RELATÓRIO DE ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DO BOLSISTA PIBIC – ICMBio

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE
INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE
CENTRO NACIONAL DE PESQUISA PARA A CONSERVAÇÃO DE AVES SILVETRES - CEMAVE
PROGRAMA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA-PIBIC/ICMBio

AVALIAÇÃO DA MICROBIOTA CLOACAL E DE OROFAGINGE DE AVES SILVESTRES NAS UNIDADES DE CONSERVAÇÃO MARINHO-COSTEIRAS DE SANTA CATARINA E NAS ZONAS DE AMORTECIMENTO ESTABELECIDAS.

Aurora Vargas Paz

Patricia Pereira Serafini

FLORIANÓPOLIS
08/2014

1. Resumo

A avifauna pode ser empregada como bioindicadora quanto ao grau de preservação dos ambientes que habita. Isto porque os microorganismos encontrados nas aves podem indicar a qualidade do ambiente que está disponível a elas e seu estado geral de saúde. Ambas informações são importantes para gestores da biodiversidade. Dois tipos de aves foram amostradas: aves capturadas em monitorias ativas das populações das UCs e aves das UCs encaminhadas doentes ao Centro de Triagem de Animais Selvagens de Santa Catarina - CETAS. O objetivo desta investigação foi identificar a microbiota cloacal e de orofaringe de aves silvestres presentes nas UC's ESEC Carijós, REBIOMAR Arvoredo e RESEX Pirajubaé e no CETAS. O esforço amostral desta pesquisa incluiu 12 horas de captura de aves com 10 redes de neblina em cada UC. Para o CETAS e para cada UC foram analisadas 10 aves. Ensaios microbiológicos e bioquímicos foram realizados para as amostras colhidas seguindo metodologia padronizada. Este estudo teve um total de 80 amostras orais e cloacais analisadas, foram identificados vinte gêneros de bactérias e a distribuição de gêneros entre as UC´s e o CETAS não demonstrou diferença quantitativa para as quatro unidades amostrais. Os resultados encontrados estabelecem as primeiras referências para padrões sanitários microbiológicos normais de indivíduos saudáveis através da monitoria de aves capturadas nestas unidades, e a microbiota para indivíduos doentes encaminhados ao CETAS. Os resultados apontam a possibilidade de contar com a microbiologia como ferramenta indireta para verificar e monitorar a saúde dos ecossistemas nas Ucs federais.

Palavras chave: aves silvestres, microbiologia, unidades de conservação.

Abstract

The birds can be used as bioindicator for the degree of preservation of the environment it inhabits. This is because the microorganisms found in birds may indicate the quality of the environment that is available to them and their general state of health. Both are important information for managers of biodiversity. The objective of this investigation was to identify the cloacal and oropharyngeal microbiota of wild birds present in UC'S ESEC Carijós, REBIOMAR Arboredo and RESEX Pirajubaé. Two types of birds were sampled: birds caught actively in mist nets and birds patients referred to the Wild Animals Health Screening Center of Santa Catarina - CETAS. The sampling effort of this research included 12 hours of capturing birds with mist nets 10 in each UC. For CETAS 10 birds rescued in or around protected areas were analyzed. Microbiological and biochemical tests were performed for samples taken following standard methodology. This study had a total of 80 samples analyzed, twenty genera of bacterium and the distribution of genera among UC'S and CETAS were identified showed no quantitative difference for the four sample units. The results provide the first references to normal microbiological sanitary standards of healthy individuals through monitoring of birds caught in these UCs, and the microbiology for sick individuals referred to CETAS. The results indicate the possibility of having microbiology as indirect tool to verify and monitor the health of ecosystems in federal UC's.

Keywords: wild birds, microbiology, conservation units.

2. Lista de Figuras, Tabelas e Abreviaturas

Lista de Figuras

Figura 1: Mapa com a localização da ESEC Carijós. 9

Figura 2: Mapa com a localização da REBIOMAR Arvoredo. 10

Figura 3: Mapa com a localização da RESEX Pirajubaé. 11

Figura 4: Dois indivíduos da espécie *Sula leucogaster* que tiveram material biológico colhido no CETAS. 12

Figura 5: Rede de neblina aberta para captura das aves florestais. 12

Figura 6: Ave da espécie *Geothlypis aequinoctialis* com anilha padrão CEMAVE. 13

Figura 7: Coleta de material biológico cloacal de um indivíduo da espécie *Geothlypis aequinoctialis* utilizando *swab* estéril. 14

Figura 8: Placa de petry com meio Ágar MacConckey e colônias de bactérias. 15

Figura 9: Kit para identificação de enterobactérias da marca Newprov, com crescimento bacteriano. 17

Figura 10: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves capturadas na ESEC Carijós. 19

Figura 11: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves capturadas na REBIOMAR Arvoredo. 21

Figura 12: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves capturadas na RESEX Pirajubaé. 23

Figura 13: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves presentes no CETAS. 23

Lista de Tabelas

Tabela 1: Lista das espécies de aves capturadas na Estação Ecológica Carijós que tiveram material biológico analisado em laboratório. 18

Tabela 2: Lista das espécies de aves capturadas na Ilha do Arvoredo que tiveram material biológico analisado em laboratório. 20

Tabela 3: Lista das espécies de aves capturadas na RESEX Pirajubaé que tiveram material biológico analisado em laboratório. 22

Tabela 4: Lista com gêneros de bactérias gram-positivas encontradas nas amostras biológicas coletadas das aves em todas as UC's e no CETAS. 24

Abreviaturas

BHI	*Brain Heart Infusion*
APA	Área de Proteção Ambiental
CEMAVE	Centro de Pesquisa para Conservação das Aves Silvestres
CETAS	Centro de Triagem de Animais Selvagens
ESEC	Estação Ecológica
EUA	Estados Unidos da América
FATMA	Fundação do Meio Ambiente
IBAMA	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
ONG	Organização Não Governamental
REBIOMAR	Reserva Biológica Marinha
RESEX	Reserva Extrativista
SNUC	Sistema Nacional de Unidades de Conservação
TSI	Triplo Açúcar Ferro
UC	Unidade de Conservação

3. Sumário:

4. Introdução 7

5. Materiais e Métodos 9

5.1 Área de Estudo 9

5.1.1 A Estação Ecológica de Carijós 9

5.1.2 A Reserva Biológica Marinha do Arvoredo 10

5.1.3 A Reserva Extrativista Marinha do Pirajubaé 10

5.1.4 O Centro de Triagem de Animais Silvestres 11

5.2 Captura das aves florestais 12

5.3 Análises Laboratoriais 14

6. Resultados 17

7. Discussão 25

8. Agradecimentos 28

9. Citações e referências bibliográficas 29

Anexo I 31

Anexo II 32

4. Introdução

A Avifauna pode ser utilizada como bioindicadora da qualidade do ambiente que habita (SICK, 1997). A identificação da microbiota das aves pode subsidiar a prevenção de diferentes enfermidades, assim como gerar dados para estudos da epidemiologia de patógenos nos ambientes e demonstrar a saúde dos ecossistemas utilizados pelas espécies animais (SILVA et al., 2011).

De um modo geral a ornitofauna oceânica brasileira, assim como a ornitofauna costeira, têm sido pouco estudadas em proporção à grande extensão de litoral que o país detém. Além disso, nenhum estudo sistemático em longo prazo sobre a prevalência de doenças ou parasitoses da ornitofauna local foi realizado até o momento.

Apesar dos 670 km de litoral e da existência de cerca de 255 ilhas, ilhotes, parcéis e lajes, existem poucas informações sobre as aves marinhas e insulares no litoral de Santa Catarina, especialmente sobre monitoramento e aspectos da sua biologia nas áreas litorâneas (BRANCO, 2004). Adicionalmente, pouco se sabe sobre as enfermidades que acometem a avifauna em nosso território, sendo os estudos epidemiológicos escassos e/ou restritos a alguns grupos de espécies.

Unidades de Conservação Federais do bioma marinho-costeiro de Santa Catarina possuem grande importância ecológica, por possuírem diversos ecossistemas naturais preservados e abrigar diferentes espécies de aves (GHIZONI-Jr et. al. 2013). O estado de Santa Catarina possui cinco UC's Federais marinho-costeiras: APA de Anhatomirim, APA da Baleia Franca, RESEX Pirajubaé, REBIOMAR Arvoredo e ESEC Carijós, permitindo um vasto campo de estudo.

