter aerogenes</i> / <i>Citrobacter amalonaticus</i> / <i>Candida krusei</i>
32	<i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus kloosii</i> / <i>Candida tropicalis</i>
33	<i>Escherichia coli</i> / <i>Micrococcus</i> sp./ <i>Candida tropicalis</i>
34	<i>Acinetobacter haemolyticus</i> / <i>Pseudomonas aeruginosa</i> / <i>Klebsiella pneumoniae</i>
35	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> / <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Klebsiella ozaenae</i>
36	<i>Escherichia coli</i> / <i>Klebsiella pneumoniae</i> / <i>Aeromonas sobria</i>
37	<i>Bacillus</i> sp./ <i>Pseudomonas aeruginosa</i> / <i>Klebsiella pneumoniae</i> / <i>Serratia marcescens</i> / <i>Citrobacter amalonaticus</i> / <i>Candida tropicalis</i>
38	<i>Escherichia coli</i> / <i>Klebsiella ozaenae</i> / <i>Klebsiella pneumoniae</i> / <i>Candida krusei</i>
39	<i>Escherichia coli</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Acinetobacter haemolyticus</i> / <i>Citrobacter amalonaticus</i>
40	<i>Bacillus</i> sp./ <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Candida lusitanae</i>
41	<i>Escherichia coli</i> / <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Candida tropicalis</i>
42	<i>Escherichia coli</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Klebsiella pneumoniae</i> / <i>Klebsiella ozaenae</i> / <i>Candida tropicalis</i>
43	<i>Escherichia coli</i> / <i>Bacillus</i> sp./ <i>Salmonella</i> sp./ <i>Candida krusei</i>
44	<i>Escherichia coli</i> / <i>Salmonella</i> sp./ <i>Aeromonas caviae</i> / <i>Bacillus</i> sp.
45	<i>Bacillus</i> sp./ <i>Klebsiella oxytoca</i> / <i>Enterobacter aerogenes</i>

46	<i>Escherichia coli/Bacillus sp./Klebsiella oxytoca/Corynebacterium striatum</i>
47	<i>Escherichia coli/Edwardsiella tarda/Salmonella sp./Acinetobacter lwooffii/Rhodotorula sp.</i>
48	<i>Escherichia coli/Salmonella sp./Bacillus sp./Mucor sp.</i>
49	<i>Escherichia coli/Klebsiella ozaenae/Citrobacter freundii/Citrobacter amalonaticus/Candida lusitaniae</i>
50	<i>Escherichia coli/Rhizopus sp.</i>
51	<i>Escherichia coli/ Serratia marcescens/Rhodotorula sp./Aureobasidium sp.</i>
52	<i>Escherichia coli/Citrobacter freundii/ Candida lusitaniae</i>
53	<i>Escherichia coli/Klebsiella pneumoniae/Streptococcus mitis/Citrobacter freundii/Alcaligenes faecalis/Candida tropicalis</i>
54	<i>Klebsiella pneumoniae/Corynebacterium xerosis/Acinetobacter haemolyticus</i>
55	<i>Klebsiella oxytoca/ Citrobacter amalonaticus/ Citrobacter freundii/Candida krusei</i>
56	<i>Klebsiella oxytoca/Klebsiella pneumoniae/Citrobacter amalonaticus/ Enterobacter cloacae/Corynebacterium durum/Candida tropicalis</i>
57	<i>Staphylococcus haemolyticus/Klebsiella oxytoca/Klebsiella pneumoniae/ Klebsiella ozaenae/Citrobacter freundii</i>
58	<i>Corynebacterium durum/Klebsiella oxytoca/Citrobacter freundii/Citrobacter amalonaticus/Bacillus sp./Alcaligenes faecalis/Candida tropicalis</i>
59	<i>Corynebacterium striatum/Citrobacter freundii</i>
60	<i>Klebsiella oxytoca/Citrobacter freundii/Serratia marcescens/Mucor sp.</i>
61	<i>Escherichia coli/Klebsiella oxytoca/ Klebsiella ozaenae/Citrobacter freundii/Candida lusitaniae</i>
62	<i>Escherichia coli/Aeromonas caviae/Trichosporon sp.</i>
63	<i>Corynebacterium striatum/Citrobacter freundii/Acinetobacter lwoffii</i>
64	<i>Escherichia coli/Citrobacter freundii/Candida tropicalis</i>
65	<i>Corynebacterium xerosis/Serratia marcescens/Rhodotorula sp.</i>
66	<i>Escherichia coli/Klebsiella oxytoca/Klebsiella pneumoniae/Citrobacter freundii/ Aeromonas hydrophila</i>
67	<i>Escherichia coli</i>
68	<i>Staphylococcus cohnii subsp. cohnii/Salmonella sp./Klebsiella</i>

