

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

MATEUS ROCHA RIBAS

CARACTERIZAÇÃO DA AVIFAUNA E SEU PERFIL DE RESISTÊNCIA AOS
ANTIMICROBIANOS DE *Enterobacterales* E *Staphylococcus* EM UM FRAGMENTO
DE FLORESTA ESTACIONAL SEMIDECIDUAL EM PALOTINA, PARANÁ, BRASIL

PALOTINA

2022

MATEUS ROCHA RIBAS

CARACTERIZAÇÃO DA AVIFAUNA E SEU PERFIL DE RESISTÊNCIA AOS
ANTIMICROBIANOS DE *Enterobacterales* E *Staphylococcus* EM UM FRAGMENTO
DE FLORESTA ESTACIONAL SEMIDECIDUAL EM PALOTINA, PARANÁ, BRASIL

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, área de concentração em Saúde Animal, linha de pesquisa em Microbiologia aplicada à Produção Animal, Universidade Federal do Paraná, Setor Palotina, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciência Animal.

Orientadora: Prof.^a Dr.^a Silvia Cristina Osaki

Coorientadora: Prof.^a Dr.^a Sheila Rezler Wosiacki

PALOTINA

2022

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

R482 Ribas, Mateus Rocha
Caracterização da avifauna e seu perfil de resistência aos anti-
microbianos de *Enterobacterales* e *Staphylococcus* em um frag-
mento de floresta estacional semidecidual em Palotina, Paraná,
Brasil / Mateus Rocha Ribas – Palotina, 2022.
158f.

Orientadora: Silvia Cristina Osaki
Coorientadora: Sheila Rezler Wosiacki
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal do Paraná,
Setor Palotina, Programa de Pós-graduação em Ciência Animal.

1. Bactérias multirresistentes. 2. Animais silvestres. 3. MRSA.
4. Vigilância Epidemiológica. 5. Saúde Única. I. Osaki, Silvia
Cristina. II. Wosiacki Sheila Rezler. III. Universidade Federal do
Paraná. IV. Título.

CDU 636.6

Ficha catalográfica elaborada por Liliane Cristina Soares Sousa – CRB 9/1736

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação CIÊNCIA ANIMAL da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da Dissertação de Mestrado de **MATEUS ROCHA RIBAS** intitulada: **Caracterização da avifauna e seu perfil de resistência aos antimicrobianos de *Enterobacterales* e *Staphylococcus* em um fragmento de floresta estacional semidecidual em Palotina, Paraná, Brasil**, sob orientação da Profa. Dra. SILVIA CRISTINA OSAKI, que após terem inquirido o aluno e realizada a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa.

A outorga do título de mestre está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

PALOTINA, 31 de Março de 2022.

Assinatura Eletrônica

01/04/2022 09:32:37.0

SILVIA CRISTINA OSAKI

Presidente da Banca Examinadora

Assinatura Eletrônica

04/04/2022 13:56:23.0

TIAGO MACHADO DE SOUZA

Avaliador Externo (55001149)

Assinatura Eletrônica

01/04/2022 09:41:54.0

RICARDO ANTONIO PILEGI SFACIOTTE

Avaliador Externo (null)

AGRADECIMENTOS

A Deus, por me guiar ao longo de toda esta trajetória acadêmica, me dando o dom da vida, do conhecimento, da paciência e da empatia. Agradeço também por ter criado cada organismo, os quais, cada um com sua importância, mostram ao mundo a importância de se conservar, resistindo e prosperando com benevolência sua função biológica.

À minha orientadora, Prof.^a Dr.^a. Silvia Cristina Osaki, por sua orientação, amizade e apoio. Sua confiança me permitiu persistir e realizar um sonho. Serei eternamente grato por isso.

À minha coorientadora Prof.^a Dr.^a. Sheila Rezler Wosiacki, por dispendar seu tempo, orientação e colaborações nas etapas e sugestões ao longo do projeto.

A todos que participaram em campo, em especial, Agatha, Gabriel, Gabriela e Isabela. A ajuda de vocês foi excepcional, sem as quais este trabalho jamais poderia ter sido realizado, ainda mais no difícil período pandêmico em que passamos. Espero que cada um de vocês continuem trabalhando em prol da conservação ambiental e persistam, por mais difícil que seja.

À minha família, pelo apoio incondicional ao longo de toda minha caminhada acadêmica, e também por todo o suporte espiritual, logístico, financeiro e emocional. Vocês são a base de tudo!

Ao Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO), ao Instituto Água e Terra (IAT) e a Comissão de Ética no uso de Animais (CEUA-UFPR) pelas autorizações que possibilitaram este trabalho.

Ao Ricardo, Amanda, Cristian e Joyce do Laboratório em Saúde Única (LaSaUn) da UFPR, setor Palotina, que auxiliaram nas etapas laboratoriais do projeto. Também à Débora pela paciência e pela coleta do sangue dos ovinos.

Aos professores Cristiano, Edna e Nelson por terem cedido espaço e materiais para a execução do trabalho.

À Ana Claudia Lemes Pavan pelas dicas e conversas acerca desse mundo incrível que é a microbiologia.

A toda equipe do Parque Estadual São Camilo, que apoiaram e fizeram parte deste projeto. Em especial, ao seu Ademir, que nos ajudou de forma excepcional ao longo de todo o campo, você foi um professor, serei eternamente grato por sua ajuda

e amizade. Você faz parte deste trabalho, seu conhecimento, sua humildade, seus registros e sua paixão pela avifauna engrandeceram o trabalho.

Ao meu grande amigo e sogro Luiz Carlos Pereira, por ter me auxiliado em campo e ter disponibilizado registros fotográficos para o levantamento da avifauna local.

À Universidade Federal do Paraná, pela disponibilidade de seu espaço, insumos, livros e demais recursos.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa e apoio financeiro cedido;

Ao Dr. Tiago Machado-de-Souza pelos ensinamentos acerca do manejo e da ecologia da avifauna.

À minha querida amiga Ms^a. Paula Becker pela ajuda na tradução e elaboração do *Abstract*.

À Agatha por todo seu amor, carinho e suporte durante esta etapa, sua compreensão, paciência e apoio incondicional foram essenciais.

A todos os cientistas, em especial, aos brasileiros, que superam diariamente barreiras financeira e emocionais em prol de uma ciência de qualidade.

A todos os demais, que de alguma forma participaram diretamente e indiretamente deste trabalho, a vocês minha gratidão, carinho e suporte.

RESUMO

Bactérias resistentes a antimicrobianos em animais silvestres, especialmente na avifauna, vêm representando um problema emergente na saúde única. O objetivo deste trabalho foi realizar um levantamento da avifauna em uma unidade de conservação inserida no bioma Mata Atlântica no oeste do Paraná e avaliar perfis fenotípicos de resistência a antimicrobianos em *Enterobacterales* e de *Staphylococcus* spp. que circulam em parte destes animais. O levantamento da avifauna foi realizado durante o período de março de 2021 a fevereiro de 2022 por meio de observação ativa e relatos de populares, já as capturas utilizando redes de neblina foram executadas no período de abril a dezembro de 2021. O material biológico das aves que caíram nas redes de neblina foi coletado utilizando suabe cloacal e suabe de orofaringe, os quais foram acomodados em tubos contendo caldo BHI tradicional e caldo BHI suplementado com 6,5% de NaCl, respectivamente. Em laboratório, as bactérias provenientes dos suabes cloacais foram semeadas em ágar MacConkey e as bactérias dos suabes de orofaringe foram incubadas em ágar Sangue Ovino a 5%. Posteriormente as bactérias foram identificadas por meio de provas bioquímicas em *Enterobacterales*, *Staphylococcus* Coagulase-Negativo (SCoN) e *Staphylococcus aureus*. O teste de sensibilidade a antimicrobianos pelo método de disco-difusão foi realizado para a verificação de perfis de resistência nestas bactérias. Um total de 181 espécies de aves foram inventariadas para a unidade de conservação, entre elas aves ameaçadas de extinção, endêmicas para a Mata Atlântica e sensíveis a impactos antrópicos. Tais aves apresentaram uma ampla variedade de nichos ecológicos, demonstrando a importância da unidade para a preservação destes animais. Em rede de neblina, foram capturadas 197 aves pertencentes a 54 espécies, sendo obtido 180 isolados de *Enterobacterales* coletados de 116 indivíduos; 156 isolados de SCoN foram coletados de 105 animais e 29 isolados de *S. aureus* obtidos de 24 aves. As *Enterobacterales* demonstraram ampla resistência à gentamicina (69,7%), cefoxitina (29%) e tetraciclina (24%), sendo detectado 35 perfis de resistência distintos nestes organismos, onde 8,9% foram multirresistentes a antimicrobianos. Os SCoN foram resistentes à gentamicina (72,4%), amicacina (19,7%) e eritromicina (16%). Vinte e sete perfis de resistência foram encontrados em SCoN, sendo 11,5% dos isolados multirresistentes. Para *Staphylococcus aureus*, houve a detecção de resistência principalmente à clindamicina e eritromicina (72,4%) e gentamicina (65,5%), sendo que 51,7% destas bactérias isoladas foram multirresistentes. Cepas resistentes à meticilina foram detectadas tanto em SCoN, quanto em *S. aureus*. Aves independentes de ambiente florestal apresentaram *Enterobacterales* e SCoN com maior resistência a antimicrobianos em relação às aves que dependem deste ambiente, demonstrando que a movimentação em áreas antrópicas pode ser um importante fator para a obtenção de bactérias resistentes. Os dados obtidos neste trabalho evidenciam a circulação na natureza de cepas resistentes a antimicrobianos usualmente utilizados na medicina humana e veterinária, reforçando a importância das aves como sentinelas, reservatórios e possíveis disseminadores de bactérias multirresistentes no ambiente.

Palavras-chave: Bactérias multirresistentes a antimicrobianos. Animais Silvestres. MRSA. Vigilância Epidemiológica. Saúde Única.

ABSTRACT

Antimicrobial-resistant bacteria in wild animals, especially in the avifauna, have been representing an emerging issue in one-health. This study aimed to survey the avifauna in a conservation unit inserted in the Atlantic Forest biome in western Paraná and to evaluate phenotypic profiles of antimicrobial resistance in *Enterobacterales* and *Staphylococcus* spp. circulating in part of these animals. The avifauna survey was carried out during the period from March 2021 to February 2022 by active observation and popular reports, the captures using mist nets were performed during the period from April to December 2021. The biological material from birds that were captured in mist nets was collected using cloacal swabs and oropharyngeal swabs, which were placed in tubes containing traditional BHI broth and BHI broth supplemented with 6.5% NaCl, respectively. In the laboratory, the bacteria from the cloacal swabs were streaked on MacConkey agar and the bacteria from the oropharyngeal swabs were incubated on 5% Ovine Blood agar. Afterwards, the bacteria were identified by biochemical tests as *Enterobacterales*, Coagulase-Negative *Staphylococcus* (SCoN) and *Staphylococcus aureus*. Antimicrobial susceptibility testing by the disc-diffusion method was performed to verify resistance profiles in these bacteria. A total of 181 bird species were inventoried for the conservation unit, including endangered birds, endemic to the Atlantic Forest and sensitive to human impacts. These birds presented a wide variety of ecological niches, demonstrating the importance of the unit for the preservation of these animals. In a mist net, 197 birds belonging to 54 species were captured. 180 isolates of *Enterobacterales* were collected from 116 individuals; 156 isolates of SCoN were collected from 105 animals and 29 isolates of *S. aureus* were obtained from 24 birds. *Enterobacterales* showed broad resistance to gentamicin (69.7%), ceftiofur (29%) and tetracycline (24%), and 35 distinct resistance profiles were detected in these organisms, where 8.9% were multidrug-resistant to antimicrobials. SCoN were resistant to gentamicin (72.4%), amikacin (19.7%) and erythromycin (16%). Twenty-seven resistance profiles were found in SCoN, with 11.5% of the isolates being multidrug-resistant. For *Staphylococcus aureus*, resistance was detected mainly to clindamycin and erythromycin (72.4%) and gentamicin (65.5%), and 51.7% of these bacteria isolates were multidrug-resistant. Methicillin-resistant strains were detected in both SCoN and *S. aureus*. Birds independent of the forest environment showed *Enterobacterales* and SCoN with greater resistance to antimicrobials than birds dependent on this environment, demonstrating that movement in anthropic areas can be an important factor in obtaining resistant bacteria. The data obtained in this study show the circulation in the environment of strains resistant to antimicrobials commonly used in human and veterinary medicine, reinforcing the importance of birds as sentinels, reservoirs and possible disseminators of multidrug-resistant bacteria in the environment.

Keywords: Multidrug-Resistant Bacteria. Wild Animals. MRSA. Epidemiological Surveillance. One Health.

LISTA DE FIGURAS

- FIGURA 01** - LOCALIZAÇÃO DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO E A LOCALIZAÇÃO DAS REDES DE NEBLINA (TRIÂNGULOS), DOS LIMITES DA OBSERVAÇÃO DE AVES NA BORDA E NO INTERIOR DO PESCA (LOSANGO E CÍRCULO) E DE UM LOCAL DE OBSERVAÇÃO ESPORÁDICA IMPORTANTE PARA O LEVANTAMENTO DA AVIFAUNA (QUADRADO) **28**
- FIGURA 02** - CURVA DO COLETOR CONSIDERANDO O NÚMERO DE ESPÉCIES DA AVIFAUNA CAPTURADA EM REDE DE NEBLINA EM FUNÇÃO DO NÚMERO DE DIAS DE COLETA, NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO NO PERÍODO DE ABRIL DE 2021 A DEZEMBRO DE 2021. **34**
- FIGURA 03** - LOCALIZAÇÃO DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, NO MUNICÍPIO DE PALOTINA, OESTE DO ESTADO DO PARANÁ E LOCALIZAÇÃO DAS REDES DE NEBLINA (TRIÂNGULOS) INSTALADAS NA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO. **57**
- FIGURA 04** - FREQUÊNCIA GERAL DE SUSCEPTIBILIDADE DE *Enterobacterales* ISOLADAS DE AVES SILVESTRES COLETADAS NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ. **60**
- FIGURA 05** - FREQUÊNCIA GERAL DE SUSCEPTIBILIDADE DE *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO ISOLADOS DE AVES SILVESTRES COLETADAS EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL. **83**
- FIGURA 06** - FREQUÊNCIA GERAL DE SUSCEPTIBILIDADE DE *Staphylococcus aureus* ISOLADOS DE AVES SILVESTRES COLETADAS EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL. **86**

LISTA DE TABELAS

TABELA 01 - DEFINIÇÕES DAS CATEGORIAS FUNCIONAIS, DE RESISTÊNCIA A IMPACTOS ANTRÓPICOS E CONSERVAÇÃO ENCONTRADAS NA AVIFAUNA DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO.	31
TABELA 02 – CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS FUNCIONAIS DA AVIFAUNA PRESENTE NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ. ..	36
TABELA 03 - GRAU DE SENSIBILIDADE A DISTÚRBIOS AMBIENTAIS E DE DEPENDÊNCIA FLORESTAL DAS ESPÉCIES DE AVES DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.	37
TABELA 04 - PERFIL DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM ISOLADOS DE <i>Enterobacterales</i> EM AVES SILVESTRES COLETADAS NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.	61
TABELA 05 - PERFIS DE MULTIRRESISTÊNCIA EM <i>Enterobacterales</i> ENCONTRADOS NA AVIFAUNA DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.	62
TABELA 06 - PERFIL DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM ISOLADOS DE <i>Staphylococcus</i> COAGULASE NEGATIVO EM AVES SILVESTRES EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.	84
TABELA 07 - PERFIS DE MULTIRRESISTÊNCIA EM <i>Staphylococcus</i> COAGULASE-NEGATIVO ENCONTRADOS NA AVIFAUNA DE UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.	85
TABELA 08 - PERFIL DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM ISOLADOS DE <i>Staphylococcus aureus</i> EM AVES SILVESTRES EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.	87
TABELA 09 - PERFIS DE MULTIRRESISTÊNCIA EM <i>Staphylococcus aureus</i> ENCONTRADOS NA AVIFAUNA DE UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.	88

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO GERAL	13
REFERÊNCIAS	18
CAPÍTULO 1 – CARACTERIZAÇÃO DA AVIFAUNA NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, OESTE DO PARANÁ	24
1.1 INTRODUÇÃO	24
1.2 MATERIAL E MÉTODOS	27
1.2.1 Local de Estudo	27
1.2.2 Métodos de Amostragem	28
1.2.3 Análises Estatísticas	32
1.2.4 Autorizações	32
1.3 RESULTADOS	33
1.4 DISCUSSÃO	38
1.5 CONCLUSÃO	44
REFERÊNCIAS	45
CAPÍTULO 2 – AVALIAÇÃO FENOTÍPICA DE RESISTÊNCIA A ANTIMICROBIANOS EM <i>Enterobacterales</i> COLETADAS DE AVES SILVESTRES EM UM FRAGMENTO DE FLORESTA ESTACIONAL SEMIDECIDUAL, NO OESTE DO PARANÁ	54
2.1 INTRODUÇÃO	54
2.2 MATERIAL E MÉTODOS	56
2.3 RESULTADOS	59
2.4 DISCUSSÃO	63
REFERÊNCIAS	69
CAPÍTULO 3 – ANÁLISE DA RESISTÊNCIA ANTIMICROBIANA EM <i>Staphylococcus</i> EM AVES CAPTURADAS EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NO OESTE PARANAENSE	78
3.1 INTRODUÇÃO	78
3.2 MATERIAL E MÉTODOS	80
3.3 RESULTADOS	82
3.4 DISCUSSÃO	89
REFERÊNCIAS	96
CONSIDERAÇÕES FINAIS	107

REFERÊNCIAS	108
APÊNDICE 01 - LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ	138
APÊNDICE 02 - LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE <i>Enterobacterales</i>	149
APÊNDICE 03 - LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE <i>Staphylococcus</i> COAGULASE-NEGATIVO E <i>Staphylococcus aureus</i>	154

INTRODUÇÃO GERAL

Apesar do Brasil ser um país megabiodiverso, apresentando aproximadamente 13% da biota mundial, a degradação ambiental decorrente de atividades antrópicas tem sido responsável pelo declínio da biodiversidade brasileira (MARINI & GARCIA, 2005; DINIZ, 2017; ICMBIO, 2018). A urbanização e a expansão de áreas agrícolas são as maiores responsáveis pela extrema fragmentação dos habitats naturais no Brasil (ICMBIO, 2018). Esta supressão de habitats pode ser vista sob duas importantes óticas: (i) da conservação: pois traz um profundo impacto na distribuição dos organismos; (ii) da saúde única: pois a aproximação dos animais silvestres em novos ambientes, seja pela busca de sobrevivência ou pela “domesticação”, é responsável pela disseminação de microrganismos, sejam destes organismos ao homem aos animais ou vice-versa (HASSELL et al. 2019).

A intensidade na qual as bactérias vêm adquirindo resistência a antimicrobianos vem surpreendendo nas últimas décadas. Atualmente este fenômeno tem sido uma das maiores crises globais na saúde única, intensificando o insucesso no tratamento de infecções, sejam elas simples ou complexas, além de consequências econômicas consideráveis na agropecuária (WHO, 2014; O'NEILL, 2016; PRESCOTT, 2017).

A aquisição de resistência por parte das bactérias ocorre por meio do clássico processo de seleção darwiniana e também por trocas de genes de resistência. Os microrganismos confrontados com a pressão de seleção antimicrobiana melhoram sua aptidão, adquirindo e expressando genes de resistência, compartilhando esses elementos moleculares com outras bactérias (MCEWEN & COLLIGNON, 2018). Como agravante, mesmo bactérias não patogênicas (comensais ou ambientais) podem transferir genes de resistência a bactérias patogênicas por meio dos elementos móveis genéticos, como integrons, plasmídios e transposons, podendo persistir posteriormente no genoma bacteriano, sem que estas novas bactérias sofram uma pressão seletiva por antimicrobianos (JABES et al. 1989; SUMMERS, 2002; BLAIR et al. 2015; ARNOLD et al. 2016).

O uso exagerado, não prescritivo e incorreto dos antimicrobianos tanto na saúde humana quanto na saúde e produção animal vêm causando importantes impactos ambientais, haja visto que parte dessas moléculas não são totalmente metabolizadas no organismo, e, por consequência seus resíduos têm sido detectados

em amostras de solo e água (ALLEN et al. 2010; REGITANO & LEAL, 2010). Não obstante, falhas no manejo de esgoto, águas residuárias, carcaças, esterco e restos de alimentos podem proporcionar o contato de bactérias resistentes em ambientes naturais (WOOLHOUSE & WARD, 2013).

Na medicina humana, os antimicrobianos são utilizados de forma individual, seja no tratamento clínico de infecções, ou, como método profilático pós-cirúrgico. Em casos raros de prevenção de doenças meningocócicas, pode ocorrer a medicação em massa (MCEWEN & COLLIGNON, 2018). No Brasil o nível de utilização de medicamentos antimicrobianos na saúde humana atingiu dados alarmantes. Estima-se que a população brasileira apresente um consumo total dos fármacos de 2.225,47 toneladas, atingindo uma Dose Diária Definida (DDD) de 22,75 a cada 1.000 habitantes, superando a média de dose diária de todo o continente europeu (WHO, 2018).

Na medicina veterinária, os antimicrobianos são usualmente utilizados de três maneiras: (i) assim como na saúde humana, os fármacos podem ser administrados em um único indivíduo, baseado em um tratamento clínico de infecção, ou ainda ser usado como antibioticoprofilaxia (BRITO & CORDEIRO, 2012; SYKES, 2013; GIGUÈRE et al. 2013); (ii) como medida metafilática na produção animal. Isto ocorre quando alguns animais de uma propriedade adoecem, assim, neste caso, por razões de praticidade e eficiência, os fármacos são frequentemente administrados na água ou na ração de todo um grupo, mesmo que grande parte dos animais não apresentem sinais clínicos (MCEWEN & COLLIGNON, 2018); (iii) como promotores de crescimento na produção animal. Neste método, os antimicrobianos são usados com o objetivo melhorar o desempenho zootécnico, uma vez que alguns antimicrobianos atuam sobre a microbiota intestinal, diminuindo a competição por nutrientes e reduzindo a produção de metabólitos que deprimem o crescimento dos animais (GONZALES et al. 2012; KUMAR et al. 2018).

O uso dos promotores de crescimento contribui na proliferação de bactérias resistentes para o ambiente e para a população humana, isto porque são administrados em grupos inteiros de animais, durante um tempo prolongado e em doses subterapêuticas (MCEWEN & COLLIGNON, 2018). Como consequência, muitos países vêm banindo o uso geral de antimicrobianos como melhoradores de desempenho, um grande exemplo disto é a União Européia, a qual desde 2006

desautoriza o uso de qualquer antimicrobiano como promotor de crescimento na produção animal (BEZERRA et al. 2017).

À luz do exposto, considerando a dimensão continental do Brasil, seu alto consumo de antimicrobianos, tanto na saúde humana quanto na medicina veterinária, atrelada ao fato de apresentar uma riquíssima diversidade a qual está em constante pressão da urbanização, fica claro a enorme probabilidade de contaminação ambiental por antimicrobianos no Brasil. Não obstante, tal fato é pouco estudado no país, sendo as pesquisas comumente focadas no solo e nos ambientes hídricos ou em animais em centros de reabilitação (CAUMO et al. 2010; BRACONARO et al. 2015; CARVALHO et al. 2016; MULLER et al. 2016; PEREIRA et al., 2022).

As aves silvestres e bactérias resistentes parecem ter uma relação bastante valiosa. De acordo com Bonnedahl & Järhult (2014), estes vertebrados: (i) agem como sentinela espelhando as atividades humanas e seu impacto ambiental devido aos diversos nichos ecológicos e a facilidade de se contaminarem com resíduos e bactérias de origem humana e animal; (ii) agem como reservatórios e incubadores de bactérias resistentes a antimicrobianos e genes de resistência destes microrganismos; (iii) agem como potenciais dispersores de bactérias resistentes a longas distâncias em um curto período de tempo, devido à sua habilidade de voo e migração; (iv) agem como possíveis fontes de contaminação a seres humanos e animais domésticos. Em concordância e complementando o fato exposto, muitas das bactérias multirresistentes presente nas aves fazem parte de sua microflora natural e, portanto, esta presença se dará de forma críptica, haja visto que raramente estarão associadas ao risco de saúde das aves, aumentando a capacidade destes animais distribuírem resistência bacteriana a vários ambientes, ao homem e aos animais (CARTER et al. 2018). Apesar de todas as aves serem importantes reservatórios de bactérias resistentes a antimicrobianos, alguns comportamentos como habitat, dieta e capacidade de migração parecem intensificar esta relação (ANDRÉS et al. 2011; VELDMAN et al. 2013; BONNEDAHN & JÄRHULT, 2014; SHOBRAK & ABO-AMER, 2014; BLANCO et al. 2018; AHMED et al. 2019)

O ambiente rural é um importante local onde as aves adquirem e dispersam bactérias resistentes. Algumas espécies de aves silvestres são atraídas pela presença de águas residuárias, ração, lixo, esterco e cadáveres, o que possibilita uma forte interação entre elas, os animais domésticos e suas instalações (GUENTER et al. 2011; DIAS et al. 2019; VAN DER HONERT et al. 2020). Como já salientado

anteriormente, o uso de antimicrobianos na produção animal é constante, seja por medidas metafiláticas, terapêuticas ou para melhoramento zootécnico, portanto, a microflora destes animais está em incessante pressão seletiva, evidenciando um alto nível de microrganismos resistentes (MCEWEN & COLLIGNON, 2018; MAROTTA et al. 2019). Como resultado desta interação, relata-se frequentemente perfis, genes de resistência e clones bacterianos similares entre animais silvestres e de produção (HORTON et al. 2013; SCHAUFLEER et al. 2015; HASAN et al. 2016; HANDROVA & KMET, 2019).

As cidades podem ser consideradas um refúgio para as aves silvestres, pois é neste ambiente que elas podem encontrar abrigo, alimento e locais para a nidificação quando suas áreas naturais são suprimidas (CHACE & WALSH, 2006). As falhas no gerenciamento dos resíduos urbanos favorecem o acúmulo de substâncias nocivas, entre elas, o antimicrobiano. Neste contexto, as aves que vivem próximas às instalações humanas são frequentemente expostas a nossas bactérias e resíduos antimicrobianos, por exemplo: lixo, aterros, corpos hídricos urbanos e esgoto. Isto favorece a contaminação destes animais e consequentemente, torna-os disseminadores de bactérias multirresistentes nestes ambientes (CAMACHO et al. 2016; ZOU et al. 2019; MARTÍN-MALDONADO et al. 2020).

O oeste do Paraná é caracterizado por ser referência na agropecuária (MELGES, 2020) e, ao mesmo tempo apresenta uma elevada redução de suas áreas naturais, restando poucos fragmentos florestais preservados (SOS MATA ATLÂNTICA, 2014), permitindo a constante interação entre a fauna silvestre com áreas agrícolas e urbana. Neste sentido, dados referentes à multirresistência de bactérias em animais silvestres podem indicar possíveis disseminações entre ambientes rurais, urbanos e naturais. De acordo com Arnold et al. (2016), ecossistemas tropicais onde existem proximidades entre estes três ambientes são áreas prioritárias de estudo, haja visto que a detecção de bactérias multirresistentes em animais silvestres permite a elaboração de programas, ações e estratégias para o controle da dispersão de tais agentes. Além disso, os animais atuam como sentinelas para a abundância e distribuição de patógenos multirresistentes em nosso ambiente (ARNOLD et al. 2016).

O estado da arte atual evidencia que grande parte dos estudos em animais silvestres, especialmente em aves, são realizados na busca de resistência em bactérias pertencentes a ordem *Enterobacterales* (com um grande foco em *Escherichia coli* e *Salmonella* spp.), *Campylobacter* spp., *Enterococcus* spp. e

Staphylococcus spp. (GREIG et al. 2015; WANG et al. 2017; VOGT et al. 2020). No entanto, o grande número de patógenos, capazes de adquirir múltiplas resistências, encontrados na ordem *Enterobacterales*, e a grande capacidade de infecções nosocomiais e comunitária causada por *Staphylococcus*, atrelado ao fato destes microrganismos causarem grandes prejuízos econômicos, tornam estes indivíduos importantíssimos focos de estudo em saúde única (BONNEDAHL et al. 2008; MATIAS et al. 2018; ABDULLAHI et al. 2021; RAMSAMY et al. 2022).

Frente ao exposto, esta dissertação está estruturada em três capítulos, o primeiro capítulo intitulado “Caracterização da avifauna no Parque Estadual São Camilo, Palotina, oeste do Paraná” apresenta a composição da avifauna do local, e discute sua composição, seus aspectos ecológicos e a importância de áreas conservadas para a conservação da avifauna local. O segundo capítulo “Avaliação fenotípica de resistência a antimicrobianos em *Enterobacterales* coletadas de aves silvestres em um fragmento de Floresta Estacional Semidecidual, no oeste do Paraná” apresenta dados sobre a resistência a antimicrobianos em bactérias da ordem *Enterobacterales* em aves capturadas em um ambiente preservado no município de Palotina. O terceiro capítulo “Análise de resistência antimicrobiana em *Staphylococcus* em aves silvestres em uma unidade de conservação no oeste paranaense” descreve os perfis de resistência encontrada nestas bactérias em aves capturadas no local de estudo.

REFERÊNCIAS

- ABDULLAHI, I. N. et al. Wild Animals Are Reservoirs and Sentinels of *Staphylococcus aureus* and MRSA Clones: A Problem with “One Health” Concern. **Antibiotics**, v. 10, n. 12, p. 1556, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics10121556>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- AHMED, Z. S. et al. Evidence of colistin resistance genes (*mcr-1* and *mcr-2*) in wild birds and its public health implication in Egypt. **Antimicrobial Resistance & Infection Control**, v. 8, n. 1, p. 1-8, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13756-019-0657-5>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- ALLEN, H. K. et al. Call of the wild: antibiotic resistance genes in natural environments. **Nature Reviews Microbiology**, v. 8, n. 4, p. 251-259, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro2312>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- ANDRÉS, S. et al. Epidemiology of subclinical salmonellosis in wild birds from an area of high prevalence of pig salmonellosis: phenotypic and genetic profiles of *Salmonella* isolates. **Zoonoses and Public Health**, v. 60, n. 5, p. 355-365, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2012.01542.x>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- ARNOLD, K. E.; WILLIAMS, N. J.; BENNETT, M. ‘Disperse abroad in the land’: the role of wildlife in the dissemination of antimicrobial resistance. **Biology Letters**, v. 12, n. 8, p. 20160137, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1098/rsbl.2016.0137>. Acesso em 20 fev. 2022.
- BEZERRA, W. G. A. et al. Antibiotics in the poultry industry: a review on antimicrobial resistance. **Archivos de zootecnia**, v. 66, n. 254, p. 301-307, 2017. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=5959637>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- BLAIR, J. et al. Molecular mechanisms of antibiotic resistance. **Nature reviews microbiology**, v. 13, n. 1, p. 42-51, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro3380>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- BLANCO, G. Supplementary feeding as a source of multiresistant *Salmonella* in endangered Egyptian vultures. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 65, n. 3, p. 806-816, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/tbed.12806>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- BONNEDAHL, J. et al. Antibiotic susceptibility of faecal bacteria in Antarctic penguins. **Polar Biology**, v. 31, n. 6, p. 759-763, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00300-008-0430-3>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- BONNEDAHL, J.; JÄRHULT, J. D. Antibiotic resistance in wild birds. **Upsala journal of medical sciences**, v. 119, n. 2, p. 113-116, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.3109/03009734.2014.905663>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- BRACONARO, P. et al. Detection of bacteria and fungi and assessment of the molecular aspects and resistance of *Escherichia coli* isolated from confiscated

passerines intended for reintroduction programs. **Microbial pathogenesis**, v. 88, p. 65-72, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2015.08.006>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BRITO, M. A.; CORDEIRO, B. C. Necessidade de novos antibióticos. **Jornal Brasileiro de Patologia e Medicina Laboratorial**, v. 48, p. 247-249, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S1676-24442012000400002>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CAMACHO, M. C. et al. Use of wildlife rehabilitation centres in pathogen surveillance: A case study in white storks (*Ciconia ciconia*). **Preventive Veterinary Medicine**, v. 130, p. 106-111, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2016.06.012>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CARTER, D. L. et al. Antibiotic resistant bacteria are widespread in songbirds across rural and urban environments. **Science of the Total Environment**, v. 627, p. 1234-1241, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.01.343>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CARVALHO, C. T.; JUNIOR, R. M.; AMÉRICO-PINHEIRO, J. H. P. O uso indiscriminado de antibióticos e os impactos nos ambientes aquáticos. **Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista**, v. 12, n. 2, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.17271/1980082712220161406>. Acesso em 20 fev. 2022.

CAUMO, K. et al. Resistência bacteriana no meio ambiente e implicações na clínica hospitalar. **Revista Liberato**, v. 11, n. 16, p. 179-186, 2010. Disponível em: <http://191.232.52.91/index.php/revista/article/view/163>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CHACE, J. F.; WALSH, J. J. Urban effects on native avifauna: a review. **Landscape and urban planning**, v. 74, n. 1, p. 46-69, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.landurbplan.2004.08.007>. Acesso em: 20 fev. 2022.

DIAS, P. A. et al. Ocorrência de *Campylobacter* e *Enterobacteriaceae* em aves silvestres e frangos de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 71, p. 225-231, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4162-10289>. Acesso em: 20 fev. 2022.

DINIZ, M. H. Defaunação: a atual crise da biodiversidade. **Revista Brasileira de Direito Animal**, v. 12, n. 1, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.9771/rbda.v12i24.22017>. Acesso em: 20 fev. 2022.

GIGUÈRE, S.; ABRAMS-OGG, A. CG; KRUTH, S. A. Prophylactic Use of Antimicrobial Agents, and Antimicrobial Chemotherapy for the Neutropenic Patient. **Antimicrobial therapy in veterinary medicine**, p. 357-378, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9781118675014.ch21>. Acesso em: 20 fev. 2022.

GONZALES, E.; CARVALHO MELLO, H. H.; CAFÉ, M. B. Uso de antibióticos promotores de crescimento na alimentação e produção animal. **Revista UFG**, v. 13, n. 13, 2012. Disponível em:

<https://www.revistas.ufg.br/revistaufg/article/download/48453/23781>. Acesso em: 20 fev. 2022.

GUENTHER, S.; EWERS, C.; WIELER, L. H. Extended-spectrum beta-lactamases producing *E. coli* in wildlife, yet another form of environmental pollution? **Frontiers in microbiology**, v. 2, p. 246, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2011.00246>. Acesso em: 20 fev. 2022.

GREIG, J. et al. A scoping review of the role of wildlife in the transmission of bacterial pathogens and antimicrobial resistance to the food chain. **Zoonoses and Public Health**, v. 62, n. 4, p. 269-284, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/zph.12147>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HANDROVA, L.; KMET, V. Antibiotic resistance and virulence factors of *Escherichia coli* from eagles and goshawks. **Journal of Environmental Science and Health, Part B**, v. 54, n. 7, p. 605-614, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/03601234.2019.1608103>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HASAN, B. et al. Fecal carriage of extended-spectrum β -lactamases in healthy humans, poultry, and wild birds in León, Nicaragua—a shared pool of *bla* CTX-M genes and possible interspecies clonal spread of extended-spectrum β -lactamases-producing *Escherichia coli*. **Microbial Drug Resistance**, v. 22, n. 8, p. 682-687, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2015.0323>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HASSELL, J. M. et al. Clinically relevant antimicrobial resistance at the wildlife–livestock–human interface in Nairobi: an epidemiological study. **The Lancet Planetary Health**, v. 3, n. 6, p. e259-e269, 2019. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S2542-5196\(19\)30083-X](https://doi.org/10.1016/S2542-5196(19)30083-X). Acesso em: 20 fev. 2022.

HORTON, R. A. et al. Wild birds carry similar *Salmonella enterica* serovar Typhimurium strains to those found in domestic animals and livestock. **Research in veterinary science**, v. 95, n. 1, p. 45-48, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2013.02.008>. Acesso em: 20 fev. 2022.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE - ICMBIO. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. v.1, 1.ed., Brasília: **ICMBio**, 2018. 492 p.

JABES, D.; NACHMAN, S.; TOMASZ, A. Penicillin-binding protein families: evidence for the clonal nature of penicillin resistance in clinical isolates of pneumococci. **Journal of Infectious Diseases**, v. 159, n. 1, p. 16-25, 1989. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/infdis/159.1.16>. Acesso em: 20 fev. 2022.

KUMAR, A.; PATYAL, A.; PANDA, A. K. Sub-therapeutic use of antibiotics in animal feed and their potential impact on environmental and human health: a comprehensive review. **Journal of Animal Feed Science and Technology**, v. 6, n. 15, p. 25, 2018. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Atul-Gupta-28/publication/327362414_Sub-therapeutic_use_of_antibiotics_in_animal_feed_and_their_potential_impact_on_envi

ronmental_and_human_health_a_comprehensive_review/links/5b9a06b6299bf14ad4d6a153/Sub-therapeutic-use-of-antibiotics-in-animal-feed-and-their-potential-impact-on-environmental-and-human-health-a-comprehensive-review.pdf. Acesso em: 21 fev. 2022.