A avifauna das Unidades Marinho Costeiras de Santa Catarina tem sido caracterizada com os esforços da equipe de bolsistas e servidores do ICMBio. A lista comentada de espécies registradas para a REBIOMAR Arvoredo e ESEC Carijós foi submetida para publicação em periódico científico (VIEIRA et. al., no prelo). Além disso, as aves marinhas e oceânicas encontradas doentes ou feridas no litoral de Santa Catarina são encaminhadas ao CETAS, que também atende as demandas das UC's do Estado e suas zonas de amortecimento.

O objetivo desta investigação foi identificar a microbiota cloacal e de orofaringe das aves silvestres presentes nas Unidades de Conservação Federais: ESEC Carijós, REBIOMAR Arvoredo, RESEX Pirajubaé e a microbiota encontrada em indivíduos encaminhados ao CETAS, provenientes destas UCs.

5. Materiais e Métodos

5.1 Área de Estudo

5.1.1 A Estação Ecológica de Carijós (27°28'21.66"S; 48°29"O), situada (Figura 1) na região noroeste da Ilha de Santa Catarina, é uma Unidade de Conservação Federal que pertence ao grupo das Unidades de Proteção Integral, tendo seu uso restrito de acordo com a Lei 9.985/2000. Criada pelo Decreto nº 96.656 de 20 de julho de 1987, está localizada em meio à zona urbana da capital do estado de Santa Catarina, sendo de grande importância ecológica. A UC tem como um de seus objetivos preservar a biodiversidade da fauna e da flora marinho-costeiras, já que esta é uma região que vem sofrendo muitos impactos negativos gerados pela ação antrópica. A captura das aves na ESEC Carijós foi realizada na Gleba de Ratones, próximo a sede administrativa da UC no bairro Jurerê.

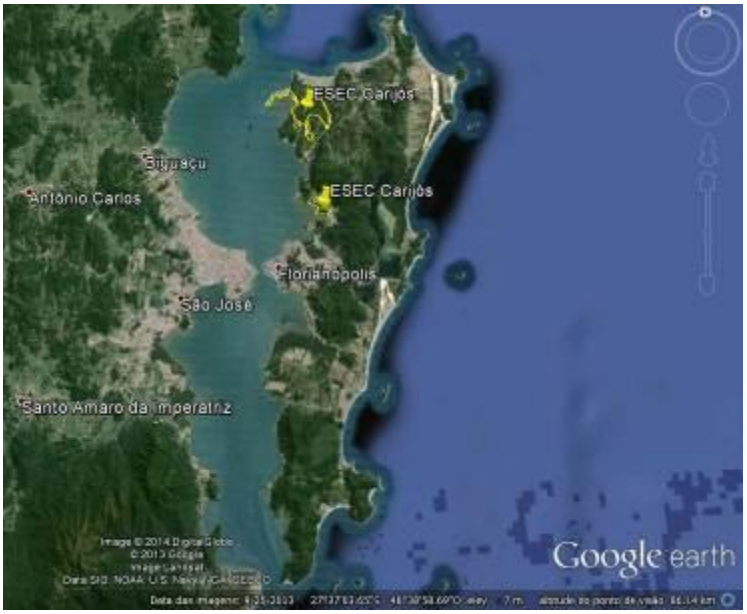

Figura 1: Mapa com a localização da ESEC Carijós.
Fonte: Google Earth.

5.1.2 A Reserva Biológica Marinha do Arvoredo, criada pelo Decreto nº 99.142 de 12 de março de 1990, classificada de acordo com o SNUC (2000) como uma Unidade de Conservação de Proteção Integral. A Uc está situada (Figura 2) entre os municípios de Florianópolis e Bombinhas e possui 17.600 hectares de superfície abrigando as Ilhas de Arvoredo, Galé, Calhau de São Pedro e a área marinha que circunda esse arquipélago. A captura das aves foi realizada na Ilha do Arvoredo (27°17’ 30“S; 48°21’ 56”W). Uma porção da ilha é ocupada por uma guarnição da Marinha, que são responsáveis pela manutenção do Farol presente na ilha, que orienta as embarcações na área há muitos anos.

Figura 2: Mapa com a localização da REBIOMAR Arvoredo.
Fonte: Google Earth.

5.1.3 A Reserva Extrativista Marinha do Pirajubaé, criada através do Decreto nº 533 de 20 de maio de 1992, é uma Unidade de Conservação de uso sustentável. Conforme consta no Art. 18 da Lei 9.985/2000, a Reserva Extrativista é uma área utilizada por populações tradicionais, cuja subsistência baseia-se no extrativismo e, complementarmente, na agricultura de subsistência e na criação de animais de pequeno porte, e tem como objetivos

básicos proteger os meios de vida e a cultura dessas populações, e assegurar o uso sustentável dos recursos naturais da unidade. A RESEX Pirajubaé está localizada (Figura 3) no bairro Costeira do Pirajubaé, próximo ao aeroporto da capital, na porção oeste da Ilha de Santa Catarina, é uma área composta por ecossistemas de manguezais, em meio à urbanização.

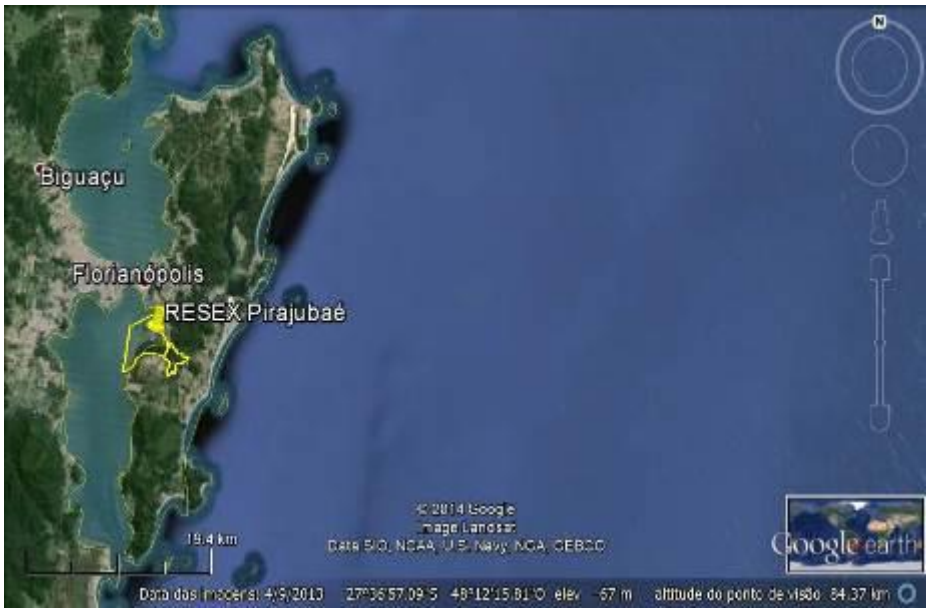

Figura 3: Mapa com a localização da RESEX Pirajubaé.
Fonte: Google Earth.

5.1.4 O Centro de Triagem de Animais Silvestres está localizado no bairro Rio Vermelho, município de Florianópolis. É gerido pela FATMA, Polícia Ambiental e orientação e execução técnica da ONG R3 Animal. Recebe animais silvestres doentes ou em situações irregulares (provenientes de tráfico de animais e afins) de todo o Estado de Santa Catarina. Recebe também aves marinhas e oceânicas encontradas doentes ou feridas no litoral de Santa Catarina. Lá as aves são submetidas à avaliação e tratamento por uma equipe de médicos-veterinários e soltas na costa após reabilitadas. As colheitas de material biológico para aves das UCs encaminhadas ao CETAS (Figura 4) foram realizadas seguindo o mesmo procedimento padrão utilizado para as UC's.

Figura 4: Dois indivíduos da espécie *Sula leucogaster* que tiveram material biológico colhido no CETAS.
Fonte: Arquivo pessoal.

5.2 Captura das aves florestais

Para todas as capturas de aves florestais foram utilizadas dez redes de neblina com tamanho de 2,5m de altura por 12m de comprimento feitas com malha 16 (Figura 5).