	<i>ozaenae/Rhodotorula sp./Rhizopus sp.</i>
69	<i>Escherichia coli/Klebsiella oxytoca/Citrobacter freundii/Citrobacter amalonaticus/Candida krusei</i>
70	<i>Escherichia coli/Serratia marcescens</i>
71	<i>Escherichia coli/Klebsiella oxytoca/Klebsiella ozaenae/Candida lusitaniae</i>
72	<i>Escherichia coli/Proteus vulgaris/Bacillus sp.</i>
73	<i>Bacillus sp./Citrobacter freundii</i>
74	<i>Escherichia coli /Proteus vulgaris/Bacillus sp./Citrobacter koseri</i>
75	<i>Escherichia coli/Edwardsiella tarda/Trichosporon sp.</i>
76	<i>Escherichia coli/Staphylococcus schleiferi subsp. coagulans/Klebsiella pneumoniae/Torulopsis sp.</i>
77	<i>Escherichia coli/Citrobacter koseri</i>
78	<i>Edwardsiella tarda/Aeromonas caviae/Trichosporon sp.</i>
79	<i>Escherichia coli/Staphylococcus cohnii/Bacillus sp./Klebsiella pneumoniae/Klebsiella oxytoca/Proteus mirabilis/Torulopsis sp./Rhodotorula sp.</i>
80	<i>Escherichia coli/Bacillus sp./Salmonella sp./Candida tropicalis</i>
81	<i>Escherichia coli/Aeromonas sobria/Bacillus sp./Candida tropicalis</i>
82	<i>Escherichia coli/Micrococcus sp./Klebsiella oxytoca/Bacillus sp.</i>
83	<i>Escherichia coli/Staphylococcus haemolyticus/Micrococcus sp./Bacillus sp./Candida guilliermondii</i>
84	<i>Escherichia coli/Pseudomonas aeruginosa/Klebsiella oxytoca/Bacillus sp./Candida tropicalis</i>
85	<i>Klebsiella pneumoniae/Aeromonas sobria/Geotrichum candidum/Mucor sp.</i>
86	<i>Escherichia coli/Aeromonas hydrophila/Bacillus sp./Trichosporon sp.</i>
87	<i>Escherichia coli/Klebsiella oxytoca/Citrobacter freundii/Serratia marcescens/Citrobacter koseri/Acinetobacter Iwoofii/Candida tropicalis</i>
88	<i>Corynebacterium xerosis/Aeromonas caviae/Candida lusitaniae/Rhizopus sp.</i>
89	<i>Corynebacterium striatum/Bacillus sp./Trichosporon sp./Candida tropicalis</i>
90	<i>Bacillus sp./Citrobacter freundii/Klebsiella oxytoca/Candida krusei</i>
91	<i>Escherichia coli/Klebsiella ozaenae/Candida tropicalis/Penicillium sp.</i>
92	<i>Escherichia coli/Klebsiella ozaenae/Candida tropicalis</i>
93	<i>Escherichia coli/Klebsiella oxytoca/Citrobacter freundii/Rhodotorula sp./Candida</i>

	<i>tropicalis</i>
94	<i>Escherichia coli/Staphylococcus simulans</i>
95	<i>Escherichia coli/Staphylococcus simulans/Aeromonas sobria</i>
96	<i>Escherichia coli/Staphylococcus haemolyticus/Citrobacter freundii/ Pseudomonas aeruginosa/Candida krusei</i>
97	<i>Staphylococcus cohnii</i> subsp. <i>cohnii</i> / <i>Edwardsiella hoshinae</i> / <i>Rhodotorula</i> sp./ <i>Trichosporon</i> sp.
98	<i>Klebsiella oxytoca/Aeromonas sobria/Acinetobacter lwoffii</i>
99	<i>Enterococcus faecalis/Citrobacter freundii/Candida tropicalis</i>
100	<i>Proteus mirabilis/Acinetobacter haemolyticus/Candida lusitaniae</i>