MARINI, M. A.; GARCIA, Frederico I. Conservação de aves no Brasil. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p. 95-102, 2005. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Miguel-Marini/publication/268975009_Conservacao_de_aves_no_Brasil/links/5564b0bb08aec4b0f4859002/Conservaca-de-aves-no-Brasil.pdf. Acesso em: 20 fev. 2022.

MAROTTA, F. et al. Antimicrobial resistance genotypes and phenotypes of *Campylobacter jejuni* isolated in Italy from humans, birds from wild and urban habitats, and poultry. **PloS one**, v. 14, n. 10, p. e0223804, 2019. Disponível em: <https://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0223804>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MARTÍN-MALDONADO, B. et al. Urban birds: An important source of antimicrobial resistant *Salmonella* strains in Central Spain. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 72, p. 101519, 2020. Disponível em: https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0147957120301089?casa_token=AlpGrf46H2UAAAAA:9alw1E6U0enK8TxsgV8uR2aEIJmU1cY_jMaqu6H65xbpXiEFYi_U0j61jG_fAe-1kS4OEFTMEccK. Acesso em: 20 fev. 2022.

MATIAS, C. A. R. et al. *Staphylococcus* spp. isolated from wild birds apprehended in the local illegal trade in Rio de Janeiro, Brazil, and relevance in public health. **Letters in applied microbiology**, v. 67, n. 3, p. 292-298, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/lam.13035>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MCEWEN, S. A.; COLLIGNON, P. J. Antimicrobial resistance: a one health perspective. **Microbiology spectrum**, v. 6, n. 2, p. 6.2. 10, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.ARBA-0009-2017>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MELGES, A.I. Pesquisa operacional aplicada à otimização de uma unidade de produção agropecuária do oeste paranaense. 2020. Dissertação (Mestrado em Tecnologias Computacionais para o Agronegócio) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Medianeira, 2020. Disponível em: <http://repositorio.utfpr.edu.br/jspui/handle/1/25461>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MULLER, T.; GRANADA, C. E.; SPEROTTO, R. A. Qualidade da água de três locais com potenciais fontes de contaminação no Rio Taquari, RS. **Revista Ambiente & Água**, v. 11, p. 75-84, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.4136/ambi-agua.1789>. Acesso em: 20 fev. 2022.

O'NEILL, J. **Tackling drug-resistant infections globally**: final report and recommendations. Government of the United Kingdom, 2016. 80 p. Disponível em: <https://apo.org.au/sites/default/files/resource-files/2016-05/apo-nid63983.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PEREIRA, A. L. et al. Environmental spreading of clinically relevant carbapenem-resistant Gram-negative bacilli: the occurrence of *blaKPC*-or-NDM strains relates to local hospital activities. **BMC microbiology**, v. 22, n. 1, p. 1-12, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12866-021-02400-1>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PRESCOTT, J. F. Patogenicidade e Virulência In: MCVEY, D. S.; KENEDDY, M.; CHENGAPPA, M. M. **Microbiologia Veterinária**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan LTDA., 2017. p. 26-44

RAMSAMY, Y. et al. Mobile genetic elements-mediated *Enterobacterales*-associated carbapenemase antibiotic resistance genes propagation between the environment and humans: A One Health South African study. **Science of the Total Environment**, v. 806, p. 150641, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.150641>. Acesso em: 20 fev. 2022.

REGITANO, J. B.; LEAL, R. M. P. Comportamento e impacto ambiental de antibióticos usados na produção animal brasileira. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 34, p. 601-616, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832010000300002>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SCHAUFLEER, K. et al. Clonal spread and interspecies transmission of clinically relevant ESBL-producing *Escherichia coli* of ST410—another successful pandemic clone? **FEMS microbiology ecology**, v. 92, n. 1, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/femsec/fiv155>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SHOBRAK, M. Y.; ABO-AMER, A. E. Role of wild birds as carriers of multi-drug resistant *Escherichia coli* and *Escherichia vulneris*. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 45, n. 4, p. 1199-1209, 2014. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/bjm/a/8qLbYgXBTQHNDfMq93yTBsS/?format=pdf&lang=en>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SOS Mata Atlântica e INPE (Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais). Atlas dos municípios da Mata Atlântica, 2014. Disponível em: < https://cms.sosma.org.br/wp-content/uploads/2015/11/tabela-municipios-SOSMA_INPE_Atlas-Municipios_2014_rema.pdf > Acesso em: 18 fev. 2022.

SUMMERS, A. O. Generally overlooked fundamentals of bacterial genetics and ecology. **Clinical Infectious Diseases**, v. 34, n. Supplement_3, p. S85-S92, 2002. Disponível em: <https://doi.org/10.1086/340245>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SYKES, J. E. Antimicrobial drug use in dogs and cats. **Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine**, p. 473-494, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9781118675014.ch28>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VAN DEN HONERT, M. S.; GOUWS, P. A.; HOFFMAN, L. C. A preliminary study: Antibiotic resistance patterns of *Escherichia coli* and *Enterococcus* species from wildlife species subjected to supplementary feeding on various South African farms. **Animals**, v. 10, n. 3, p. 396, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/ani10030396>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VELDMAN, K. et al. Characteristics of cefotaxime-resistant *Escherichia coli* from wild birds in the Netherlands. **Applied and environmental microbiology**, v. 79, n. 24, p. 7556-7561, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.01880-13>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VOGT, N. A. et al. Generalizability and comparability of prevalence estimates in the wild bird literature: Methodological and epidemiological considerations. **Animal Health Research Reviews**, v. 21, n. 1, p. 89-95, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1017/S1466252320000043>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WANG, J. et al. The role of wildlife (wild birds) in the global transmission of antimicrobial resistance genes. **Zoological Research**, v. 38, n. 2, p. 55, 2017. Disponível em: <http://doi.org/10.24272/j.issn.2095-8137.2017.003>. Acesso em 20 fev. 2022.

WOOLHOUSE, M. E. J.; WARD, M. J. Sources of antimicrobial resistance. **Science**, v. 341, n. 6153, p. 1460-1461, 2013. Disponível em: <http://doi.org/10.1126/science.1243444> Acesso em: 20 fev. 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Antimicrobial resistance: global report on surveillance**. World Health Organization, 2014. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/112642/?sequence=1>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION et al. **WHO report on surveillance of antibiotic consumption: 2016-2018 early implementation**. 2018. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/277359/9789241514880-eng.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ZOU, H. et al. Evaluating dissemination mechanisms of antibiotic-resistant bacteria in rural environments in China by using CTX-M-producing *Escherichia coli* as an indicator. **Microbial Drug Resistance**, v. 25, n. 7, p. 975-984, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2018.0431>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CAPÍTULO 1 – CARACTERIZAÇÃO DA AVIFAUNA NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, OESTE DO PARANÁ

1.1 INTRODUÇÃO

Apresentando cerca de 46.000 e 117.000 espécies de plantas e animais, respectivamente, o Brasil é considerado o país com a maior riqueza de espécies do planeta (ROCHA & ARAÚJO, 2018; LEITE et al. 2021). A dimensão territorial continental, presença de biomas com numerosos habitats terrestres e aquáticos e o maior sistema fluvial do mundo, favorecem a megabiodiversidade brasileira (ICMBIO, 2018).

Dentre os biomas brasileiros, a Mata Atlântica se destaca, pois apresenta uma riquíssima biodiversidade e uma grande presença de espécies endêmicas (ICMBIO, 2018). No entanto, a redução de suas áreas em decorrência da exploração humana, vem elevando o detrimento de sua diversidade biológica e de seu patrimônio genético, tornando este bioma um dos mais ameaçados do mundo (MARTINS et al. 2021). Apresentando apenas ~ 12% de sua cobertura original, seus fragmentos florestais são, em sua maioria, dispersos e pequenos, ocasionando uma alta concentração de espécies ameaçadas de extinção, caracterizando este bioma como um importante *hotspot* mundial (RIBEIRO et al. 2009; JENKINS et al. 2015; ICMBIO, 2018; SOS MATA ATLÂNTICA, 2021).

O estado do Paraná, inserido no domínio de Mata Atlântica, apresenta, principalmente, três fitofisionomias deste bioma: Floresta Ombrófila Densa, localizada na região costeira do estado; Floresta Ombrófila Mista, encontrada em regiões de maior altitude; e Floresta Estacional Semidecidual, situada em regiões de altitude inferior a 500 metros (norte, oeste e nordeste do estado) (WREGE, et al. 2017). A Floresta Estacional Semidecidual é a fitofisionomia de Mata Atlântica que mais sofreu redução de sua área natural, sendo substituída por áreas urbanizadas, de cultivo ou pastagens (KOZERA et al. 2020). Desta forma, o interior do estado do Paraná, principalmente nas regiões oeste e norte, é caracterizado por apresentar paisagens formada por campos de agricultura intensiva de grãos, como milho e soja (LLANILO et al. 2006; LISBOA et al. 2019).

Com exceção dos municípios que abrangem o Parque Nacional do Iguaçu, as cidades do oeste paranaense apresentam um baixo nível de conservação de Mata

Atlântica, apresentando, em média, apenas 6% de suas florestas, e, além disso, tais fragmentos tendem a ser pequenos, esparsos e descaracterizados (SOS MATA ATLÂNTICA/INPE 2014). Apesar de muitas vezes ignorado, os efeitos do deflorestamento causam alterações no clima global, na biodiversidade, na saúde humana e na economia (MAHARI et al. 2020). Em vista disto, as Unidades de Conservação passam a exercer um papel fundamental no processo de proteção ambiental e conservação da biodiversidade local, haja visto que estas áreas fornecem condições básicas de sobrevivência e reprodução para a fauna e flora de uma determinada região (HASSLER, 2005).

O Parque Estadual São Camilo apresenta como objetivo principal proteger a fauna e flora da região, abrigando áreas de cobertura vegetal em avançado estágio de regeneração, sendo um dos últimos fragmentos florestais de porte considerável no oeste do Paraná. (IAP, 2006). O parque é considerado uma área prioritária do corredor ecológico Caiuá – Ilha Grande, pois tem o objetivo de realizar conectividades com outros fragmentos de Mata Atlântica a fim de proteger esses últimos fragmentos regionais, fornecendo mobilidade e refúgio para a fauna. É também considerado de extrema importância para a conservação dos mesmos (TOSSULINO et al. 2007).

A avifauna neotropical está em constante evolução, e, com 4192 espécies, é caracterizada por apresentar a maior diversidade de aves do planeta (HARVEY et al. 2020). Em conjunto com Colômbia e Peru, o Brasil apresenta uma das maiores avifaunas do mundo, com ocorrência de 1971 espécies (PACHECO et al. 2021). Na Mata Atlântica, estima-se que existam cerca de 890 espécies, das quais 223 são endêmicas, sendo que 31% dessas, são espécies ameaçadas de extinção (LIMA, 2013; VALE et al. 2018).

Apresentando uma enorme diversidade de nichos, as aves desempenham um papel importantíssimo na dinâmica ecológica dos ecossistemas brasileiros. Estes animais agem na regeneração florestal, no controle populacional de insetos e pragas, na polinização de flores e na decomposição da matéria orgânica (RIBEIRO et al 2013; MARCON, 2016; MANGAN et al. 2017; SANTOS et al. 2019). Além disso, as aves silvestres exercem um relevante valor no turismo e na economia, haja visto o crescente interesse da sociedade em atividades de ecoturismo e *birdwatching* (STEVEN et al. 2013; PEGAS & CASTLEY, 2014).

Apesar de serem organismos altamente móveis, muitas aves exibem hábitos e comportamentos únicos, sendo incapazes de superar barreiras antrópicas. O

deflorestamento, queimadas não naturais, comércio ilegal, alterações climáticas e introdução de espécies exóticas são fatores que reduzem drasticamente a diversidade avifaunística, que por consequência acabam elevando a densidade populacional de indivíduos sinantrópicos (LEES & PERES, 2008; ŞEKERCIOĞLU et al. 2012; REIS et al. 2016).

A elevada diversidade da avifauna brasileira, aliada à sua sensibilidade às perturbações antrópicas, tornam estes animais excelentes bioindicadores da qualidade ambiental (BORNATO et al. 2018). O estudo de ecologia funcional constitui em uma ferramenta importante para identificar características que afetam o funcionamento e o desenvolvimento dos ecossistemas (ROSENFELD & MÜLLER, 2020). A estrutura da vegetação, por exemplo, influencia na dieta e no estrato de forrageio de uma ave no local onde vive (BATISTELI, 2015; MULYANI et al. 2020). Neste caso, a diversidade funcional de um local homogêneo tende a ser baixa, haja visto que limita a exploração de recursos de um organismo (PESSOA et al. 2014). Deste modo, compreender a dieta e o estrato de forrageio das aves, aliado a categorias de resistência antrópicas, podem explicar a qualidade ambiental de uma região. A migração é também um importante fator para a compreensão da saúde ambiental, em vista que áreas preservadas tendem a ser preferidas por aves migratórias para sua nidificação, descanso ou forrageio (Valente et al., 2011). Neste sentido, entender a diversidade e ecologia das aves de um determinado local é extremamente útil para compreendermos a saúde ambiental de uma região. Ainda, de acordo com Mace (2004), listas da fauna em unidades de conservação auxiliam nas tomadas de decisões e no manejo dessas áreas e de seu entorno, agregando nos esforços para a conservação ambiental.

Diante do restrito cenário de informações ecológicas, tanto da avifauna palotinese quanto da avifauna do oeste do Paraná, atrelado ao constante deflorestamento regional, o objetivo deste trabalho foi realizar um levantamento das espécies de aves existentes no Parque Estadual São Camilo ao longo de um ano e discutir a importância deste local para a conservação da avifauna do município de Palotina, Paraná.

1.2 MATERIAL E MÉTODOS

1.2.1 Local de Estudo

Localizado entre as coordenadas 24°18'00"- 24°19'30" S e 53°53'30"- 53°55'30" W e cobrindo 0,57% do município de Palotina, no oeste do Paraná, o Parque Estadual de São Camilo (PESC) é responsável por proteger 385,34 hectares da Floresta Estacional Semidecidual (Figura 01). Esta área é considerada um dos poucos remanescentes florestais da região. Os arredores do PESC são caracterizados por terem sua área original suprimida e substituída por monoculturas de milho e soja (RIBAS, et al. 2020).

O PESC é margeado pelo Rio São Camilo, no qual desemboca o único córrego que corta o parque, o córrego Quati. Na região nordeste do fragmento, próximo à área de visitante localiza-se um lago artificial, o qual é resultado de um represamento do Córrego Quati. Na porção noroeste do Parque, existe uma área paludosa caracterizada por formações pioneiras com influência flúvio-lacustre, diferente de todo o restante do parque, sendo de especial interesse, pois apresenta uma fauna específica e diferenciada (IAP, 2006).

A área de visitação é uma pequena porção do parque caracterizada por ser a região da unidade com maior modificação antrópica, nela são encontradas árvores frutíferas, arbustos e gramíneas exóticas, pequenas edificações para recepção do público (quiosques, banheiros e portaria), um lago artificial e uma ponte que liga a área de visitação para o interior do parque através de uma trilha principal. Ao lateral desta área se encontram pequenas matas e açudes de propriedades privadas, as quais são constantemente forrageados por aves do parque.

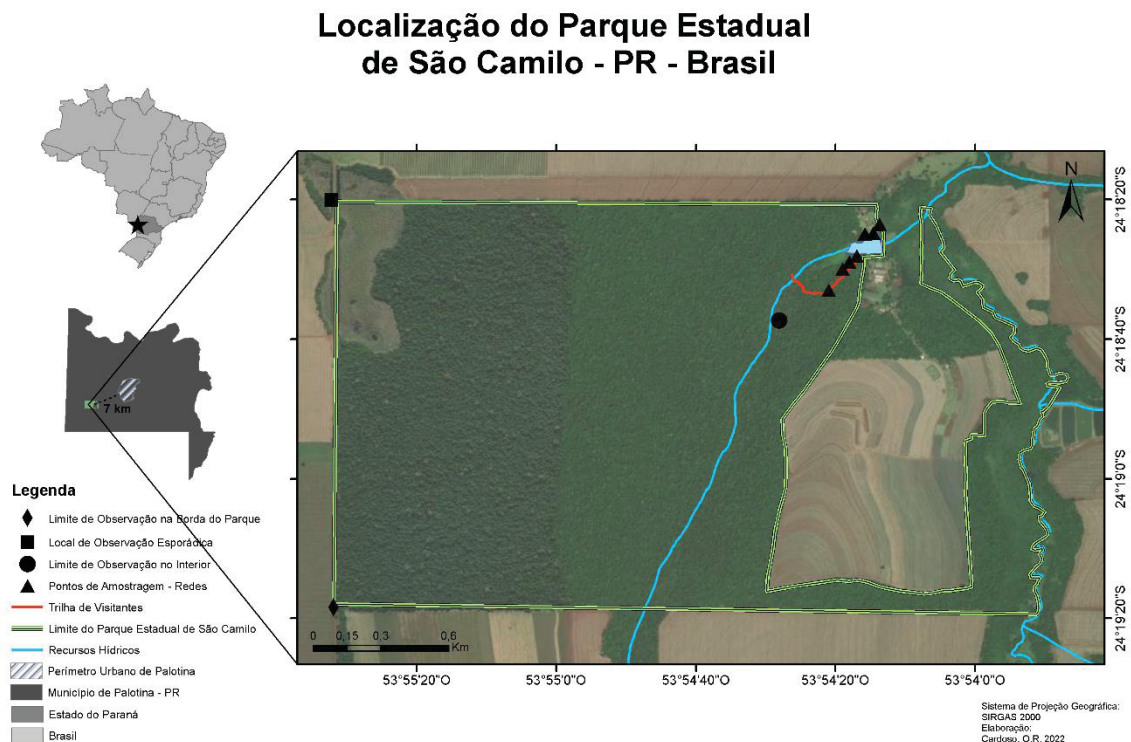
O interior do parque é considerado um fragmento de floresta secundária em avançado estágio de regeneração, apresentando clareiras e ausência de um dossel contínuo na maior parte da área do parque, sendo comum a presença de espécies pioneiras e secundárias iniciais (IAP, 2006, KOZERA & PELUCI, 2015).

A região paludosa onde foi instalada uma das redes de neblina do estudo está localizada na porção oeste final do lago artificial. Esta região é caracterizada por apresentar o solo pantanoso com influência do represamento do Córrego Quati. O local é recoberto por uma vegetação herbácea de áreas brejosas. Comumente

também são encontradas árvores mortas e secas, embaúbas e palmeiras. A presença de capivaras nesta região é constante.

De acordo com a classificação de Köppen, o clima da região é o Subtropical Úmido (Cfa), com verões quentes e sem estação seca delimitada (RIBAS et al. 2020). Em épocas de baixa temperatura e pluviosidade, parte das árvores do PESCS perdem suas folhas. Os períodos de seca mais severos tendem a ocorrer associados ao fenômeno de La Niña (SALTON et al. 2021).

FIGURA 01 - LOCALIZAÇÃO DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO E A LOCALIZAÇÃO DAS REDES DE NEBLINA (TRIÂNGULOS), DOS LIMITES DA OBSERVAÇÃO DE AVES NA BORDA E NO INTERIOR DO PESCS (LOSANGO E CÍRCULO) E DE UM LOCAL DE OBSERVAÇÃO ESPORÁDICA (QUADRADO).



1.2.2 Métodos de Amostragem

O inventário da avifauna do PESCS foi realizado ao longo do período de março de 2021 a fevereiro de 2022. Durante este período foi realizado o método de observação direta por ponto fixo, por transectos e capturas por rede-de-neblina.

O método de observação direta por ponto fixo consiste na observação da avifauna em locais onde um grupo de animais pode habitar ou estar ativo em um

determinado período. Nesta metodologia, o observador permanece parado por um tempo, anotando todas as aves avistadas ou escutadas (bioacústica) (DEVELEY, 2006). Já no método de observação direta por transectos, o observador permanece registrando as espécies enquanto caminha ou se desloca ao longo de uma trilha (DEVELEY, 2006).

As observações foram realizadas na área de visitantes, nas trilhas do PESC e na borda do parque, e, uma vez que sua estrutura física e biológica é distinta do restante do parque apresentando uma possível fauna distinta, a região noroeste do parque foi constantemente observada. Os locais limítrofes de observação, tanto no interior quanto na borda do PESC, podem ser vistos na figura 01. Quando não foi possível identificar a vocalização de alguma ave em campo, elas foram gravadas e avaliadas posteriormente. Duas observações crepusculares e noturnas foram realizadas, objetivando identificar espécies cujas atividades ocorrem durante este período.

A observação direta e a gravação de vocalizações foram constantes ao longo dos meses, sendo considerados, para este levantamento, todo e qualquer registro realizado em visitas ao PESC, mesmo durante períodos esporádicos de lazer, por este motivo não foi possível realizar um cálculo de esforço amostral para estas metodologias. Os registros das aves foram categorizados como: Visual (VI); Auditivo (AU); Captura em Rede de Neblina (RN); Registro por Colaborador (CO).

As frequências de ocorrência durante as observações foram categorizadas como: Pouco Frequentes - quando se observou menos de três vezes ao longo do período amostral uma determinada espécie; Frequentes – quando uma espécie foi observada entre três e dez vezes ao longo do período amostral; Muito Frequente – quando uma espécie foi avistada/ouvida em praticamente todos os dias de observação.

Em conjunto às observações, foram realizados registros fotográficos e gravações de vocalização sempre que possível, a fim de garantir material testemunho para o trabalho. Os registros fotográficos foram realizados a partir de uma Câmera Nikon B600, enquanto as vocalizações foram gravadas por celular iPhone XR. Todos os registros testemunhos obtidos foram depositados no banco de dados do Wikiaves (Apêndice 01).

Com o objetivo de agregar aves não visualizadas durante o período amostral, adicionamos ao levantamento, espécies registradas por dois colaboradores, os quais

compartilharam seus registros realizados no PESC. Os registros realizados pelos colaboradores foram também inseridos como material testemunho no banco de dados da plataforma Wikiaves (Apêndice 1).

As coletas em rede de neblina ocorreram ao longo de 28 dias no período de abril a dezembro de 2021. Sete pontos amostrais foram escolhidos para a instalação das redes, sendo três na área de visitantes, três no interior da mata e uma em um local paludoso (Figura 01). As redes apresentaram a dimensão de 9x2,5m, com exceção de uma rede no interior que apresentou 12x2,5m. As redes foram abertas durante a aurora e permaneceram abertas por seis horas. As revisões ocorreram, em média, a cada 20 minutos. O esforço de captura foi calculado de acordo com Straube & Bianconi (2002). Os indivíduos capturados nas redes foram retirados, acomodados em sacos de algodão e levados a base do campo para serem triados e identificados. Ao fim da triagem as aves foram anilhadas com anilhas coloridas de PVC (código: PRB), sendo soltas próximas ao local onde foram capturadas.

As aves capturadas, avistadas e fotografadas foram identificadas com base em guias de identificação (SIGRIST, 2015) e pelo aplicativo desenvolvido pela Universidade de Cornell, *Merlin® Bird ID* (THE CORNELL LAB OF ORNITHOLOGY, 2022). Já as vocalizações foram identificadas utilizando o aplicativo *BirdNET* (KAHL, 2021) e comparadas a partir de bancos de dados como Xeno-Canto e Wikiaves.

Os dados da ecologia funcional da avifauna do PESC foram obtidos de Wilman et al. (2014) (adaptado), para as categorias tróficas e para o estrato de forrageio. Define-se como categoria trófica a dieta preferencial de uma determinada espécie, enquanto estrato de forrageio define o local onde um indivíduo apanha preferencialmente seu alimento. O padrão de migração das espécies também foi avaliado baseado em Somenzari et al. (2018).

O estabelecimento do grau de dependência de ambientes florestais foi avaliado de acordo com Silva (1995) e a sensibilidade a alterações antrópicas foi definido conforme Stotz et al. (1996). As espécies endêmicas de Mata Atlântica foram listadas condizentes a Vale et al. (2018). O *status* de conservação das espécies para o estado do Paraná foi baseado pelo Decreto 1.1797 de 22 de novembro de 2018, enquanto o *status* de conservação das espécies para o Brasil foi baseado no Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (ICMBIO, 2018). As categorias de cada dado levantado estão disponíveis na Tabela 01. A ordem sistemática e a

nomenclatura utilizada na listagem das aves seguem o Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos – CBRO (PACHECO et al. 2021).

TABELA 01 - DEFINIÇÕES DAS CATEGORIAS FUNCIONAIS, DE RESISTÊNCIA A IMPACTOS ANTRÓPICOS E CONSERVAÇÃO ENCONTRADAS NA AVIFAUNA DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO.

(continua)

Categoria	Definição
Ecologia Funcional	
Categoria Trófica	Preferência alimentar por:
Insetívoros	Insetos ou outros invertebrados.
Frugívoro	Parte comestível do fruto (polpa ou arilo que reveste sementes).
Granívoro	Sementes ou grãos.
Nectívoro	Néctar produzido de plantas floríferas.
Herbívoro	Diversas partes de um vegetal.
Carnívoro/Pescador	Vertebrados aquáticos.
Carnívoro/Predador	Aves ou mamíferos.
Carnívoro/Carniceiro	Animais mortos ou em decomposição.
Carnívoro/Generalista	Aves que se alimentam de qualquer vertebrado.
Onívoro	Vários tipos de alimentos, dieta amplamente variável
Estrato de Forrageio	Forrageamento:
Subaquático	Abaixo da superfície da água.
Superficial aquático	Na superfície da água ou pouco abaixo da mesma.
Terrestre	No solo ou capturam seu alimento ao nível dele.
Sub-bosque	Abaixo de 2 metros no sub-bosque de florestas, bordas ou arbustos
Sub-dossel	Acima de 2 metros, mas abaixo do dossel.
Dossel	Dentro do dossel ou logo acima da copa das árvores.
Aéreo	Bem acima da vegetação ou de qualquer estrutura.
Migração	Ao longo da vida ocupam:
Residentes	Mesma área ou se deslocam por curtas distâncias
Parcialmente Migratórios	Mesma área ou se deslocam a longa distâncias em épocas reprodutivas
Migratórios	Uma área durante o período reprodutivo e outra área fora deste período

TABELA 01...

(conclusão)

Categoria	Definição
Resistência a Impactos Antrópicos	
Sensibilidade	
Baixa	Aves que suportam e se adaptam a distúrbios antrópicos.
Média	Aves que suportam razoavelmente distúrbios antrópicos.
Alta	Aves que são altamente vulneráveis a distúrbios antrópicos.
Grau de Dependência Florestal	
Independente	Aves que ocorrem em áreas abertas.
Semi-dependente	Aves que ocorrem em áreas abertas e em áreas fechadas.
Dependente	Aves que ocorrem principalmente em habitats florestais.
Status de Conservação	
<i>Least Concern</i> (LC)	Espécie abundante e amplamente distribuída
<i>Near Threatened</i> (NT)	Espécie que pode ser considerada ameaçada iminentemente
<i>Vulnerable</i> (VU)	Podem enfrentar risco de extinção em futuro próximo
<i>Critical</i> (CR)	Risco elevado de extinção na natureza

1.2.3 Análises Estatísticas

Para verificar se o esforço de captura em rede de neblina foi suficiente durante o período amostral, foi construída uma curva de rarefação, considerando o número de espécies em função do esforço amostral em número de meses amostrados (abril a dezembro de 2021).

Os cálculos de frequência dos atributos funcionais e de sensibilidade a impactos antrópicos foram realizados pelo *software* Excel 2016, enquanto os cálculos da curva de rarefação foram feitos pelo *software* EstimateS 9.1.0 (COLWELL, 2013) e plotados pelo Excel 2016.

1.2.4 Autorizações

A realização do trabalho foi aprovada pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO Licença #75086-2) e certificado pela

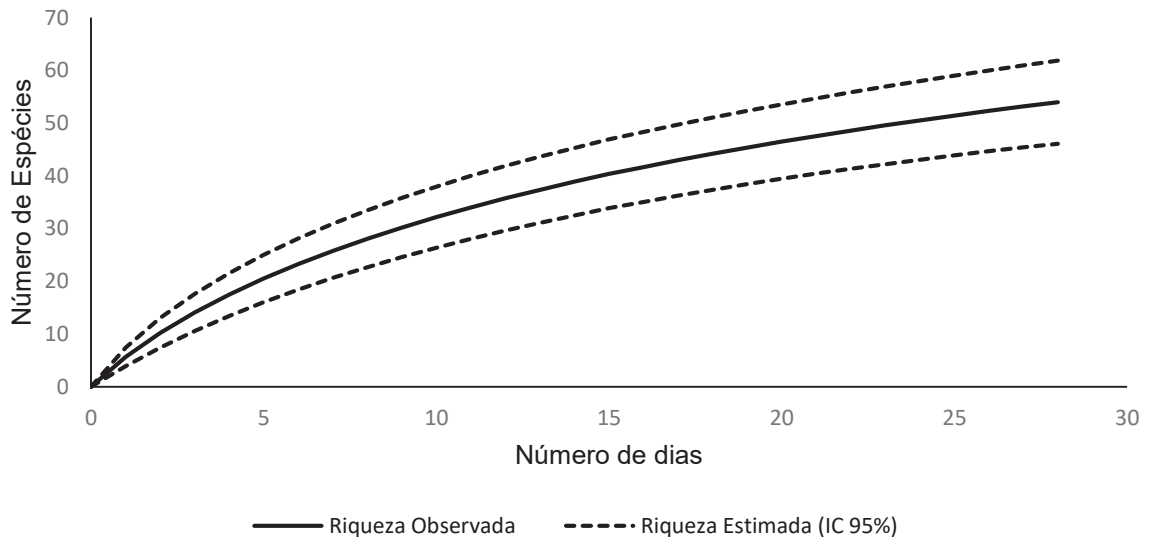
Comissão de Ética no Uso de Animais do Setor Palotina da UFPR (CEUA/Palotina – Protocolo nº 09/2020). A execução do trabalho no PESC foi autorizada pelo Instituto Água e Terra (Protocolo 17.317.251-6).

1.3 RESULTADOS

Um total de 181 espécies de aves foram identificadas no PESC, sendo 148 espécies inventariadas durante o período amostral e 33 espécies registradas por cientistas cidadãos antes do período amostrado. A avifauna da unidade de conservação é representada por 25 ordens e 51 famílias, sendo a ordem Passeriformes a mais diversa, seguida por Piciformes e Pelecaniformes (87,12 e 10 espécies, respectivamente). A maior riqueza entre as famílias foi encontrada em Tyrannidae, Thraupidae e Picidae (23,17 e 9 espécies, na devida ordem) (Apêndice 1).

Com um esforço amostral de captura por redes de neblina de 27.930 m².h., foram capturados 197 indivíduos pertencentes a cinco ordens, 25 famílias e 54 espécies. A curva do coletor não estabilizou, indicando que um aumento do esforço amostral poderia incrementar a riqueza de organismos capturados (Figura 02). Mesmo assim, as espécies *Conirostrum speciosum* (Temminck, 1824), *Cyanoloxia brissonii* (Lichtenstein, 1823), *Elaenia parvirostris* Pelzeln, 1868, *Setophaga pitaiayumi* (Vieillot, 1817), *Stelgidopteryx ruficollis* (Vieillot, 1817), *Trichothraupis melanops* (Vieillot, 1818) e *Turdus amaurochalinus* Cabanis, 1850 não foram visualizadas ou ouvidas, sendo identificadas apenas após a sua captura em rede de neblina. Devido a semelhança morfológica entre as guaracavas, apenas *E. parvirostris* foi identificada nas triagens em rede de neblina, as demais espécies foram identificadas como *Elaenia* sp. para este método de registro.

FIGURA 02 - CURVA DO COLETOR CONSIDERANDO O NÚMERO DE ESPÉCIES DA AVIFAUNA CAPTURADA EM REDE DE NEBLINA EM FUNÇÃO DO NÚMERO DE DIAS DE COLETA, NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO NO PERÍODO DE ABRIL DE 2021 A DEZEMBRO DE 2021.



As espécies *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758), *Bubulcus ibis* (Linnaeus, 1758) e *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758) foram as únicas espécies de aves exóticas amostradas no levantamento, no entanto nenhuma destas espécies foram categorizadas como muito frequente no estudo.

Duas espécies foram categorizadas como vulneráveis para o estado do Paraná: *Campylorhamphus trochilrostris* (Lichtenstein, 1820) e *Pteroglossus bailloni* (Vieillot, 1819), sendo que a primeira foi frequentemente avistada durante o período amostral, enquanto a segunda foi registrada apenas por colaboradores. A espécie *Rhea americana* (Linnaeus, 1758), categorizada como criticamente ameaçada para o estado do Paraná, e a espécie *Polytmus guainumbi* (Pallas, 1764) categorizada como quase ameaçada para o estado também foram inventariadas pelo registro popular.

Espécies endêmicas da mata atlântica foram encontradas ao longo do período amostral e registradas por colaboradores, totalizando 4,4% das espécies da avifauna do PESC. As espécies endêmicas *Aramides saracura* (Spix, 1825), *Melanerpes flavifrons* (Vieillot, 1818), *Picumnus temminckii* Lafresnaye, 1845 e *Tachyphonus coronatus* (Vieillot, 1822) foram frequentemente avistadas em campo. Por outro lado, as espécies *Campephilus robustus* (Lichtenstein, 1818), *P. bailloni*, *Saltator fuliginosus* (Daudin, 1800) e *Stephanoxis loddigesii* (Gould, 1831) foram registradas apenas pelos colaboradores.

A vocalização das espécies noturnas e crepusculares *Megascops choliba* (Vieillot, 1817), *Strix virgata* (Cassin, 1849) e, principalmente *Nyctidromus albicollis* (Gmelin, 1789) foram constantemente escutadas antes do amanhecer, enquanto as espécies *Tyto furcata* (Temminck, 1827) e *Dromococcyx pavoninus* Pelzen, 1870 vocalizaram durante uma visita noturna ao fragmento florestal.

Na região noroeste do parque onde se encontra uma área brejosa (Fig. 1), foi possível detectar a presença por observação e vocalização das espécies *Ammodramus humeralis* (Bosc, 1792), *Capsiempis flaveola* (Lichtenstein, 1823), *Coryphospingus cucullatus* (Statius Muller, 1776), *Dendrocygna viduata* (Linnaeus, 1766), *Gallinula galeata* (Lichtenstein, 1818), *Leistes superciliaris* (Bonaparte, 1850), *Myiothlypis flaveola* Baird, 1865, *Nomonyx dominicus* (Linnaeus, 1766), *Synallaxis frontalis* Pelzeln, 1859, *Syrigma sibilatrix* (Temminck, 1824), *Tachybaptus dominicus* (Linnaeus, 1766), tais aves foram apenas registradas neste local do fragmento florestal.

Grande parte das espécies catalogadas foram observadas na área de visitação, no entorno do parque e na região do lago artificial. Apenas 11 espécies foram encontradas exclusivamente no interior da mata, sendo elas: *Crypturellus tataupa* (Temminck, 1815), *C. trochilirostris*, *Dendrocolaptes platyrostris* Spix, 1825, *D. pavoninus*, *Dysithamnus mentalis* (Temminck, 1823), *Lochmias nematura* (Lichtenstein, 1823), *Melanerpes candidus* (Otto, 1796), *Penelope obscura* Temminck, 1815, *Platyrinchus mystaceus* Vieillot, 1818, *T. melanops* e *Vireo chivi* (Vieillot, 1817). Todas estas espécies, com exceção de *M. candidus*, são dependentes de floresta.

Cerca de 29% das aves observadas na área de estudo foram classificadas como muito frequentes, pois foram constantemente avistadas ou ouvidas. Dentre os mais frequentes, destacam-se todos os exemplares levantados da família Columbidae, pois foram avistadas todos os dias. Algumas espécies como *Elaenia spectabilis* Pelzeln, 1868, *Ictinea plumbea* (Gmelin, 1788), *Myiodynastes maculatus* (Statius Muller, 1776), *Pachyramphus validus* (Lichtenstein, 1823) *Tyrannus melancholicus* Vieillot, 1819, *Tyrannus savana* Daudin, 1802 e *V. chivi*, não haviam sido registradas até setembro, sendo que a partir deste mês, sua presença foi constante e abundante. As espécies *Cissopis leverianus* (Gmelin, 1788), *Megarynchus pitangua* (Linnaeus, 1766), *Molothrus oryzivorus* (Gmelin, 1788) e *Tityra inquisitor* (Lichtenstein, 1823) foram visualizadas também a partir de setembro, no entanto com menos frequência. Algumas outras, como *Cyanocorax chrysops* (Vieillot,

1818), *Manacus manacus* (Linnaeus, 1766) e *Pteroglossus castanotis* Gould, 1834 apresentaram picos de visualização no início e final do período amostral. Ainda, 57 espécies foram pouco conspícuas, ou seja, observadas pouquíssimas vezes ao longo do ano, sendo que muitas delas foram vistas ou ouvidas apenas uma vez.