Figura 5: Rede de neblina aberta para captura das aves florestais.
Fonte: Arquivo Pessoal

As redes foram abertas nos períodos do dia em que as aves permanecem mais ativas, ou seja, do amanhecer (6h) às 10h30 e das 15h às 18:30h. As capturas foram realizadas sempre em duas manhãs e uma tarde, totalizando 12h amostrais para cada UC. Os indivíduos capturados foram identificados a nível de espécie através de literatura especializada (SIGRIST, 2008, LA PEÑA & RUMBOLL, 1998, RIDGELY, 1946 Vol. I e II). Todas as capturas foram autorizadas previamente (SISBIO Nº 22976 e Nº 23678).

Todas as aves capturadas foram marcadas com anilhas padrão (CEMAVE) (Figura 6), exceto as recuperações nas redes de neblina de aves previamente capturadas em expedições de campo anteriores e que já possuíam anilha. As aves foram pesadas, medidas e tiveram colhidos material biológico cloacal e de orofaringe através de *swabs* estéreis (Figura 7), que foram inoculados em meio de transporte *STUART*, este meio conserva a viabilidade das bactérias da amostra por até 48 horas, até o processamento em laboratório. O manuseio das aves foi realizado obedecendo às normas de segurança, com a utilização de equipamentos de proteção individual, tais como luvas de látex e mascaras.

Figura 6: Ave da espécie *Geothlypis aequinoctialis* com anilha padrão CEMAVE.
Fonte: Arquivo Pessoal.

Figura 7: Coleta de material biológico cloacal de um indivíduo da espécie *Geothlypis aequinoctialis* utilizando *swab* estéril.
Fonte: Arquivo pessoal.

5.3 Análises Laboratoriais

Foram colhidas duas amostras biológicas por ave: uma da região oral e uma da região cloacal. As análises laboratoriais foram semelhantes para todos os grupos de aves investigados neste trabalho e basearam-se nos protocolos padronizados publicados em WINN Jr. et. al. 2012. O processamento do material biológico ocorreu no Laboratório da Estação Ecológica de Carijós, onde já está implantada a rotina para realização de testes microbiológicos. As amostras foram inoculadas primeiramente em Caldo BHI, meio de enriquecimento derivado de nutrientes de cérebro e coração, peptona e dextrose, utilizado para cultivo de enterobactérias, não fermentadores, estreptococos, pneumococos, meningococos, leveduras e fungos (ANVISA, 2004).

Após 24/48h no Caldo BHI a uma temperatura de 37°C, foram realizadas as leituras dos testes, sendo que as amostras que apresentaram turvação no meio são consideradas positivas para crescimento bacteriano. As amostras foram armazenadas em microtubos estéreis com 30% de glicerina também estéril a uma temperatura de -20°C. As amostras foram

descongeladas em números compatíveis com o tempo necessário para realização dos ensaios que serão descritos a seguir.

Foram realizados testes microbiológicos em Ágar Sangue de Carneiro 5%, meio de cultura utilizado para o isolamento de microrganismos não fastidiosos (ANVISA, 2004). As amostras também foram inoculadas em Ágar Mac Conckey (Figura 8), um meio de cultura utilizado para isolar bacilos gram-negativos e verificar a fermentação ou não da lactose (ANVISA, 2004).

Figura 8: Placa de petry com meio Ágar MacConckey e colônias de bactérias.
Fonte: Arquivo pessoal.

As colônias que cresceram em Ágar Sangue e Ágar MaC Conckey após 24 horas a 37°C, foram submetidas a provas bioquímicas e coloração de gram. O método de coloração de Gram baseia-se no fato de que quando certas bactérias são coradas pelo Cristal Violeta e depois tratadas pelo Lugol, forma-se um composto de coloração escura entre o iodo e o corante (iodopararrosanilina), o qual é fortemente retido pelas bactérias e dificilmente poderá ser removido pelo tratamento subsequente com álcool-acetona: são as bactérias gram-positivas ou que internalizam o Gram. Outras bactérias, ditas gram-negativas, deixam-se descorar facilmente pela solução de álcool-acetona. Assim sendo, se após ação do álcool-

acetona, é realizada uma coloração de fundo pela fucsina, então as bactérias gram-negativas aparecerão vermelhas, ao passo que as gram-positivas aparecerão roxas, ou seja, conservarão a cor violeta (NEWPROV, 2005). Além da identificação do grupo de gram, este ensaio também permite a visualização da morfologia das bactérias em microscópio óptico com objetiva de imersão.

Bactérias gram-positivas foram identificadas através de sua morfologia observada em microscópio de luz com objetiva de imersão, e com o auxílio de literatura especializada (*Winn* et. al. 2012). Bactérias do grupo gram-negativo além de ser identificada a morfologia em microscópio de luz, foram submetidas ao teste em Ágar TSI, meio útil para diferenciar bacilos gram-negativos com base na fermentação de carboidratos, produção de sulfato de hidrogênio e gás (ANVISA, 2004). Então após o teste em Ágar TSI, as amostras foram submetidas ao kit de identificação de enterobactérias (Figura 9), da marca Newprov. O Kit de enterobactérias baseia-se nas provas bioquímicas: desaminação do L-Triptofano (LTD), produção de gás sulfídrico (H_2S), fermentação de glicose (GLI), produção de gás a partir da glicose (GAS), descarboxilação da L-Lisina (LIS), produção de Indol (IND), descarboxilação da ornitina (ORN), motilidade (MOT), utilização do citrato como única fonte de carbono (CIT) e fermentação de Rhamnose (RHA).

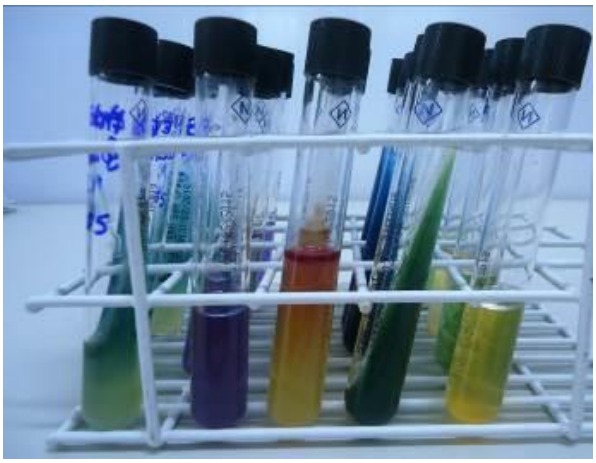

Figura 9: Kit para identificação de enterobactérias da marca Newprov, com crescimento bacteriano.
Fonte: Arquivo pessoal

6. Resultados

Dez aves de cada UC citada neste trabalho tiveram material biológico oral e de cloaca analisados em laboratório. Também foram colhidos e analisados em laboratório material biológico de dez aves do CETAS, totalizando 40 aves e 80 amostras cloacais e orais analisadas.

No total foram identificados vinte gêneros diferentes de bactérias, sendo onze gram-negativos e nove gram-positivos.

As aves capturadas na ESEC Carijós pertencem em sua maior parte à ordem dos *Passeriformes*. Outra ordem também foi identificada, a ordem *Piciformes* tendo apenas um representante conforme observado na Tabela 1. Todas as espécies de aves capturadas neste estudo já integram a lista da avifauna UC atualizada e no prelo para publicação (Anexo II).

Tabela 1: Lista das espécies de aves capturadas na Estação Ecológica Carijós que tiveram material biológico analisado em laboratório.

Ordem	Família	Espécie	Riqueza
Apodiforme	Trochilidae	*Amazilia fimbriata*	1
Passeriformes	Furnariidae	*Synallaxis spixi*	2
	Parulidae	*Geothlypis aequinoctialis*	2
	Passerellidae	*Zonotrichia caponsis*	1
	Troglodytidae	*Troglodytes musculus*	1
	Tyrannidae	*Myiarchus ferox*	1
		Myiophobus fasciatus	1
		Pitangus sulphuratus	1

Os gêneros de bactérias gram-negativas mais prevalentes para aves presentes na ESEC Carijós foram *Enterobacter* e *Serratia* ambos com 21% de ocorrência, seguidos por *Escherichia* com 16%, como apresenta o gráfico na Figura 10

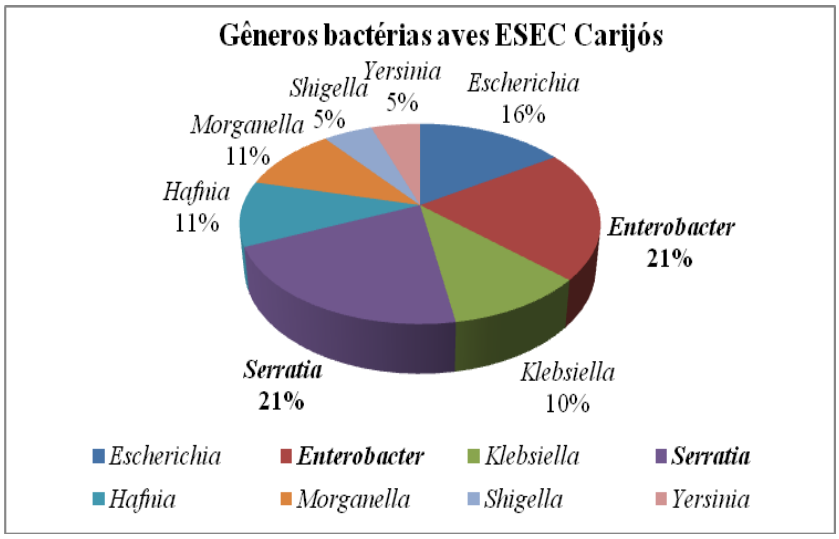

Figura 10: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves capturadas na ESEC Carijós.

Para a REBIOMAR Arvoredo a ordem *Passeriformes* também foi a mais prevalente, e a ordem *Columbiformes* teve um representante da espécie *Leptotilla rufaxila* conforme apresenta a Tabela 2. Todas as espécies de aves capturadas neste estudo já integram a lista da avifauna da Ilha do Arvoredo atualizada e no prelo para publicação (Anexo I).

Tabela 2: Lista das espécies de aves capturadas na Ilha do Arvoredo que tiveram material biológico analisado em laboratório.

Ordem	Família	Espécie	Riqueza
Columbiformes	Columbidae	*Leptotila rufaxilla*	1
Passeriformes	Parulidae	*Geothlypis aequinoctialis*	1
		Basileuterus culicivorus	2
	Thamnophilidae	*Thamnophilus caerulescens*	1
	Thraupidae	*Saltator similis*	1
	Troglodytidae	*Troglodytes musculus*	2
	Turdidae	*Turdus albicollis*	2

Para aves capturadas nesta UC o gênero de bactéria gram-negativa mais prevalente foi *Enterobacter* encontrado em 40% das aves, seguido por *Klebsiella* com 27% como observado no gráfico apresentado na Figura 11.

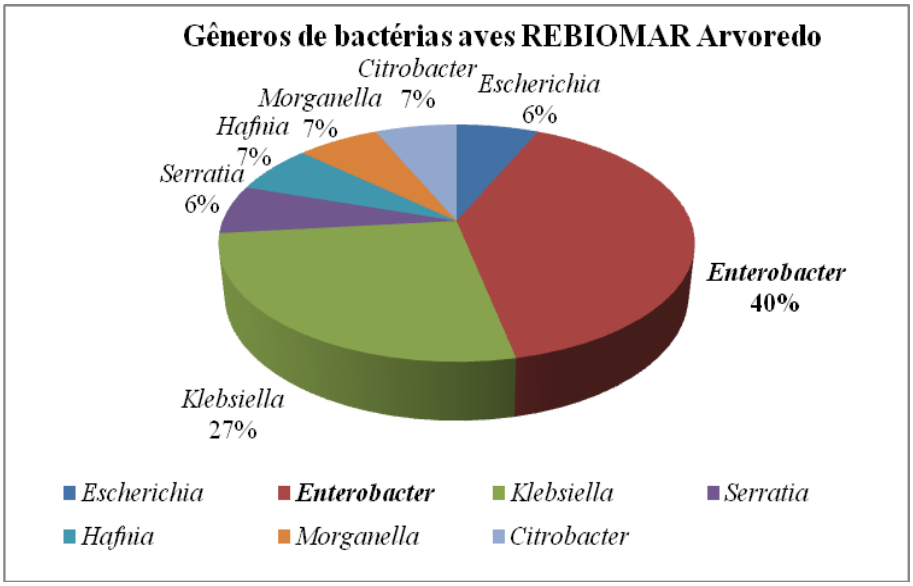

Figura 11: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves capturadas na REBIOMAR Arvoredo.

Para a RESEX Pirajubaé *Passeriformes* também foi a ordem mais prevalente e assim como na Ilha do Arvoredo também houve um representante da ordem *Columbiformes*, porém da espécie *Columbina talpacoti* (Tabela 3). As espécies de aves capturadas neste estudo irão integrar a lista da avifauna desta UC que ainda está em processo de elaboração.

Tabela 3: Lista das espécies de aves capturadas na RESEX Pirajubaé que tiveram material biológico analisado em laboratório.

Ordem	Família	Espécie	Riqueza
Columbiformes	Columbinae	*Columbina talpacote*	1
Passeriformes	Parulidae	*Geothlypis aequinoctialis*	3
	Picidae	*Picumnus teminckii*	1
	Turdidae	*Turdus amaurochalinus*	2
	Pipridae	*Manacus manacus*	1
	Tyrannidae	*Myiarchus ferox*	1
		Elaenia obscura	1

O gênero de bactéria gram-negativa mais prevalente nas aves da RESEX foi *Klebsiella*, sendo encontrado em 25% das aves, após vem os gêneros *Escherichia* e *Enterobacter* ambos encontrados em 17% das aves (Figura 12).

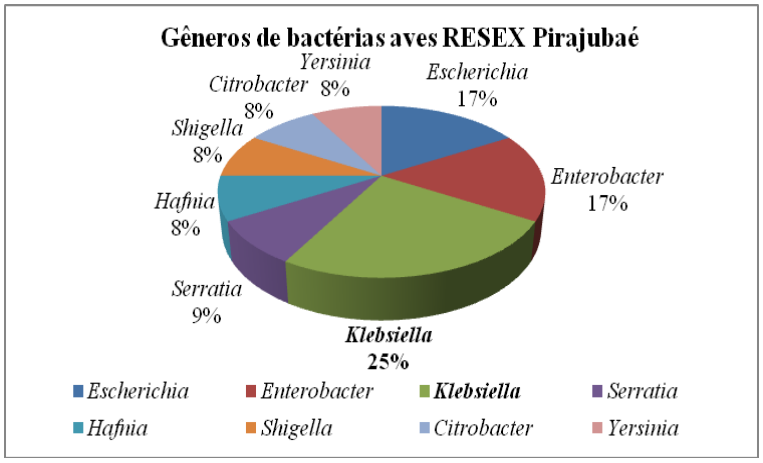

Figura 12: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves capturadas na RESEX Pirajubaé.

No CETAS foi colhido material biológico de aves das espécies *Sula leucogaster*, *Larus dominicanus* e *Spheniscus magelanicus*, cada um pertencente a uma ordem diferente, porém todas aves marinhas. O gênero de bactéria gram-negativa mais prevalente nestas aves foi *Escherichia* presente em 47% das aves, em segundo lugar aparece o *Proteus* com 18% e logo atrás *Klebsiella* presente em 17% das aves (Figura 13). Este foi o único grupo amostral em que foi encontrado o gênero *Salmonella*.

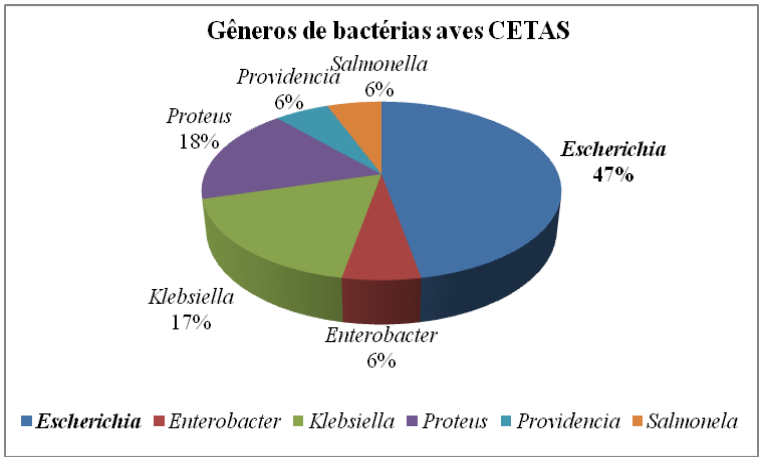

Figura 13: Gráfico com gêneros de bactérias gram-negativas identificadas a partir de amostras biológicas colhidas de aves presentes no CETAS.