A avifauna do PESC apresentou uma dominância de espécies insetívoras (48,6%), seguida por onívoras (13,2%) e frugívoras (10,5%), o hábito alimentar menos representativo foi carnívoro/generalista, representando 2,2% das aves catalogadas. Quanto ao estrato de forrageio predominou-se aves que forrageiam a nível terrestre, sub-dossel e sub-bosque (48, 36 e 21 táxons, respectivamente). No entanto vale ressaltar que aproximadamente 27% das aves do PESC apresentam preferência a mais de um estrato de forrageio, sendo mais comum espécies que forrageiam tanto em sub-bosque e sub-dossel (6,1%), e, sub-bosque e solo (11 espécies) (Tabela 02).

Quatro espécies de aves migratórias apresentam ocorrência no PESC: *Coccyzus americanus* (Linnaeus, 1758), *Coccyzus melacoryphus* Vieillot, 1817, *Harpagus diodon* (Temminck, 1823) e *Falco peregrinus* Tunstall, 1771, destas, as três primeiras foram registradas por colaboradores e a última observada durante o período amostral. Houve o registro de 21 espécies parcialmente migratórias, sendo que grande parte destas (11 táxons) pertencem a família Tyrannidae (Tabela 02).

TABELA 02 – CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS FUNCIONAIS DA AVIFAUNA PRESENTE NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.

(Continua)

Categoria	Número de espécies	%
Dieta		
Insetívoro	88	48,6
Onívoro	24	13,2
Frugívoro	19	10,5
Granívoros	11	6,1
Carnívoro/Predador	10	5,5
Carnívoro/Pescador	8	4,4
Nectívoro	7	3,9
Herbívoro	5	2,8
Carnívoro/Carniceiro	5	2,8
Carnívoro/Generalista	4	2,2
Estrato de Forrageio		
Terrestre	48	26,5
Sub-Dossel	36	19,9
Sub-Bosque	21	11,6
Dossel	13	7,18

TABELA 02...

(Conclusão)

Categoria	Número de espécies	%
Sub-Bosque/Sub-Dossel	11	6,1
Terrestre/Sub-Bosque	11	6,1
Superfície d'água	7	3,9
Abaixo da Superfície d'água	7	3,9
Sub-Dossel/Dossel	5	2,8
Terrestre/Sub-Bosque/Sub-Dossel	5	2,8
Superfície d'água/Terrestre	4	2,2
Sub-Bosque/Sub-Dossel/Dossel	4	2,2
Terrestre/Dossel	3	1,7
Terrestre/Sub-Bosque/Sub-Dossel/Dossel/Aéreo	2	1,1
Aéreo	1	0,5
Sub-Bosque/Sub-Dossel/Dossel/Aéreo	1	0,5
Terrestre/Sub-Dossel/Dossel	1	0,5
Sub-Bosque/Sub-Dosse/Aéreo	1	0,5
Migração		
Migratório	4	2,2
Parcialmente Migratório	21	11,6
Residente	156	86,2

Quanto à sensibilidade a impactos ambientais, aves com baixa sensibilidade foram dominantes no PESC (64,1%), seguidas por aves de média sensibilidade (33,7%) e apenas quatro espécies são consideradas altamente sensíveis a alterações ambientais, sendo elas: *C. trochilirostris*, *D. pavoninus*, *P. bailloni* e *P. castanotis*. Com 46 espécies levantadas, aves dependentes de ambientes florestais foram minoria neste trabalho, sendo mais frequentemente amostradas aves semi-dependentes e independentes de ambientes florestais (57 e 78 táxons, respectivamente) (Tabela 03).

TABELA 03 - GRAU DE SENSIBILIDADE A DISTÚRBIOS AMBIENTAIS E DE DEPENDÊNCIA FLORESTAL DAS ESPÉCIES DE AVES DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.

Categoria	Número de Espécies	%
Grau de dependência de ambientes florestais		
Dependente	46	25,4
Semi-dependente	57	31,5
Independente	78	43,1
Sensibilidade à perturbações ambientais		
Alta	4	2,2
Média	61	33,7
Baixa	116	64,1

1.4 DISCUSSÃO

Os resultados encontrados neste capítulo evidenciam importantes dados descritivos da avifauna em uma unidade de conservação em Floresta Estacional Semidecidual no oeste do Paraná, o Parque Estadual de São Camilo. O presente levantamento catalogou 181 espécies aves com ocorrência no PESC, o que equivale a aproximadamente 24% da avifauna paranaense e cerca de 20% das aves encontradas na Mata Atlântica (SCHERER-NETO et al. 2011; MOREIRA-LIMA, 2011).

A captura por redes de neblina foi importante para o levantamento da avifauna do PESC, pois possibilitou a amostragem de aves pouco conspícuas, sendo que sete espécies foram exclusivamente detectadas por este método. De acordo com Bispo et al. 2016, a captura por rede de neblina é um método considerado custoso e exige experiência do pesquisador para o manejo dos animais. Além disso, por ser limitado a uma determinada área, os levantamentos tendem a não ser precisos em uma grande área, uma vez que algumas aves podem não interagir àqueles locais. Por outro lado, a captura de espécies pouco conspícuas de sub-bosque, as quais raramente são observadas, muitas vezes só são inventariadas a partir deste método (LUGARINI et al. 2014), corroborando com os resultados deste estudo. Neste sentido, a fim de garantir um maior sucesso no levantamento da avifauna de uma determinada área, incentivamos o uso de múltiplas metodologias.

A participação de colaboradores para este levantamento foi essencial, já que 33 espécies só puderam ser incrementadas a este levantamento, em decorrência do registro prévio destes cientistas-cidadãos. De acordo com Mamade et al. (2017), por muitas vezes, um pesquisador não detém de todas as condições, oportunidades e possibilidades reais para reunir dados de forma abrangente e totalitária, deste modo, estimular a participação social permite o cumprimento de objetivos científicos, auxiliando muito na conservação e no conhecimento da biodiversidade de um local.

Apesar de apresentarem uma grande mobilidade, a degradação de habitats e a fragmentação florestal, oriundas de atividades agropecuária e expansão urbana, representam as principais ameaças às espécies encontradas na Mata Atlântica (ICMBIO, 2018). Isso ocorre, pois, algumas espécies apresentam nichos ecológicos restritivos, desta forma, áreas agrícolas ou urbanas agem como barreiras, não permitindo a movimentação entre fragmentos não conectados (BOESING et al. 2021). Ainda, algumas aves, quando conseguem voar em áreas abertas, se tornam

suscetíveis a predadores ou atropelamentos (DIAS et al. 2021; FARIA et al. 2022). Desta forma, o PESC, por ser uma unidade de conservação e um importante corredor ecológico, é essencial para a manutenção da avifauna do município de Palotina e para a região oeste do Paraná, principalmente àquelas que apresentam nichos ecológicos mais restritos.

A importância do PESC como área de preservação fica evidente, não apenas por sua diversidade, mas também pela detecção de importantes aves ameaçadas no Paraná, com alta sensibilidade a impactos antrópicos e endêmicas da Mata Atlântica. Dentre estas, destaca-se a espécie *Campyloramphus trochilirostris*, que é encontrada apenas na região oeste e noroeste do Paraná, sendo considerada vulnerável para o estado de acordo com o Decreto Nº 11.797 (2018). Indivíduos destas espécies foram constantemente observados no PESC durante o período amostral, os quais frequentemente se encontravam formando bandos mistos com *Dendrocolaptes platyrostris* Spix, 1825. O comportamento alimentar de *C. trochilirostris* tornam estes animais sensíveis a perturbações antrópicas, uma vez que sua dieta consiste unicamente em insetos que vivem dentro de troncos, desta forma necessitam de ambientes íntegros e grandes territórios para sobreviverem (SILVA, 1992). Neste sentido, o PESC pode ser um refúgio extremamente importante para esta espécie no Paraná, tendo em vista que a unidade conserva condições propícias para sua sobrevivência.

A espécie *Rhea americana*, criticamente ameaçada para o estado paranaense (PARANÁ, 2018), foi registrada no PESC por um colaborador em 2018, no entanto, anterior a este período, relatos de funcionários do PESC indicavam a sua presença regular no entorno do parque. Com base em registros obtidos no Wikiaves, até o presente momento, existem apenas 12 registros desta espécie no estado, sendo que grande parte destes, foram realizados no oeste e noroeste do Paraná, portanto não acreditamos que este indivíduo tenha sido resultado de solturas (WIKIAVES, 2022). Por ser uma espécie com grande mobilidade em campos abertos (GRÄBIN et al. 2012), ser amplamente suscetível à caça (CONSTANTINO, 2018) e não ter sido observada durante o período amostral, não podemos confirmar que esta espécie ainda se encontra no PESC, podendo ter migrado para outros fragmentos regionais.

Dois espécies encontradas no PESC são caracterizadas como Quase Ameaçadas para o Brasil: *Amazona aestiva* e *Pteroglossus bailloni* (ICMbio, 2018), no entanto, a primeira é considerada exótica para o estado do Paraná (PARANÁ,

2015). De acordo com a Base de Dados Nacional de Espécies Exóticas Invasoras (2022), a espécie *A. aestiva* é uma ave natural de florestas úmidas ou secas da região sudeste do Brasil e apresenta preferência de invasões à ambientes florestais. Por ser uma das espécies mais comercializadas, legalmente ou ilegalmente, sua propagação em ambientes naturais ocorre por solturas, escapes e por dispersões naturais a partir de invasões biológicas (COSTA et al. 2018). A presença da *A. aestiva* no PESC pode ser controversa, haja visto que, apesar de não natural e gerar competição com espécies nativas, o avistamento desta espécie não foi frequente, indicando que não existem populações totalmente estabelecidas no parque, desta forma, o controle mecânico desta espécie e seu remanejamento, pode auxiliar na conservação destes indivíduos em sua área natural.

Apesar de não ter sido observada durante o período amostral, a espécie *P. bailloni* foi registrada por um colaborador formando grupo misto com *P. castanotis*. O registro desta espécie no PESC também evidencia a importância do parque na conservação de espécies ameaçadas, tendo em vista que esta espécie é categorizada como vulnerável para o estado do Paraná e quase ameaçada para o Brasil, além de ser uma espécie endêmica da mata atlântica (ICMBIO, 2018; PARANÁ, 2018; VALE et al. 2018). Além disso, grupos mistos destas duas espécies favorecem a dispersão de sementes no PESC e nos fragmentos em sua volta, haja visto que são espécies frugívoras e se movimentam em grandes extensões de áreas preservadas (ATHIÊ, 2014; WILMAN et al. 2014).

Assim como *P. bailloni*, outras sete espécies endêmicas da Mata Atlântica ocorrem no PESC. Por serem endêmicas, estas aves apresentam ocorrência unicamente em regiões de Mata Atlântica, e, por ser um dos biomas mais ameaçados do mundo, estas espécies se tornam igualmente ameaçadas (VALE et al. 2018). A presença de espécies endêmicas e ameaçadas de extinção no PESC demonstram que esta unidade de conservação vem cumprindo seu principal objetivo, que é, segundo o Sistema Nacional de Unidades de Conservação (2000), contribuir para a manutenção da diversidade biológica e de seus recursos genéticos, protegendo espécies ameaçadas da extinção, seja em âmbito nacional ou regional.

Além de proteger espécies residentes de Palotina e da região oeste do Paraná, o PESC é responsável também por abrigar espécies migratórias e parcialmente migratórias. Algumas espécies de aves migratórias podem realizar migrações em rotas restritas ao território nacional; outras se deslocam para países vizinhos ou;

outras, deslocam-se por área intercontinentais, estendendo-se sua distribuição de polo a polo (ICMbio, 2019). Algumas aves neárticas, como o *Falco peregrinus*, observado no PESC, se reproduzem na América do Norte e utilizam ecossistemas neotropicais durante o período não reprodutivo (VALENTE et al. 2011). Neste sentido, o PESC apresenta condições para oferecer um ambiente íntegro para descanso e alimentação destas aves, possibilitando o sucesso migratório de suas visitantes.

A observação das espécies *Elaenia spectabilis*, *Ictinea plumbea*, *Myiodynastes maculatus*, *Pachyramphus validus*, *Tyrannus savana* e *Vireo chivi*, a partir de setembro, corroboram com seus padrões migratórios, onde sua presença no estado paranaense é constante entre os meses de setembro a março (SOMENZARI et al. 2018).

A presença de *Tyrannus melancholicus* é comum ao longo do ano para todo o território nacional, no entanto, para os estados do Sul, a maior frequência destes indivíduos ocorre durante os períodos de outubro a março (SOMENZARI et al. 2018). Durante o período amostral, esta espécie foi notada desde setembro de 2021 (RIBAS, 2021), evidenciando uma antecipação em seu período migratório.

Outras espécies parcialmente migratórias como *Myiopagis viridicata* (Vieillot, 1817), *Legatus leucophaeus* (Vieillot, 1818), *Empidonax varius* (Vieillot, 1818), *Myiophobus fasciatus* (Statius Muller, 1776), *Sporophila caerulea* (Vieillot, 1823) e *Stelgidopteryx ruficollis* (Vieillot, 1817), as quais não foram frequentemente observadas, também tiveram sua presença notada apenas a partir de setembro, corroborando com seus padrões de distribuição para o estado do Paraná (SOMENZARI et al. 2018).

Os dados referentes a aves migratórias corroboram e auxiliam no entendimento do padrão migratório de algumas aves para o estado do Paraná e evidenciam também que o PESC tem sido escolhido por estas aves para descanso, alimentação e reprodução, reforçando a importância de fragmentos florestais para uso de tais espécies.

No presente levantamento, verificou-se um predomínio de aves independentes de ambientes florestais (43,3% das espécies catalogadas), algo que não é comumente encontrado em fragmentos de Mata Atlântica (MANHÃES & LOURES-RIBEIRO, 2011; GAVA-JUST et al. 2020). Apesar do PESC ser uma área preservada, a área de seu entorno pode explicar essa realidade. Em todo o oeste do Paraná, com exceção dos municípios próximos ao Parque Nacional do Iguaçu, restam muito pouco de suas

florestas naturais, sendo que, na maioria de seus municípios, restam menos de 6% da Mata Atlântica original, a qual foi suprimida intensamente para dar lugar a campos agrícolas e pecuários (SOS MATA ATLÂNTICA, 2014). A baixa sensibilidade a perturbações ambientais também foi dominante no PESC (116 espécies), algo que também pode ser reflexo do avanço de áreas rurais no oeste do Paraná. Mesmo assim, o encontro de espécies sensíveis e dependentes de floresta não deve ser ignorado, pois isto demonstra a resiliência das espécies e a importância de áreas preservadas mesmo em regiões extremamente degradadas, incentivando políticas ambientais a fim de garantir a conservação destas espécies.

A elevada porcentagem de espécies insetívoras em relação às demais categorias tróficas no PESC é algo esperado e pode ser explicada pelo fato de que ambientes tropicais são responsáveis por abrigar a maior diversidade de aves insetívoras do planeta (SHERRY, et al. 2020). Mesmo assim, aves insetívoras que forrageiam em sub-bosque estão entre as espécies da avifauna mais ameaçadas pela perda de habitat (LUCK et al. 2013; BURIVALOVA et al. 2015). Estas aves apresentam movimentações limitadas e não conseguem manter populações ou chegar em fragmentos distantes (LINDELL et al. 2007). Neste sentido, a fragmentação de habitats e ausência de corredores levam o declínio da população destas aves (ALEIXO & VIELLIARD, 1995). No PESC foram detectadas 13 espécies que apresentam preferencialmente este hábito, nas quais, quatro espécies são dependentes de floresta e quatro semi-dependentes, corroborando com a necessidade de ambientes florestados para a preservação destas espécies. Além disso, a presença frequente de arapaçus e pica-paus no PESC são indicativos da boa qualidade ambiental, já que são animais insetívoros especialistas, dependendo de ambientes íntegros para prosperarem (SICK, 1997).

A falta de recursos e a redução de espécies especialistas em ambientes fragmentados pode favorecer a proliferação de espécies onívoras, uma vez que estes animais apresentam uma plasticidade trófica, se adaptando a várias condições para a obtenção de alimentos (VIEIRA et al. 2013; MORANTE-FILHO et al. 2015). No entanto, apesar da guilda trófica dos onívoros ter sido frequente no presente estudo, cerca de 42% destas espécies dependem de estratos arbóreos para forragearem, ressaltando ainda que nenhuma destas é independente de ambientes florestais (dependentes n=4; semi-dependentes n=6).

A presença de espécies frugívoras de dossel é também um indicativo de qualidade ambiental, haja visto que, assim como insetívoros de sub-bosque, são aves especializadas a estes ambientes, e geralmente estão associadas a áreas em fases finais de sucessões ecológicas (GRAY et al. 2007). Dentre os táxons frugívoros encontrados no PESC, apenas *Molothrus oryzivorus* é categorizado como independente a ambientes florestais.

Entre as aves frugívoras encontradas no PESC, as espécies *Penelope obscura* Temminck, 1815, *T. amaurochalinus*, *Euphonia chlorotica* (Linnaeus 1766), *Manacus manacus* e *Ramphastos toco* Statius Muller 1776 são caracterizadas por serem efetivas dispersoras de sementes (FERREIRA et al. 2017). Além disso, aves grandes, como *Penelope supercilialis* Temminck, 1815, *P. bailloni* e *P. castanotis* apresentam capacidade de dispersar sementes a longas distâncias (WOTTON & KELLY, 2012). Neste sentido, a diversidade de aves frugívoras encontradas no PESC apresentam um serviço ecológico fundamental ao parque e para seus fragmentos conectivos.

O estrato de forrageamento das aves pode sofrer variações de acordo com a disponibilidade de recursos, perturbações antrópicas e para evitar competições em épocas de migrações (OLIVEIRA, 2015). Assim, a diversidade de estratos de um fragmento pode aumentar a sobrevivência de uma espécie, visto que permite uma maior plasticidade de comportamentos. No entanto, aves que se limitam a um único estrato de forrageamento tendem a ser mais suscetíveis a mudanças ambientais (DUCATEZ et al. 2020). O PESC é caracterizado por ser um fragmento de floresta secundária em estágio avançado de regeneração, isto é, apresenta formações no mais avançado grau de desenvolvimento sucessional, constituindo uma comunidade complexa e de alta diversidade florística (CONAMA, 1994; KOZERA & PELUCI, 2015). Nesta perspectiva, o PESC pode permitir a plasticidade comportamental das aves para seu forrageamento, visto que sua diversidade florística é ampla.

A metodologia e o tempo de pesquisa são fatores essenciais para a qualidade de um levantamento avifaunístico, neste sentido ressaltamos que até o último momento deste estudo foi possível observar novas espécies. Um indivíduo da espécie *Euscarthmus meloryphus* Wied, 1831 foi capturado no último dia de monitoramento em rede de neblina e dois indivíduos de *Sarcoramphus papa* (Linnaeus, 1758) foram avistados em fevereiro de 2022, no último dia de visita ao PESC. Neste sentido, apesar de termos registrado uma ampla riqueza de espécies, reforçamos que estudos da avifauna do PESC devem ser mantidos e contínuos, pois aumentando o esforço

amostral, novas espécies poderão ser inventariadas. Corroborando com o exposto, podemos citar o estudo de SCHERER-NETO & BISPO (2011), onde foi realizado um monitoramento de 25 anos da avifauna no Parque Estadual de Vila Rica do Espírito Santo, em Fênix – Paraná, no qual, apresentando a mesma fitofisionomia do PESC e um tamanho semelhante, foram encontradas 259 espécies de aves, evidenciando a importância da continuidade de tais estudos.

1.6 CONCLUSÃO

Em vista da redução constante da Mata Atlântica no oeste do Paraná, a preservação de fragmentos florestais é extremamente importante para a manutenção da biodiversidade da região. O presente levantamento realizado no Parque Estadual de São Camilo, em Palotina, evidenciou a ocorrência de 181 espécies de aves no local, dentre elas, estão espécies endêmicas, ameaçadas de extinção, migratórias, sensíveis a alterações antrópicas e dependentes de ambientes florestais. A avifauna do parque apresentou diversos nichos ecológicos, demonstrando que esta unidade de conservação vem cumprindo com seu objetivo de conservar a fauna do município e da região, visto que o parque faz parte de um importante corredor ecológico, sendo um dos últimos remanescentes de vegetação nativa restante para a região oeste do Paraná.

REFERÊNCIAS

ALEIXO, A.; VIELLIARD, J. M. E. Composition and dynamics of the bird community of mata de Santa Genebra, Campinas, São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, n. 3, p. 493-511, 1995. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/rbzool/a/LPthwf4P5f473qjwYYWnNyx/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ATHIÊ, S. **Composição da avifauna, frugivoria e dispersão de sementes por aves em áreas de floresta estacional semidecidual e cerrado, no Parque Estadual de Porto Ferreira, São Paulo**. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde de São Carlos, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2014. Disponível em: <https://repositorio.ufscar.br/handle/ufscar/1843>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BATISTELI, A. F. **Categorias funcionais da avifauna em resposta à estrutura da vegetação de áreas ripárias em restauração**. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais) – Departamento de Ciências Ambientais, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos (SP), 2015. Disponível em: <https://repositorio.ufscar.br/handle/ufscar/7369>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BISPO, A. A. et al. Protocolo para monitoramento de comunidades de aves em unidades de conservação federais. **Biodiversidade Brasileira-BioBrasil**, n. 1, p. 153-173, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.37002/biobrasil.v%25vi%25i.551>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BOESING, A. L. et al. Conservation implications of a limited avian cross-habitat spillover in pasture lands. **Biological Conservation**, v. 253, p. 108898, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2020.108898>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BORNATO, T. S.; PIRATELLI, A. J.; TOMAS, W. M. Protocolo de monitoramento dos efeitos da queima prescrita e queima controlada no Pantanal: aves como bio-indicadores. **Embrapa Pantanal-Documentos (INFOTECA-E)**, 2018. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1103765>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente (MMA). Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA). **Resolução CONAMA Nº1 de 31 de janeiro de 1994**. 1994. Disponível em: https://cetesb.sp.gov.br/licenciamento/documentos/1994_Res_CONAMA_1.pdf. Acesso em 20 fev. 2022.

BRASIL. **Lei nº 9.985, de 18 de julho de 2000**. Regulamenta o art. 225, § 1º, incisos I, II, III e VII da Constituição Federal, institui o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza e dá outras providências. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 19 n. 138-E, 19 jul. 2000. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/LEIS/L9985.htm> Acesso em: 19 fev. 2022.

BURIVALOVA, Z. et al. Avian responses to selective logging shaped by species traits and logging practices. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 282, n. 1808, p. 20150164, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1098/rspb.2015.0164>. Acesso em: 19 fev. 2022

COLWELL, R.K. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 9 and earlier. **User's Guide and application**. 2013.

CONSTANTINO, P. A. L. O perfil da caça nas unidades de conservação federais dos biomas brasileiros: um panorama a partir dos autos de infração lavrados pelo ICMBIO. **Biodiversidade Brasileira-BioBrasil**, n. 2, p. 106-129, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.37002/biobrasil.v%25vi%25i.786>. Acesso em: 19 fev. 2022.

COSTA, F. J. V. et al. Espécies de aves traficadas no Brasil: uma meta-análise com ênfase nas espécies ameaçadas. **Fronteiras: Journal of Social, Technological and Environmental Science**, v. 7, n. 2, p. 324-346, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.21664/2238-8869.2018v7i2.p324-346>. Acesso em: 19 fev. 2022.

DEVELEY, P. Métodos para estudos com aves. In: CULLEN, L.; RUDRAN, R.; VALLADARES-PADUA, C. **Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre**, 2 ed. rev. – Curitiba: Ed. Universidade Federal do Paraná, 2006. p. 153-168.

DIAS, C. D. C.; LOPES, S.M.C.; REIS, H. J. D. A. Levantamento de vertebrados silvestres mortos por atropelamento em rodovia estadual do Brasil. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v. 9, n. 3, p. 229-238, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.20873/jbb.uft.cemaf.v9n3.dias>. Acesso em: 19 fev. 2022.

DUCATEZ, S. et al. Behavioural plasticity is associated with reduced extinction risk in birds. **Nature Ecology & Evolution**, v. 4, n. 6, p. 788-793, 2020. Disponível em: <http://doi.org/10.1038/s41559-020-1168-8>. Acesso em: 19 fev. 2022.

FARIA, H. H.; PIRES, A. S.; ABRA, F. D. Monitoring of highway impact on fauna as a component of management of a protected area in the Brazilian Atlantic Forest. **Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista**, v. 18, n. 1, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.17271/1980082718120223103>. Acesso em: 19 fev. 2022.

FERREIRA, A. C.; SANTOS, A. F.; VOGEL, H. F. Investigação bibliográfica e análise do potencial de dispersão de sementes por aves frugívoras no Brasil. **Revista Brasileira de Zoociências**, v. 18, n. 2, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.34019/2596-3325.2017.v18.24595>. Acesso em: 19 fev. 2022.

GAVA-JUST, J. P. et al. Avifauna do Parque Estadual da Serra Furada, mata atlântica do sul de Santa Catarina, Brasil. **Acta Biológica Catarinense**, v. 7, n. 1, p. 123-139, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.21726/abc.v7i1.167>. Acesso em: 19 fev. 2022.

GRÄBIN, D. M; TOMAS, M. A.; TOMAS, W. M. Densidade de *Rhea americana* em três paisagens diferentes do Pantanal da Nhecolândia, MS. **Oecologia Australis**, v.

16, n. 4, p. 905-913, 2012. Disponível em:
<http://dx.doi.org/10.4257/oeco.2012.1604.13>. Acesso em: 19 fev. 2022.

GRAY, M. A. et al. The response of avian feeding guilds to tropical forest disturbance. **Conservation Biology**, v. 21, n. 1, p. 133-141, 2007. Disponível em:
<https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2006.00557.x>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HARVEY, M. G. et al. The evolution of a tropical biodiversity hotspot. **Science**, v. 370, n. 6522, p. 1343-1348, 2020. Disponível em: <http://doi.org/10.1126/science.aaz6970>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HASSLER, M. L. A importância das Unidades de Conservação no Brasil. **Sociedade & Natureza**, v. 17, n. 33, p. 79-89, 2005. Disponível em:
<https://www.redalyc.org/pdf/3213/321327187006.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022

IAP. 2006. **Plano de Manejo do Parque Estadual de São Camilo**. Curitiba, Instituto Ambiental do Paraná. Disponível em:
<http://www.iap.pr.gov.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=1216>. Acesso em: 19/02/2022

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE - ICMBIO. LIVRO Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. v.1, 1.ed., Brasília: **ICMBio**, 2018. 492 p.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE - ICMBIO. Relatório Anual de Rotas e Áreas de Concentração de aves migratórias no Brasil. **CEMAVE/ICMBio**, 3.ed. Brasília/DF. 2019. 105 p.

INSTITUTO HÓRUS DE DESENVOLVIMENTO E CONSERVAÇÃO AMBIENTAL. **Base de dados nacional de espécies exóticas invasoras**. 2022. Disponível em:
<https://bd.institutohorus.org.br/> Acesso em: 20 fev. 2022.

JENKINS, C. N. et al. Patterns of vertebrate diversity and protection in Brazil. **PloS one**, v. 10, n. 12, p. e0145064, 2015. Disponível em:
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0145064>. Acesso em: 20 fev. 2022.

KAHL, S. et al. BirdNET: A deep learning solution for avian diversity monitoring. **Ecological Informatics**, v. 61, p. 101236, 2021. Disponível em:
<https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2021.101236>. Acesso em: 20 fev. 2022.

KOZERA, C., & PELUCI, J. A floresta do oeste do Paraná. **Guia da biodiversidade de Palotina**. CORTEZ, V.G. & R.B. GONÇALVES (Org.), Palotina: UFPR, 7-18. 2015.

KOZERA, C. et al. Espécies herbáceas de uma Floresta Estacional Semidecidual do oeste do Paraná, Brasil. **Acta Biológica Paranaense**, v. 48, n. 1-2), 2020. Disponível em: <https://revistas.ufpr.br/acta/article/download/71555/40336>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LEES, A. C.; PERES, C. A. Conservation value of remnant riparian forest corridors of varying quality for Amazonian birds and mammals. **Conservation biology**, v. 22, n. 2, p. 439-449, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2007.00870.x>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LEITE, S. M. et al. Animais silvestres de estimação em Astorga, Estado do Paraná. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 1, p. 6740-6759, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.34117/bjdv7n1-457>. Acesso em 20 fev. 2022.

LIMA, L. M. **Aves da Mata Atlântica: riqueza, composição, status, endemismos e conservação**. 2013. 513 f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo (SP). 2013. Disponível em: <http://doi.org/10.11606/D.41.2014.tde-17042014-091547>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LINDELL, C. A. et al. Edge responses of tropical and temperate birds. **The Wilson journal of ornithology**, v. 119, n. 2, p. 205-220, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1676/05-133.1>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LISBOA, G. et al. Fitossociologia e dinâmica de crescimento em um fragmento de floresta estacional semidecidual. **Nativa**, v. 7, n. 4, p. 452-459, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.31413/nativa.v7i4.6803>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LLANILLO, R. F. et al. Regionalização da agricultura do Estado do Paraná, Brasil. **Ciência Rural**, v. 36, n. 1, p. 120-127, 2006. Disponível em: <https://www.redalyc.org/pdf/331/33136118.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LUCK, G. W.; CARTER, A.; SMALLBONE, L. Changes in bird functional diversity across multiple land uses: interpretations of functional redundancy depend on functional group identity. **PloS one**, v. 8, n. 5, p. e63671, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0063671>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LUGARINI, C. et al. **Protocolo CEMAVE: Projeto de Monitoramento da Avifauna em Unidades de Conservação Federais do Bioma Caatinga**. ICMBio. 2014.
MACE, G. M. The role of taxonomy in species conservation. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences**, v. 359, n. 1444, p. 711-719, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1098/rstb.2003.1454>. Acesso em 20 fev. 2022.

MAHARI, W. A. W. et al. Deforestation of rainforests requires active use of UN's Sustainable Development Goals. **Science of the Total Environment**, v. 742, p. 140681, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140681>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MAMEDE, S.; BENITES, M.; ALHO, C. J. R. Ciência cidadã e sua contribuição na proteção e conservação da biodiversidade na reserva da biosfera do Pantanal. **Revista Brasileira de Educação Ambiental (RevBEA)**, v. 12, n. 4, p. 153-164, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.34024/revbea.2017.v12.2473>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MANGAN, A. M.; PEJCHAR, L.; WERNER, S. J. Bird use of organic apple orchards: Frugivory, pest control and implications for production. **PloS one**, v. 12, n. 9, p. e0183405, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0183405>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MANHÃES, M. A.; RIBEIRO, A. L. Avifauna da Reserva Biológica Municipal Poço D'Anta, Juiz de Fora, MG. **Biota Neotropica**, v. 11, n. 3, p. 275-286, 2011. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/bn/a/gF3qqjRwdBFzL8SnJ9BRQmR/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MARCON, A. P. Interações dos beija-flores e seus recursos florais em um ambiente antropizado no sul do Brasil. **Atualidades Ornitológicas**, v. 193, p. 18-24, 2016. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Amanda-Perin-Marcon/publication/313818484_Interacoes_dos_beija-flores_e_seus_recursos_florais_em_um_ambiente_antropizado_no_sul_do_Brasil/links/58a71daea6fdcc0e078ae8ae/Interacoes-dos-beija-flores-e-seus-recursos-florais-em-um-ambiente-antropizado-no-sul-do-Brasil.pdf. Acesso em: 20 fev. 2022.

MARTINS, F. et al. Mata Atlântica: Da formação original à fragmentação e o atual estado de conservação em Santa Catarina. **Estrabão**, v. 2, p. 188-191, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.53455/re.v2i.45>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MORANTE-FILHO, J. C. et al. Birds in anthropogenic landscapes: the responses of ecological groups to forest loss in the Brazilian Atlantic Forest. **PLoS One**, v. 10, n. 6, p. e0128923, 2015. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0128923>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MULYANI, Y. A. et al. Insectivorous Birds in Edge and Interior Habitats of Forest Plantation in Gunung Walat, Sukabumi. In: **IOP Conference Series: Earth and Environmental Science**. IOP Publishing, 2020. p. 012026. Disponível em: <https://doi.org/10.1088/1755-1315/528/1/012026>. Acesso em: 20 fev. 2022.

OLIVEIRA, L. M. **Ecologia comportamental de Tyrannidae (aves: passeriformes): mudanças nos padrões de forrageamento em resposta a variações ambientais e sazonais em ambiente urbano**. 2015. 175 f. Tese (Doutorado em Ecologia e Conservação de Recursos Naturais) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.14393/ufu.te.2015.131>. Acesso em 20 fev. 2022.

PACHECO, J. F. et al. Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee—second edition. **Ornithology Research**, v. 29, n. 2, p. 94-105, 2021. Disponível em: <http://doi.org/10.1007/s43388-021-00058-x>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PARANÁ. **Portaria IAP Nº59 de 15 de abril de 2015**. Estabelece a Lista de Espécies Exóticas Invasoras do Estado do Paraná. Diário Oficial do Estado do Paraná, Curitiba, Edição nº 9446. 2015.

PARANÁ. **Decreto Nº 11797 de 22 de novembro de 2018**. Reconhece e atualiza Lista de Espécies de Aves pertencentes à Fauna Silvestre Ameaçadas de Extinção no Estado do Paraná e dá outras providências, atendendo o Decreto nº 3.148, de 2004. Diário Oficial do Estado do Paraná, Curitiba, Edição Digital nº 10319, 136p. 2018.

PEGAS, F. V.; CASTLEY, J. G. Ecotourism as a conservation tool and its adoption by private protected areas in Brazil. **Journal of Sustainable Tourism**, v. 22, n. 4, p. 604-625, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/09669582.2013.875550>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PESSOA, S. P. et al. A Influência da Cobertura Vegetal na Distribuição e Composição da Avifauna na Interbacia do Rio Paraguai Médio, Mato Grosso, Brasil. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 18, 2014. Disponível em: <http://www.conhecer.org.br/enciclop/2014a/AGRARIAS/A%20influencia%20da%20cobertura.pdf>. Acesso em: 20 fev 2022.

REIS, M. G.; FIEKER, C. Z.; DIAS, M. M. The influence of fire on the assemblage structure of foraging birds in grasslands of the Serra da Canastra National Park, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 88, p. 891-901, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0001-3765201620150177>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RIBAS, M. R.; BATISTA, S. C.; ARANHA, J. M. R. Occurrence and infestation rates of Streblidae (Diptera, Hippoboscoidea) on bats (Mammalia, Chiroptera) in a semideciduous seasonal forest fragment in western Paraná, Brazil. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 110, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4766e2020026>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RIBAS, M. R. [WA4486350, *Tyrannus melancholicus* Vieillot, 1819]. **Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil**. 2021. Disponível em: <http://www.wikiaves.com/4486350>. Acesso em: 19 Fev 2022.

RIBEIRO, M. C. et al. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Biological conservation**, v. 142, n. 6, p. 1141-1153, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2009.02.021>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RIBEIRO, E. S. et al. Contribuição das plantas frutíferas do cerrado na dieta das aves e a importância das aves no processo de dispersão de sementes. **Biodiversidade**, v. 12, n. 1, 2013. Disponível em: <https://periodicoscientificos.ufmt.br/ojs/index.php/biodiversidade/article/view/1251>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ROCHA, M. C. A; ARAÚJO, L. E. B. Biodiversidade brasileira: biopirataria e a proteção dos conhecimentos tradicionais. **Revista Direito UFMS**, v. 4, n. 1, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.21671/rdufms.v4i1.5484>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ROSENFELD, M. F.; MÜLLER, S. C. Ecologia funcional como ferramenta para planejar E monitorar a restauração Ecológica de ecossistemas. **Oecologia**

Australis, v. 24, n. 3, p. 550-565, 2020. Disponível em: <https://revistas.ufrj.br/index.php/oa/article/download/25178/20832>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SALTON, F. G.; MORAIS, H.; LOHMANN, M. Dry Periods in the State of Paraná, Brazil. **Revista Brasileira de Meteorologia**, v. 36, p. 295-303, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0102-77863620163>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SANTOS, L. et al. Frugivoria por aves em quatro espécies de Cactaceae na Caatinga, uma floresta seca no Brasil. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 109, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4766e2019034>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SCHERER-NETO, P.; BISPO, A. A. Avifauna do Parque Estadual de Vila Rica do Espírito Santo, Fênix, Paraná. **Biota Neotropica**, v. 11, n. 3, p. 317-329, 2011. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/bn/a/xmP5ZG6gC9J9t6cbkqfQjxR/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SCHERER-NETO, P. et al. **Aves do Paraná: história, lista anotada e bibliografia**. Curitiba: Hori Cadernos Técnicos, 2011. 130 p.