Os gêneros de bactérias gram-positivas encontrados nas aves deste estudo estão na Tabela 4. Nas análises realizadas a para aves da ESEC Carijós foram encontrados quatro gêneros diferentes de bactérias, sendo que o mais prevalente foi o gênero *Bacillus*. Para as amostras biológicas das aves da REBIOMAR Arvoredo oito gêneros diferentes foram encontrados e o mais prevalente foi *Staphylococcus*. Para aves da RESEX Pirajubaé cinco gêneros distintos foram encontrados, sendo que os mais prevalentes foram *Lactobacillus* e *Staphylococcus* ambos encontrados em três aves diferentes. Para as aves do CETAS apenas um gênero foi encontrado *Acinetobacter*.

Tabela 4: Lista com gêneros de bactérias gram-positivas encontradas nas amostras biológicas coletadas das aves em todas as UC's e no CETAS.

Gênero de bactéria gram-positivas	Prevalência em aves da ESEC Carijós	Prevalência em aves da REBIOMAR Arvoredo	Prevalência em aves da RESEX Pirajubaé	Prevalência em aves do CETAS
Staphylococcus	0	7	3	0
Streptococcus	0	4	2	0
Acinetobacter	2	3	1	1
Enterococcus	0	1	0	0
Bacillus	3	1	1	0
Lactobacillus	1	1	3	0
Ctirobacter	0	1	1	0
Clostridium	1	1	0	0

Para análise de dados foi utilizado o teste estatístico ANOVA, e não houve diferença significativa ($p>0,05$) entre os grupos amostrados para a quantidade de gêneros amostrados, mas houve diferença significativa ($p = 0,03$) entre os gêneros encontrados em cada grupo amostral.

Conforme previsto no Plano de Trabalho, foram ainda realizados procedimentos de necropsia de quinze pinguins e anilhamento de sete indivíduos da espécie *Spheniscus magellanicus.* Contudo, como a maioria das carcaças era congelada no CETAS previamente à necropsia não foi possível manter os microorganismos viáveis para realizar análise microbiológica. Desta forma, durante a vigência da bolsa, nenhum sinal encontrado na necropsia foi associado diretamente à infecção bacteriana por microorganismo específico.

7. Discussão

Os bacilos gram-negativos são distribuídos na natureza de maneira muito ampla. São encontrados na água, solo, plantas e no trato-gastrointestinal de diferentes espécies de animais (WINN JR. et. al. 2012).

Como todas as bactérias do grupo gram-negativo encontradas foram da família *Enterobacteriaceae*, elas possuem muitas características em comum. Por exemplo, a mesma morfologia de bacilo ou cocobacilo, e a fermentação da glicose. A família *Enterobacteriaceae*, representa pelo menos 80% de todos os Gram negativos de importância clínica (ANVISA, 2004).

Após as *Enterobacteriaceae* as bactérias gram-positivas, são os microorganismos isolados com mais freqüência em amostras clinicas. Estão presentes na natureza distribuídas no ambiente, ou como comensais em seres humanos e animais (WINN Jr. et. al. 2012). Neste estudo o número de gêneros encontrados de bactérias da família *Enterobacteriaceae* foi um pouco maior que os gêneros das bactérias gram-positivas, com onze e nove gêneros respectivamente.

O gênero *Enterobacter* apareceu nas três UC's como o gênero mais frequente, aparecendo em primeiro lugar na prevalência em duas UC's, e ficando em segundo lugar na prevalência apenas na RESEX do Pirajubaé. Espécies deste gênero podem estar distribuídas na natureza, presentes em águas, solo e vegetais. *Enterobacter* juntamente com *Escherichia* e *Klebsiella* são os gêneros da família *Enterobacteriaceae* que predominam atualmente em amostras clínicas (ANVISA, 2004).

O gênero *Escherichia* teve uma baixa prevalência nas aves da REBIOMAR Arvoredo, presente em apenas 6% das aves, diferente das outras UC's em que a prevalência foi de 22% e 16%. Estudos apontam que existe maior chance de uma ave ser colonizada por *Escherichia coli*, se o ambiente onde vive for perto da atividade humana (GORDON, 2003). A ESEC Carijós e a RESEX Pirajubaé são espaços protegidos em meio à urbanização, enquanto a Ilha do Arvoredo está um pouco mais afastada da urbanização, e em comparação com estas UC's existe um contato menor com atividades humanas, tendo em vista que uma pequena porção da Ilha do Arvoredo é ocupada pela guarnição da Marinha e na face oeste da ilha existem barcos de pesca e de escolas de mergulho ancorados que utilizam a área que não pertence à REBIOMAR Arvoredo. Para o CETAS este gênero foi o mais prevalente presente em 47% das aves, corroborando com a literatura pesquisada, já que o CETAS está sobre forte influência antrópica e as aves encaminhadas ao mesmo já apresentam sinais clínicos de anormalidade fisiológica.

O gênero *Salmonella* é composto por bacilos gram-negativos e é o único gênero da tribo *Salmonelleae*. Este gênero foi encontrado apenas em uma ave do CETAS, que também possui em seu recinto outras espécies e ordens de aves como *Passeriformes* apreendidos de criadouros ilegais, tráfico de animais e animais domésticos sem registro do IBAMA. E WINN

Jr. et. al. 2012 comenta que nos EUA metade das epidemias de salmonelose tem como origem as aves domésticas ou produtos contaminados por estas aves. Por isto é importante que uma avaliação microbiológica de aves encaminhadas a soltura seja realizada, para que não haja riscos para a população saudável das espécies.

Para este estudo chegou-se a identificação dos gêneros, contudo para saber se são cepas patogênicas seriam necessárias a realização de análises moleculares e/ou sequenciamento genético das cepas, e o Laboratório da ESEC Carijós onde as análises foram desenvolvidas não dispõe de equipamentos e reagentes necessários para realização de tais análises. Por este motivo todas as amostras foram preservadas em glicerina e congeladas para possibilitar a continuidade eminente e aprofundamento dos diagnósticos.

Em estudo piloto durante a vigência da bolsa foi possível ainda observar a importância da inoculação das amostras em meio de enriquecimento BHI, as amostras biológicas submetidas a este ensaio microbiológico apresentaram um melhor crescimento bacteriano nos meios de isolamento Ágar Sangue de Carneiro e Ágar MacConckey.

O Laboratório da ESEC Carijós conta ainda com equipamentos necessários para realização de hemogramas, que contribuem para uma avaliação mais completa da saúde da avifauna. Para este estudo estava previsto também a realização de hemogramas, porém como as análises microbiológicas já demandaram um grande tempo de dedicação foi inviável a realização dos mesmos.

Os impactos antrópicos sobre os recursos naturais levaram ao aparecimento de epidemias em populações animais e humanas em vários locais do mundo, demonstrando que a manutenção da saúde de populações silvestres é essencial para a manutenção da biodiversidade.

O *swab* cloacal tem sido aplicado para avaliação microbiológica de aves silvestres encaminhadas para soltura e para aves de cativeiro (PEREIRA et. al. 2007). Assim, estudos realizados para identificação da microbiota são importantes, para que se conheçam as bactérias presente naturalmente nas aves. Estes dados sobre a microbiota podem gerar subsídios para manejo das espécies de aves, tanto em cativeiro como em vida livre, bem como para o manejo do ambiente em que vivem, considerando que a saúde das populações silvestres pode ser um indicador da efetividade da UC para a conservação.

Como as UC's estudadas neste trabalho possuem uso de seus recursos e visitação pública restritos, não foi registrada nenhuma entrada de ave florestal destas UC's no CETAS. Somente aves marinhas avistadas com sinais de doença nas faixas de areia das praias (zonas de amortecimento) foram encaminhadas para o CETAS. Com isso sugere-se que estudos identificando a microbiota de aves marinhas em ambientes naturais sem sinais de doenças sejam realizados.