ŞEKERCIOĞLU, Ç. H.; PRIMACK, R. B.; WORMWORTH, J. The effects of climate change on tropical birds. **Biological conservation**, v. 148, n. 1, p. 1-18, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2011.10.019>. Acesso em 20 fev. 2022.

SHERRY, T. W. et al. Insectivorous birds in the Neotropics: Ecological radiations, specialization, and coexistence in species-rich communities. **The Auk**, v. 137, n. 4, p. ukaa049, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/auk/ukaa049>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SICK, H. et al. Ornitologia Brasileira Editora Nova Fronteira. **Rio de Janeiro**, 1997.

SIGRIST, T. **Aves do Brasil Oriental: guia de bolso**. Avis Brasilis Editora, 2015.

SILVA, W. R. As aves da Serra do Japi. In **História Natural da Serra do Japi: ecologia e preservação de uma área florestal no Sudeste do Brasil** (L.P.C. Morellato, org.). Editora da Unicamp, Campinas, 1992. p.238-263.

SILVA, J. M. C. Birds of the cerrado region, South America. **Steenstrupia**, v. 21, n. 1, p. 69-92, 1995. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Jose-Maria-Da-Silva/publication/260591911_Birds_of_the_Cerrado_Region_South_America/links/0deec531a370b2a83c000000/Birds-of-the-Cerrado-Region-South-America.pdf. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVEIRA, L. F. et al. Para que servem os inventários de fauna? **Estudos avançados**, v. 24, n. 68, p. 173-207, 2010. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/ea/a/7TKTrX6tW9Zr6MQmStRCL8x/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SOMENZARI, M. et al. An overview of migratory birds in Brazil. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 58, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.11606/1807-0205/2018.58.03>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SOS MATA ATLÂNTICA & INPE (Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais). **Atlas dos municípios da Mata Atlântica**, 2014. Disponível em: https://cms.sosma.org.br/wp-content/uploads/2015/11/tabela-municipios-SOSMA_INPE_Atlas-Municipios_2014_rema.pdf. Acesso em: 18 fev. 2022.

SOS MATA ATLÂNTICA. **Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica PERÍODO 2019–2020**. 2021. Disponível em: https://cms.sosma.org.br/wp-content/uploads/2021/05/SOSMA_Atlas-da-Mata-Atlantica_2019-2020.pdf. Acesso em: 20 fev. 2022.

STEVEN, R.; CASTLEY, J. G.; BUCKLEY, R. Tourism revenue as a conservation tool for threatened birds in protected areas. **PloS one**, v. 8, n. 5, p. e62598, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062598>. Acesso em: 20 fev. 2022.

STOTZ, D. F., J. W. FITZPATRICK, T. PARKER III & D. K. MOSKOVITS. **Neotropical Birds: Ecology and Conservation**. University of Chicago Press, Chicago. 1995. 478p.

STRAUBE, F. C.; BIANCONI, G. V. Sobre a grandeza e a unidade utilizada para estimar esforço de captura com utilização de redes-de-neblina. **Chiroptera Neotropical**, v. 8, n. 1-2, p. 150-152, 2002. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Gledson-Bianconi/publication/285708110_Sobre_a_grandeza_e_a_unidade_utilizada_para_estimar_esforco_de_captura_com_utilizacao_de_redes-de-neblina/links/5762a52408aee61395bef17b/Sobre-a-grandeza-e-a-unidade-utilizada-para-estimar-esforco-de-captura-com-utilizacao-de-redes-de-neblina.pdf. Acesso em: 20 fev. 2022.

THE CORNELL LAB OF ORNITHOLOGY. 2022. Disponível em: <https://merlin.allaboutbirds.org/>. Acesso em 19 fev. 2022.

TOSSULINO, M. G. P. et al. Resumo executivo da avaliação ecológica rápida do Corredor Iguaçu-Paraná. **Curitiba: IAP**, 2007. Disponível em: https://www.stcp.com.br/wp-content/uploads/2020/02/Tussolino-et-al_2007_Corredor-Ecologico-Iguacu-Parana.pdf. Acesso em: 20 fev. 2022.

VALE, M. M. et al. Endemic birds of the Atlantic Forest: traits, conservation status, and patterns of biodiversity. **Journal of Field Ornithology**, v. 89, n. 3, p. 193-206, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/jofo.12256>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VALENTE, R. M. et al. (Org.). **Conservação de aves migratórias neárticas no Brasil**. Belém: Conservação Internacional, 2011. 400p.

VALERI, S. V.; SENÔ, M. A. A. F. A importância dos corredores ecológicos para a fauna e a sustentabilidade de remanescentes florestais. In: **8º Congresso**

Internacional de Direito Ambiental. 2004. Disponível em:
<https://www.saoluis.br/revistajuridica/arquivos/005.pdf>. Acesso em 20 fev. 2022.

VIEIRA, F. M. et al. Estrutura trófica da avifauna de quatro fitofisionomias de Cerrado no Parque Estadual da Serra Azul. **Ornithologia**, v. 5, n. 2, p. 43-57, 2013.
Disponível em:
<http://ornithologia.cemave.gov.br/index.php/ornithologia/article/view/140>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WIKIAVES. **Mapa de Ocorrência da espécie *Rhea americana***. 2022. Disponível em:<https://www.wikiaves.com/mapaRegistros_ema> Acesso em: 19 fev. 2022.

WILMAN, H. et al. EltonTraits 1.0: Species-level foraging attributes of the world's birds and mammals: Ecological Archives E095-178. **Ecology**, v. 95, n. 7, p. 2027-2027, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1890/13-1917.1>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WOTTON, D. M.; KELLY, D. Do larger frugivores move seeds further? Body size, seed dispersal distance, and a case study of a large, sedentary pigeon. **Journal of Biogeography**, v. 39, n. 11, p. 1973-1983, 2012. Disponível em:
<https://doi.org/10.1111/jbi.12000>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WREGE, M. S. et al. Principais fitofisionomias existentes no estado do Paraná e os novos cenários definidos pelas mudanças climáticas globais. **Embrapa florestas-artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2017. Disponível em:
<http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1092344>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CAPÍTULO 2 – AVALIAÇÃO FENOTÍPICA DE RESISTÊNCIA A ANTIMICROBIANOS EM *Enterobacterales* COLETADAS DE AVES SILVESTRES EM UM FRAGMENTO DE FLORESTA ESTACIONAL SEMIDECIDUAL, NO OESTE DO PARANÁ

2.1 INTRODUÇÃO

A ordem *Enterobacterales* é o maior e mais diverso grupo de bactérias Gram-negativas pertencentes à classe *Gammaproteobacteria* (ADEOLU et al. 2016). Por serem diversos, os membros deste grupo ocupam variados nichos ecológicos como solo, água e em associações a seres vivos (MATOULKOVA et al. 2018). Algumas espécies deste grupo podem ser extremamente patogênicas e virulentas, sendo uma das principais causas de infecções intestinais e hospitalares no mundo (KHALIL et al., 2018; ROJAS-LOPEZ et al. 2018; TAMMA et al., 2021). Na medicina veterinária, estas bactérias podem causar elevadas perdas econômicas, tanto pela mortalidade e tratamento em rebanhos de animais de produção (OLIVEIRA et al., 2020), quanto pela contaminação em alimentos (SALINA et al. 2016). Além disso, as *Enterobacterales* são notórias coletoras de resistência antimicrobiana a partir de genes transferíveis, apresentando altos índices de resistência quando expostas a ações de antimicrobianos (BONNEDAHN et al. 2008).

A aquisição de resistência por uma célula bacteriana sensível é sempre decorrente de uma alteração genética que se expressa bioquimicamente. Estas alterações ocorrem por mutações ou pela aquisição de elementos móveis genéticos, como integrons, plasmídeos de resistência ou transposons (ALTERTHUM, 2015).

Um dos mais importantes mecanismos de resistência a antimicrobianos em *Enterobacterales*, é baseada na produção da enzima β -lactamase de Espectro Estendido (ESBL) mediadas por plasmídeos. Esta enzima inativa antimicrobianos β -lactâmicos, incluindo penicilinas, cefalosporinas e monobactâmicos por meio da hidrólise de seus anéis β -lactâmicos (ZURFLUH et al. 2013). O sucesso evolutivo e de disseminação dos genes que codificam a ESBL se dá justamente na sua capacidade de serem altamente móveis e transferíveis horizontalmente entre as várias espécies de *Enterobacterales*. Além disso, estes genes estão frequentemente localizados próximos de genes que codificam a resistência a outros antimicrobianos, como tetraciclina, aminoglicosídeos e sulfonamidas, e dessa forma, o uso de outros

antimicrobianos pode selecionar bactérias produtoras de ESBL, aumentando a sua distribuição e a multirresistência nestes microrganismos (KANWAR et al. 2013; COLLIGNON & MCEWEN, 2019).

A disseminação acelerada destas bactérias multirresistentes é influenciada por muitos fatores, como produção animal, fontes ambientais, como água e solo, migração humana e saneamento básico precário (HO et al., 2011; BARTLEY et al., 2019; CERDÀ-CUELLAR et al., 2019; PEREIRA et al., 2022). Esta propagação eleva o risco de contaminação em humanos, em animais de produção e em animais silvestres, evidenciando um problema gravíssimo no âmbito da saúde única (WHITE & HUGHES, 2019; EWBANK et al., 2020).

Estudos que visam a detecção de bactérias multirresistentes em humanos e animais de produção estão bem estabelecidos, porém uma abordagem mais abrangente envolvendo animais silvestres e meio ambiente tem se tornado cada vez mais necessária para a saúde única (MADEC et al. 2017; DORADO-GARCÍA et al. 2018; THAKUR & GRAY et al., 2019). A evidência destes microrganismos em animais silvestres tem mostrado a importância da fauna como sentinelas, reservatórios e disseminadores de bactérias multirresistentes, haja visto que clones e cepas comumente encontrados em humanos e em animais de produção, tem sido detectado nestes animais, sugerindo uma ampla adaptação do hospedeiro a esses patógenos (CARVALHO et al., 2020).

As aves têm sido importantes sentinelas para a presença de *Enterobacterales* multirresistentes em animais silvestres. Isto ocorre porque estes animais apresentam uma plasticidade de nichos ecológicos, ampla capacidade de mobilidade e interação constante com ambientes rurais e urbanos (BONNEDAHL & JÄRHULT, 2014). A detecção de bactérias multirresistentes nas aves já ocorreu em diversos países, em vários nichos ecológicos, em ambientes preservados e ambientes degradados (WANG et al., 2017).

As informações de bactérias multirresistentes em animais silvestres em ambientes tropicais ainda são escassos, quando comparados com ambientes temperados, desta forma, estudos nestes ambientes são prioritários (ARNOLD et al., 2016). O município de Palotina, está localizado na região oeste do Paraná, a qual é caracterizada pelo cooperativismo agropecuário de alimentos (WILLER, 2015). Ao mesmo tempo, cerca de 97% de sua vegetação nativa foi suprimida para dar lugar a monoculturas de milho e soja (SOS MATA ATLÂNTICA & INPE; RIBAS et al., 2020).

Neste sentido, em vista da perda de *habitat*, é possível que parte de sua avifauna interaja intensamente com a agropecuária local, podendo refletir possíveis contaminações por antimicrobianos vindas destes ambientes. A luz do exposto, o objetivo deste capítulo foi avaliar a presença e o perfil fenotípico de resistência em isolados de *Enterobacterales* de aves silvestres capturadas em um fragmento de Floresta Estacional Semidecidual em Palotina, oeste do Paraná.

2.2 MATERIAL E MÉTODOS

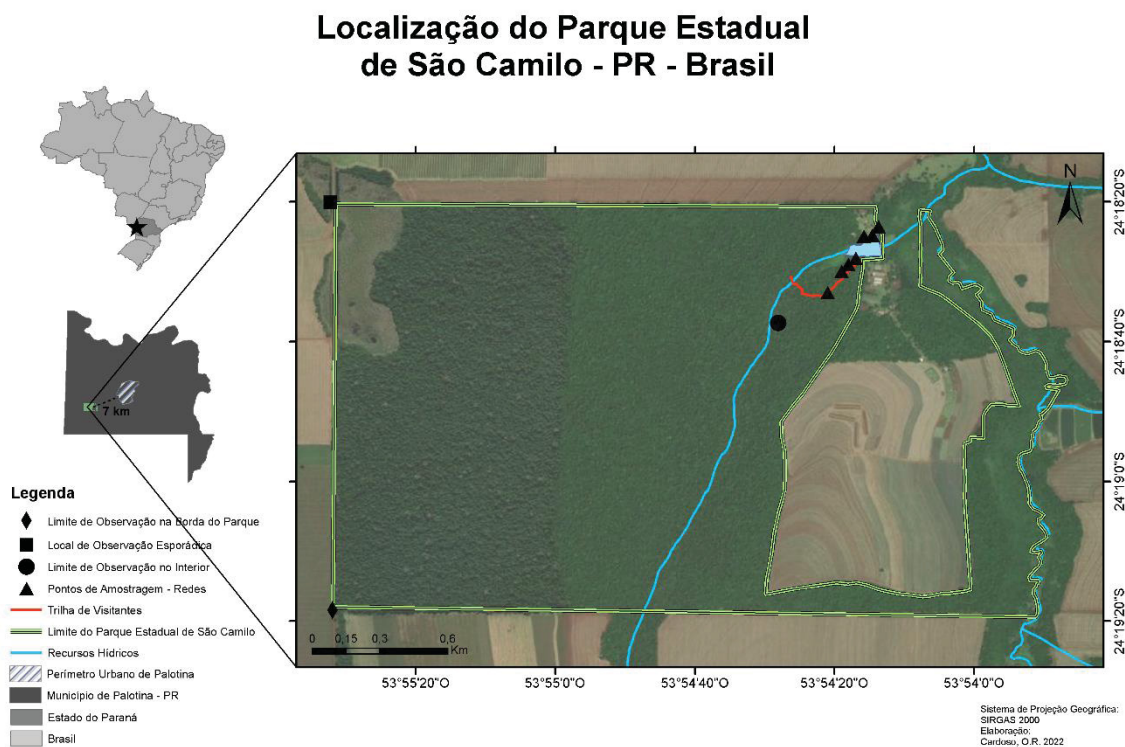
O presente estudo foi realizado no Parque Estadual de São Camilo (PESC), localizado entre as coordenadas 24°18'00"- 24°19'30" S e 53°53'30"- 53°55'30" W, no município de Palotina, oeste do Paraná. O parque está no domínio de Mata Atlântica, e preserva 385,34 ha de Floresta Estacional Semidecidual, sendo este, um dos últimos remanescentes florestais preservados da região. Seu entorno é caracterizado por matrizes agrícolas de monocultura, ora de milho, ora de soja. Ao redor do parque encontram-se também pequenas propriedades com açudes e criações de bovinos e aves, como galinhas e galinhas-da-angola, que são criadas livres. A distância entre o centro urbano de Palotina e PESC é de aproximadamente 7km.

No interior do PESC localiza-se um pequeno córrego, o Córrego Quati, que deságua no Rio São Camilo que margeia parte da unidade de conservação. Existe um lago artificial na área de visitação que é decorrente do represamento do Córrego Quati, que é constantemente utilizado pela avifauna e para outros animais para dessedentação, forrageamento e nidificação.

O clima da região é o Subtropical úmido (Cfa), com verões quentes chuvosos e sem estação seca definida (RIBAS et al., 2020). No entanto, nos últimos anos a região vem passando por estiagens (PINTO et al., 2021).

A captura das aves ocorreu no período de abril a dezembro de 2021. Sete redes de neblina (seis unidades de 9x2,5m e uma unidade de 12x2,5m), foram utilizadas e distribuídas em trilhas no interior da mata (3 un.), na área de visitação (3 un.) e em uma área alagada próxima ao lago artificial (1 un.) (Figura 03). As redes foram abertas durante a aurora do dia e foram realizadas revisões a cada 20 minutos por um período de seis horas. As aves capturadas foram retiradas das redes, colocadas em sacos de algodão e levadas à base do campo para serem triadas.

FIGURA 03 - LOCALIZAÇÃO DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, NO MUNICÍPIO DE PALOTINA, OESTE DO ESTADO DO PARANÁ E LOCALIZAÇÃO DAS REDES DE NEBLINA (TRIÂNGULOS) INSTALADAS NA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO.



Na triagem, os indivíduos foram identificados ao menor nível taxonômico possível. Em seguida, foram realizados suabes cloacais e suabes de orofaringe. Os suabes cloacais foram mergulhados em tubo contendo caldo *Brain-Heart Infusion* (BHI), enquanto os suabes de orofaringe foram mergulhados em caldo BHI suplementado com 6,5% de cloreto de sódio (NaCl). Posteriormente as aves foram anilhadas com anilhas coloridas de PVC (código PRB), soltas próximas do local de sua captura e após as seis horas de campo as amostras foram encaminhadas para o Laboratório de Saúde Única na Universidade Federal do Paraná, Setor Palotina.

As aves capturadas foram identificadas com base em guias de identificação (SIGRIST, 2015) e pelo aplicativo desenvolvido pela Universidade de Cornell, *Merlin® Bird ID* (THE CORNELL LAB OF ORNITHOLOGY, 2022).

Em laboratório, os tubos com BHI contendo os suabes, foram colocados em estufa bacteriológica a 37°C por 24 horas. Após este período, as bactérias provenientes dos suabes cloacais foram semeadas em Ágar MacConkey, os suabes de orofaringe foram semeados em Ágar Sangue Ovino a 5%. Tais placas

permaneceram em estufa bacteriológica a 37°C por mais 24 horas. Colônias com diferentes características morfológicas obtidas nas placas de Ágar MacConkey e Ágar Sangue foram selecionadas e semeadas em Ágar Nutriente e incubadas por outras 24 horas para posterior avaliação bioquímica.

Para a identificação da ordem *Enterobacterales* foi realizada a coloração de Gram para a detecção de bacilos Gram-negativos, teste de oxidase para a detecção de bactérias oxidase negativas e o teste de fermentação de glicose, lactose e sacarose por meio de crescimento em Ágar *Triple Sugar Iron* (TSI).

As *Enterobacterales* isoladas e identificadas pelo cultivo microbiológico foram submetidas ao Teste de Sensibilidade Antimicrobiana (TSA) pela técnica de difusão em disco descrita por Bauer et al. (1966). As colônias puras foram transferidas em tubos estéreis contendo 4mL de solução fisiológica a 0,9% e comparadas com o grau de turvamento com a escala 0,5 MacFarland. Em seguida, com auxílio de um *swab* estéril, a solução foi semeada na superfície de placas de Petri (150mm) com Ágar Mueller-Hinton. Para a detecção fenotípica de bactérias produtoras de ESBL pelo método de aproximação de discos, eles foram dispostos da seguinte maneira: amoxicilina com ácido clavulânico (AMC: 30 µg) (no centro) e aztreonam (ATM: 30 µg), cefepima (FEP: 30 µg), cefotaxima (CTX: 30 µg), ceftazidima (CAZ: 10 µg) e ceftriaxona (CRO: 30 µg) (ao redor). Na mesma placa foram posicionados os discos de amicacina (AMI: 30 µg), cefoxitina (CFO: 30 µg), ciprofloxacina (CIP: 5 µg), gentamicina (GEN: 10 µg), sulfametoxazol + trimetoprim (SUT: 25 µg) e Tetraciclina (TET: 30 µg). A tabela BRCast (2021) foi utilizada para avaliação de resistência dos discos testados.

As bactérias isoladas que apresentaram um perfil fenotípico de resistência a pelo menos um antimicrobiano de três ou mais classes foram considerados como multirresistentes a antimicrobianos (SCHWARZ et al. 2010). Em relação ao disco de SUT, apesar de existir a associação entre dois antimicrobianos de duas classes distintas em sinergismo (Sulfametoxazol + Trimetoprim), foi considerado apenas uma resistência.

Para verificar possíveis diferenças estatísticas entre a resistência a antimicrobianos nas aves capturadas quanto a sua dieta e seu grau de dependência florestal, foi realizado o teste de Qui-Quadrado por meio do *software Quantitative Parasitology* 3.0 (RÓZSA et al., 2000). Os dados referentes a migração, dieta e grau

de dependência florestal das aves capturadas foram baseados de acordo com Somenzari et al. (2018), Wilman et al. (2014) e Silva (1995), respectivamente.

A realização do trabalho, bem como de todos os procedimentos citados foram aprovados pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO Licença #75086-2) e certificado pela Comissão de Ética no Uso de Animais do Setor Palotina da UFPR (CEUA/Palotina – Protocolo nº 09/2020). A execução do trabalho no PESC foi autorizada pelo Instituto Água e Terra (Protocolo 17.317.251-6).

2.3 RESULTADOS

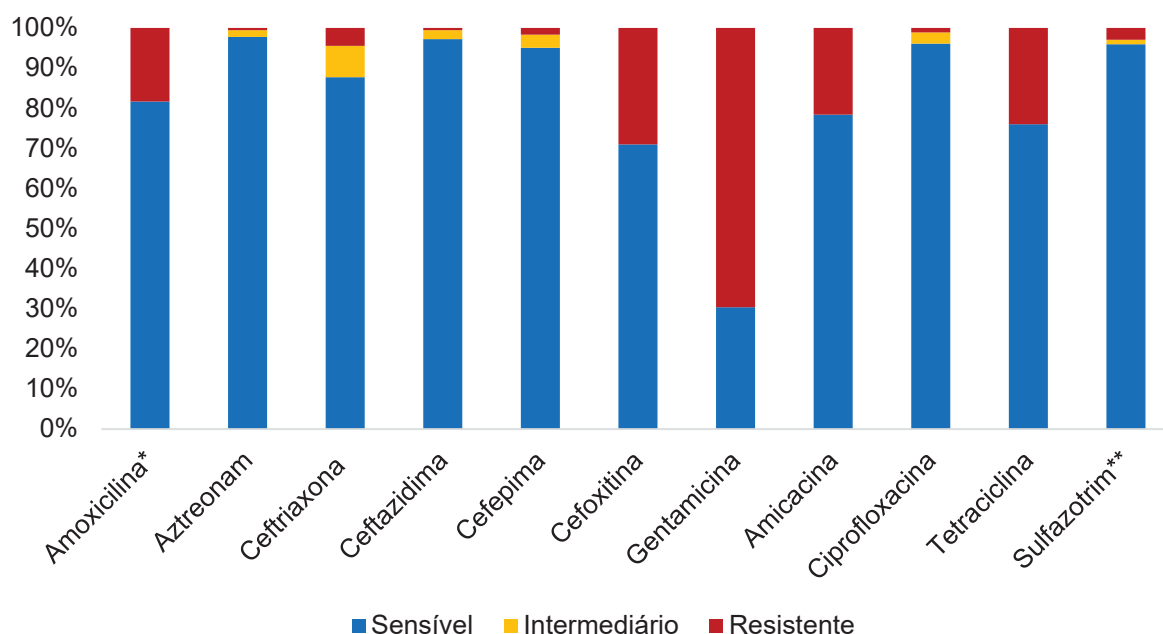
Um total de 197 aves pertencentes a cinco ordens, 25 famílias e 54 espécies foram capturadas ao longo do período amostral. A ordem Passeriforme foi a mais representativa, com 44 táxons e 158 capturas. As espécies mais capturadas foram *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766), seguida por *Columbina talpacoti* (Temminck, 1811) e *Sicalis flaveola* (Linnaeus, 1766) (25, 21 e 18 indivíduos, respectivamente).

Cento e oitenta isolados de *Enterobacterales* foram obtidos de 116 aves capturadas. O maior número de isolados foi encontrado em *C. talpacoti* (n = 33), *S. flaveola* (n = 20), *C. haemorrhous* (n = 13), *Leptotila verreauxi* Bonaparte, 1855 (n = 9) e *Cnemotriccus fuscatus* (Wied, 1831) (n = 9) (apêndice 02).

Grande parte dos isolados bacterianos apresentaram resistência a ao menos um antimicrobiano (83,8%), enquanto apenas 29 isolados de *Enterobacterales* não apresentaram nenhuma resistência aos antimicrobianos avaliados.

Enterobacterales resistentes a gentamicina, cefoxitina e tetraciclina foram encontradas em respectivamente, 69,7%, 29% e 24% dos isolados e aztreonam, ceftazidima e ciprofloxacina foram os antimicrobianos que apresentaram as maiores sensibilidades nos isolados coletados (97,8%, 97,2% e 96,1%, respectivamente) (Figura 04).

FIGURA 04 - FREQUÊNCIA GERAL DE SUSCEPTIBILIDADE DE *Enterobacterales* ISOLADAS DE AVES SILVESTRES COLETADAS NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.



*AMOXICILINA: AMOXICILINA + ÁCIDO CLAVULÂNICO; **SULFAZOTRIM: SULFAMETOXAZOL + TRIMETOPRIM

Um total de 81 isolados (45%) foram resistentes a uma classe de antimicrobianos, enquanto 55 cepas foram resistentes a duas classes (30%) e 16 foram multirresistentes (8,9%).

A deformação de halos (halo fantasma), pela técnica de aproximação de discos β -lactâmicos não foi evidenciada em nenhum dos 180 isolados, entretanto, a resistência a pelo menos um antimicrobiano β -lactâmico foi evidenciada em 61 isolados. A resistência a pelo menos um aminoglicosídeo foi observada em 121 isolados, enquanto a resistência a tetraciclina foi observada em 43. As classes de antimicrobiano sulfonamidas + trimetoprim e fluoroquinolonas foram as mais sensíveis, sendo encontradas apenas em cinco e dois isolados respectivamente.

Um total de 35 perfis de resistência a antimicrobianos nas *Enterobacterales* isoladas da avifauna do PESC foram identificados. A maior parte das cepas examinadas (57,23%) apresentou resistência a um destes seis perfis: GEN (23,33%), GEN + AMI (10,56%), TET (6,11%), AMC + CFO + GEN (6,11%), CFO + GEN (5,56%) e GEN + TET (5,56%) (Tabela 04).

TABELA 04 - PERFIL DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM ISOLADOS DE *Enterobacterales* EM AVES SILVESTRES COLETADAS NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.

Perfil de Resistência	Classe	N	%
GEN	Aminoglicosídeos	42	23,33
GEN + AMI	Aminoglicosídeos	19	10,56
TET	Tetraciclina	11	6,11
AMC + CFO + GEN	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	11	6,11
CFO + GEN	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	10	5,56
GEN + TET	Aminoglicosídeos + Tetraciclina	10	5,56
CFO	β -Lactâmicos	6	3,33
CFO + GEN + AMI	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	4	2,22
AMC + CFO + GEN + AMI	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	4	2,22
GEN + AMI + TET	Aminoglicosídeos + Tetraciclina	3	1,67
CFO + GEN + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	3	1,67
AMC + GEN + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	3	1,67
GEN + TET + SUT	Aminoglicosídeos + Tetraciclina + Sulfonamidas + Trimetoprim	2	1,11
AMC + CFO + GEN + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	2	1,11
AMC + CRO + FEP + CFO + GEN + AMI + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,56
AMC + CRO + CFO + GEN + AMI + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,56
GEN + AMI + CIP	Aminoglicosídeos + Fluoroquinolonas	1	0,56
CRO + CFO	β -Lactâmicos	1	0,56
CFO + SUT	β -Lactâmicos + Sulfonamidas + Trimetoprim	1	0,56
CFO + AMI	β -Lactâmicos	1	0,56
AMC + CIP	β -Lactâmicos + Fluoroquinolonas	1	0,56
AMC	β -Lactâmicos	1	0,56
AMC + GEN	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	1	0,56
AMC + GEN + AMI	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	1	0,56
AMC + CRO + GEN + AMI + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,56
FEP + CFO + GEN + AMI	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	1	0,56
AMC + CRO + GEN + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,56
AMC + CFO	β -Lactâmicos	1	0,56
TET + SUT	Tetraciclina + Sulfonamidas	1	0,56
AMC + CRO + CAZ + CFO + GEN + AMI + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,56
AMC + ATM + CRO + FEP + CFO + GEN + AMI + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,56
AMC + CFO + TET	β -Lactâmicos + Tetraciclina	1	0,56
SUT	Sulfonamidas + Trimetoprim	1	0,56
AMC + CRO + CFO + GEN	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	1	0,56
CFO + TET	β -Lactâmicos + Tetraciclina	1	0,56
Total de isolados com resistência	-	151	83,89
Total de isolados sem resistência	-	29	16,11

β -Lactâmicos: ATM (Aztreonam), CRO (Ceftriaxona), CAZ (Ceftazidima), FEP (Cefepima), CFO (Cefoxitina) e AMC (Amoxicilina com ácido clavulânico); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina) e AMI (Amicacina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolona: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim); N: Número de Isolados; %: Frequência do Perfil de Resistência.

Entre as aves capturadas, cerca de 7% (14/197) apresentaram cepas de *Enterobacterales* multirresistentes, que apresentaram 16 isolados com 10 perfis distintos de resistência. A espécie *Setophaga pitiayumi* (Vieillot, 1817) foi a única em que um único indivíduo apresentou dois isolados multirresistentes diferentes, enquanto as espécies *C. haemorrhous* e *Myiarchus ferox* (Gmelin, 1789) apresentaram dois indivíduos com distintos perfis de multirresistentes. Dois isolados com o mesmo perfil de resistência em um mesmo indivíduo foi coletado em *Arremon polionotus* Bonaparte, 1850. Nas demais espécies, apenas um isolado e um perfil com múltiplas resistências foi detectado. Os perfis de resistência que apresentaram maiores resistências entre os antimicrobianos testados foram encontrados em *L. verreauxi*, *S. pitiayumi* e *Myiozetetes similis* (Spix, 1825), com 7, 7 e 8 resistências detectadas, respectivamente, nos 11 antimicrobianos testados. Grande parte das aves com bactérias multirresistentes foram aves insetívoras (8/14 = 57,1%), dependentes e semi-dependentes de ambientes florestais (6/14 = 42,9%) e com hábito não migratório (12/14 = 85,7%) (Tabela 05).

TABELA 05 - PERFIS DE MULTIRRESISTÊNCIA EM *Enterobacterales* ENCONTRADOS NA AVIFAUNA DO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.

Ave hospedeira	I	L	D	G	M	Perfil de Multirresistência
<i>Setophaga pitiayumi</i> (Vieillot, 1817)	16	B	I	D	R	AMC + CRO + FEP + CFO + GEN + AMI + TET
<i>Setophaga pitiayumi</i> (Vieillot, 1817)	16	B	I	D	R	AMC + CRO + CFO + GEN + AMI + TET
<i>Arremon polionotus</i> Bonaparte, 1850	23	I	O	D	R	GEN + TET + SUT (2)
<i>Leptotila verreauxi</i> Bonaparte, 1855	145	I	G	SD	R	AMC + CRO + CAZ + CFO + GEN + AMI + TET
<i>Dysithamnus mentalis</i> (Temminck, 1823)	51	I	I	D	R	AMC + GEN + TET
<i>Furnarius rufus</i> (Gmelin, 1788)	188	B	I	IND	R	AMC + GEN + TET
<i>Myiarchus ferox</i> (Gmelin, 1789)	78	B	O	SD	R	AMC + CRO + GEN + AMI + TET
<i>Myiarchus ferox</i> (Gmelin, 1789)	167	I	O	SD	R	CFO + GEN + TET
<i>Leptopogon amaurocephalus</i> Tschudi, 1846	175	I	I	D	R	CFO + GEN + TET
<i>Tachyphonus coronatus</i> (Vieillot, 1822)	86	I	I	D	R	AMC + GEN + TET
<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	101	B	I	SD	R	AMC + CRO + GEN + TET
<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	105	B	I	SD	R	AMC + CFO + GEN + TET
<i>Pitangus sulphuratus</i> (Linnaeus, 1766)	115	B	O	IND	P	AMC + CFO + GEN + TET
<i>Pachyrhamphus validus</i> (Lichtenstein, 1823)	135	I	I	DE P	P	CFO + GEN + TET
<i>Myiozetetes similis</i> (Spix, 1825)	146	A	O	SD	R	AMC + ATM + CRO + FEP + CFO + GEN + AMI + TET

I: Indivíduo; L: Local de Captura – B: Borda, I: Interior; D: Dieta – G: Granívoro, I: Insetívoro, O: Onívoro; G: Grau de Dependência Florestal – I: Independente, SD: Semi-dependente, D: Dependente; M: Hábito Migratório – R: Residente, P: Parcialmente Migratório; Perfil de Resistência - β -Lactâmicos: ATM (Aztreonam), CRO (Ceftriaxona), CAZ (Ceftazidima), FEP (Cefepima), CFO (Cefoxitina) e AMC (Amoxicilina com ácido clavulânico); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina) e AMI (Amicacina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

A frequência de isolados resistentes obtidos nas aves dependentes de ambientes florestais foi inferior à frequência de isolados resistentes encontrados em aves semi-dependentes e independentes de ambientes florestais (76,7%, 80,3% e 90,8%). Houve diferença significativa entre a frequência de isolados resistentes obtidos em aves dependentes e independentes de ambientes florestais (*Chi-square statistic* = 4,424, *df*=1, *p*=0,035). Porém, não foi encontrada diferença estatística entre os isolados recuperados de espécies capturadas na borda e interior do PESC (*Chi-square statistic* = 0,339, *df* = 1, *p* = 0,56). Em relação à dieta das aves capturadas, os isolados obtidos de espécies insetívoras, frugívoras, granívoras e onívoras apresentaram frequência de resistência de 88,1%, 70,6%, 81,4% e 88%, respectivamente. A frequência de resistência dos isolados quanto a dieta das aves não foi estatisticamente significativa (*Chi-square statistic* = 3,696, *df* = 3, *p* = 0,29)

2.4 DISCUSSÃO

A detecção de bactérias resistentes a antimicrobianos, em especial àquelas com resistência a múltiplas drogas, tem sido emergente e pertinente para a saúde única (BADAU, 2019). A resistência bacteriana é relevante tanto em bactérias não patogênicas, em vista da sua capacidade de transmitir informações genéticas para outras espécies (VON WINTERSDORFF et al. 2016), quanto em bactérias com caráter zoonótico, que podem comprometer tratamentos de contaminações, elevando seus custos e aumentando a morbidade e letalidade (YU et al. 2018; CATALANO et al. 2022).

Uma bactéria quando exposta a doses não letais (subinibitórias) de antimicrobianos se tornam resistentes, o que é algo natural e vem ocorrendo há milhões de anos, uma vez que fungos, plantas e outras bactérias produzem naturalmente compostos antimicrobianos, induzindo pequenas seleções de bactérias resistentes a tais compostos. Entretanto, nos últimos 70 anos o uso exacerbado de antimicrobianos tem selecionado bactérias cada vez mais resistentes, as quais tem se distribuído por todo o mundo, mesmo em locais onde a pressão por antimicrobianos é baixa ou ausente (D'COSTA et al., 2011; ANDERSSON & HUGHES, 2014; CÈRDA-CUELLAR et al., 2019; KASPERSEN et al., 2020)

As aves podem adquirir bactérias resistentes diretamente, quando permeiam em ambientes rurais e urbanos, interagindo com animais domésticos, de produção e

com o homem ou indiretamente, quando se alimentam, bebem ou forrageiam em locais contaminados (WANG et al. 2017; BATALHA-DE-JESUS et al. 2018; DOLEJSKA & PAPAGIANNITSIS, 2018). Corpos hídricos, rações, esterco, carcaças e locais de despejo de resíduos humanos (lixões e aterros) têm sido fontes importantes de disseminação de bactérias, metabólitos e antimicrobianos, possibilitando a contaminação de aves (BAQUERO et al. 2008; ESPERÓN et al. 2018; FUENTES-CASTILLO et al. 2020; MARTÍN-MALDONADO et al. 2020; VAN DEN HONERT et al. 2020). Além de serem sentinelas de contaminações ambientais, quando uma ave adquire com uma bactéria multirresistente ou ingere antimicrobianos acidentalmente, ela pode disseminá-las a novos hospedeiros (RODRIGUES et al. 2021).

A aproximação da fauna silvestre com ambientes antrópicos não é algo natural, mas sim decorrente da degradação ambiental e ao comércio ilegal. A sobrevivência destes animais tem dependido cada vez mais deste ambiente, e isto tem permitido o contato cada vez mais frequente entre a avifauna, o humano e os animais domésticos, permutando novos microrganismos em novos ambientes (KARESH et al. 2012; BRACONARO et al. 2015; HASSEL et al. 2019).

Apesar do PESC ser um ambiente preservado, que permite um ambiente natural para a sobrevivência das aves, seu tamanho é relativamente pequeno quando comparado à grande extensão de zonas rurais de seu entorno, neste sentido é plausível compreender que as aves presentes no estudo, ou parte delas, possam interagir constantemente com ambientes antrópicos.