8. Agradecimentos

A orientadora Patricia Pereira Serafini, que proporcionou a oportunidade de ser a bolsista desta pesquisa e prestou todo auxílio necessário às atividades desempenhadas, sempre com muita paciência e atenção. Ao Programa Institucional de Bolsas de Iniciação Científica pela bolsa concedida para realização do projeto de pesquisa. A Dra. Cristiane Kolesnikovas, Presidente da Associação R3 Animal, que com o apoio do Ministério Público Estadual de Santa Catarina viabilizou a reforma do Laboratório de Microbiologia da ESEC Carijós. Ao Técnico Administrativo do ICMBio Vilmar Del Castanhel Spricigo, pelo apoio prestado para realização da adequação do espaço físico do laboratório. Aos Analistas Ambientais do ICMBio Edinéia Caldas, Danielle Paludo, Dan Pretto e Ricardo Castelli, além do estagiário da

ESEC Carijós Fernando Farias e do bolsista PIBIC Rafael Meurer que prestaram auxilio de grande valia nas capturas das aves.

9. Citações e referências bibliográficas

Agência Nacional do Meio Ambiente (ANVISA). *Descrição dos meios de cultura empregados nos exames microbiológicos*. 2004. Disponível em: <http://www.anvisa.gov.br/servicosaude/manuais/microbiologia/mod_4_2004.pdf>. Acesso em: janeiro de 2014

Agência Nacional do Meio Ambiente (ANVISA). *Detecção e Identificação de Bactérias de Importância Médica*. 2004. Disponível em: < http://www.anvisa.gov.br/servicosaude/microbiologia/mod_5_2004.pdf >. Acesso em: julho de 2014

AZEVEDO, M.A.G.; MACHADO, D.A.; ALBUQUERQUE, J.L.B. *Aves de rapina na Ilha de Santa Catarina, SC: composição, frequência de ocorrência, uso de hábitat e conservação.* Ararajuba. v. 11, n. 1, p. 75-81. 2003

BRANCO, J.O. *Aves marinhas das Ilhas de Santa Catarina. in Aves marinhas e insulares brasileiras*: bioecologia e conservação (Organizado por Joaquim Olinto Branco). Editora da UNIVALI, Itajaí, SC. p. 15-36, 2004

BRASIL. Lei nº 9.985, de 18 de julho de 2000. *Lei do Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza*. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil/leis/L9985.htm>

CONJUNTO para COLORAÇÃO de GRAM: conjunto de corantes para coloração diferencial em bacteriologia. Responsável técnico Helena A. P. de M. de Souza. Pinhais: NEWPROV. Bula de produto para diagnóstico *in vitro*. 2005

EFE, M.A.; AZEVEDO, M.A.G.; FILIPPINI, A. *Avifauna da Estação Ecológica de Carijós, Florianópolis – SC.* Ornithologia. v. 2, n.1, p. 1-13, 2007

GHIZONi-Jr., I.R.; Kunz, T.S. *Registro da curicaca Theristicus caudatus (Threskiornithidae) e do carão Aramus guarauna (Aramidae) na Ilha de Santa Catarina, Sul do Brasil*. Atualidades Ornitológicas. n. 134, p. 12-13, 2006.

GHIZONI-Jr, I.R. et. al. *Checklist* da *avifauna da Ilha de Santa Catarina, sul do Brasil*. Atualidades Ornitológicas. n. 171, 2013.

GORDON, D. M.; COWLING, A. *The distribution and genetic structure of Escherichia coli in Australian vertebrates: host and geographic effects*. Microbiology**.** n. 149, p. 12, 2003.

LA PEÑA, M.R. de; RUMBOLL, M. *Birds of southern south America and Antarctica.* Harper Collins Publishers. p 304, 1998.

NAKA, L.N.; Rodrigues, M. *As aves da Ilha de Santa Catarina. Florianópolis*, Editora da UFSC. 294p. 2000.

NAKA, L.N. et. al. *New and noteworthy bird records from Santa Catarina state, Brasil.* Bulletin of the British Ornithologist's Club**.** v. 120, n. 4, p. 237-250, 2000.

PEREIRA, R. A., CANAL, C. W.; SCHMIDT, V. *Detecção de Salmonella sp. em emas (Rhea americana) através de suabes.* Acta Scientiae Veterinariae. v. 35, p. 197 - 201, 2007.

PIACENTINI, V.Q. et. al. *Ocorrência, expansão e distribuição do maçarico-de-cara-pelada Phimosus infuscatus (Lichtenstein, 1823) (Ciconiiformes: Threskiornithidae) no Estado de Santa Catarina, sul do Brasil.* Revista Brasileira de Ornitologia. v. 17, n. 2, p. 107-112, 2009.

PIACENTINI, V.Q. et. al. *Skuas and other migrant seabirds in a coastal bay in Santa Catarina state, southern Brazil.* Cotinga, v. 24, p. 55-59, 2005.

RIDGELY, R. S. The *birds of South America: the oscine passerines: jays and swallows, wrens, thrusches, and allies, vireos, and wood-warblers, tanagers, icterids, and finches* / by Robert S. Ridgely and Guy Tudor com a colaboração de William L. Brown. v. 1, 1946.

RIDGELY, R. S. *The birds of South America: the suboscine passerines: ovenbirds and woodcreepers, antbirds, gnateaters, and Tapaculos tyrant flycatchers manakins and cotingas*/ by Robert S. Ridgely and Guy Tudor com a colaboração de William L. Brown. v. 2, 1946.

ROSÁRIO, L. A. *As aves em Santa Catarina: distribuição geográfica e meio ambiente.* Florianópolis: FATMA. 326 p. 1996.

SILVA.M.A.C. et. al. *Identificação de bactérias potencialmente patogênicas a humanos presentes em Sula leucogaster (Suliformes:Sulidae), no litoral de Santa Catarina, Brasil.* Revista Brasileira de Ornitologia. São Paulo, v. 19, n. 4, p. 520 – 524, 2011.

SICK, H. *Ornitologia Brasileira.* Rio de Janeiro: Editora Nova Fronteira, 912p, 1997.

SIGRIST, T. *Aves da Amazônia Brasileira = Birds of Amazonian Braz*il / Tomas Sigrist, traduzido por Bruna Lugli Straccini; ilustrado por Tomas Sigrist e Eduardo P. Brettas. São Paulo: Avis Brasilis, 472p, 2008.

VIEIRA, B, P. et. al. no prelo. *Birds of the Estação Ecológica de Carijós, southern Brazil. Check List*.

VIEIRA, B, P. et. al. no prelo. *Birds of Arvoredo Marine Biological Reserve, southern Brazil. Check List.*

WINN JR, W. et al. *Koneman diagnóstico microbiológico:* texto e atlas colorido. 6. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, Rio de Janeiro. 1565 p. 2012.

Anexo I

Tabela com a lista da avifauna da Ilha do Arvoredo, Sul do Brasil. Adaptada de Vieira el. al. no prelo.

Trochilidae
Amazilia fimbriata
Thalurania glaucopis
Chlorostilbon lucidus
Parulidae
Basileuterus culicivorus
Thraupidae
Coereba flaveola
Saltator similis
Tangara peruviana
Tachyphonus coronatus
Columbidae
Leptotila rufaxila
Tyrannidae
Myiophobus fasciatus
Thamnophilidae
Thamnophilus caerulescens
Troglodytidae
Troglodytes musculus
Turdidae
Turdus albicollis
Vireonidae
Vireo olivaceus

Anexo II

Tabela da avifauna da Estação Ecológica de Carijós, Ilha de Santa Catarina, Sul do Brasil adaptada de Vieira et. al. No prelo. **Legenda**: *Literatura:* registros encontrados em: R – Rosário (1996); NK – Naka and Rodrigues (2000); N – Naka *et al.* (2000); A – Azevedo *et al.* (2003); P5 – Piacentini *et al.* (2005); GK – Ghizoni, Jr. and Kunz (2006); E – Efe *et al.* (2007); AP – Amorim and Piacentini (2006); P9 – Piacentini *et al.* (2009); Ghi – Ghizoni-Jr. *et al.* (2013); and LR – Lenir A.B. Rosário *pers. comm. Trabalho de campo:* Representados pela letra X.