Os aminoglicosídeos são potentes antimicrobianos de amplo espectro que agem como inibidores da síntese proteica de bactérias. O seu uso é considerado eficaz em muitas espécies da ordem *Enterobacterales*, como *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *K. oxytoca*, *Enterobacter cloacae*, *E. aerogenes*, *Providencia spp.*, *Proteus spp.*, *Morganella spp.* e *Serratia spp.* (KRAUSE et al. 2016). Esta classe de droga é categorizada como extremamente importante para a medicina veterinária, sendo utilizados para o tratamento de septicemias, infecções digestivas, respiratórias e urinária. A gentamicina, por exemplo, é utilizada em aves, bovinos, camelídeos, caprinos, equinos, leporídeos, ovinos e suínos (OIE, 2018). Para a saúde humana, os antimicrobianos da classe dos aminoglicosídeos são considerados de alta prioridade, sendo a gentamicina seu único representante entre os antimicrobianos criticamente importantes para a medicina humana (WHO, 2017). Ainda, em humanos, a

gentamicina é utilizada em conjunto a β -lactâmicos para o tratamento de infecções severas, como septicemia e endocardite (HAMMERUM & HEUER, 2009).

A aquisição de resistência a aminoglicosídeos pode ocorrer por três mecanismos: alteração na permeabilidade da parede bacteriana, modificações ribossômicas e pela produção de enzimas que inativam o antimicrobiano (ALTERTHUM, 2015; BRUNTON et al., 2019). A inativação por enzimas é o mecanismo mais comum, e é mediada por genes de resistência encontrados em elementos móveis genéticos, o que facilita a disseminação da resistência entre bactérias e em diferentes hospedeiros (GONÇALVES et al. 2019). Ademais, para Van Duijkeren et al. (2019), existem evidências que o uso de aminoglicosídeos na medicina humana e veterinária estão associados com o aumento da prevalência da resistência desta droga em bactérias e que sua disseminação pode ser alta.

A alta prevalência de isolados de *Enterobacterales* resistentes a aminoglicosídeos, em especial a gentamicina, encontrada na avifauna do PESC chama muita a atenção, pois não era algo esperado. No Brasil, a resistência a gentamicina foi detectada em *Salmonella* provenientes de aves recuperadas do comércio ilegal (MATIAS et al. 2016). Aves provenientes do Chile apresentaram esta mesma característica, algumas ainda apresentando resistência a outros aminoglicosídeos, como estreptomicina e canamicina (TARDONE et al. 2020). Na Polônia, isolados de *Escherichia coli* provenientes de aves silvestres demonstraram resistência de 34,3% a gentamicina (NOWACZEK et al. 2021). No presente trabalho a resistência a gentamicina parece estar estabelecida na população das aves do PESC, em vista que mais da metade (67,2%) dos isolados obtidos de *Enterobacterales* apresentam perfis de resistência a este antimicrobiano. A aquisição desta resistência pelas aves deve ser urgentemente investigada, em vista que a contaminação pode ter vindo de várias fontes como em animais de produção, corpos hídricos, aterros sanitários etc. A detecção de resistência a aminoglicosídeos foi encontrada em isolados de *Enterobacterales* em fazendas dos Estados Unidos e em corpos hídricos no Chile (KIM et al. 2005; BUENO et al. 2020). Para Gonçalves et al. (2019) e Pitanga et al. (2020), o descarte inadequado de fármacos em esgotos por unidades hospitalares e pela própria comunidade contribui para a dissipação e desenvolvimento de novas cepas de *Enterobacterales* multirresistentes, em especial a cepas resistentes a aminoglicosídeos. Compreender a disseminação desta resistência e sua principal fonte de contaminação é essencial para entendermos a

epidemiologia destas cepas bacterianas, em vista que os aminoglicosídeos são medicamentos criticamente importante tanto na saúde humana quanto animal e sua resistência aparenta estar bem distribuída neste ambiente.

Com exceção de cefoxitina e amoxicilina com clavulanato, os demais antimicrobianos da classe dos β -lactâmicos se mostraram bastante eficientes contra as *Enterobacterales* encontradas na avifauna do PESB. Mesmo assim, perfis de resistência a múltiplos antimicrobianos desta classe foram detectados, evidenciando que, mesmo na ausência de deformações de halo no teste fenotípico de aproximação de discos, cepas produtoras de enzimas β -lactamases podem estar circulando na população da avifauna da região. As β -lactamases são o principal mecanismo de resistência a antimicrobianos β -lactâmicos. Estas enzimas são capazes de hidrolisar o anel β -lactâmico dos antimicrobianos, transformando estes antimicrobianos em produtos inativos (ALTERTHUM, 2015). As β -lactamases do tipo Cefotaxima-Muniquê (CTX-M), Temoniera (TEM) e Sulfidrilas Lactamase Variáveis (SHV) se desenvolveram e hoje atingem o patamar de enzimas mais prevalentes do mundo, com mais de 400 variantes conhecidas (GUENTER et al. 2011; EWERS et al. 2012).

Cientificamente, a detecção de enzimas β -lactamases em *Enterobacterales* albergadas por aves silvestres é bem documentada, onde a partir de sua primeira detecção por Livermore et al. (2001), inúmeros relatos têm sido realizados em uma ampla diversidade de aves em todo o mundo (HERNANDÉZ et al. 2012; BORGES et al. 2017; AHLSTROM, et al. 2018; YAHIA et al. 2018; MARCELINO et al. 2019; CARVALHO et al. 2020, SANTOS et al. 2020). Em vista da análise fenotípica dos perfis de resistência de *Enterobacterales* das aves do PESB, a circulação de cepas produtoras de β -lactamases de espectro estendido (ESBL) não parece ser muito frequente, no entanto, uma avaliação genotípica deve ser realizada nestas cepas a fim de confirmar e identificar a presença de tais enzimas na população.

As tetraciclinas apresentam propriedades de amplo espectro de ação, baixa toxicidade e baixo custo, o que levou o uso indiscriminado deste antimicrobiano (PEREIRA-MAIA et al. 2010). A resistência a tetraciclina tem sido amplamente encontrada em isolados de *Enterobacterales* em humanos e de animais de produção (PEREIRA, et al. 2015; KOGA et al. 2019). Na medicina veterinária, as tetraciclinas são o grupo de antimicrobianos mais utilizados, principalmente na produção intensiva de animais, onde pode ser utilizada com finalidade profilática ou terapêutica (LANGBEHN, 2018). Após a medicação, grande parte deste antimicrobiano é

excretado em sua forma ativa, e, devido a sua característica hidrofílica e de baixa volatibilidade, sua persistência em ambientes aquáticos é significativa (DAGHRIR & DROGUI 2013). Neste sentido, ambientes hídricos podem ser importantes vias de transmissão de cepas resistentes à tetraciclina (SCHNEIDER et al. 2009; VASCONCELLOS et al. 2010; XU et al. 2021). A resistência de tetraciclina em *Enterobacterales* na avifauna do PESC foi verificada em aproximadamente 24% dos isolados, estando presente em todas as cepas multirresistentes. O uso frequente deste antimicrobiano associado à sua facilidade de contaminar ambientes pode explicar a frequência de resistência deste antimicrobiano nas bactérias encontradas em aves do presente estudo, reforçando seu valor de sentinelas de contaminações ambientais.

A multirresistência a antimicrobianos tem sido detectada em *Enterobacterales* de animais domésticos, de produção e em humanos em municípios próximos do local de estudo (OLIVEIRA et al. 2016; MARTINS et al. 2018; SOUZA et al. 2020). A detecção de *Enterobacterales* resistentes a múltiplas classes de antimicrobianos em 14 aves silvestres no PESC evidenciam que cepas multirresistentes estão circulando também em ambiente de preservação. Por mais que a obtenção de resistência a antimicrobianos pode ser adquirida naturalmente (D’COSTA et al. 2011), a resistência a antimicrobianos utilizados amplamente na saúde animal e humana em animais silvestres é grave e indica que a região possa estar utilizando antimicrobianos de forma demasiada, dissipando resistência para organismos que não sofrem pressão direta (uso) de medicamentos. Além disso, a prevalência superior a 80% de resistência a ao menos um antimicrobiano reforça esta ideia.

O PESC oferece condições para a sobrevivência e reprodução das aves, no entanto a disponibilidade de recursos pode também ser encontrada em seu entorno, atraindo algumas aves mais generalistas para estes ambientes. Aves independentes de ambientes florestais tendem a sobreviver e se adaptar em ambientes abertos, podendo facilmente transitar em locais florestados e não florestados, já as aves dependentes de floresta apresentam nichos ecológicos mais restritivos, apresentando dificuldade de se locomover, forragear e sobreviver em ambientes fragmentados (MORANTE-FILHO et al. 2018).

Neste estudo, aves dependentes de floresta apresentaram prevalência de isolados resistentes a antimicrobianos estatisticamente inferior às aves independentes de ambientes florestais, o que pode indicar que as aves que permeiam em regiões

antrópicas adquirem mais facilmente bactérias resistentes, corroborando com o estudo de Lugarini et al. (2021), a qual também encontrou bactérias com maior resistência a gentamicina e tetraciclina em aves capturadas em regiões próximas de habitações humanas. Ao mesmo tempo, ao avaliarmos os perfis de multirresistência nas *Enterobacterales* encontrados nas aves do PESC, verificamos que a multirresistência foi encontrada em apenas duas aves independentes de ambientes florestais, sendo que os perfis de maior resistência a antimicrobianos foram encontradas em aves dependentes e semi-dependentes de ambientes florestais. Com base nestes dados é possível criar duas hipóteses para entender este fenômeno: I – aves com hábitos mais amplos podem permear ambientes rurais e urbanos, adquirindo resistência nestes locais e disseminando *Enterobacterales* resistentes em ambientes florestais e, II – Algum recurso utilizado pelas aves no PESC (água, solo, invertebrados, etc.) pode estar contaminado com resíduos provenientes de seu entorno, neste sentido a aquisição de resistência pode estar ocorrendo diretamente por recursos contaminados dentro da unidade de conservação.

Com base no exposto, o presente estudo contribui com a saúde única da região, evidenciando a importância das aves como bioindicadoras e sentinelas de bactérias resistentes, demonstrando que cepas resistentes a medicamentos extremamente relevantes para a medicina humana e veterinária circulam em ambientes naturais. Novos estudos precisam urgentemente ser realizados avaliando os recursos do PESC e de seu entorno, analisando também o genótipo de *Enterobacterales* destes ambientes, pois assim compreenderemos a origem, a fonte de contaminação e a epidemiologia destes isolados resistentes a antimicrobianos tão cruciais.

REFERÊNCIAS

- ADEOLU, M. et al. Genome-based phylogeny and taxonomy of the 'Enterobacteriales': proposal for *Enterobacterales* ord. nov. divided into the families *Enterobacteriaceae*, *Erwiniaceae* fam. nov., *Pectobacteriaceae* fam. nov., *Yersiniaceae* fam. nov., *Hafniaceae* fam. nov., *Morganellaceae* fam. nov., and *Budviciaceae* fam. nov. **International journal of systematic and evolutionary microbiology**, v. 66, n. 12, p. 5575-5599, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.001485>. Acesso em: 21 fev. 2022.
- AHLSTROM, C. A. et al. Acquisition and dissemination of cephalosporin-resistant *E. coli* in migratory birds sampled at an Alaska landfill as inferred through genomic analysis. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1-11, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/s41598-018-25474-w>. Acesso em: 01 mar. 2022.
- ALTERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6. ed. São Paulo, SP: Atheneu, 2015.
- ANDERSSON, D. I.; HUGHES, D. Microbiological effects of sublethal levels of antibiotics. **Nature Reviews Microbiology**, v. 12, n. 7, p. 465-478, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro3270>. Acesso em: 01 mar. 2022.
- ARNOLD, K. E.; WILLIAMS, N. J.; BENNETT, M. 'Disperse abroad in the land': the role of wildlife in the dissemination of antimicrobial resistance. **Biology Letters**, v. 12, n. 8, p. 20160137, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1098/rsbl.2016.0137>. Acesso em: 21 fev. 2022.
- BADAU, E. A One Health perspective on the issue of the antibiotic resistance. **Parasite**, v. 28, 2021. Disponível em: <http://doi.org/10.1051/parasite/2021006>. Acesso em: 01 mar. 2021.
- BAQUERO, F.; MARTÍNEZ, J. L.; CANTÓN, R. Antibiotics and antibiotic resistance in water environments. **Current opinion in biotechnology**, v. 19, n. 3, p. 260-265, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2008.05.006>. Acesso em: 01 mar. 2022.
- BARTLEY, P. S. et al. Antibiotic resistance in *Enterobacteriaceae* from surface waters in urban Brazil highlights the risks of poor sanitation. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 100, n. 6, p. 1369, 2019. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6553890/>. Acesso em: 21 fev. 2022.
- BATALHA-DE-JESUS, A. A. et al. High-level multidrug-resistant *Escherichia coli* isolates from wild birds in a large urban environment. **Microbial Drug Resistance**, v. 25, n. 2, p. 167-172, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2018.0180>. Acesso em: 01 mar. 2022.
- BAUER, A. W. et al. Antibiotic susceptibility testing by a standardized single disc method. **American Journal of Clinical Pathology**. V45, p. 493-499, 1966. Disponível em: https://doi.org/10.1093/ajcp/45.4_ts.493. Acesso em: 22 fev. 2022.

BONNEDAHL, J. et al. Antibiotic susceptibility of faecal bacteria in Antarctic penguins. **Polar Biology**, v. 31, n. 6, p. 759-763, 2008. Disponível em: <http://https://doi.org/10.1007/s00300-008-0430-3>. Acesso em: 21 fev. 2022.

BONNEDAHL, J.; JÄRHULT, J. D. Antibiotic resistance in wild birds. **Upsala journal of medical sciences**, v. 119, n. 2, p. 113-116, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.3109/03009734.2014.905663>. Acesso em: 21 fev. 2022.

BORGES, C. A. et al. Wild birds and urban pigeons as reservoirs for diarrheagenic *Escherichia coli* with zoonotic potential. **Journal of Microbiology**, v. 55, n. 5, p. 344-348, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s12275-017-6523-3>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BRACONARO, P. et al. Detection of bacteria and fungi and assessment of the molecular aspects and resistance of *Escherichia coli* isolated from confiscated passerines intended for reintroduction programs. **Microbial pathogenesis**, v. 88, p. 65-72, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2015.08.006>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BRCAST. **Brazilian Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing**. Documentos. 2021. Disponível em: <http://brcast.org.br/documentos/>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BRCAST. **Orientações do EUCAST para detecção de mecanismos de resistência e resistências específicas de importância clínica e/ou epidemiológica**. 2018. Disponível em: <http://brcast.org.br/documentos/>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BRUNTON, L. L. et al (org.). **As Bases Farmacológicas da Terapêutica de Goodman & Gilman**. Porto Alegre: Artmed, 2019.

BUENO, I. et al. Role of wastewater treatment plants on environmental abundance of Antimicrobial Resistance Genes in Chilean rivers. **International Journal of Hygiene and Environmental Health**, v. 223, n. 1, p. 56-64, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijheh.2019.10.006>. Acesso em: 01 mar. 2022.

CARVALHO, M. P. N et al. International clones of extended-spectrum β -lactamase (CTX-M)-producing *Escherichia coli* in peri-urban wild animals, Brazil. **Transboundary and emerging diseases**, v. 67, n. 5, p. 1804-1815, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/tbed.13558>. Acesso em: 21 fev. 2022

CATALANO, A. et al. Multidrug Resistance (MDR): A Widespread Phenomenon in Pharmacological Therapies. **Molecules**, v. 27, n. 3, p. 616, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/molecules27030616>. Acesso em: 01 mar. 2022.

CERDÀ-CUÉLLAR, M. et al. Do humans spread zoonotic enteric bacteria in Antarctica?. **Science of the Total Environment**, v. 654, p. 190-196, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.10.272>. Acesso em: 21 fev. 2022.

COLLIGNON, P. J.; MCEWEN, S. A. One health—its importance in helping to better control antimicrobial resistance. **Tropical medicine and infectious disease**, v. 4, n. 1, p. 22, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/tropicalmed4010022>. Acesso em: 22 fev. 2022.

D'COSTA, V. M. et al. Antibiotic resistance is ancient. **Nature**, v. 477, n. 7365, p. 457-461, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature10388>. Acesso em: 01 mar. 2022.

DAGHRIR, R.; DROGUI, P. Tetracycline antibiotics in the environment: a review. **Environmental chemistry letters**, v. 11, n. 3, p. 209-227, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10311-013-0404-8>. Acesso em: 01 mar. 2022.

DOLEJSKA, M.; PAPAGIANNITSIS, C. C. Plasmid-mediated resistance is going wild. **Plasmid**, v. 99, p. 99-111, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.plasmid.2018.09.010>. Acesso em: 01 mar. 2022.

DORADO-GARCÍA, A. et al. Molecular relatedness of ESBL/AmpC-producing *Escherichia coli* from humans, animals, food and the environment: a pooled analysis. **Journal of Antimicrobial Chemotherapy**, v. 73, n. 2, p. 339-347, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkx397>. Acesso em: 21 fev. 2022.

ESPERÓN, F. et al. Antimicrobial resistance genes in animal manure, manure-amended and nonanthropogenically impacted soils in Spain. **Advances in Bioscience and Biotechnology**, v. 9, n. 9, p. 469-480, 2018. Disponível em: <http://doi.org/10.4236/abb.2018.99032>. Acesso em: 01 mar. 2022.

EWBANK, A. C. et al. Seabirds as anthropization indicators in two different tropical biotopes: a One Health approach to the issue of antimicrobial resistance genes pollution in oceanic islands. **Science of The Total Environment**, v. 754, p. 142141, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.142141>. Acesso em 21 fev. 2022.

EWERS, C. A. T. S. et al. Extended-spectrum β -lactamase-producing and AmpC-producing *Escherichia coli* from livestock and companion animals, and their putative impact on public health: a global perspective. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 18, n. 7, p. 646-655, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2012.03850.x>. Acesso em: 01 mar. 2022.

FUENTES-CASTILLO, D. et al. Genomic data reveal international lineages of critical priority *Escherichia coli* harbouring wide resistome in Andean condors (*Vultur gryphus* Linnaeus, 1758). **Molecular Ecology**, v. 29, n. 10, p. 1919-1935, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/mec.15455>. Acesso em: 01 mar. 2022.

GONÇALVES, V. D. et al. Detection of multidrug-resistant *Enterobacteriaceae* isolated from river waters flowing to the Guanabara Bay and from clinical samples of hospitals in Rio de Janeiro, Brazil. **Biomédica**, v. 39, p. 135-149, 2019. Disponível em: <http://www.doi.org/10.7705/biomedica.v39i0.4391>. Acesso em: 01 mar. 2022.

GUENTHER, S.; EWERS, C.; WIELER, L. H. Extended-spectrum beta-lactamases producing *E. coli* in wildlife, yet another form of environmental pollution?. **Frontiers in microbiology**, v. 2, p. 246, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2011.00246>. Acesso em: 01 mar. 2022

HAMMERUM, A. M.; HEUER, O. E. Human health hazards from antimicrobial-resistant *Escherichia coli* of animal origin. **Clinical infectious diseases**, v. 48, n. 7, p. 916-921, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1086/597292>. Acesso em: 01 mar. 2022.

HASSELL, J. M. et al. Clinically relevant antimicrobial resistance at the wildlife–livestock–human interface in Nairobi: an epidemiological study. **The Lancet Planetary Health**, v. 3, n. 6, p. e259-e269, 2019. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S2542-5196\(19\)30083-X](https://doi.org/10.1016/S2542-5196(19)30083-X). Acesso em: 01 mar. 2022.

HERNÁNDEZ, J. et al. Human-associated extended-spectrum β -lactamase in the Antarctic. **Applied and environmental microbiology**, v. 78, n. 6, p. 2056-2058, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.07320-11>. Acesso em: 01 mar. 2022.

HO, P. L. et al. Extensive dissemination of CTX-M-producing *Escherichia coli* with multidrug resistance to ‘critically important’ antibiotics among food animals in Hong Kong, 2008–10. **Journal of antimicrobial chemotherapy**, v. 66, n. 4, p. 765-768, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkq539>. Acesso em: 21 fev. 2022.

KANWAR, N. et al. Effects of ceftiofur and chlortetracycline treatment strategies on antimicrobial susceptibility and on tet (A), tet (B), and bla CMY-2 resistance genes among *E. coli* isolated from the feces of feedlot cattle. **PloS one**, v. 8, n. 11, p. e80575, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0080575>. Acesso em: 21 fev. 2022.

KARESH, W. B. et al. Ecology of zoonoses: natural and unnatural histories. **The Lancet**, v. 380, n. 9857, p. 1936-1945, 2012. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(12\)61678-X](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(12)61678-X). Acesso em: 01 mar. 2022

KASPERSEN, H. et al. Dissemination of quinolone-resistant *Escherichia coli* in the norwegian broiler and pig production chains and possible persistence in the broiler production environment. **Applied and environmental microbiology**, v. 86, n. 7, p. e02769-19, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.02769-19>. Acesso em: 01 mar. 2022.

KHALIL, I. A. et al. Morbidity and mortality due to shigella and enterotoxigenic *Escherichia coli* diarrhoea: the Global Burden of Disease Study 1990–2016. **The Lancet infectious diseases**, v. 18, n. 11, p. 1229-1240, 2018. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(18\)30475-4](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(18)30475-4). Acesso em: 21 fev. 2022.

KIM, S. H. et al. Multidrug-resistant *Klebsiella pneumoniae* isolated from farm environments and retail products in Oklahoma. **Journal of food protection**, v. 68, n. 10, p. 2022-2029, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.4315/0362-028X-68.10.2022>. Acesso em: 01 mar. 2022.

KOGA, V. L. et al. Characterization of CMY-2-type beta-lactamase-producing *Escherichia coli* isolated from chicken carcasses and human infection in a city of South Brazil. **BMC microbiology**, v. 19, n. 1, p. 1-9, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12866-019-1550-3>. Acesso em: 01 mar. 2022.

KRAUSE, K. M. et al. Aminoglycosides: an overview. **Cold Spring Harbor perspectives in medicine**, v. 6, n. 6, p. a027029, 2016. Disponível em: <http://www.doi.org/10.1101/cshperspect.a027029>

LANGBEHN, R. K. **Efeito inibitório da tetraciclina e oxitetraciclina em bactérias nitrificantes e nitrificantes**. Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro Tecnológico, Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química, Florianópolis, 2018. Disponível em: <https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/193966>. Acesso em: 01 mar. 2022.

LIVERMORE, D. M. et al. Antibiotic resistance in bacteria from magpies (*Pica pica*) and rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) from west Wales. **Environmental Microbiology**, v. 3, n. 10, p. 658-661, 2001. Disponível em: <https://doi.org/10.1046/j.1462-2920.2001.00239.x>. Acesso em: 01 mar. 2022.

LUGARINI, C. et al. Free-living birds from Caatinga and Atlantic Forest of northeast Brazil as hosts of *Enterobacteriales*, *Mycoplasma* spp., and *Chlamydia psittaci*. **Ornithology Research**, v. 29, n. 3, p. 149-159, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-021-00063-0>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MADEC, J. Y. et al. Extended-spectrum β -lactamase/AmpC-and carbapenemase-producing *Enterobacteriaceae* in animals: a threat for humans?. **Clinical microbiology and infection**, v. 23, n. 11, p. 826-833, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.cmi.2017.01.013>. Acesso em: 21 fev. 2022.

MARCELINO, V. R. et al. Meta-transcriptomics reveals a diverse antibiotic resistance gene pool in avian microbiomes. **BMC Biology**, v. 17, n. 1, p. 1-11, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12915-019-0649-1>. Acesso em: 01 mar. 2022.

MARTÍN-MALDONADO, B. et al. Urban birds: An important source of antimicrobial resistant *Salmonella* strains in Central Spain. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, v. 72, p. 101519, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101519>. Acesso em: 01 mar. 2022.

MARTINS, A. F. et al. Antimicrobial activity of plazomicin against *Enterobacteriaceae*-producing carbapenemases from 50 Brazilian medical centers. **Diagnostic Microbiology and Infectious Disease**, v. 90, n. 3, p. 228-232, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2017.11.004>. Acesso em: 01 mar. 2022

MATIAS, C. A. R. et al. Characteristics of *Salmonella* spp. isolated from wild birds confiscated in illegal trade markets, Rio de Janeiro, Brazil. **BioMed Research International**, v. 2016, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1155/2016/3416864>. Acesso em: 01 mar. 2022.

MATOULKOVÁ, D. et al. Microbiology of brewery production—bacteria of the order *Enterobacterales*. **Kvasny Prumysl**, v. 64, n. 4, p. 161–166, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.18832/kp201824>. Acesso em: 21 fev. 2022.

MEZALIRA, T. S. et al. Extended-spectrum β -lactamase (ESBL)-producing enterobacteria isolated from broiler breeder chickens. **Biotemas**, v. 32, n. 4, p. 1-10, 2019. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7167720>. Acesso em: 21 fev. 2022.

MORANTE-FILHO, J. C. et al. Direct and cascading effects of landscape structure on tropical forest and non-forest frugivorous birds. **Ecological applications**, v. 28, n. 8, p. 2024-2032, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/eap.1791>. Acesso em: 01 mar. 2022.

NOWACZEK, A. et al. Antibiotic Resistance and Virulence Profiles of *Escherichia coli* Strains Isolated from Wild Birds in Poland. **Pathogens**, v. 10, n. 8, p. 1059, 2021.

OLIVEIRA, P. A. et al. Detection of extended spectrum beta-lactamases and resistance in members of the *Enterobacteriaceae* family isolated from healthy sheep and dogs in Umuarama, Paraná, Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 37, n. 2, p. 829-840, 2016. Disponível em: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=445745368023>. Acesso em: 01 mar. 2022.

OLIVEIRA, K. D. R. et al. As interfaces da diarreia neonatal na espécie bovina: Revisão de literatura. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal: RBHSA**, v. 14, n. 3, p. 1-14, 2020. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8081660>. Acesso em: 21 fev. 2022.

PEREIRA, S. C. L. et al. Resistência a antibióticos e presença de plasmídeos em enterobactérias e *Staphylococcus aureus* isoladas do setor de dietética de um hospital público. **O Mundo da Saúde**, v. 39, n. 2, p. 147-156, 2015. Disponível em: <https://revistamundodasaude.emnuvens.com.br/mundodasaude/article/download/325/273>. Acesso em: 01 mar. 2022.

PEREIRA, A. L. et al. Environmental spreading of clinically relevant carbapenem-resistant Gram-negative bacilli: the occurrence of blaKPC-or-NDM strains relates to local hospital activities. **BMC microbiology**, v. 22, n. 1, p. 1-12, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12866-021-02400-1>. Acesso em: 21 fev. 2022.

PEREIRA-MAIA, E. C. et al. Tetraciclina e glicilciclina: uma visão geral. **Química nova**, v. 33, p. 700-706, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-40422010000300038>. Acesso em: 01 mar. 2022.

PINTO, L. F. D. et al. Estiagens extremas afetam a agricultura no estado do Paraná, Brasil. **IRRIGA**, v. 1, n. 2, p. 297-307, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.15809/irriga.2021v1n2p297-307>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PITANGA, T. N. et al. Resistência adquirida por Enterobactérias ao tratamento por aminoglicosídeos no Brasil uma revisão sistemática da literatura. **SEMOC-Semana de Mobilização Científica-Envelhecimento em tempos de pandemias**, 2020.

Disponível em: <http://ri.ucsal.br:8080/jspui/handle/prefix/2860>. Acesso em: 01 mar. 2022.

RIBAS, M. R.; BATISTA, S. C.; ARANHA, J. M. R. Occurrence and infestation rates of Streblidae (Diptera, Hippoboscoidea) on bats (Mammalia, Chiroptera) in a semideciduous seasonal forest fragment in western Paraná, Brazil. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 110, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4766e2020026>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RODRIGUES, J. G. C. et al. Prevalence of multidrug resistance in *Pseudomonas* spp. isolated from wild bird feces in an urban aquatic environment. **Ecology and evolution**, v. 11, n. 20, p. 14303-14311, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/ece3.8146>. Acesso em: 01 mar. 2022.

ROJAS-LOPEZ, M. et al. Intestinal pathogenic *Escherichia coli*: Insights for vaccine development. **Frontiers in microbiology**, v. 9, p. 440, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.00440>. Acesso em: 21 fev. 2022.

RÓZSA, L.; REICZIGEL, J.; MAJOROS, G. Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology* 86(2):228-232. Disponível em: [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2000\)086\[0228:QPISOH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[0228:QPISOH]2.0.CO;2). Acesso em: 16 mar. 2022.

SALINA, A. et al. Participação de enterobactérias na etiologia de mastites bovinas em rebanhos de estados do Sul, Sudeste e Centro-oeste do Brasil. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 14, n. 3, p. 88-88, 2016. Disponível em: <https://www.revistamvez-crmvsp.com.br/index.php/recmvz/article/view/34959>. Acesso em: 21 fev. 2022.

SANTOS, E. J. E. et al. *Salmonella* spp. in wild free-living birds from Atlantic forest fragments in Southern Bahia, Brazil. **BioMed Research International**, v. 2020, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1155/2020/7594136>. Acesso em: 01 mar. 2022.

SCHNEIDER, R. N.; NADVORNY, A.; SCHMIDT, V. Perfil de resistência antimicrobiana de isolados de *Escherichia coli* obtidos de águas superficiais e subterrâneas, em área de produção de suínos. **Biotemas**, v. 22, n. 3, p. 11-17, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.5007/2175-7925.2009v22n3p11>. Acesso em: 01 mar. 2022.

SIGRIST, T. **Aves do Brasil Oriental: guia de bolso**. Avis Brasilis Editora, 2015.

SILVA, J. M. C. Birds of the cerrado region, South America. **Steenstrupia**, v. 21, n. 1, p. 69-92, 1995. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Jose-Maria-Da-Silva/publication/260591911_Birds_of_the_Cerrado_Region_South_America/links/0deec531a370b2a83c000000/Birds-of-the-Cerrado-Region-South-America.pdf. Acesso em: 16 mar. 2022.

SOMENZARI, M. et al. An overview of migratory birds in Brazil. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 58, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.11606/1807-0205/2018.58.03>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SOS Mata Atlântica & INPE (Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais). **Atlas dos municípios da Mata Atlântica**, 2014. Disponível em: < https://cms.sosma.org.br/wp-content/uploads/2015/11/tabela-municipios-SOSMA_INPE_Atlas-Municipios_2014_rema.pdf> Acesso em: 18 fev. 2022.

SOUZA, M. M. et al. Antimicrobial resistance evaluation of bacteria isolated from infections in small animals in the Umuarama region, Paraná. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 40, p. 804-813, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-6420>. Acesso em: 01 mar. 2022.

TAMMA, P. D. et al. Infectious Diseases Society of America guidance on the treatment of extended-spectrum β -lactamase producing *Enterobacterales* (ESBL-E), carbapenem-resistant *Enterobacterales* (CRE), and *Pseudomonas aeruginosa* with difficult-to-treat resistance (DTR-*P. aeruginosa*). **Clinical Infectious Diseases**, v. 72, n. 7, p. e169-e183, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/cid/ciaa1478>. Acesso em: 21 fev. 2022.

TARDONE, R. et al. *Salmonella* in raptors and aquatic wild birds in Chile. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 56, n. 3, p. 707-712, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/2019-08-198>. Acesso em: 01 mar. 2022.

THAKUR, S.; GRAY, G. C. The mandate for a global “one health” approach to antimicrobial resistance surveillance. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 100, n. 2, p. 227, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.4269/ajtmh.18-0973>. Acesso em: 21 fev. 2022.

THE CORNELL LAB OF ORNITHOLOGY. 2022. Disponível em: <https://merlin.allaboutbirds.org/>. Acesso em 19 fev. 2022

VAN DEN HONERT, M. S.; GOUWS, P. A.; HOFFMAN, L. C. A preliminary study: Antibiotic resistance patterns of *Escherichia coli* and *Enterococcus* species from wildlife species subjected to supplementary feeding on various South African farms. **Animals**, v. 10, n. 3, p. 396, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/ani10030396>. Acesso em: 01 mar. 2022.

VAN DUIJKEREN, E. et al. The use of aminoglycosides in animals within the EU: development of resistance in animals and possible impact on human and animal health: a review. **Journal of Antimicrobial Chemotherapy**, v. 74, n. 9, p. 2480-2496, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkz161>. Acesso em: 01 mar. 2022.

VASCONCELOS, F. R. et al. Perfil de resistência antimicrobiana de *Escherichia coli* isoladas do açude Santo Anastácio, Ceará, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, p. 405-410, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1808-1657v77p4052010>. Acesso em: 01 mar. 2022.

VON WINTERSDORFF, C. J. H et al. Dissemination of antimicrobial resistance in microbial ecosystems through horizontal gene transfer. **Frontiers in microbiology**,

p. 173, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.00173>. Acesso em: 01 mar. 2022.

WANG, J. et al. The role of wildlife (wild birds) in the global transmission of antimicrobial resistance genes. **Zoological Research**, v. 38, n. 2, p. 55, 2017. Disponível em: <http://doi.org/10.24272/j.issn.2095-8137.2017.003>. Acesso em: 22 fev. 2022.

WHITE, A.; HUGHES, J. M. Critical importance of a one health approach to antimicrobial resistance. **EcoHealth**, v. 16, n. 3, p. 404-409, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10393-019-01415-5>. Acesso em: 21 fev. 2022.

WILLERS, E. M. **Associative culture: the genesis of food agricultural cooperativism in the West mesoregion of Paraná State**. 2015. 159 f. Tese (Doutorado em Desenvolvimento regional e do Agronegócio) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Toledo, 2015. Disponível em: <http://tede.unioeste.br:8080/tede/handle/tede/2171>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WILMAN, H. et al. EltonTraits 1.0: Species-level foraging attributes of the world's birds and mammals: Ecological Archives E095-178. **Ecology**, v. 95, n. 7, p. 2027-2027, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1890/13-1917.1>. Acesso em: 01 mar. 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Critically important antimicrobials for human medicine: ranking of antimicrobial agents for risk management of antimicrobial resistance due to non-human use**. 2017. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/255027/9789241512220-eng.pdf?isAllowed=y&sequence=1>. Acesso em: 01 mar. 2022.

WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. **OIE list of antimicrobial agentes of veterinary importance**. OIE, Paris – France. 2018. Disponível em: <https://www.oie.int/app/uploads/2021/03/a-oie-list-antimicrobials-may2018.pdf>. Acesso em: 01 mar. 2022.

XU, L. et al. Occurrence, fate, and risk assessment of typical tetracycline antibiotics in the aquatic environment: A review. **Science of the Total Environment**, v. 753, p. 141975, 2021. Disponível em: 01 mar. 2022.

YAHIA, H. B. et al. Detection of CTX-M-15 harboring *Escherichia coli* isolated from wild birds in Tunisia. **BMC microbiology**, v. 18, n. 1, p. 1-8, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12866-018-1163-2>. Acesso em: 01 mar. 2022.

YU, Y. et al. Combination therapy strategies against multiple-resistant *Streptococcus suis*. **Frontiers in pharmacology**, v. 9, p. 489, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fphar.2018.00489>. Acesso em: 01 mar. 2022.

ZURFLUH, K. et al. Higher generation cephalosporin-resistant *Escherichia coli* in feral birds in Switzerland. **International Journal of Antimicrobial Agents**, v. 41, n. 3, p. 296-297, 2013. Disponível em: <https://www.zora.uzh.ch/id/eprint/87581/1/87581.pdf>. Acesso em: 21 fev. 2022.

CAPÍTULO 3 – ANÁLISE DA RESISTÊNCIA ANTIMICROBIANA EM *Staphylococcus* EM AVES CAPTURADAS EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NO OESTE PARANAENSE

3.1 INTRODUÇÃO

Os *Staphylococcus* são cocos Gram-positivos, anaeróbios facultativos, não fastidiosos e não móveis que apresentam um diâmetro de 0,5 a 1,5 μm e quando cultivados em meio sólido, tendem a se agrupar em arranjos irregulares (MCCULLOCH & MAMIZUCA, 2015; SILVA et al. 2017; SMELTZER & BEENKEN, 2017). Estas bactérias são classificadas em dois grandes grupos de acordo com sua capacidade de sintetizar a enzima Coagulase: os *Staphylococcus* Coagulase-Positivo (SCoP) e os *Staphylococcus* Coagulase-Negativos (SCoN) (PEREIRA & CUNHA, 2014). De modo geral, os SCoN são microrganismos abundantes na microbiota natural humana e animal (GRICE & SEGRE, 2011; ROSS et al. 2019). Em condições normais, os SCoN mantêm uma relação simbiótica ou comensal com seus hospedeiros, desenvolvendo até mesmo mecanismos para combater bactérias patogênicas (LAI et al. 2010; IWASE et al. 2010). Já os SCoP, como o *Staphylococcus aureus*, são menos frequentes, sendo encontrados em cerca de 20 a 30% de humanos saudáveis (WEIDENMAIER et al. 2012). No entanto, tanto SCoN, quanto SCoP são bactérias oportunistas e, em condições de ruptura da barreira cutânea e imunossupressão, tendem a invadir outros tecidos, proliferando e desenvolvendo uma variedade de infecções, as quais podem ser leves ou extremamente letais, como bacteremia, endocardite, meningite osteomielite, pneumonia e sepse (CORREAL et al. 2013; MICHELS et al. 2021; ARCANJO et al., 2022).