Espécie	Registo na Literatura	Registo em Campo
Tinamidae (1)		
Crypturellus obsoletus (Temminck, 1815)	NR, E	X
Anatidae (5)		
Dendrocygna viduata (Linnaeus, 1766)		X
Coscoroba coscoroba (Molina, 1782)	Ghi	
Amazonetta brasiliensis (Gmelin, 1789)	R, NR, E	X
Anas bahamensis Linnaeus, 1758	Ghi	X
Anas versicolor Vieillot, 1816		X
Cracidae (1)		
Ortalis guttata (Spix, 1825)	R, NR, E	X
Podicipedidae (1)		
Podicephorus major (Boddaert, 1783)	Ghi	X
Spheniscidae (1)		
Spheniscus magellanicus (Forster, 1781)		X
Procellariidae (1)		
Puffinus griseus (Gmelin, 1789)	R	X
Ciconiidae (1)		
Mycteria americana Linnaeus, 1758	Ghi	
Fregatidae (1)		
Fregata magnificens Mathews, 1914	R, NR, E	X
Sulidae (1)		

Sula leucogaster (Boddaert, 1783)	R, NR, E	X
Phalacrocoracidae (1)		
Phalacrocorax brasilianus (Gmelin, 1789)	R, NR, E	X
Anhingidae (1)		
Anhinga anhinga (Linnaeus, 1766)	Ghi	
Ardeidae (9)		
Nycticorax nycticorax (Linnaeus, 1758)	NR, E	X
Nyctanassa violacea (Linnaeus, 1758)	NR, E	X
Butorides striata (Linnaeus, 1758)	NR, E	X
Bubulcus ibis (Linnaeus, 1758)	R, NR, E	X
Ardea cocoi Linnaeus, 1766	NR, E	X
Ardea alba Linnaeus, 1758	R, NR, E	X
Syrigma sibilatrix (Temminck, 1824)	R, NR, E	X
Egretta thula (Molina, 1782)	R, NR, E	X
Egretta caerulea (Linnaeus, 1758)	NR, E	X
Threskiornithidae (4)		
Plegadis chihi (Vieillot, 1817)	Ghi	X
Phimosus infuscatus (Lichtenstein, 1823)	P9, Ghi	X
Theristicus caudatus (Boddaert, 1783)	GK	X
Platalea ajaja Linnaeus, 1758	NR, E	X
Phoenicopteridae (1)		
Espécie 1	Ghi	
Cathartidae (3)		
Cathartes aura (Linnaeus, 1758)	R, NR, E	X
Cathartes burrovianus Cassin, 1845	Ghi	
Coragyps atratus (Bechstein, 1793)	R, NR, E	X
Pandionidae (1)		
Pandion haliaetus (Linnaeus, 1758)	E	X

Accipitridae (12)		
Leptodon cayanensis (Latham, 1790)	Ghi	
Elanoides forficatus (Linnaeus, 1758)	R, NR, A, E	X
Elanus leucurus (Vieillot, 1818)		X
Harpagus diodon (Temminck, 1823)	E	
Circus buffoni (Gmelin, 1788)	Ghi	X
Accipiter striatus Vieillot, 1808	E	X
Ictinia plumbea (Gmelin, 1788)	LR, A	
Rostrhamus sociabilis (Vieillot, 1817)	NR, A, Ghi	X
Urubitinga urubitinga (Gmelin, 1788)	E	
Rupornis magnirostris (Gmelin, 1788)	R, NR, E	X
Buteo brachyurus Vieillot, 1816	A, E	X
Spizaetus tyrannus (Wied, 1820)	E	
Aramidae (1)		
Aramus guarauna (Linnaeus, 1766)		X
Rallidae (7)		
Rallus longirostris Boddaert, 1783	R	X
Aramides cajanea (Statius Muller, 1776)	R, NR, E	X
Aramides saracura (Spix, 1825)	R, E	X
Laterallus melanophaius (Vieillot, 1819)	NR, E	
Porzana albicollis (Vieillot, 1819)	E	
Pardirallus nigricans (Vieillot, 1819)	R, E	X
Gallinula galeata (Lichtenstein, 1818)	R	X
Charadriidae (5)		
Vanellus chilensis (Molina, 1782)	R, NR, E	X
Pluvialis dominica (Statius Muller, 1776)	Ghi	X
Pluvialis squatarola (Linnaeus, 1758)	Ghi	X
Charadrius semipalmatus Bonaparte, 1825	NR, E	X

Charadrius collaris Vieillot, 1818	R, NR, E	X
Haematopodidae (1)		
Haematopus palliates Temminck, 1820	N	X
Recurvirostridae (1)		
Himantopus melanurus Vieillot, 1817	E	X
Scolopacidae (11)		
Gallinago paraguaiae (Vieillot, 1816)	R, NR, E	
Numenius phaeopus (Linnaeus, 1758)	Ghi	X
Actitis macularius (Linnaeus, 1766)	R, E	X
Tringa solitaria Wilson, 1813	R	X
Tringa melanoleuca (Gmelin, 1789)	NR, E	X
Tringa flavipes (Gmelin, 1789)	NR, E	X
Arenaria interpres (Linnaeus, 1758)	Ghi	X
Calidris canutus (Linnaeus, 1758)	E	X
Calidris alba (Pallas, 1764)		X
Calidris pusilla (Linnaeus, 1766)	Ghi	X
Calidris fuscicollis (Vieillot, 1819)	NR, E	X
Jacanidae (1)		
Jacana jacana (Linnaeus, 1766)	R	
Stercorariidae (1)		
Stercorarius parasiticus (Linnaeus, 1758)	P5	X
Laridae (2)		
Chroicocephalus maculipennis (Lichtenstein, 1823)	R, NR	X
Larus dominicanus Lichtenstein, 1823	R, NR, E	X
Sternidae (5)		
Sternula superciliaris (Vieillot, 1819)		X
Sterna hirundinacea Lesson, 1831	R, E	X
Sterna trudeaui Audubon, 1838		X

Thalasseus acuflavidus (Cabot, 1847)	R, E	X
Thalasseus maximus (Boddaert, 1783)	E	X
Rynchopidae (1)		
Rynchops niger Linnaeus, 1758	E	X
Columbidae (9)		
Columbina talpacoti (Temminck, 1811)	R, NR, E	X
Columbina picui (Temminck, 1813)	R, E	X
Columba livia Gmelin, 1789	E	X
Patagioenas picazuro (Temminck, 1813)	E	X
Patagioenas cayennensis (Bonnaterre, 1792)	NR, E	X
Zenaida auriculata (Des Murs, 1847)		X
Leptotila verreauxi Bonaparte, 1855	NR, E	X
Leptotila rufaxilla (Richard & Bernard, 1792)	R, NR, E	X
Geotrygon montana (Linnaeus, 1758)	E	
Cuculidae (5)		
Piaya cayana (Linnaeus, 1766)	R, NR, E	X
Coccyzus melacoryphus Vieillot, 1817	N	
Crotophaga ani Linnaeus, 1758	R, NR, E	X
Guira guira (Gmelin, 1788)	R, NR, E	X
Tapera naevia (Linnaeus, 1766)	NR, E	X
Tytonidae (1)		
Tyto alba (Scopoli, 1769)	R	
Strigidae (5)		
Megascops choliba (Vieillot, 1817)	E	
Megascops sanctaecatarinae (Salvin, 1897)		X
Athene cunicularia (Molina, 1782)	R, E	X
Asio clamator (Vieillot, 1808)	E	
Asio stygius (Wagler, 1832)	E	

Nyctibiidae (1)		
Nyctibius griseus (Gmelin, 1789)		X
Caprimulgidae (2)		
Hydropsalis albicollis (Gmelin, 1789)		X
Hydropsalis torquata (Gmelin, 1789)	NR, E	X
Apodidae (4)		
Streptoprocne zonaris (Shaw, 1796)	R, NR, E	X
Streptoprocne biscutata (Sclater, 1866)	R	
Chaetura cinereiventris Sclater, 1862	NR, E	X
Chaetura meridionalis Hellmayr, 1907	R, E	X
Trochilidae (8)		
Eupetomena macroura (Gmelin, 1788)	Ghi	X
Aphantochroa cirrochloris (Vieillot, 1818)		X
Florisuga fusca (Vieillot, 1817)	R, E	X
Chlorostilbon lucidus (Shaw, 1812)	E	X
Thalurania glaucopis (Gmelin, 1788)	R, NR, E	X
Leucochloris albicollis (Vieillot, 1818)	R	X
Amazilia versicolor (Vieillot, 1818)	R, NR	
Amazilia fimbriata (Gmelin, 1788)	R, NR, E	X
Alcedinidae (3)		
Megaceryle torquata (Linnaeus, 1766)	R, NR, E	X
Chloroceryle amazona (Latham, 1790)	N, E	X
Chloroceryle americana (Gmelin, 1788)	R, NR, E	X
Ramphastidae (2)		
Ramphastos vitellinus Lichtenstein, 1823		X
Ramphastos dicolorus Linnaeus, 1766		X
Picidae (5)		
Picumnus temminckii Lafresnaye, 1845	NR, E	X