A patogenicidade das infecções estafilocócicas está relacionada a fatores de virulência decorrentes de genes codificantes. Dentre as espécies de *Staphylococcus*, a espécie *S. aureus* apresenta uma grande plasticidade genômica, sendo esta, responsável por uma grande variação de expressões de cepas virulentas, levando à produção de biofilmes, enterotoxinas e síndromes, tal como a Síndrome da Pele Escaldada Estafilocócica (SSSS) e a Síndrome do Choque Tóxico (TSS) (MCCULLOCH & MAMIZUCA, 2015; TAYLOR & UNAKAL, 2021). Os SCoN apresentam um potencial menor de virulência, quando comparados ao *S. aureus*, no entanto, também produzem biofilme e importantes toxinas causadoras de infecções

em humanos e animais (ALMEIDA & MAMIKUZA, 2015; ZAFALON et al. 2018; HEILMANN et al. 2019).

Devido à sua característica comensal, os *Staphylococcus* são considerados importantes agentes bacterianos causadores de infecções hospitalares em todo o mundo (KHAN, 2017). O uso constante de antimicrobianos para o tratamento de tais infecções, acabaram selecionando cepas altamente resistentes a antimicrobianos e de maior letalidade, como o caso do *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA) (LEE et al. 2018). Por algum tempo, estas cepas estavam restritas ao ambiente hospitalar, sendo conhecidas como *Healthcare-Acquired Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus* (HA-MRSA). No entanto, nos últimos anos, o número de relatos de MRSA e SCoN multirresistentes em pessoas sem contato com hospitais ou outros fatores de risco tem aumentado, evidenciando um aumento da disseminação de tais cepas entre a população (SOUSA et al. 2014). Além disso, cepas multirresistentes de *Staphylococcus* têm sido encontradas em animais domésticos, de produção, silvestres e em produtos alimentícios, esta característica zoonótica vêm aumentando a disseminação destas cepas em trabalhadores rurais e na comunidade em geral (WALTHER et al. 2012; CERQUEIRA & ALMEIDA, 2013; STROMMINGER et al. 2018; SILVA et al. 2020; SILVA et al. 2022).

Além do exposto, outra característica que possibilita a disseminação de cepas de *Staphylococcus* é seu amplo metabolismo adaptativo, o que permite a sua sobrevivência em diversos ambientes, como em locais quentes e frios, de baixa umidade, alta salinidade e de privação nutritiva (ONYANGO & ALRESHIDI, 2018). Neste sentido, estas bactérias persistem e podem contaminar diversos locais, como ambientes hídricos, solo, ar e animais silvestres (PORRERO et al. 2014; HUIJBERS et al. 2015; ZIELIŃSKI et al. 2020).

As aves são organismos considerados importantes sentinelas de bactérias resistentes a antimicrobianos, isto porque estes vertebrados apresentam uma variedade de nichos ecológicos permeando diferentes ambientes, adquirindo facilmente bactérias de origem humana, animal e ambiental (BONNEDAHN & JÄRHULT 2014). A detecção de *Staphylococcus* resistente a antimicrobianos em aves silvestres é antiga, sendo encontrada desde a década de 1960, quando Harry (1967) avaliou cepas de *S. aureus* resistentes à penicilina e tetraciclina em aves silvestres que permeavam ambientes de criação de aves domésticas. Desde então o registro de *Staphylococcus* resistente a antimicrobianos tem sido evidenciado em aves

pertencentes a vários nichos ecológicos e em diversas partes do mundo, evidenciando sua importância como sentinelas e reservatório destas bactérias clinicamente relevantes (ISHIHARA et al. 2013; DWEBBA et al. 2019; HEATON et al. 2020; SARAIVA et al. 2020).

A detecção de *Staphylococcus* com resistência a antimicrobianos e tipagem molecular semelhante a humanos, animais domésticos e de produção em animais silvestres evidencia a disseminação de cepas relevantes à saúde única em ambiente natural. No entanto, grande parte desta detecção está restrita a ambientes europeus, sendo que estudos brasileiros ainda são escassos (HEATON et al. 2020). Nesta perspectiva, o presente trabalho tem como objetivo avaliar cepas resistentes a antimicrobianos de SCoN e *S. aureus* isoladas de aves silvestres em uma unidade de conservação neotropical a fim de compreender a epidemiologia e ocorrência destas bactérias na natureza.

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

A captura das aves ocorreu no Parque Estadual de São Camilo (PESC), uma unidade de conservação de 385,34ha localizada entre as coordenadas 24°18'00"-24°19'30" S e 53°53'30"- 53°55'30" W, em Palotina, oeste do Paraná, Sul do Brasil. O PESC está inserido no bioma de Mata Atlântica e é um dos últimos fragmentos de Floresta Estacional Semidecidual protegidos do oeste paranaense.

O PESC apresenta uma cobertura vegetal em avançado estágio de regeneração, é margeado pelo Rio São Camilo e em seu interior importantes corpos hídricos, como o lago artificial e o Córrego Quati são utilizados pela fauna para dessedentação forrageamento e nidificação. Seu entorno é formado por matrizes agrícolas, com plantio alternado de milho e soja. Pequenas propriedades rurais também são encontradas nos arredores do PESC, onde destaca-se a criação de animais e a presença de açudes. A distância entre a unidade e o centro urbano de Palotina é de aproximadamente 7km.

As coletas da avifauna ocorreram no período de abril a dezembro de 2021. As capturas foram realizadas por meio de sete redes de neblina instaladas no interior da mata, na área de visitação (borda da mata) e em uma área próxima ao lago artificial. As redes foram abertas no início da manhã, revisadas a cada 20 minutos e mantidas

abertas por aproximadamente seis horas. As aves foram retiradas da rede, colocadas em sacos de algodão e encaminhadas até a base do campo para a triagem do animal.

As aves foram identificadas ao menor nível taxonômico possível utilizando guias de identificação (SIGRIST, 2015) e pelo aplicativo *Merlin® Bird ID* (THE CORNELL LAB OF ORNITHOLOGY, 2022). Posteriormente foram coletados materiais biológicos a partir de suabes de orofaringe. O suabe coletado foi imediatamente mergulhado em tubos contendo caldo *Brain-Heart Infusion* (BHI) suplementado com 6,5% de cloreto de sódio (NaCl). Após a identificação e coleta dos materiais, as aves foram anilhadas com anilhas coloridas (código PRB) e soltas próximas ao local onde foram capturadas. Após as seis horas de campo, as amostras foram encaminhadas para o Laboratório de Saúde Única na Universidade Federal do Paraná, Setor Palotina.

Em laboratório, os tubos com BHI contendo os suabes, foram colocados em estufa bacteriológica a 37°C por 24 horas. Após este período, as bactérias provenientes dos suabes de orofaringe foram semeadas em Ágar Sangue Ovino a 5% e foram incubadas por mais 24 horas em estufa bacteriológica. Posteriormente, em fluxo laminar, as placas foram analisadas e colônias com diferentes morfologias foram selecionadas e semeadas novamente por 24 horas em Ágar Nutriente para a obtenção de colônias puras.

Testes bioquímicos foram realizados em colônias puras para a identificação dos *Staphylococcus*. Primeiramente foi realizada a coloração de Gram para a detecção de cocos Gram-positivos e em seguida o teste da catalase. Todas as cepas características de *Staphylococcus* foram submetidas ao teste de coagulase.

As cepas de *Staphylococcus* Coagulase-Positivo foram submetidas aos testes bioquímicos de urease e PYR e sensibilidade a novobiocina e polimixina B. Quando confirmada a espécie *Staphylococcus aureus*, os isolados foram incubados em placas contendo ágar MRSA Cromogênico para a detecção de *Staphylococcus aureus* resistente à metilicina (MRSA).

As cepas de *Staphylococcus* isoladas e identificadas pelo cultivo microbiológico foram submetidas ao Teste de Sensibilidade Antimicrobiana (TSA) pela técnica de difusão em disco descrita por Bauer et al. (1966). As colônias puras foram transferidas em tubos estéreis contendo 4mL de solução fisiológica a 0,9% e comparadas com o grau de turvamento com a escala 0,5 MacFarland. Em seguida, com auxílio de um suabe estéril, a solução foi semeada na superfície de placas de Petri (150mm) com

Ágar Mueller-Hinton. Para a detecção fenotípica de resistência a antimicrobianos, os antimicrobianos testados foram os seguintes: cefoxitina (CFO: 30 µg), clindamicina (CLI: 2 µg), eritromicina (ERI: 15 µg), ciprofloxacina (CIP: 5 µg), linezolida (LIN: 10 µg), gentamicina (GEN: 10 µg), amicacina (AMI: 30 µg), tetraciclina (TET: 30 µg) e sulfametoxazol + trimetoprim (SUT: 25 µg). A leitura dos halos obtidos pelo TSA foi baseada na tabela de cortes do BRCAS (2021) para todos os discos de antimicrobianos testados. Os discos de eritromicina e clindamicina foram sempre posicionados a uma distância de 20mm para verificar possível achatamento do halo de clindamicina induzida pela eritromicina.

As bactérias isoladas que apresentaram um perfil fenotípico de resistência a pelo menos um antimicrobiano de três ou mais classes foram considerados como multirresistentes a antimicrobianos (SCHWARZ et al. 2010). Em relação ao disco de SUT, por existir a associação entre dois antimicrobianos de classes distintas (Sulfametoxazol + Trimetoprim), foi considerado apenas uma resistência.

Para verificar possíveis diferenças estatísticas entre a ocorrência de resistência a antimicrobianos nas aves capturadas quanto a sua dieta e seu grau de dependência florestal, foi realizado o teste de Qui-Quadrado por meio do *software Quantative Parasitology* 3.0 (RÓZSA et al., 2000). Os dados referentes a migração, dieta e grau de dependência florestal das aves capturadas foram baseados de acordo com Somenzari et al. (2018), Wilman et al. (2014) e Silva (1995), respectivamente.

A realização do trabalho foi aprovada pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO Licença #75086-2), certificado pela Comissão de Ética no Uso de Animais do Setor Palotina da UFPR (CEUA/Palotina – Protocolo nº 09/2020) e autorizada pelo Instituto Água e Terra (Protocolo 17.317.251-6).

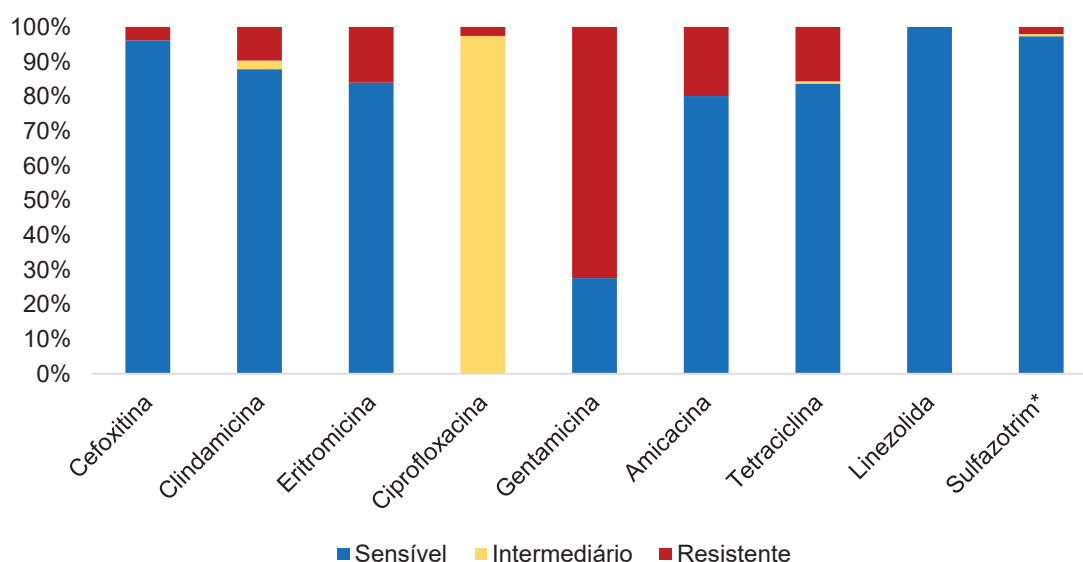
3.3 RESULTADOS

Cento e noventa e sete aves pertencentes a cinco ordens, 25 famílias e 54 espécies foram capturadas nas redes de neblina. A ordem mais representativa do estudo foi Passeriforme, com 158 capturas. Indivíduos das famílias Thraupidae, Tyrannidae, Columbidae e Icteridae foram frequentemente capturados (33, 27, 27 e 26 indivíduos capturados, respectivamente), sendo *Cacicus haemorrhous* (Linnaeus, 1766) (n = 25), *Columbina talpacoti* (Temminck, 1811) (n = 21) e *Sicalis flaveola* (Linnaeus, 1766) (n = 18) as espécies mais coletadas (Apêndice 03).

Do total de 197 indivíduos capturados, 156 isolados de SCoN foram obtidos de 105 indivíduos, enquanto 29 isolados de SCoP foram obtidos de 24 indivíduos. As espécies *C. haemorrhous*, *S. flaveola* e *C. talpacoti* foram as aves com maior frequência de isolamento de SCoN (24, 22 18 isolados, respectivamente), já as espécies *Pipra fasciicauda* Hellmayr, 1906 e *Basileuterus culicivorus* (Deppe, 1830) foram as espécies em que se obteve o maior número de isolados de SCoP (3).

Para os isolados de SCoN, 80,8% apresentaram resistência a pelo menos um antimicrobiano testado, enquanto que 19,2% foram totalmente sensíveis. Os antimicrobianos em que as cepas avaliadas tiveram maior resistência foram gentamicina (72,4%), amicacina (19,7%), eritromicina (16%) e tetraciclina (15,7%). Ainda, seis isolados de SCoN foram resistentes a cefoxitina indicando perfis fenotípicos de resistência à meticilina. Os isolados de SCoN foram amplamente sensíveis a linezolida (100%) e sulfametoxazol + trimetoprim (97,3%). (Figura 05).

FIGURA 05 - FREQUÊNCIA GERAL DE SUSCEPTIBILIDADE DE *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO ISOLADOS DE AVES SILVESTRES COLETADAS EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL



*SULFAZOTRIM: SULFAMETOXAZOL + TRIMETOPRIM

A presença de resistência a uma classe e a duas classes de antimicrobianos foi encontrada em 57,1% e 12,2% das cepas, respectivamente, e 11,5% dos isolados foram considerados multirresistentes. As classes que apresentaram maior resistência entre os SCoN foram: aminoglicosídeos (111 isolados), macrolídeos (25 isolados) e

tetraciclina (24 isolados). As classes oxazolidinonas e sulfonamidas + trimetoprim foram amplamente eficazes contra os isolados coletados.

Vinte e sete perfis de resistência a antimicrobianos entre os isolados de SCoN das aves silvestres foram detectados. Os perfis mais frequentemente identificados foram: GEN (36,5%), GEN + AMI (14,7%), GEN + TET (3,8%), CLI + ERI + GEN (3,2%) e ERI (3,2%) (Tabela 06) (apêndice 03).

TABELA 06 - PERFIL DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM ISOLADOS DE *Staphylococcus COAGULASE NEGATIVO* EM AVES SILVESTRES EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.

Perfil de Resistência	Classe	N	%
GEN	Aminoglicosídeos	57	36,5
GEN + AMI	Aminoglicosídeos	23	14,7
GEN + TET	Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	6	3,8
CLI + ERI + GEN + TET	Lincosaminas + Macrolídeos + Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	5	3,2
ERI	Macrolídeos	5	3,2
TET	Tetraciclínas	3	1,9
ERI + GEN	Macrolídeos + Aminoglicosídeos	3	1,9
CLI + ERI + GEN	Lincosaminas + Macrolídeos + Aminoglicosídeos	2	1,3
CLI + ERI + GEN + AMI	Lincosaminas + Macrolídeos + Aminoglicosídeos	2	1,3
CLI + GEN	Lincosaminas + Aminoglicosídeos	2	1,3
ERI + GEN + TET	Macrolídeos + Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	2	1,3
GEN + AMI + TET	Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	1	0,6
CLI + GEN + AMI + TET	Lincosaminas + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,6
GEN + SUT	Aminoglicosídeos + Sulfonamidas + Trimetoprim	1	0,6
CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET	Lincosaminas + Macrolídeos + Fluoroquinolonas + Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	1	0,6
CLI + ERI + GEN + AMI + TET	Lincosaminas + Macrolídeos + Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	1	0,6
CIP + GEN	Fluoroquinolonas + Aminoglicosídeos	1	0,6
CIP + GEN + AMI + TET	Fluoroquinolonas + Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	1	0,6
CLI + GEN + AMI	Lincosaminas + Aminoglicosídeos	1	0,6
ERI + SUT	Macrolídeos + Sulfonamidas + Trimetoprim	1	0,6
CFO + CIP + GEN + TET	β -Lactâmicos + Fluoroquinolonas + Aminoglicosídeos + Tetraciclina	1	0,6
CFO	β -Lactâmicos	1	0,6
CFO + ERI + SUT	β -Lactâmicos + Macrolídeos + Sulfonamidas + Trimetoprim	1	0,6
ERI + TET	Macrolídeos + Tetraciclínas	1	0,6
CFO + GEN + TET	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos + Tetraciclínas	1	0,6
CFO + ERI	β -Lactâmicos + Macrolídeos	1	0,6
CFO + GEN	β -Lactâmicos + Aminoglicosídeos	1	0,6
Total de Resistências		126	80,8
Sem Resistência		30	19,2

β -Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincosaminas: CLI (Clindamicina); Macrolídeos: ERI (Eritromicina); Tetraciclínas: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim); N: Número de Isolados; % Frequência do Perfil de Resistência.

A ocorrência de isolados de SCoN multirresistentes nas aves capturadas foi de 8,1% (16/197). Estas cepas foram detectadas em 11 espécies, sendo *S. flaveola* a espécie que apresentou o maior número de isolados multirresistentes (5), dentre eles estão os perfis com maiores níveis de resistência a antimicrobianos neste grupo bacteriano (CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET e CLI + ERI + GEN + AMI + TET). A maior parte das aves que albergaram SCoN multirresistentes a antimicrobianos foram espécies com dieta granívora (7/16), independentes de ambiente florestal (8/16) e capturadas na borda do PESC (11/16). Apenas três espécies dependentes de ambientes florestais apresentaram SCoN multirresistentes a antimicrobianos, entre elas, um perfil resistente a cefoxitina foi detectado (Tabela 07).

TABELA 07 - PERFIS DE MULTIRRESISTÊNCIA EM *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO ENCONTRADOS NA AVIFAUNA DE UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.

Ave hospedeira	I	L	D	G	M	Perfil de Resistência
<i>Platyrinchus mystaceus</i> Vieillot, 1818	73	I	I	D	R	CLI + ERI + GEN + TET
<i>Passer domesticus</i> (Linnaeus, 1758)	84	B	G	I	R	CLI + ERI + GEN + TET
<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	96	B	I	SD	R	CLI + ERI + GEN + TET
<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	112	B	I	SD	R	CLI + ERI + GEN + TET
<i>Pitangus sulphuratus</i> (Linnaeus, 1766)	115	B	O	I	P	CLI + ERI + GEN + TET
<i>Columbina talpacoti</i> (Temminck, 1810)	12	B	G	I	R	CLI + ERI + GEN
<i>Columbina talpacoti</i> (Temminck, 1810)	18	B	G	I	R	CLI + ERI + GEN + AMI
<i>Arremon polionotus</i> Bonaparte, 1850	23	I	O	D	R	CLI + ERI + GEN + AMI
<i>Hemitriccus margaritaceiventer</i> (d'Orbigny & Lafresnaye, 1837)	47	B	I	SD	R	ERI + GEN + TET (2)*
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	58	B	G	I	R	CLI + ERI + GEN
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	59	B	G	I	R	CLI + GEN + AMI + TET
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	72	B	G	I	R	CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	72	B	G	I	R	CLI + ERI + GEN + AMI + TET
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	76	B	G	I	R	CIP + GEN + AMI + TET
<i>Leptopogon amaurocephalus</i> Tschudi, 1846	140	A	I	D	R	CFO + CIP + GEN + TET
<i>Thraupis sayaca</i> (Linnaeus, 1766)	141	A	O	SD	R	CFO + ERI + SUT
<i>Myiozetetes similis</i> (Spix, 1825)	146	A	O	SD	R	CFO + GEN + TET

I: Indivíduo; LC: Local de Captura – B: Borda, I: Interior, A: Região Alagada; D: Dieta – G: Granívoro, I: Insetívoro, O: Onívoro; G: Grau de Dependência Florestal – I: Independente, SD: Semi-dependente, D: Dependente; M: Hábito Migratório – R: Residente, P: Parcialmente Migratório; Perfil de Resistência - β -Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincosaminas: CLI (Clindamicina); Macrolídeos: ERI (Eritromicina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim). *O perfil foi encontrado em dois isolados em um mesmo indivíduo.

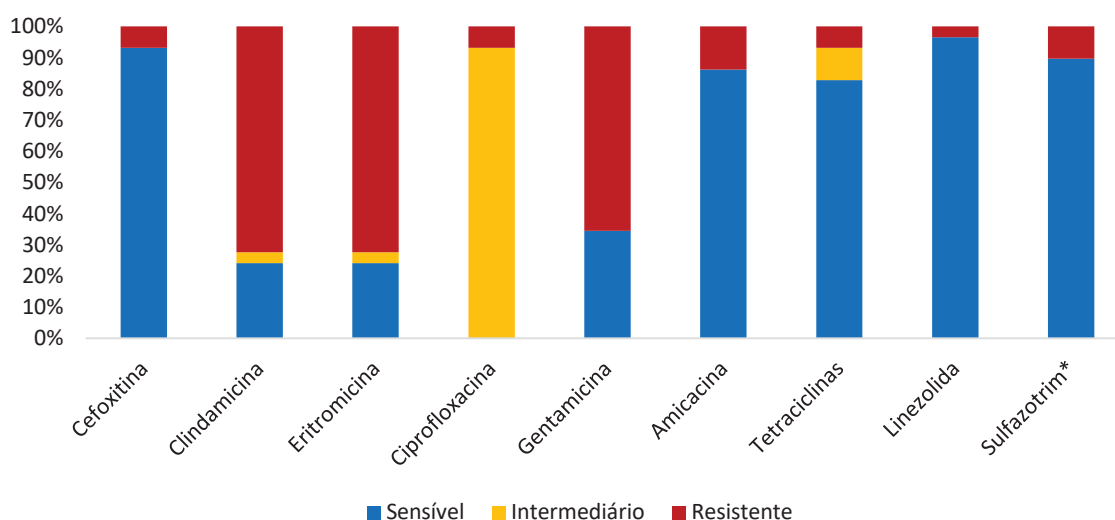
Houve diferença significativa quanto à resistência bacteriana e a dependência florestal das aves ($Chi-square = 13,202$, $df = 2$, $p=0,001$). A maior frequência de cepas resistentes em SCoN, foi detectada em aves independentes de ambientes florestais (91,3%), seguido por aves semi-dependentes (78,3%), enquanto aves que dependem

de florestas apresentaram a menor frequência de resistência a antimicrobianos para este grupo bacteriano (59,3%). Assim como para dependência florestal, houve diferença significativa quanto à resistência bacteriana e a dieta das aves ($Chi-square = 10,973$, $df = 3$, $p=0,012$). A maior ocorrência de resistência a antimicrobianos foi encontrada em aves granívoras (93,1%), seguida por aves onívoras (81%), insetívoras (73,1%) e frugívoras (60%).

Todos os isolados pertencentes ao grupo dos SCoP foram identificados bioquimicamente como *Staphylococcus aureus*. A frequência de *S. aureus* nas aves estudadas foi de 12,2% e entre os 29 isolados avaliados, 26 apresentaram resistência a pelo menos um antimicrobiano testado e três foram sensíveis a todos os antimicrobianos utilizados.

Os isolados de *S. aureus* foram amplamente resistentes à clindamicina e eritromicina (72,4%), apresentando a deformidade do halo de clindamicina adjacente ao disco de eritromicina em 19 isolados (65,5%). A resistência a gentamicina também foi alta, sendo observada em 65,5% das cepas avaliadas. As menores resistências encontradas em *S. aureus* foram a linezolida (3,4%), ciprofloxacina (6,9%) e cefoxitina (6,9%). Quatro isolados cresceram em Ágar MRSA Cromogênico, evidenciando cepas resistentes à meticilina, no entanto apenas dois destes foram resistentes à cefoxitina no TSA (Figura 06).

FIGURA 06 - FREQUÊNCIA GERAL DE SUSCEPTIBILIDADE DE *Staphylococcus aureus* ISOLADOS DE AVES SILVESTRES COLETADAS EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.



*SULFAZOTRIM: SULFAMETOXAZOL + TRIMETOPRIM.

A multirresistência foi detectada em 51,7% dos isolados de *S. aureus*, a resistência a uma e duas classes de antimicrobianos foi detectada em 13,8% e 24,1% dos isolados, respectivamente. As classes de antimicrobianos Lincosaminas, Macrolídeos e Aminoglicosídeos apresentaram menor sensibilidade nas bactérias analisadas, já a classe Oxazolidinona apresentou a maior sensibilidade.

Nove perfis de resistência foram detectados em 29 isolados de *S. aureus*, sendo que o perfil CLI + ERI + GEN o mais frequente (34,5%), seguido por CLI + ERI (10,3%) e GEN (3,4%). Dois perfis de resistência apresentaram resistência a sete dos nove antimicrobianos testados, sendo eles: CFO + CLI + ERI + CIP + GEN + TET + SUT isolado de *Cyanoloxia brissonii* (Lichtenstein, 1823) e CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET + SUT isolado de *Manacus manacus* (Linnaeus, 1766) (Tabela 08).

TABELA 08 - PERFIL DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM ISOLADOS DE *Staphylococcus aureus* EM AVES SILVESTRES EM UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.

Perfil de Resistência	Classes	N	%
CLI + ERI + GEN	Lincosaminas + Macrolídeos + Aminoglicosídeos	10	34,48
CLI + ERI	Lincosaminas + Macrolídeos	7	24,14
GEN	Aminoglicosídeos	3	10,34
GEN + AMI	Aminoglicosídeos	1	3,45
GEN + AMI + LIN + SUT	Aminoglicosídeos + Oxazolidinonas + Sulfonamidas + Trimetoprim	1	3,45
CLI + ERI + GEN + AMI*	Lincosaminas + Macrolídeos + Aminoglicosídeos	1	3,45
CFO + CLI + ERI + CIP + GEN + TET + SUT*	β-Lactâmicos + Lincosaminas + Macrolídeos + Fluoroquinolonas + Aminoglicosídeos + Tetraciclinas + Sulfonamidas + Trimetoprim	1	3,45
CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET + SUT*	Lincosaminas + Macrolídeos + Fluoroquinolonas + Aminoglicosídeos + Tetraciclinas + Sulfonamidas + Trimetoprim	1	3,45
CFO + CLI + ERI + GEN*	β-Lactâmicos + Lincosaminas + Macrolídeos + Aminoglicosídeos	1	3,45
Total de Resistências		26	89,66
Sem resistência		3	10,34

β-Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincosaminas: CLI (Clindamicina); Macrolídeos: ERI (Eritromicina); Tetraciclinas: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim); Oxazolidinonas: LIN (Linezolida); N: Número de Isolados; % Frequência do Perfil de Resistência. *Cepas que apresentaram este perfil cresceram em Ágar MRSA Cromogênico.

A multirresistência em *S. aureus* foi detectada em 15 isolados coletados de 14 aves pertencentes a 11 espécies, sendo prevalente em 7,1% da população estudada. A espécie *B. culicivorus* apresentou o maior número de cepas multirresistentes a antimicrobianos nesta espécie de bactéria (3). Todas as cepas caracterizadas como MRSA pelo crescimento em ágar MRSA Cromogênico foram multirresistentes e encontradas em quatro espécies de aves: *C. brissoni*, *M. manacus*, *Setophaga*

pitiayumi (Vieillot, 1817) e *Thraupis sayaca* (Linnaeus, 1766). As aves dependentes de ambientes florestais apresentaram uma maior frequência de *S. aureus* multirresistentes (50%), enquanto apenas duas aves independentes de florestas apresentaram perfis multirresistentes (14,3%). Quanto à dieta, aves insetívoras apresentaram maior ocorrência de *S. aureus* multirresistentes (42,9%). Cepas de MRSA foram detectadas apenas em aves com dependência e semi-dependência de ambientes florestais, sendo que 50% das cepas foram encontradas em aves frugívoras (Tabela 09).

TABELA 09 - PERFIS DE MULTIRRESISTÊNCIA EM *Staphylococcus aureus* ENCONTRADOS NA AVIFAUNA DE UMA UNIDADE DE CONSERVAÇÃO NEOTROPICAL, SUL DO BRASIL.

Ave hospedeira	I	L	D	G	M	Perfil de Resistência
<i>Dryocopus lineatus</i> (Linnaeus, 1766)	75	B	I	SD	R	CLI + ERI + GEN
<i>Dacnis cayana</i> (Linnaeus, 1766)	30	B	O	SD	R	CLI + ERI + GEN
<i>Basileuterus culicivorus</i> (Deppe, 1830)	31	I	I	D	R	CLI + ERI + GEN
<i>Basileuterus culicivorus</i> (Deppe, 1830)	32	I	I	D	R	CLI + ERI + GEN
<i>Basileuterus culicivorus</i> (Deppe, 1830)	55	I	I	D	R	CLI + ERI + GEN
<i>Arremon polionotus</i> Bonaparte, 1850	41	A	O	D	R	CLI + ERI + GEN
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	14	B	G	I	R	GEN + AMI + LIN + SUT
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	72	B	G	I	R	CLI + ERI + GEN
<i>Thamnophilus doliatus</i> (Linnaeus, 1764)	121	B	I	SD	R	CLI + ERI + GEN
<i>Pipra fasciicauda</i> Hellmayr, 1906	29	I	F	D	R	CLI + ERI + GEN
<i>Setophaga pitiayumi</i> (Vieillot, 1817)	16	B	I	D	R	CLI + ERI + GEN
<i>Setophaga pitiayumi</i> (Vieillot, 1817)	16	B	I	D	R	CLI + ERI + GEN + AMI*
<i>Cyanoloxia brissonii</i> (Lichtenstein, 1823)	91	A	F	SD	R	CFO + CLI + ERI + CIP + GEN + TET + SUT*
<i>Manacus manacus</i> (Linnaeus, 1766)	93	I	F	D	R	CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET + SUT*
<i>Thraupis sayaca</i> (Linnaeus, 1766)	138	B	O	SD	R	CFO + CLI + ERI + GEN*

I: Indivíduo; LC: Local de Captura – B: Borda, I: Interior, A: Região Alagada; D: Dieta – G: Granívoro, I: Insetívoro, O: Onívoro; G: Grau de Dependência Florestal – I: Independente, SD: Semi-dependente, D: Dependente; M: Hábito Migratório – R: Residente, P: Parcialmente Migratório; Perfil de Resistência – β -Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincosaminas: CLI (Clindamicina); Macrolídeos: ERI (Eritromicina); Tetraciclínas: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim); Oxazolidinonas: LIN (Linezolida). *Cepas que apresentaram crescimento em Ágar MRSA Cromogênico.

Todos os isolados de *S. aureus* coletados de aves independentes e semi-dependentes de ambientes florestais apresentaram ao menos uma resistência aos antimicrobianos testados, apresentando, portanto, uma frequência de 100%, já para aves dependentes de ambientes florestais a ocorrência de resistência foi de 76,9%, no entanto esta diferença não foi estatisticamente significativa ($Chi-square = 4,118$, $df = 2$ $p = 0,128$). Quanto a dieta, aves frugívoras apresentaram a menor frequência de *S. aureus* com resistência a antimicrobianos (66,7%) seguido por aves insetívoras (92,3%), todos os isolados coletados de aves granívoras e onívoras foram resistentes

(100%), no entanto também não houve diferença significativa entre estas prevalências ($\text{Chi-square} = 4,671$ df = 3, $p = 0,198$).

3.4 DISCUSSÃO

Neste estudo, *S. aureus* e SCoN foram identificados em aves silvestres, as quais albergaram uma grande frequência de resistência a agentes antimicrobianos tipicamente utilizados na medicina humana e veterinária, como eritromicina, clindamicina, gentamicina e tetraciclina. Isolados de SCoN foram detectados em 105 aves, apresentando resistência em 80,8% das cepas avaliadas. Já *S. aureus* foi encontrado em 24 aves e a resistência a ao menos um antimicrobiano foi detectada em 89,6% dos isolados. Os *Staphylococcus* são bactérias tipicamente encontradas na microbiota natural humana e animal, estabelecendo uma relação comensal entre eles (KRISMER et al. 2017; BYRD et al. 2018; ROSS et al. 2019). No entanto, estas bactérias agem como patógenos em situações oportunistas, podendo levar a graves infecções em seus hospedeiros, sendo, portanto, bactérias com grande relevância na saúde única (OTTO, 2014; CHON et al. 2020; SHEPPARD, 2022). Além disso, sua excepcional plasticidade genômica permite uma ampla capacidade de aquisição de resistência a antimicrobianos, podendo dificultar o tratamento destas infecções e elevar a sua taxa de morbimortalidade (IPPOLITO et al. 2010; ROSSI et al. 2020).

Organismos que albergam *S. aureus* e SCoN resistentes a antimicrobianos podem servir de reservatório destas cepas, podendo disseminá-las para ambientes rurais, urbanos e para o meio ambiente, contribuindo também para a troca informações genéticas entre estes organismos em diferentes ambientes, potencializando a origem de novas cepas (HEATON et al. 2020).

A resistência ao antimicrobiano gentamicina, pertencente à classe dos aminoglicosídeos, foi amplamente detectada tanto em SCoN, quanto em *S. aureus* isolados das aves estudadas. A presença desta resistência parece estar bem estabelecida na população destas bactérias, em vista que mais da metade dos isolados de ambos os grupos bacterianos apresentaram resistência a esta droga. Para Chaves & Tadi (2020), uma porcentagem significativa de SCoN e *S. aureus* sensíveis à metilicina tendem a ser inibidos pela gentamicina em concentrações clínicas, embora elas possam prontamente adquirir resistência a este antimicrobiano. A resistência à gentamicina em isolados de *Staphylococcus* em animais silvestres tende

a ser baixa, como visto em aves (0%) e javalis (0,6%) na Espanha (MAMA et al. 2019; RUIZ-RIPA et al. 2019), em jabutis em Minas Gerais (0%) (SANTANA et al. 2022) e em aves em centros de reabilitação no Rio de Janeiro (4,6% - 23,7%) (BRACONARO et al. 2015; MATIAS et al. 2018). A alta sensibilidade à gentamicina em *Staphylococcus* foi também observada em isolados humanos na Argélia, Brasil e Alemanha (ACHEK et al. 2018; PEREZ et al. 2020; ROSSATO et al. 2020; MARINCOLA et al. 2021).

Na medicina humana, a gentamicina é caracterizada como um antimicrobiano criticamente importante (WHO, 2017). Em infecções severas, a gentamicina é frequentemente utilizada em conjunto com β -lactâmicos, os quais rompem a parede celular da bactéria permitindo a invasão da gentamicina no citoplasma bacteriano, assim ela acessa com maior facilidade os ribossomos, elevando sua eficácia (ROEMHILD et al. 2022). No entanto, além de apresentar uma elevada frequência de resistência à gentamicina, o presente estudo detectou cepas com perfis de resistência a β -lactâmicos em conjunto com aminoglicosídeos, evidenciando que cepas que podem induzir falhas terapêuticas importantes circulam em ambiente natural.

A aquisição de resistência a aminoglicosídeos pelas aves do presente estudo deve ser urgentemente investigada, em vista que diversas fontes de contaminação podem ter dissipado esta resistência para estes organismos, como animais de produção, corpos hídricos, aterros sanitários etc. As águas superficiais são consideradas um dos mais relevantes veículos de disseminação bacteriana (GÓMEZ et al. 2017). De acordo com LÉPESOVÁ et al. (2018), a gentamicina pode ser encontrada em altas concentrações em águas residuais, em decorrência do uso frequente do antimicrobiano pela comunidade e por ambientes hospitalares. Além disso, os *Staphylococcus* podem ser encontrados e sobreviver em ambientes hídricos por muitos dias, podendo adquirir resistência a antimicrobianos por contaminações ambientais e contaminarem organismos que utilizam estes ambientes (SILVA et al. 2021). Além disso, como já mencionado, os *Staphylococcus* fazem parte da microbiota natural dos animais, portanto a interação com ambientes contaminados pode selecionar bactérias resistentes. Neste sentido, as aves estudadas podem ter adquirido os *Staphylococcus* já resistentes no ambiente, ou sua própria microbiota adquiriu resistência pela interação com ambientes contaminados por resíduos de antimicrobianos.