Veniliornis spilogaster (Wagler, 1827)	E	X
Colaptes campestris (Vieillot, 1818)	R, NR, E	X
Celeus flavescens (Gmelin, 1788)	R, NR, E	X
Dryocopus lineatus (Linnaeus, 1766)	E	
Falconidae (6)		
Caracara plancus (Miller, 1777)	NR, E	X
Milvago chimachima (Vieillot, 1816)	R, NR, E	X
Milvago chimango (Vieillot, 1816)	R, NR, E	X
Falco sparverius Linnaeus, 1758		X
Falco femoralis Temminck, 1822		X
Falco peregrinus Tunstall, 1771	R	
Psittacidae (3)		
Pyrrhura frontalis (Vieillot, 1817)		X
Forpus xanthopterygius (Spix, 1824)		X
Amazona aestiva (Linnaeus, 1758)	NR, E	X
Thamnophilidae (3)		
Dysithamnus mentalis (Temminck, 1823)	NR, E	X
Thamnophilus caerulescens Vieillot, 1816	R, E	X
Myrmoderus squamosus (Pelzeln, 1868)	R, NR, E	X
Conopophagidae (1)		
Conopophaga melanops (Vieillot, 1818)	R	
Rhinocryptidae (1)		
Eleoscytalopus indigoticus (Wied, 1831)	E	X
Formicariidae (1)		
Formicarius colma Boddaert, 1783	R, NR, E	X
Dendrocolaptidae (1)		
Sittasomus griseicapillus (Vieillot, 1818)	R	X
Furnariidae (5)		

Furnarius rufus (Gmelin, 1788)	R, NR, E	X
Anabacerthia lichtensteini (Cabanis & Heine, 1859)	R	
Philydor atricapillus (Wied, 1821)	E	X
Certhiaxis cinnamomeus (Gmelin, 1788)		X
Synallaxis spixi Sclater, 1856	R, NR, E	X
Pipridae (2)		
Manacus manacus (Linnaeus, 1766)	NR, E	X
Chiroxiphia caudate (Shaw & Nodder, 1793)	E	X
Tityridae (1)		
Schiffornis virescens (Lafresnaye, 1838)	E	X
Platyrinchidae (1)		
Platyrinchus mystaceus Vieillot, 1818	E	X
Rhynchocyclidae (3)		
Mionectes rufiventris Cabanis, 1846	E	X
Leptopogon amaurocephalus Tschudi, 1846	E	X
Tolmomyias sulphurescens (Spix, 1825)	E	X
Tyrannidae (22)		
Euscarthmus meloryphus Wied, 1831	E, Ghi	
Camptostoma obsoletum (Temminck, 1824)	R, NR, E	X
Elaenia flavogaster (Thunberg, 1822)	R, NR, E	X
Elaenia parvirostris Pelzeln, 1868		X
Elaenia obscura (d'Orbigny & Lafresnaye, 1837)	NR, E	X
Serpophaga subcristata (Vieillot, 1817)	NR, E	X
Attila rufus (Vieillot, 1819)	NR, E	X
Legatus leucophaius (Vieillot, 1818)	R	X
Myiarchus swainsoni Cabanis & Heine, 1859	R, E	X
Myiarchus ferox (Gmelin, 1789)	E	
Pitangus sulphuratus (Linnaeus, 1766)	R, NR, E	X

Machetornis rixosa (Vieillot, 1819)	R	X
Myiodynastes maculatus (Statius Muller, 1776)	R, E	X
Myiozetetes similis (Spix, 1825)	R, E	X
Tyrannus melancholicus Vieillot, 1819	R, NR, E	X
Tyrannus savanna Vieillot, 1808	R, E	X
Empidonomus varius (Vieillot, 1818)	R	X
Myiophobus fasciatus (Statius Muller, 1776)	NR, E	X
Pyrocephalus rubinus (Boddaert, 1783)		X
Cnemotriccus fuscatus (Wied, 1831)	NR, E	X
Lathrotriccus euleri (Cabanis, 1868)	E	X
Satrapa icterophrys (Vieillot, 1818)	R	X
Vireonidae (2)		
Cyclarhis gujanensis (Gmelin, 1789)	R, E	X
Vireo olivaceus (Linnaeus, 1766)	R	X
Corvidae (1)		
Cyanocorax caeruleus (Vieillot, 1818)	R, NR, E	X
Hirundinidae (6)		
Pygochelidon cyanoleuca (Vieillot, 1817)	R, NR, E	X
Stelgidopteryx ruficollis (Vieillot, 1817)	NR, E	X
Progne tapera (Vieillot, 1817)	R	X
Progne chalybea (Gmelin, 1789)	R, NR, E	X
Tachycineta leucorrhoa (Vieillot, 1817)	R, NR, E	X
Riparia riparia (Linnaeus, 1758)	E	
Troglodytidae (1)		
Troglodytes musculus Naumann, 1823	R, NR, E	X
Turdidae (5)		
Turdus flavipes Vieillot, 1818	R, E	X
Turdus rufiventris Vieillot, 1818	R, NR, E	X

Turdus leucomelas Vieillot, 1818		X
Turdus amaurochalinus Cabanis, 1850	R, NR, E	X
Turdus albicollis Vieillot, 1818	R, E	X
Mimidae (2)		
Mimus saturninus (Lichtenstein, 1823)		X
Mimus triurus (Vieillot, 1818)		X
Motacillidae (1)		
Anthus lutescens Pucheran, 1855	E	X
Passerellidae (2)		
Zonotrichia capensis (Statius Muller, 1776)	R, NR, E	X
Ammodramus humeralis (Bosc, 1792)	E	
Parulidae (3)		
Setophaga pitiayumi (Vieillot, 1817)	R, NR, E	X
Geothlypis aequinoctialis (Gmelin, 1789)	R, NR, E	X
Basileuterus culicivorus (Deppe, 1830)	R, NR, E	X
Icteridae (7)		
Icterus pyrrhopterus (Vieillot, 1819)	Ghi	X
Amblyramphus holosericeus (Scopoli, 1786)	NR, E	
Agelasticus thilius (Molina, 1782)	E	X
Chrysomus ruficapillus (Vieillot, 1819)		X
Pseudoleistes virescens (Vieillot, 1819)	R, NR	
Molothrus bonariensis (Gmelin, 1789)	R, NR	X
Sturnella superciliaris (Bonaparte, 1850)	R, NR, E	X
Thraupidae (16)		
Coereba flaveola (Linnaeus, 1758)	R, NR, E	X
Tachyphonus coronatus (Vieillot, 1822)	R, NR, E	X
Ramphocelus bresilius (Linnaeus, 1766)	Ghi	
Coryphospingus cucullatus (Müller, 1776)	Ghi	X

Trichothraupis melanops (Vieillot, 1818)		X
Tangara sayaca (Linnaeus, 1766)	R, NR, E	X
Tangara cyanoptera (Vieillot, 1817)		X
Tangara palmarum (Wied, 1823)	R	X
Tangara peruviana (Desmarest, 1806)	R, NR, N, E	X
Pipraeidea melanonota (Vieillot, 1819)		X
Dacnis cayana (Linnaeus, 1766)	R, NR, E	X
Conirostrum bicolor (Vieillot, 1809)	AP	X
Donacospiza albifrons (Vieillot, 1817)		X
Sicalis flaveola (Linnaeus, 1766)	R, NR, E	X
Volatinia jacarina (Linnaeus, 1766)	NR, E	
Sporophila caerulescens (Vieillot, 1823)	R	X
Cardinalidae (1)		
Habia rubica (Vieillot, 1817)	E	X
Fringillidae (1)		
Euphonia violacea (Linnaeus, 1758)	R, E	
Estrildidae (1)		
Estrilda astrild (Linnaeus, 1758)	R, NR, E	X
Passeridae (1)		
Passer domesticus (Linnaeus, 1758)	R, NR, E	X