A elevada detecção de cepas de SCoN resistentes a antimicrobianos nas aves silvestres do presente estudo chama a atenção, pois apesar deste grupo apresentar uma baixa patogenicidade, estas bactérias podem ter um papel essencial na troca de genes de resistência a antimicrobianos, atuando como reservatórios de genes para espécies mais patogênicas, como o *S. aureus* (ROSSI et al. 2017; ROSSI et al. 2020). A resistência à cefoxitina detectada em seis isolados de SCoN nas aves avaliadas, indicando que tais cepas são caracterizadas fenotipicamente como resistentes à meticilina. Frequentemente a resistência à meticilina é mediada pelo gene *mecA*, o qual é responsável por modificações estruturais das proteínas ligadoras de penicilina (PLP), tornando ineficiente o tratamento de infecções a partir de grande parte dos β -lactâmicos (BONVEGNA et al. 2021). A aquisição do gene *mecA* por *S. aureus* é um dos principais fatores que tornam este patógeno amplamente resistente. Evidências evolutivas do gene *mecA* indicam que a origem do MRSA é decorrente de trocas genéticas entre SCoN e *S. aureus* (ROLO et al. 2017; MIRAGAIA et al. 2018; SARAIVA et al. 2020). Neste sentido, a detecção de resistência a antimicrobianos em bactérias com baixa patogenicidade permite a compreensão da epidemiologia da disseminação de genes e de resistência em bactérias patogênicas.

Os isolados de SCoN do presente estudo apresentaram multirresistência em 11,5% dos isolados. Este resultado é preocupante, haja visto que tais cepas podem servir de reservatório de resistência a várias classes de antimicrobianos, disseminando-as para outras bactérias e novos ambientes. No entanto, a frequência de perfis de multirresistência encontrada nos isolados de SCoN das aves de Palotina foi inferior àquelas detectadas em aves de rapina (33%) e aves noturnas (19,5%) em Portugal (SOUSA et al. 2016; SILVA et al. 2022), em aves da Espanha (34%) (RUIZ-RIPA et al. 2020) e de aves coletadas na ilha de Fernando de Noronha ($\cong 20\%$) (SARAIVA et al. 2020).

O bioma Mata Atlântica é caracterizado por apresentar uma vegetação densa, a qual foi, e continua sendo amplamente fragmentada em decorrência do processo de urbanização, o que vem aproximando cada vez mais animais silvestres do homem e de animais domésticos (BERVEGLIERI et al. 2019; LUGARINI et al. 2021). A fauna deste bioma é caracterizada por organismos adaptados a este ambiente florestal, no entanto, a redução de áreas florestais acabam selecionando organismos generalistas e suprimindo táxons dependentes de florestas (BARLOW et al. 2006; GRAY et al. 2007; ROSSI et al. 2014). As aves dependentes de ambientes florestais são aquelas

que apresentam um nicho ecológico mais restrito a ambientes preservados e, por isso tendem a se movimentar com menor frequência em ambientes abertos. Já aves que não dependem de florestas apresentam hábitos menos restritivos, podendo transitar em ambientes preservados e em ambientes rurais e urbanos, interagindo com frequência com recursos artificiais (MORANTE-FILHO et al. 2018).

O PESC é uma unidade de conservação que concentra condições propícias para a sobrevivência de inúmeras espécies de aves, no entanto, sua área é muito pequena quando comparada com a área rural de seu entorno. Neste sentido, fica evidente que aves com hábitos menos restritivos possam permear em ambientes rurais e florestais em busca de melhores condições de sobrevivência. A ocorrência de isolados de SCoN resistentes a antimicrobianos foi significativamente maior em aves independentes de ambientes florestais em relação a aves dependentes de floresta, o que pode evidenciar que aves que apresentam hábitos mais restritos a ambientes preservados tendem a apresentar bactérias mais sensíveis a antimicrobianos em relação àquelas que apresentam hábitos mais generalistas. Ademais, tal resultado reforça a importância da conservação florestal, pois a contaminação por antimicrobianos ou por bactérias resistentes pode ser consequência de “efeito de borda”, uma vez que estas regiões são amplamente influenciadas pelo meio circundante e tais mudanças no *habitat* pode acarretar em alterações na comunidade biológica, onde populações residentes na proximidade de bordas de florestas apresentam maior risco de aquisição e disseminação de doenças zoonóticas devido à proximidade com fontes de contaminação (GOTTWALT 2013; LUGARINI et al. 2021; SILVA, 2021).

Os alimentos adquiridos por um animal têm sido relatados como uma importante via de transmissão de bactérias resistentes em animais silvestres (HATHCOCK et al. 2018; MARCELINO et al. 2019; VAN DEN HONERT et al. 2020; SILVA et al. 2022). Os resultados do presente trabalho evidenciaram que a frequência de resistência a antimicrobianos em SCoN isoladas de aves granívoras foi significativamente maior do que em aves insetívoras e frugívoras. Uma dieta baseada em sementes e grãos não é adequada para a colonização intestinal por *Enterobacterales*, por este motivo aves granívoras tendem a apresentar uma microflora predominantemente composta por bactérias Gram-positivas, o que pode favorecer a troca de resistência por meio da conjugação entre estes organismos (GLÜNDER, 1981; CLEWELL & FRANCA, 2004; GOESSWEINER-MOHR et al. 2014;

DI FRANCESCO et al. 2018). Além disso, as espécies granívoras encontradas no presente trabalho são aves independentes de ambientes florestais, as quais são abundantes e comumente avistadas em ambientes rurais e urbanos, como *C. talpacoti*, *S. flaveola* e *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758). De acordo com Dias et al. (2019), aves granívoras são atraídas por rações e grãos utilizados pela alimentação de animais de produção e podem interagir intensamente com estes animais em busca de alimento e, esta interação pode intensificar a troca de bactérias e de genes de resistência entres estes animais. Ademais, antimicrobianos podem estar presentes em rações de animais de produção e, quando uma ave se alimenta de tal recurso, pode aumentar a pressão de seleção de bactérias resistentes acidentalmente (REIS & VIEITES, 2019). Neste sentido, a relação de independência florestal e a dieta das aves pode ser um fator importante no padrão de resistência a antimicrobianos em isolados de SCoN.

O *Staphylococcus aureus* é uma das causas mundiais mais frequentes de morbidade e mortalidade por um único agente infeccioso, isso ocorre pois diferente de outras bactérias. O *S. aureus* pode carregar uma impressionante variedade de fatores de virulência e seu material genético é repleto de genes que conferem resistência a uma vasta quantidade de antimicrobianos, o que traz grandes implicações para o tratamento de infecções ocasionadas por este organismo (LEE et al. 2018; CHEUNG et al. 2021). O ser humano é considerado o maior reservatório de *S. aureus*, no entanto, este agente tem sido encontrado em animais em todo o mundo, inclusive em aves silvestres, as quais vem sendo consideradas importantes reservatórios deste patógeno no meio ambiente (KÖCK et al. 2011; SOUSA et al. 2014; TAYLOR & UNAKAL 2021; SILVA et al. 2022).

O presente estudo detectou *S. aureus* em 12% das aves coletadas, representando aproximadamente 16% de todos os *Staphylococcus* isolados. A ocorrência de *S. aureus* na população de aves deste estudo foi superior à frequência de *S. aureus* detectada em aves na Espanha (4,6%) (RUIZ-RIPA et al. 2019), de aves de rapina (6,3%) em Portugal (SOUSA et al. 2014), de animais silvestres (8,7) e em fezes de aves aquáticas nos Estados Unidos (7,1%) (WARDYN et al. 2012; THAPALYIA et al. 2017), e foi inferior a encontrada por Kutkowska et al. (2019) em fezes de aves na Polônia e de aves de rapina noturnas em Portugal (15,97%) (SILVA et al. 2022). No entanto, a prevalência de MRSA detectada nas aves do PESC (4/29=13,8%) foi somente maior em relação às aves rapinantes de Portugal – 0% em

Sousa et al. (2014) e 4,1% em Silva et al. (2022). O MRSA já foi um patógeno associado apenas a ambientes de cuidado a saúde, no entanto a sua disseminação para a comunidade emergiu a partir da década de 1980, sendo atualmente sua distribuição é ampla e o uso de antimicrobianos de forma irresponsável na saúde humana e agropecuária intensificaram a distribuição destas cepas em animais domésticos e por consequência em animais silvestres (LAKHUNDI & ZHANG, 2018). A detecção de cepas de MRSA nas aves do presente estudo corroboram a literatura, evidenciando a importância das aves como sentinelas e reservatórios naturais destas cepas, expondo que cepas outrora limitadas a humanos podem se tornar ou já tenham se tornado zoonóticas.

Grande parte dos *S. aureus* e parte dos SCoN isolados das aves silvestres em Palotina foram resistentes à clindamicina e eritromicina. Estes antimicrobianos pertencem a classe das Lincosaminas e dos Macrolídeos, respectivamente, sendo amplamente utilizados em infecções ocasionadas por *Staphylococcus* (MTSHER & AZIZ, 2020). Assim como a gentamicina, a eritromicina é classificada como um antimicrobiano criticamente importante para a medicina humana, pois são inibidores de sínteses proteicas, consistindo em um antimicrobiano de amplo espectro de atividade (DINOS, 2017; WHO, 2017). Já a clindamicina é classificada como um antimicrobiano altamente importante para a medicina humana, e apresenta como mecanismo de ação a inibição da síntese proteica (MURPHY et al. 2018). Por apresentarem mecanismos de ação muito semelhantes, a resistência a lincosaminas e macrolídeos pode ser cruzada, o que explica a frequência semelhante de resistência entre estes antimicrobianos na população de *Staphylococcus* estudados (MIMICA et al. 2015). A detecção de resistência de macrolídeos e lincosaminas é facilmente observada pelo método de disco-difusão, onde ela pode ser induzível, quando ocorre metilases na presença de indutores (eritromicina), levando a deformidade no halo de clindamicina (teste de indução do fenótipo MLS_B ou teste D), ou constitutiva, quando a metilase ocorre sem a necessidade de um indutor (LECLERCQ, 2002).

A resistência à clindamicina e eritromicina foi observada em 72,4% das amostras de *S. aureus*, sendo que 65,5% das amostras apresentaram resistência induzível. Todos os isolados identificados como MRSA foram resistentes a estes dois antimicrobianos, onde 75% dos isolados apresentaram resistência induzível e um isolado apresentou ausência completa de halo de inibição. A resistência aos macrolídeos e lincosaminas variam geograficamente (KHODABANDEH et al. 2019).

No entanto, a resistência induzível detectada em *S. aureus* no presente estudo foi muito superior a isolados de MRSA provenientes de isolados clínicos humanos no Sul (7,4% - 7,9%) (BOTTEGA et al. 2014; ROSSATO et al. 2020) e Nordeste do Brasil (4,5%) (PEREIRA et al. 2016), assim como em isolados clínicos na Grécia (SARROU et al. 2018), sendo semelhante a isolados clínicos de Portugal (75%) (SILVA et al. 2020). A expressão do fenótipo de resistência induzida é codificada pelo gene *erm* (*erythromycin methioninemethylase*) (AMORIM et al. 2009), neste sentido a elevada frequência deste fenótipo em *S. aureus* detectados nas aves, evidenciam a importância destes animais como possíveis reservatórios do gene *erm* no ambiente e a disseminação destas cepas podem ocasionar em falhas terapêuticas importantes em infecções causadas por *S. aureus*.

Os resultados obtidos evidenciaram que as aves são importantes reservatórios de *Staphylococcus* na natureza, apresentando cepas com vários perfis de resistência, incluindo perfis de multirresistência a antimicrobianos usualmente utilizados e extremamente relevantes na medicina humana e veterinária. Aves independentes de floresta tendem a apresentar SCoN mais resistentes a antimicrobianos que aves floresta-dependentes, assim como aves granívoras. No entanto a investigação de contaminação no ambiente estudado deve ser urgentemente realizada, em vista que a resistência de gentamicina e clindamicina e eritromicina por indução foi amplamente prevalente. Ademais, cepas resistentes à metilicina tanto em SCoN, quanto em *S. aureus* estão circulando no ambiente silvestre de Palotina, o que é imensamente relevante a saúde única, em vista que tais cepas podem induzir na redução significativa no tratamento clínico de infecções ocasionadas por *Staphylococcus*. Por fim, este trabalho traz relevantes resultados sobre o fenótipo de resistência em *Staphylococcus* na avifauna da região, no entanto novos trabalhos visando avaliar o genótipo destas bactérias pode ser profundamente pertinente para verificar genes que circulam na população silvestre, podendo também avaliar a similaridade destas bactérias com àquelas isoladas de outras fontes, como de humanos e de animais de produção na região.

REFERÊNCIAS

- ACHEK, R. et al. Emerging of antimicrobial resistance in staphylococci isolated from clinical and food samples in Algeria. **BMC research notes**, v. 11, n. 1, p. 1-7, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13104-018-3762-2>. Acesso em: 16 mar. 2022.
- ALMEIDA, L. M.; MAMIZUKA E. M. *Staphylococcus epidermidis* e outras espécies de estafilococos coagulase-negativo. In: TRABULSI, L. R.; ALTHERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6 ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2015.
- AMORIM, D. M. R. et al. Resistência induzível à clindamicina entre isolados clínicos de *Staphylococcus aureus*. **O Mundo da Saúde**, v. 33, n. 4, p. 401-405, 2009. Disponível em: <https://revistamundodasaude.emnuvens.com.br/mundodasaude/article/download/655/595>. Acesso em: 16 mar. 2022.
- ARCANJO, T. F. et al. Meningite bacteriana por *Staphylococcus aureus* como complicação de endocardite infecciosa: relato de caso. **The Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v. 26, p. 101894, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.bjid.2021.101894>. Acesso em: 16 mar. 2022.
- BARLOW, J. et al. The responses of understorey birds to forest fragmentation, logging and wildfires: an Amazonian synthesis. **Biological Conservation**, v. 128, n. 2, p. 182-192, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.09.028>. Acesso em: 16 mar. 2022.
- BAUER, A. W. et al. Antibiotic susceptibility testing by a standardized single disc method. **American Journal of Clinical Pathology**. V45, p. 493-499, 1966. Disponível em: https://doi.org/10.1093/ajcp/45.4_ts.493. Acesso em: 22 fev. 2022.
- BERVEGLIERI, A. et al. Geração de Modelo de Altura de Árvore Usando Imagens Aéreas Históricas para o Monitoramento da Regeneração em Floresta Tropical de Mata Atlântica. **Anuário do Instituto de Geociências**, v. 42, n. 4, p. 206-218, 2019. Disponível em: https://doi.org/10.11137/2019_4_206_218. Acesso em: 16 mar. 2022.
- BONNEDAHL, J.; JÄRHULT, J. D. Antibiotic resistance in wild birds. **Upsala journal of medical sciences**, v. 119, n. 2, p. 113-116, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.3109/03009734.2014.905663>. Acesso em: 16 mar. 2022.
- BONVEGNA, M. et al. Occurrence of Methicillin-Resistant Coagulase-Negative Staphylococci (MRCoNS) and Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) from Pigs and Farm Environment in Northwestern Italy. **Antibiotics**, v. 10, n. 6, p. 676, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics10060676>. Acesso em: 16 mar. 2022.
- BOTTEGA, A. et al. Evaluation of constitutive and inducible resistance to clindamycin in clinical samples of *Staphylococcus aureus* from a tertiary hospital. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 47, p. 589-592, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0140-2014>. Acesso em: 16 mar. 2022.

BRACONARO, P. et al. Detection of bacteria and fungi and assessment of the molecular aspects and resistance of *Escherichia coli* isolated from confiscated passerines intended for reintroduction programs. **Microbial pathogenesis**, v. 88, p. 65-72, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2015.08.006>. Acesso em: 16 mar. 2022.

BRCAST. **Brazilian Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing**. Documentos. 2021. Disponível em: <http://brcast.org.br/documentos/>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BYRD, A. L.; BELKAID, Y.; SEGRE, J. A. The human skin microbiome. **Nature Reviews Microbiology**, v. 16, n. 3, p. 143-155, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2017.157>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CERQUEIRA, E. S.; ALMEIDA, R. C. C. *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA) em alimentos de origem animal: uma revisão sistemática. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 72, n. 4, p. 268-281, 2013. Disponível em: <https://periodicos.saude.sp.gov.br/index.php/RIAL/article/view/32928>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CHAVES B. J.; TADI P. Gentamicin. In: **StatPearls**. StatPearls Publishing, Treasure Island (FL); 2021. PMID: 32491482. Disponível em: <https://europepmc.org/article/nbk/nbk557550>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CHEUNG, G. Y. C.; BAE, J. S.; OTTO, M. Pathogenicity and virulence of *Staphylococcus aureus*. **Virulence**, v. 12, n. 1, p. 547-569, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/21505594.2021.1878688>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CHON, J-W. et al. Virulence characteristics of mecA-positive multidrug-resistant clinical coagulase-negative staphylococci. **Microorganisms**, v. 8, n. 5, p. 659, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms8050659>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CLEWELL, D. B.; FRANCIA, M. V. Conjugation in Gram-positive bacteria. **Plasmid biology**, p. 227-256, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/9781555817732.ch10>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CORREAL, J. C. D. et al. Infecções por *Staphylococcus aureus*: mudança do perfil epidemiológico no Hospital Universitário Pedro Ernesto. **Revista Hospital Universitário Pedro Ernesto (TÍTULO NÃO-CORRENTE)**, v. 12, n. 3, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.12957/rhupe.2013.7529>. Acesso em: 16 mar. 2022.

COSTA, F. J. V. et al. Espécies de aves traficadas no Brasil: uma meta-análise com ênfase nas espécies ameaçadas. **Fronteiras: Journal of Social, Technological and Environmental Science**, v. 7, n. 2, p. 324-346, 2018. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.21664/2238-8869.2018v7i2.p324-346>. Acesso em: 16 mar. 2022.

DI FRANCESCO, C. E. et al. Reproductive disorders in domestic canaries (*Serinus canarius domesticus*): A retrospective study on bacterial isolates and their

antimicrobial resistance in Italy from 2009 to 2012. **Vet. Ital**, v. 54, p. 169-174, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.12834/vetit.955.4952.2>. Acesso em: 16 mar. 2022.

DIAS, P. A. et al. Ocorrência de *Campylobacter* e *Enterobacteriaceae* em aves silvestres e frangos de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 71, p. 225-231, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4162-10289>. Acesso em: 16 mar. 2022.

DINOS, G. P. The macrolide antibiotic renaissance. **British journal of pharmacology**, v. 174, n. 18, p. 2967-2983, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/bph.13936>. Acesso em: 16 mar. 2022.

DWEBE, C. C.; ZISHIRI, O. T.; ZOWALATY, M. E. Isolation and molecular identification of virulence, antimicrobial and heavy metal resistance genes in livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. **Pathogens**, v. 8, n. 2, p. 79, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/pathogens8020079>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GLÜNDER, G. Occurrence of *Enterobacteriaceae* in feces of granivorous passeriform birds. **Avian Diseases**, p. 195-198, 1981. Disponível em: <https://doi.org/10.2307/1589841>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GOESSWEINER-MOHR, N. et al. Conjugation in Gram-positive bacteria. **Microbiology spectrum**, v. 2, n. 4, p. 2.4. 19, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.PLAS-0004-2013>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GÓMEZ, P. et al. Diversity of species and antimicrobial resistance determinants of staphylococci in superficial waters in Spain. **FEMS microbiology ecology**, v. 93, n. 1, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/femsec/fiw208>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GOTTWALT, A. Impacts of deforestation on vector-borne disease incidence. **The Columbia University Journal of Global Health**, v. 3, n. 2, p. 16-19, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.7916/thejgh.v3i2.4864>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GRAY, M. A. et al. The response of avian feeding guilds to tropical forest disturbance. **Conservation Biology**, v. 21, n. 1, p. 133-141, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2006.00557.x>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GRICE, E. A.; SEGRE, J. A. The skin microbiome. **Nature reviews microbiology**, v. 9, n. 4, p. 244-253, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro2537>. Acesso em: 16 mar. 2022

HARRY, E. G. Some characteristics of *Staphylococcus aureus* isolated from the skin and upper respiratory tract of domesticated and wild (feral) birds. **Research in veterinary science**, v. 8, n. 4, p. 490-499, 1967. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0034-5288\(18\)34609-5](https://doi.org/10.1016/S0034-5288(18)34609-5). Acesso em: 16 mar. 2022.

HATHCOCK, T. et al. Multidrug-resistant *Escherichia coli* and Tetracycline-resistant *Enterococcus faecalis* in Wild Raptors of Alabama and Georgia, USA. **Journal of**

wildlife diseases, v. 55, n. 2, p. 482-487, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/2018-05-139>. Acesso em: 16 mar. 2022.

HEATON, C. J. et al. *Staphylococcus aureus* epidemiology in wildlife: A systematic review. **Antibiotics**, v. 9, n. 2, p. 89, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics9020089>. Acesso em: 16 mar. 2022.

HEILMANN, C.; ZIEBUHR, W.; BECKER, K. Are coagulase-negative staphylococci virulent?. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 25, n. 9, p. 1071-1080, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.1016/j.cmi.2018.11.012>. Acesso em: 16 mar. 2022.

HUIJBERS, P. M. C. et al. Role of the environment in the transmission of antimicrobial resistance to humans: a review. **Environmental science & technology**, v. 49, n. 20, p. 11993-12004, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1021/acs.est.5b02566>. Acesso em: 16 mar. 2022.

IPPOLITO, G. et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: the superbug. **International journal of infectious diseases**, v. 14, p. S7-S11, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2010.05.003>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ISHIHARA, S. et al. Vancomycin-resistant Gram-positive cocci isolated from the saliva of wild songbirds. **Current microbiology**, v. 66, n. 4, p. 337-343, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00284-012-0278-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

IWASE, T. et al. *Staphylococcus epidermidis* Esp inhibits *Staphylococcus aureus* biofilm formation and nasal colonization. **Nature**, v. 465, n. 7296, p. 346-349, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature09074>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KHAN, M. F. Brief history of *Staphylococcus aureus*: a focus to antibiotic resistance. **EC Microbiology**, v. 5, n. 2, p. 36-39, 2017. Disponível em: https://www.academia.edu/31107715/Brief_History_of_Staphylococcus_Aureus_A_Focus_to_Antibiotic_Resistance. Acesso em: 16 mar. 2022.

KHODABANDEH, M. et al. Analysis of resistance to macrolide–lincosamide–Streptogramin B among *mecA*-positive *Staphylococcus aureus* isolates. **Osong public health and research perspectives**, v. 10, n. 1, p. 25, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.24171/j.phrp.2019.10.1.06>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KÖCK, R. et al. The epidemiology of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Germany. **Deutsches Ärzteblatt International**, v. 108, n. 45, p. 761, 2011. Disponível em: <https://dx.doi.org/10.3238%2Farztebl.2011.0761>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KRISMER, B. et al. The commensal lifestyle of *Staphylococcus aureus* and its interactions with the nasal microbiota. **Nature reviews microbiology**, v. 15, n. 11, p. 675-687, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2017.104>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KUTKOWSKA, J. et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and glycopeptide-resistant enterococci in fecal samples of birds from South-Eastern Poland. **BMC Veterinary Research**, v. 15, n. 1, p. 1-8, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12917-019-2221-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LAI, Y. et al. Activation of TLR2 by a small molecule produced by *Staphylococcus epidermidis* increases antimicrobial defense against bacterial skin infections. **Journal of Investigative Dermatology**, v. 130, n. 9, p. 2211-2221, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/jid.2010.123>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LAKHUNDI, S.; ZHANG, K. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: molecular characterization, evolution, and epidemiology. **Clinical microbiology reviews**, v. 31, n. 4, p. e00020-18, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/CMR.00020-18>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LECLERCQ, R. Mechanisms of resistance to macrolides and lincosamides: nature of the resistance elements and their clinical implications. **Clinical infectious diseases**, v. 34, n. 4, p. 482-492, 2002. Disponível em: <https://doi.org/10.1086/324626>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LEE, A. S. et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. **Nature reviews Disease primers**, v. 4, n. 1, p. 1-23, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrdp.2018.33>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LÉPESOVÁ, K. et al. Prevalence of antibiotic-resistant coliform bacteria, *Enterococcus* spp. and *Staphylococcus* spp. in wastewater sewerage biofilm. **Journal of global antimicrobial resistance**, v. 14, p. 145-151, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jgar.2018.03.008>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LUGARINI, C. et al. Free-living birds from Caatinga and Atlantic Forest of northeast Brazil as hosts of *Enterobacterales*, *Mycoplasma* spp., and *Chlamydia psittaci*. **Ornithology Research**, v. 29, n. 3, p. 149-159, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-021-00063-0>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MAMA, O. M. et al. High frequency of coagulase-positive staphylococci carriage in healthy wild boar with detection of MRSA of lineage ST398-t011. **FEMS microbiology letters**, v. 366, n. 4, p. fny292, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/femsle/fny292>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MARCELINO, V. R. et al. Meta-transcriptomics reveals a diverse antibiotic resistance gene pool in avian microbiomes. **BMC biology**, v. 17, n. 1, p. 1-11, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.1186/s12915-019-0649-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MARINCOLA, G. et al. Antimicrobial resistance profiles of coagulase-negative staphylococci in community-based healthy individuals in Germany. **Frontiers in public health**, v. 9, p. 796, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fpubh.2021.684456>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MATIAS, C. A. R. et al. *Staphylococcus* spp. isolated from wild birds apprehended in the local illegal trade in Rio de Janeiro, Brazil, and relevance in public health. **Letters**

in **applied microbiology**, v. 67, n. 3, p. 292-298, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/lam.13035>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MCCULLOCH, J. A.; MAMIZUCA, E. M. *Staphylococcus aureus*. In: TRABULSI, L. R.; ALTHERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6 ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2015.

MICHELS, R. et al. Update on coagulase-negative Staphylococci—what the clinician should know. **Microorganisms**, v. 9, n. 4, p. 830, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040830>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MIMICA, M. J.; MIMICA, L. M. J.; MIMICA, I. M. Características dos principais grupos de antibacterianos: Espectro de Ação e Indicações. In: TRABULSI, L. R.; ALTHERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6 ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2015.

MIRAGAIA, M. Factors contributing to the evolution of *mecA*-mediated β -lactam resistance in staphylococci: update and new insights from whole genome sequencing (WGS). **Frontiers in microbiology**, p. 2723, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.02723>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MORANTE-FILHO, J. C. et al. Direct and cascading effects of landscape structure on tropical forest and non-forest frugivorous birds. **Ecological applications**, v. 28, n. 8, p. 2024-2032, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/eap.1791>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MTSHER, A. M.; AZIZ, Z. S. Estimation of erythromycin and inducible clindamycin resistance in *Saphylococcus aureus* Isolated from Clinical Cases. **Res. J. Pharm. Technol**, v. 13, p. 2920-2924, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.5958/0974-360X.2020.00538.7>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MURPHY, P. B.; BISTAS, K. G.; LE, J. K. Clindamycin. 2018. In: StatPearls. **StatPearls Publishing**, Treasure Island (FL); 2021. PMID: 30137858. Disponível em: <https://europepmc.org/article/nbk/nbk519574>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ONYANGO, L. A.; ALRESHIDI, M. M. Adaptive metabolism in staphylococci: Survival and persistence in environmental and clinical settings. **Journal of pathogens**, v. 2018, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1155/2018/1092632>. Acesso em: 16 mar. 2022.

OTTO, M. *Staphylococcus epidermidis* pathogenesis. In: **Staphylococcus epidermidis**. Humana Press, Totowa, NJ, 2014. p. 17-31. Disponível em: https://doi.org/10.1007/978-1-62703-736-5_2. Acesso em: 16 mar. 2022.

PEREIRA, V.; C.; CUNHA, M. L. R. S. **Do comensalismo à patogenicidade: um estudo sobre estafilococos coagulase-negativa**. São Paulo: Editora Unesp, 2014. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/113735>. Acesso em: 16 mar. 2022.

PEREIRA, J. N. P. et al. Phenotypic and molecular characterization of resistance to macrolides, lincosamides and type B streptogramin of clinical isolates of *Staphylococcus* spp. of a university hospital in Recife, Pernambuco, Brazil. **Brazilian**

Journal of Infectious Diseases, v. 20, p. 276-281, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.bjid.2016.03.003>. Acesso em: 16 mar. 2022.

PEREZ, V. P. et al. Coagulase-negative staphylococci in outpatient routines: the implications of switching from CLSI to BrCAST/EUCAST guidelines. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 51, n. 3, p. 1071-1078, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s42770-020-00278-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

PORRERO, M. C. et al. Methicillin resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) carriage in different free-living wild animal species in Spain. **The Veterinary Journal**, v. 198, n. 1, p. 127-130, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2013.06.004>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROEMHILD, R.; BOLLENBACH, T.; ANDERSSON, D. I. The physiology and genetics of bacterial responses to antibiotic combinations. **Nature Reviews Microbiology**, p. 1-13, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/s41579-022-00700-5>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROLO, J. et al. Evolutionary origin of the staphylococcal cassette chromosome *mec* (SCC *mec*). **Antimicrobial agents and chemotherapy**, v. 61, n. 6, p. e02302-16, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AAC.02302-16>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSS, A. A.; RODRIGUES HOFFMANN, A.; NEUFELD, J. D. The skin microbiome of vertebrates. **Microbiome**, v. 7, n. 1, p. 1-14, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s40168-019-0694-6>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSATO, A. M. et al. Resistance profile to antimicrobials agents in methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from hospitals in South Brazil between 2014-2019. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 53, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0431-2020>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSI, C. C. et al. CRISPR-Cas systems features and the gene-reservoir role of coagulase-negative staphylococci. **Frontiers in microbiology**, v. 8, p. 1545, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.01545>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSI, C. C.; PEREIRA, M. F.; GIAMBIAGI-DEMARVAL, M. Underrated *Staphylococcus* species and their role in antimicrobial resistance spreading. **Genetics and Molecular Biology**, v. 43, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4685-GMB-2019-0065>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSI, L. C. et al. Dinâmica da avifauna em áreas de borda da Mata Atlântica, Rio Grande do Sul. **Neotropical Biology and Conservation**, v. 9, n. 3, p. 161-171, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.4013/nbc.2014.93.05>. Acesso em: 16 mar. 2022

RÓZSA, L.; REICZIGEL, J.; MAJOROS, G. Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology* 86(2):228-232. Disponível em:

[https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2000\)086\[0228:QPISOH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[0228:QPISOH]2.0.CO;2). Acesso em: 16 mar. 2022.

RUIZ-RIPA, L. et al. Detection of MRSA of Lineages CC130-*mecC* and CC398-*mecA* and *Staphylococcus delphini*-*lnu* (A) in Magpies and Cinereous Vultures in Spain. **Microbial ecology**, v. 78, n. 2, p. 409-415, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00248-019-01328-4>. Acesso em: 16 mar. 2022.

RUIZ-RIPA, L. et al. Frequency and characterization of antimicrobial resistance and virulence genes of coagulase-negative staphylococci from wild birds in Spain. Detection of *tst*-carrying *S. sciuri* isolates. **Microorganisms**, v. 8, n. 9, p. 1317, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms8091317>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SANTANA, J. A. et al. Isolation and antimicrobial resistance of coagulase-negative staphylococci recovered from healthy tortoises in Minas Gerais, Brazil. **Ciência Rural**, v. 52, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20210354>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SARAIVA, M. M. S. et al. *Staphylococcus sciuri* as a Reservoir of *mec A* to *Staphylococcus aureus* in Non-Migratory Seabirds from a Remote Oceanic Island. **Microbial Drug Resistance**, v. 27, n. 4, p. 553-561, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2020.0189>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SARROU, S. et al. MLSB-resistant *Staphylococcus aureus* in central Greece: Rate of resistance and molecular characterization. **Microbial Drug Resistance**, v. 25, n. 4, p. 543-550, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2018.0259>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SCHWARZ, S. et al. Editorial: Assessing the antimicrobial susceptibility of bacteria obtained from animals. **Journal of antimicrobial chemotherapy**, v. 65, n. 4, p. 601-604, 2010. Acesso em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkq037>. Disponível em: 23 fev. 2022.

SHEPPARD, Samuel K. Strain wars and the evolution of opportunistic pathogens. **Current Opinion in Microbiology**, v. 67, p. 102138, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.mib.2022.01.009>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SIGRIST, T. **Aves do Brasil Oriental: guia de bolso**. Avis Brasiliis Editora, 2015.

SILVA, J. M. C. Birds of the cerrado region, South America. **Steenstrupia**, v. 21, n. 1, p. 69-92, 1995. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Jose-Maria-Da-Silva/publication/260591911_Birds_of_the_Cerrado_Region_South_America/links/0deec531a370b2a83c000000/Birds-of-the-Cerrado-Region-South-America.pdf. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, J. F. M.; FEITOSA, A. C.; RODRIGUES, R. M. *Staphylococcus aureus* em alimentos. **DESAFIOS-Revista Interdisciplinar Da Universidade Federal Do Tocantins**, v. 4, n. 4, p. 15-31, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.20873/uft.2359-3652.2017v4n4p15>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, A. C.; RODRIGUES, M. X.; SILVA, N. C. C. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in food and the prevalence in Brazil: a review. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 51, n. 1, p. 347-356, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s42770-019-00168-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, V. et al. Genetic characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolates from human bloodstream infections: Detection of MLSB resistance. **Antibiotics**, v. 9, n. 7, p. 375, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics9070375>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, A. A. L. Impactos de mudanças do uso da terra sobre a saúde humana. **Ciência e Cultura**, v. 73, p. 25-29, 2021. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.21800/2317-66602021000100005>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, V. et al. Distribution and clonal diversity of *Staphylococcus aureus* and other staphylococci in surface waters: Detection of ST425-t742 and ST130-t843 mecC-positive MRSA strains. **Antibiotics**, v. 10, n. 11, p. 1416, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics10111416>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, V. et al. Nocturnal Birds of Prey as Carriers of *Staphylococcus aureus* and Other Staphylococci: Diversity, Antimicrobial Resistance and Clonal Lineages. **Antibiotics**, v. 11, n. 2, p. 240, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics11020240>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SMELTZER, M. S.; BEENKEN, K. E. *Staphylococcus*. In: MCVEY, D. S.; KENNEDY, M.; CHENGAPPA, M. M. **Microbiologia Veterinária**. 3. ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017.

SOMENZARI, M. et al. An overview of migratory birds in Brazil. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 58, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.11606/1807-0205/2018.58.03>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SOUSA, M. et al. Antimicrobial resistance determinants in *Staphylococcus* spp. recovered from birds of prey in Portugal. **Veterinary Microbiology**, v. 171, n. 3-4, p. 436-440, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2014.02.034>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SOUSA, M. et al. Genetic diversity and antibiotic resistance among coagulase-negative staphylococci recovered from birds of prey in Portugal. **Microbial Drug Resistance**, v. 22, n. 8, p. 727-730, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2015.0266>. Acesso em: 16 mar. 2022.

STRAUBE, F. C.; BIANCONI, G. V. Sobre a grandeza e a unidade utilizada para estimar esforço de captura com utilização de redes-de-neblina. **Chiroptera Neotropical**, v. 8, n. 1-2, p. 150-152, 2002. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Gledson-Bianconi/publication/285708110_Sobre_a_grandeza_e_a_unidade_utilizada_para_estimar_esforco_de_captura_com_utilizacao_de_redes-de-neblina/links/5762a52408aee61395bef17b/Sobre-a-grandeza-e-a-unidade-utilizada-

para-estimar-esforco-de-captura-com-utilizacao-de-redes-de-neblina.pdf. Acesso em: 16 mar. 2022.

STROMMINGER, B.; LAYER, F.; WERNER, G. *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in workers in the food industry. In: ***Staphylococcus aureus***. Academic Press, 2018. p. 163-188. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809671-0.00009-7>. Acesso em: 16 mar. 2022.

TARDONE, R. et al. *Salmonella* in raptors and aquatic wild birds in Chile. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 56, n. 3, p. 707-712, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/2019-08-198>. Acesso em: 16 mar. 2022.

TAYLOR, T. A.; UNAKAL, C. G. *Staphylococcus aureus*. **StatPearls [Internet]**, 2021. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK441868/>. Acesso em: 16 mar. 2022.

THAPALIYA, D. et al. Characterization of *Staphylococcus aureus* in goose feces from state Parks in Northeast Ohio. **EcoHealth**, v. 14, n. 2, p. 303-309, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10393-017-1227-z>. Acesso em: 16 mar. 2022.

THE CORNELL LAB OF ORNITHOLOGY. 2022. Disponível em: <https://merlin.allaboutbirds.org/>. Acesso em 19 fev. 2022

VAN DEN HONERT, M. S.; GOUWS, P. A. HOFFMAN, L. C. A preliminary study: Antibiotic resistance patterns of *Escherichia coli* and *Enterococcus* species from wildlife species subjected to supplementary feeding on various South African farms. **Animals**, v. 10, n. 3, p. 396, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/ani10030396>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WALTHER, B. et al. MRSA variant in companion animals. **Emerging infectious diseases**, v. 18, n. 12, p. 2017, 2012. Disponível em: <http://doi.org/10.3201/eid1812.120238>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WARDYN, S. E.; KAUFFMAN, L. K.; SMITH, T. C. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in central Iowa wildlife. **Journal of wildlife diseases**, v. 48, n. 4, p. 1069-1073, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/2011-10-295>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WEIDENMAIER, C; GOERKE, C.; WOLZ, C. *Staphylococcus aureus* determinants for nasal colonization. **Trends in microbiology**, v. 20, n. 5, p. 243-250, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.tim.2012.03.004>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WILMAN, H. et al. EltonTraits 1.0: Species-level foraging attributes of the world's birds and mammals: Ecological Archives E095-178. **Ecology**, v. 95, n. 7, p. 2027-2027, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1890/13-1917.1>. Acesso em: 01 mar. 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Critically important antimicrobials for human medicine: ranking of antimicrobial agents for risk management of**

antimicrobial resistance due to non-human use. 2017. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/255027/9789241512220-eng.pdf?isAllowed=y&sequence=1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ZAFALON, L. F. et al. Relationship between virulence factor genes in coagulase-negative *Staphylococcus* spp. and failure of antimicrobial treatment of subclinical mastitis in sheep. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 38, p. 579-585, 2018. Disponível em: <http://www.repositorio.ufop.br/jspui/handle/123456789/11081>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ZIELIŃSKI, W. et al. The prevalence of drug-resistant and virulent *Staphylococcus* spp. in a municipal wastewater treatment plant and their spread in the environment. **Environment International**, v. 143, p. 105914, 2020. Disponível: <https://doi.org/10.1016/j.envint.2020.105914>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O Parque Estadual de São Camilo é um dos últimos fragmentos de Floresta Estacional Semidecidual em conservação no oeste do Paraná, sendo responsável por abrigar uma ampla diversidade de aves, incluindo espécies ameaçadas de extinção, endêmicas da Mata Atlântica e sensíveis a perturbações ambientais. Ainda, o parque oferece uma variedade de recursos, permitindo o pouso, reprodução e interação de aves migratórias e parcialmente migratórias. Mesmo assim, a área do parque é pequena quando comparada à extensa área rural de seu entorno, possibilitando a interação entre estes ambientes e as aves que apresentam pouca dependência a ambientes florestais.

A avifauna do parque demonstrou uma ampla diversidade de *Enterobacterales* e de *Staphylococcus* com variados perfis de resistência a antimicrobianos usualmente utilizados na medicina humana e veterinária, como Beta-lactâmicos, Aminoglicosídeos, Tetraciclina, Macrolídeos e Lincosaminas, destacando a importância destes animais como sentinelas e possíveis reservatórios e disseminadores de bactérias resistentes a antimicrobianos. A maior detecção de *Enterobacterales* e *Staphylococcus* Coagulase-Negativo resistentes a antimicrobianos em aves independentes de ambientes florestais é um resultado importante para a epidemiologia destas bactérias, evidenciando que a fragmentação de ambientes florestais pode ser um fator importante para a disseminação de bactérias resistentes em animais e a ambientes que, teoricamente, deveriam sofrer baixa pressão por seleção antimicrobiana.

Novas avaliações que visem detectar possíveis fontes de contaminações no entorno do parque é urgentemente necessário, em vista que a resistência a medicamentos como gentamicina e a circulação de cepas de *Staphylococcus* resistente a metilicina não deveria ser comum nestes animais, e, entender como estes animais vêm adquirindo estas cepas resistentes pode auxiliar em tomadas de decisões que mitiguem e restrinjam contaminações e minimizem a disseminação de tais bactérias. Por fim, avaliar novos perfis fenotípicos e genotípicos de bactérias em animais de produção, em humanos e no ambiente físico, pode evidenciar novos padrões de resistência, contribuindo para a saúde única da região oeste do Paraná.

REFERÊNCIAS

- ABDULLAHI, I. N. et al. Wild Animals Are Reservoirs and Sentinels of *Staphylococcus aureus* and MRSA Clones: A Problem with “One Health” Concern. **Antibiotics**, v. 10, n. 12, p. 1556, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics10121556>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- ACHEK, R. et al. Emerging of antimicrobial resistance in staphylococci isolated from clinical and food samples in Algeria. **BMC research notes**, v. 11, n. 1, p. 1-7, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13104-018-3762-2>. Acesso em: 16 mar. 2022.
- ADEOLU, M. et al. Genome-based phylogeny and taxonomy of the ‘*Enterobacteriales*’: proposal for *Enterobacterales* ord. nov. divided into the families *Enterobacteriaceae*, *Erwiniaceae* fam. nov., *Pectobacteriaceae* fam. nov., *Yersiniaceae* fam. nov., *Hafniaceae* fam. nov., *Morganellaceae* fam. nov., and *Budviciaceae* fam. nov. **International journal of systematic and evolutionary microbiology**, v. 66, n. 12, p. 5575-5599, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.001485>. Acesso em: 21 fev. 2022.
- AHLSTROM, C. A. et al. Acquisition and dissemination of cephalosporin-resistant *E. coli* in migratory birds sampled at an Alaska landfill as inferred through genomic analysis. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1-11, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/s41598-018-25474-w>. Acesso em: 01 mar. 2022.
- AHMED, Z. S. et al. Evidence of colistin resistance genes (*mcr-1* and *mcr-2*) in wild birds and its public health implication in Egypt. **Antimicrobial Resistance & Infection Control**, v. 8, n. 1, p. 1-8, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13756-019-0657-5>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- ALEIXO, A.; VIELLIARD, J. M. E. Composition and dynamics of the bird community of mata de Santa Genebra, Campinas, São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 12, n. 3, p. 493-511, 1995. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/rbzool/a/LPthwf4P5f473qjwYYWnNyx/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- ALLEN, H. K. et al. Call of the wild: antibiotic resistance genes in natural environments. **Nature Reviews Microbiology**, v. 8, n. 4, p. 251-259, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro2312>. Acesso em: 20 fev. 2022.
- ALMEIDA, L. M.; MAMIZUKA E. M. *Staphylococcus epidermidis* e outras espécies de estafilococos coagulase-negativo. In: TRABULSI, L. R.; ALTHERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6 ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2015.
- ALTERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6. ed. São Paulo, SP: Atheneu, 2015.
- AMORIM, D. M. R. et al. Resistência induzível à clindamicina entre isolados clínicos de *Staphylococcus aureus*. **O Mundo da Saúde**, v. 33, n. 4, p. 401-405, 2009. Disponível em:

<https://revistamundodasaude.emnuvens.com.br/mundodasaude/article/download/655/595>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ANDERSSON, D. I.; HUGHES, D. Microbiological effects of sublethal levels of antibiotics. **Nature Reviews Microbiology**, v. 12, n. 7, p. 465-478, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro3270>. Acesso em: 01 mar. 2022.

ANDRÉS, S. et al. Epidemiology of subclinical salmonellosis in wild birds from an area of high prevalence of pig salmonellosis: phenotypic and genetic profiles of *Salmonella* isolates. **Zoonoses and Public Health**, v. 60, n. 5, p. 355-365, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1863-2378.2012.01542.x>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ARCANJO, T. F. et al. Meningite bacteriana por *Staphylococcus aureus* como complicação de endocardite infecciosa: relato de caso. **The Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v. 26, p. 101894, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.bjid.2021.101894>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ARNOLD, K. E.; WILLIAMS, N. J.; BENNETT, M. 'Disperse abroad in the land': the role of wildlife in the dissemination of antimicrobial resistance. **Biology Letters**, v. 12, n. 8, p. 20160137, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1098/rsbl.2016.0137>. Acesso em 20 fev. 2022.

ATHIÊ, S. **Composição da avifauna, frugivoria e dispersão de sementes por aves em áreas de floresta estacional semidecidual e cerrado, no Parque Estadual de Porto Ferreira, São Paulo**. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde de São Carlos, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2014. Disponível em: <https://repositorio.ufscar.br/handle/ufscar/1843>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BADAU, E. A One Health perspective on the issue of the antibiotic resistance. **Parasite**, v. 28, 2021. Disponível em: <http://doi.org/10.1051/parasite/2021006>. Acesso em: 01 mar. 2021.

BAQUERO, F.; MARTÍNEZ, J. L.; CANTÓN, R. Antibiotics and antibiotic resistance in water environments. **Current opinion in biotechnology**, v. 19, n. 3, p. 260-265, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2008.05.006>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BARLOW, J. et al. The responses of understorey birds to forest fragmentation, logging and wildfires: an Amazonian synthesis. **Biological Conservation**, v. 128, n. 2, p. 182-192, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.09.028>. Acesso em: 16 mar. 2022.

BARTLEY, P. S. et al. Antibiotic resistance in *Enterobacteriaceae* from surface waters in urban Brazil highlights the risks of poor sanitation. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 100, n. 6, p. 1369, 2019. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC6553890/>. Acesso em: 21 fev. 2022.

BATALHA-DE-JESUS, A. A. et al. High-level multidrug-resistant *Escherichia coli* isolates from wild birds in a large urban environment. **Microbial Drug Resistance**, v. 25, n. 2, p. 167-172, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2018.0180>. Acesso em: 01 mar. 2022

BATISTELI, A. F. **Categorias funcionais da avifauna em resposta à estrutura da vegetação de áreas ripárias em restauração**. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais) – Departamento de Ciências Ambientais, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos (SP), 2015. Disponível em: <https://repositorio.ufscar.br/handle/ufscar/7369>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BAUER, A. W. et al. Antibiotic susceptibility testing by a standardized single disc method. **American Journal of Clinical Pathology**. V45, p. 493-499, 1966. Disponível em: https://doi.org/10.1093/ajcp/45.4_ts.493. Acesso em: 22 fev. 2022.

BERVEGLIERI, A. et al. Geração de Modelo de Altura de Árvore Usando Imagens Aéreas Históricas para o Monitoramento da Regeneração em Floresta Tropical de Mata Atlântica. **Anuário do Instituto de Geociências**, v. 42, n. 4, p. 206-218, 2019. Disponível em: https://doi.org/10.11137/2019_4_206_218. Acesso em: 16 mar. 2022.

BEZERRA, W. G. A. et al. Antibiotics in the poultry industry: a review on antimicrobial resistance. **Archivos de zootecnia**, v. 66, n. 254, p. 301-307, 2017. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=5959637>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BISPO, A. A. et al. Protocolo para monitoramento de comunidades de aves em unidades de conservação federais. **Biodiversidade Brasileira-BioBrasil**, n. 1, p. 153-173, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.37002/biobrasil.v%25vi%25i.551>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BLAIR, J. et al. Molecular mechanisms of antibiotic resistance. **Nature reviews microbiology**, v. 13, n. 1, p. 42-51, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro3380>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BLANCO, G. Supplementary feeding as a source of multiresistant *Salmonella* in endangered Egyptian vultures. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 65, n. 3, p. 806-816, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/tbed.12806>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BOESING, A. L. et al. Conservation implications of a limited avian cross-habitat spillover in pasture lands. **Biological Conservation**, v. 253, p. 108898, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2020.108898>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BONNEDAHL, J. et al. Antibiotic susceptibility of faecal bacteria in Antarctic penguins. **Polar Biology**, v. 31, n. 6, p. 759-763, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00300-008-0430-3>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BONNEDAHL, J.; JÄRHULT, J. D. Antibiotic resistance in wild birds. **Upsala journal of medical sciences**, v. 119, n. 2, p. 113-116, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.3109/03009734.2014.905663>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BONVEGNA, M. et al. Occurrence of Methicillin-Resistant Coagulase-Negative Staphylococci (MRCoNS) and Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) from Pigs and Farm Environment in Northwestern Italy. **Antibiotics**, v. 10, n. 6, p. 676, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics10060676>. Acesso em: 16 mar. 2022.

BORGES, C. A. et al. Wild birds and urban pigeons as reservoirs for diarrheagenic *Escherichia coli* with zoonotic potential. **Journal of Microbiology**, v. 55, n. 5, p. 344-348, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s12275-017-6523-3>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BORNATO, T. S.; PIRATELLI, A. J.; TOMAS, W. M. Protocolo de monitoramento dos efeitos da queima prescrita e queima controlada no Pantanal: aves como bio-indicadores. **Embrapa Pantanal-Documentos (INFOTECA-E)**, 2018. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/1103765>. Acesso em: 19 fev. 2022.

BOTTEGA, A. et al. Evaluation of constitutive and inducible resistance to clindamycin in clinical samples of *Staphylococcus aureus* from a tertiary hospital. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 47, p. 589-592, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0140-2014>. Acesso em: 16 mar. 2022.

BRACONARO, P. et al. Detection of bacteria and fungi and assessment of the molecular aspects and resistance of *Escherichia coli* isolated from confiscated passerines intended for reintroduction programs. **Microbial pathogenesis**, v. 88, p. 65-72, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2015.08.006>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BRASIL. **Lei nº 9.985, de 18 de julho de 2000**. Regulamenta o art. 225, § 1º, incisos I, II, III e VII da Constituição Federal, institui o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza e dá outras providências. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 19 n. 138-E, 19 jul. 2000. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/LEIS/L9985.htm. Acesso em: 19 fev. 2022.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente (MMA). Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA). **Resolução CONAMA Nº1 de 31 de janeiro de 1994**. 1994. Disponível em: https://cetesb.sp.gov.br/licenciamento/documentos/1994_Res_CONAMA_1.pdf. Acesso em 20 fev. 2022.

BRCAST. **Brazilian Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing**. Documentos. 2021. Disponível em: <http://brcast.org.br/documentos/>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BRCAST. **Orientações do EUCAST para detecção de mecanismos de resistência e resistências específicas de importância clínica e/ou epidemiológica**. 2018. Disponível em: <http://brcast.org.br/documentos/>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BRITO, M. A.; CORDEIRO, B. C. Necessidade de novos antibióticos. **Jornal Brasileiro de Patologia e Medicina Laboratorial**, v. 48, p. 247-249, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S1676-24442012000400002>. Acesso em: 20 fev. 2022.

BRUNTON, L. L. et al (org.). **As Bases Farmacológicas da Terapêutica de Goodman & Gilman**. Porto Alegre: Artmed, 2019.

BUENO, I. et al. Role of wastewater treatment plants on environmental abundance of Antimicrobial Resistance Genes in Chilean rivers. **International Journal of Hygiene and Environmental Health**, v. 223, n. 1, p. 56-64, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijheh.2019.10.006>. Acesso em: 01 mar. 2022.

BURIVALOVA, Z. et al. Avian responses to selective logging shaped by species traits and logging practices. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 282, n. 1808, p. 20150164, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1098/rspb.2015.0164>. Acesso em: 19 fev. 2022

BYRD, A. L.; BELKAID, Y.; SEGRE, J. A. The human skin microbiome. **Nature Reviews Microbiology**, v. 16, n. 3, p. 143-155, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2017.157>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CAMACHO, M. C. et al. Use of wildlife rehabilitation centres in pathogen surveillance: A case study in white storks (*Ciconia ciconia*). **Preventive Veterinary Medicine**, v. 130, p. 106-111, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2016.06.012>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CARTER, D. L. et al. Antibiotic resistant bacteria are widespread in songbirds across rural and urban environments. **Science of the Total Environment**, v. 627, p. 1234-1241, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.01.343>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CARVALHO, C. T.; JUNIOR, R. M.; AMÉRICO-PINHEIRO, J. H. P. O uso indiscriminado de antibióticos e os impactos nos ambientes aquáticos. **Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista**, v. 12, n. 2, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.17271/1980082712220161406>. Acesso em 20 fev. 2022.

CARVALHO, M. P. N et al. International clones of extended-spectrum β -lactamase (CTX-M)-producing *Escherichia coli* in peri-urban wild animals, Brazil. **Transboundary and emerging diseases**, v. 67, n. 5, p. 1804-1815, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/tbed.13558>. Acesso em: 21 fev. 2022

CATALANO, A. et al. Multidrug Resistance (MDR): A Widespread Phenomenon in Pharmacological Therapies. **Molecules**, v. 27, n. 3, p. 616, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/molecules27030616>. Acesso em: 01 mar. 2022.

CAUMO, K. et al. Resistência bacteriana no meio ambiente e implicações na clínica hospitalar. **Revista Liberato**, v. 11, n. 16, p. 179-186, 2010. Disponível em: <http://191.232.52.91/index.php/revista/article/view/163>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CERDÀ-CUÉLLAR, M. et al. Do humans spread zoonotic enteric bacteria in Antarctica?. **Science of the Total Environment**, v. 654, p. 190-196, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.10.272>. Acesso em: 21 fev. 2022.

CERQUEIRA, E. S.; ALMEIDA, R. C. C. *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA) em alimentos de origem animal: uma revisão sistemática. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 72, n. 4, p. 268-281, 2013. Disponível em: <https://periodicos.saude.sp.gov.br/index.php/RIAL/article/view/32928>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CHACE, J. F.; WALSH, J. J. Urban effects on native avifauna: a review. **Landscape and urban planning**, v. 74, n. 1, p. 46-69, 2006. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.landurbplan.2004.08.007>. Acesso em: 20 fev. 2022.

CHAVES B. J.; TADI P. Gentamicin. In: **StatPearls**. StatPearls Publishing, Treasure Island (FL); 2021. PMID: 32491482. Disponível em: <https://europepmc.org/article/nbk/nbk557550>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CHEUNG, G. Y. C.; BAE, J. S.; OTTO, M. Pathogenicity and virulence of *Staphylococcus aureus*. **Virulence**, v. 12, n. 1, p. 547-569, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/21505594.2021.1878688>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CHON, J-W. et al. Virulence characteristics of mecA-positive multidrug-resistant clinical coagulase-negative staphylococci. **Microorganisms**, v. 8, n. 5, p. 659, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms8050659>. Acesso em: 16 mar. 2022.

CLEWELL, D. B.; FRANCIA, M. V. Conjugation in Gram-positive bacteria. **Plasmid biology**, p. 227-256, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/9781555817732.ch10>. Acesso em: 16 mar. 2022.

COLLIGNON, P. J.; MCEWEN, S. A. One health—its importance in helping to better control antimicrobial resistance. **Tropical medicine and infectious disease**, v. 4, n. 1, p. 22, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/tropicalmed4010022>. Acesso em: 22 fev. 2022.

COLWELL, R.K. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 9 and earlier. **User's Guide and application**. 2013.

CONSTANTINO, P. A. L. O perfil da caça nas unidades de conservação federais dos biomas brasileiros: um panorama a partir dos autos de infração lavrados pelo

ICMBIO. **Biodiversidade Brasileira-BioBrasil**, n. 2, p. 106-129, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.37002/biobrasil.v%25vi%25i.786>. Acesso em: 19 fev. 2022.

CORREAL, J. C. D. et al. Infecções por *Staphylococcus aureus*: mudança do perfil epidemiológico no Hospital Universitário Pedro Ernesto. **Revista Hospital Universitário Pedro Ernesto (TÍTULO NÃO-CORRENTE)**, v. 12, n. 3, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.12957/rhupe.2013.7529>. Acesso em: 16 mar. 2022.

COSTA, F. J. V. et al. Espécies de aves traficadas no Brasil: uma meta-análise com ênfase nas espécies ameaçadas. **Fronteiras: Journal of Social, Technological and Environmental Science**, v. 7, n. 2, p. 324-346, 2018. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.21664/2238-8869.2018v7i2.p324-346>. Acesso em: 16 mar. 2022.

D'COSTA, V. M. et al. Antibiotic resistance is ancient. **Nature**, v. 477, n. 7365, p. 457-461, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature10388>. Acesso em: 01 mar. 2022.

DAGHRIR, R.; DROGUI, P. Tetracycline antibiotics in the environment: a review. **Environmental chemistry letters**, v. 11, n. 3, p. 209-227, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10311-013-0404-8>. Acesso em: 01 mar. 2022.

DEVELEY, P. Métodos para estudos com aves. In: CULLEN, L.; RUDRAN, R.; VALLADARES-PADUA, C. **Métodos de estudos em biologia da conservação e manejo da vida silvestre**, 2 ed. rev. – Curitiba: Ed. Universidade Federal do Paraná, 2006. p. 153-168.

DI FRANCESCO, C. E. et al. Reproductive disorders in domestic canaries (*Serinus canarius domesticus*): A retrospective study on bacterial isolates and their antimicrobial resistance in Italy from 2009 to 2012. **Vet. Ital**, v. 54, p. 169-174, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.12834/vetit.955.4952.2>. Acesso em: 16 mar. 2022.

DIAS, C. D. C.; LOPES, S.M.C.; REIS, H. J. D. A. Levantamento de vertebrados silvestres mortos por atropelamento em rodovia estadual do Brasil. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v. 9, n. 3, p. 229-238, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.20873/jbb.uft.cemaf.v9n3.dias>. Acesso em: 19 fev. 2022.

DIAS, P. A. et al. Ocorrência de *Campylobacter* e *Enterobacteriaceae* em aves silvestres e frangos de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 71, p. 225-231, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4162-10289>. Acesso em: 16 mar. 2022.

DINIZ, M. H. Defaunação: a atual crise da biodiversidade. **Revista Brasileira de Direito Animal**, v. 12, n. 1, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.9771/rbda.v12i24.22017>. Acesso em: 20 fev. 2022.

DINOS, G. P. The macrolide antibiotic renaissance. **British journal of pharmacology**, v. 174, n. 18, p. 2967-2983, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/bph.13936>. Acesso em: 16 mar. 2022.

DOLEJSKA, M.; PAPAGIANNITSIS, C. C. Plasmid-mediated resistance is going wild. **Plasmid**, v. 99, p. 99-111, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.plasmid.2018.09.010>. Acesso em: 01 mar. 2022.

DORADO-GARCÍA, A. et al. Molecular relatedness of ESBL/AmpC-producing *Escherichia coli* from humans, animals, food and the environment: a pooled analysis. **Journal of Antimicrobial Chemotherapy**, v. 73, n. 2, p. 339-347, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkx397>. Acesso em: 21 fev. 2022.

DUCATEZ, S. et al. Behavioural plasticity is associated with reduced extinction risk in birds. **Nature Ecology & Evolution**, v. 4, n. 6, p. 788-793, 2020. Disponível em: <http://doi.org/10.1038/s41559-020-1168-8>. Acesso em: 19 fev. 2022.

DWEBB, C. C.; ZISHIRI, O. T.; ZOWALATY, M. E. Isolation and molecular identification of virulence, antimicrobial and heavy metal resistance genes in livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. **Pathogens**, v. 8, n. 2, p. 79, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/pathogens8020079>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ESPERÓN, F. et al. Antimicrobial resistance genes in animal manure, manure-amended and nonanthropogenically impacted soils in Spain. **Advances in Bioscience and Biotechnology**, v. 9, n. 9, p. 469-480, 2018. Disponível em: <http://doi.org/10.4236/abb.2018.99032>. Acesso em: 01 mar. 2022.

EWBANK, A. C. et al. Seabirds as anthropization indicators in two different tropical biotopes: a One Health approach to the issue of antimicrobial resistance genes pollution in oceanic islands. **Science of The Total Environment**, v. 754, p. 142141, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.142141>. Acesso em 21 fev. 2022.

EWERS, C. A. T. S. et al. Extended-spectrum β -lactamase-producing and AmpC-producing *Escherichia coli* from livestock and companion animals, and their putative impact on public health: a global perspective. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 18, n. 7, p. 646-655, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2012.03850.x>. Acesso em: 01 mar. 2022.

FARIA, H. H.; PIRES, A. S.; ABRA, F. D. Monitoring of highway impact on fauna as a component of management of a protected area in the Brazilian Atlantic Forest. **Periódico Eletrônico Fórum Ambiental da Alta Paulista**, v. 18, n. 1, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.17271/1980082718120223103>. Acesso em: 19 fev. 2022.

FERREIRA, A. C.; SANTOS, A. F.; VOGEL, H. F. Investigação bibliográfica e análise do potencial de dispersão de sementes por aves frugívoras no Brasil. **Revista Brasileira de Zoociências**, v. 18, n. 2, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.34019/2596-3325.2017.v18.24595>. Acesso em: 19 fev. 2022.

FUENTES-CASTILLO, D. et al. Genomic data reveal international lineages of critical priority *Escherichia coli* harbouring wide resistome in Andean condors (*Vultur gryphus* Linnaeus, 1758). **Molecular Ecology**, v. 29, n. 10, p. 1919-1935, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/mec.15455>. Acesso em: 01 mar. 2022.

GAVA-JUST, J. P. et al. Avifauna do Parque Estadual da Serra Furada, mata atlântica do sul de Santa Catarina, Brasil. **Acta Biológica Catarinense**, v. 7, n. 1, p. 123-139, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.21726/abc.v7i1.167>. Acesso em: 19 fev. 2022.

GIGUÈRE, S.; ABRAMS-OGG, A. CG; KRUTH, S. A. Prophylactic Use of Antimicrobial Agents, and Antimicrobial Chemotherapy for the Neutropenic Patient. **Antimicrobial therapy in veterinary medicine**, p. 357-378, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9781118675014.ch21>. Acesso em: 20 fev. 2022.

GLÜNDER, G. Occurrence of *Enterobacteriaceae* in feces of granivorous passeriform birds. **Avian Diseases**, p. 195-198, 1981. Disponível em: <https://doi.org/10.2307/1589841>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GOESSWEINER-MOHR, N. et al. Conjugation in Gram-positive bacteria. **Microbiology spectrum**, v. 2, n. 4, p. 2.4. 19, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.PLAS-0004-2013>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GÓMEZ, P. et al. Diversity of species and antimicrobial resistance determinants of staphylococci in superficial waters in Spain. **FEMS microbiology ecology**, v. 93, n. 1, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/femsec/fiw208>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GONÇALVES, V. D. et al. Detection of multidrug-resistant *Enterobacteriaceae* isolated from river waters flowing to the Guanabara Bay and from clinical samples of hospitals in Rio de Janeiro, Brazil. **Biomédica**, v. 39, p. 135-149, 2019. Disponível em: <http://www.doi.org/10.7705/biomedica.v39i0.4391>. Acesso em: 01 mar. 2022.

GONZALES, E.; CARVALHO MELLO, H. H.; CAFÉ, M. B. Uso de antibióticos promotores de crescimento na alimentação e produção animal. **Revista UFG**, v. 13, n. 13, 2012. Disponível em: <https://www.revistas.ufg.br/revistaufg/article/download/48453/23781>. Acesso em: 20 fev. 2022.

GOTTWALT, A. Impacts of deforestation on vector-borne disease incidence. **The Columbia University Journal of Global Health**, v. 3, n. 2, p. 16-19, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.7916/thejgh.v3i2.4864>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GRÄBIN, D. M; TOMAS, M. A.; TOMAS, W. M. Densidade de *Rhea americana* em três paisagens diferentes do Pantanal da Nhecolândia, MS. **Oecologia Australis**, v. 16, n. 4, p. 905-913, 2012. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.4257/oeco.2012.1604.13>. Acesso em: 19 fev. 2022.

GRAY, M. A. et al. The response of avian feeding guilds to tropical forest disturbance. **Conservation Biology**, v. 21, n. 1, p. 133-141, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2006.00557.x>. Acesso em: 16 mar. 2022.

GREIG, J. et al. A scoping review of the role of wildlife in the transmission of bacterial pathogens and antimicrobial resistance to the food chain. **Zoonoses and Public Health**, v. 62, n. 4, p. 269-284, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/zph.12147>. Acesso em: 20 fev. 2022.

GRICE, E. A.; SEGRE, J. A. The skin microbiome. **Nature reviews microbiology**, v. 9, n. 4, p. 244-253, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro2537>. Acesso em: 16 mar. 2022

GUENTHER, S.; EWERS, C.; WIELER, L. H. Extended-spectrum beta-lactamases producing *E. coli* in wildlife, yet another form of environmental pollution? **Frontiers in microbiology**, v. 2, p. 246, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2011.00246>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HAMMERUM, A. M.; HEUER, O. E. Human health hazards from antimicrobial-resistant *Escherichia coli* of animal origin. **Clinical infectious diseases**, v. 48, n. 7, p. 916-921, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1086/597292>. Acesso em: 01 mar. 2022.

HANDROVA, L.; KMET, V. Antibiotic resistance and virulence factors of *Escherichia coli* from eagles and goshawks. **Journal of Environmental Science and Health, Part B**, v. 54, n. 7, p. 605-614, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/03601234.2019.1608103>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HARRY, E. G. Some characteristics of *Staphylococcus aureus* isolated from the skin and upper respiratory tract of domesticated and wild (feral) birds. **Research in veterinary science**, v. 8, n. 4, p. 490-499, 1967. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0034-5288\(18\)34609-5](https://doi.org/10.1016/S0034-5288(18)34609-5). Acesso em: 16 mar. 2022.

HARVEY, M. G. et al. The evolution of a tropical biodiversity hotspot. **Science**, v. 370, n. 6522, p. 1343-1348, 2020. Disponível em: <http://doi.org/10.1126/science.aaz6970>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HASAN, B. et al. Fecal carriage of extended-spectrum β -lactamases in healthy humans, poultry, and wild birds in León, Nicaragua—a shared pool of *bla* CTX-M genes and possible interspecies clonal spread of extended-spectrum β -lactamases-producing *Escherichia coli*. **Microbial Drug Resistance**, v. 22, n. 8, p. 682-687, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2015.0323>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HASSELL, J. M. et al. Clinically relevant antimicrobial resistance at the wildlife–livestock–human interface in Nairobi: an epidemiological study. **The Lancet Planetary Health**, v. 3, n. 6, p. e259-e269, 2019. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S2542-5196\(19\)30083-X](https://doi.org/10.1016/S2542-5196(19)30083-X). Acesso em: 20 fev. 2022.

HASSLER, M. L. A importância das Unidades de Conservação no Brasil. **Sociedade & Natureza**, v. 17, n. 33, p. 79-89, 2005. Disponível em: <https://www.redalyc.org/pdf/3213/321327187006.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022

HATHCOCK, T. et al. Multidrug-resistant *Escherichia coli* and Tetracycline-resistant *Enterococcus faecalis* in Wild Raptors of Alabama and Georgia, USA. **Journal of wildlife diseases**, v. 55, n. 2, p. 482-487, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/2018-05-139>. Acesso em: 16 mar. 2022.

HEATON, C. J. et al. *Staphylococcus aureus* epidemiology in wildlife: A systematic review. **Antibiotics**, v. 9, n. 2, p. 89, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics9020089>. Acesso em: 16 mar. 2022.

HEILMANN, C.; ZIEBUHR, W.; BECKER, K. Are coagulase-negative staphylococci virulent?. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 25, n. 9, p. 1071-1080, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.1016/j.cmi.2018.11.012>. Acesso em: 16 mar. 2022.

HERNÁNDEZ, J. et al. Human-associated extended-spectrum β -lactamase in the Antarctic. **Applied and environmental microbiology**, v. 78, n. 6, p. 2056-2058, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.07320-11>. Acesso em: 01 mar. 2022.

HO, P. L. et al. Extensive dissemination of CTX-M-producing *Escherichia coli* with multidrug resistance to 'critically important' antibiotics among food animals in Hong Kong, 2008–10. **Journal of antimicrobial chemotherapy**, v. 66, n. 4, p. 765-768, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkq539>. Acesso em: 21 fev. 2022.

HORTON, R. A. et al. Wild birds carry similar *Salmonella enterica* serovar Typhimurium strains to those found in domestic animals and livestock. **Research in veterinary science**, v. 95, n. 1, p. 45-48, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2013.02.008>. Acesso em: 20 fev. 2022.

HUIJBERS, P. M. C. et al. Role of the environment in the transmission of antimicrobial resistance to humans: a review. **Environmental science & technology**, v. 49, n. 20, p. 11993-12004, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1021/acs.est.5b02566>. Acesso em: 16 mar. 2022.

IAP. 2006. **Plano de Manejo do Parque Estadual de São Camilo**. Curitiba, Instituto Ambiental do Paraná. Disponível em: <http://www.iap.pr.gov.br/modules/conteudo/conteudo.php?conteudo=1216>. Acesso em: 19/02/2022

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE - ICMBIO. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. v.1, 1.ed., Brasília: **ICMBio**, 2018. 492 p.

INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE - ICMBIO. Relatório Anual de Rotas e Áreas de Concentração de aves migratórias no Brasil. **CEMAVE/ICMBio**, 3.ed. Brasília/DF. 2019. 105 p.

INSTITUTO HÓRUS DE DESENVOLVIMENTO E CONSERVAÇÃO AMBIENTAL. **Base de dados nacional de espécies exóticas invasoras**. 2022. Disponível em: <https://bd.institutohorus.org.br/> Acesso em: 20 fev. 2022.

IPPOLITO, G. et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: the superbug. **International journal of infectious diseases**, v. 14, p. S7-S11, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2010.05.003>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ISHIHARA, S. et al. Vancomycin-resistant Gram-positive cocci isolated from the saliva of wild songbirds. **Current microbiology**, v. 66, n. 4, p. 337-343, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00284-012-0278-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

IWASE, T. et al. *Staphylococcus epidermidis* Esp inhibits *Staphylococcus aureus* biofilm formation and nasal colonization. **Nature**, v. 465, n. 7296, p. 346-349, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nature09074>. Acesso em: 16 mar. 2022.

JABES, D.; NACHMAN, S.; TOMASZ, A. Penicillin-binding protein families: evidence for the clonal nature of penicillin resistance in clinical isolates of pneumococci. **Journal of Infectious Diseases**, v. 159, n. 1, p. 16-25, 1989. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/infdis/159.1.16>. Acesso em: 20 fev. 2022.

JENKINS, C. N. et al. Patterns of vertebrate diversity and protection in Brazil. **PloS one**, v. 10, n. 12, p. e0145064, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0145064>. Acesso em: 20 fev. 2022.

KAHL, S. et al. BirdNET: A deep learning solution for avian diversity monitoring. **Ecological Informatics**, v. 61, p. 101236, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2021.101236>. Acesso em: 20 fev. 2022.

KANWAR, N. et al. Effects of ceftiofur and chlortetracycline treatment strategies on antimicrobial susceptibility and on tet (A), tet (B), and bla CMY-2 resistance genes among *E. coli* isolated from the feces of feedlot cattle. **PloS one**, v. 8, n. 11, p. e80575, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0080575>. Acesso em: 21 fev. 2022.

KARESH, W. B. et al. Ecology of zoonoses: natural and unnatural histories. **The Lancet**, v. 380, n. 9857, p. 1936-1945, 2012. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(12\)61678-X](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(12)61678-X). Acesso em: 01 mar. 2022

KASPERSEN, H. et al. Dissemination of quinolone-resistant *Escherichia coli* in the norwegian broiler and pig production chains and possible persistence in the broiler production environment. **Applied and environmental microbiology**, v. 86, n. 7, p. e02769-19, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.02769-19>. Acesso em: 01 mar. 2022.

KHALIL, I. A. et al. Morbidity and mortality due to shigella and enterotoxigenic *Escherichia coli* diarrhoea: the Global Burden of Disease Study 1990–2016. **The Lancet infectious diseases**, v. 18, n. 11, p. 1229-1240, 2018. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(18\)30475-4](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(18)30475-4). Acesso em: 21 fev. 2022.

KHAN, M. F. Brief history of *Staphylococcus aureus*: a focus to antibiotic resistance. **EC Microbiology**, v. 5, n. 2, p. 36-39, 2017. Disponível em: https://www.academia.edu/31107715/Brief_History_of_Staphylococcus_Aureus_A_Focus_to_Antibiotic_Resistance. Acesso em: 16 mar. 2022.

KHODABANDEH, M. et al. Analysis of resistance to macrolide–lincosamide–Streptogramin B among *mecA*-positive *Staphylococcus aureus* isolates. **Osong public health and research perspectives**, v. 10, n. 1, p. 25, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.24171/j.phrp.2019.10.1.06>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KIM, S. H. et al. Multidrug-resistant *Klebsiella pneumoniae* isolated from farm environments and retail products in Oklahoma. **Journal of food protection**, v. 68, n.

10, p. 2022-2029, 2005. Disponível em: <https://doi.org/10.4315/0362-028X-68.10.2022>. Acesso em: 01 mar. 2022.

KÖCK, R. et al. The epidemiology of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Germany. **Deutsches Ärzteblatt International**, v. 108, n. 45, p. 761, 2011. Disponível em: <https://dx.doi.org/10.3238%2Farztebl.2011.0761>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KOGA, V. L. et al. Characterization of CMY-2-type beta-lactamase-producing *Escherichia coli* isolated from chicken carcasses and human infection in a city of South Brazil. **BMC microbiology**, v. 19, n. 1, p. 1-9, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12866-019-1550-3>. Acesso em: 01 mar. 2022.

KOZERA, C. et al. Espécies herbáceas de uma Floresta Estacional Semidecidual do oeste do Paraná, Brasil. **Acta Biológica Paranaense**, v. 48, n. 1-2), 2020. Disponível em: <https://revistas.ufpr.br/acta/article/download/71555/40336>. Acesso em: 20 fev. 2022.

KOZERA, C., & PELUCI, J. A floresta do oeste do Paraná. **Guia da biodiversidade de Palotina**. CORTEZ, V.G. & R.B. GONÇALVES (Org.), Palotina: UFPR, 7-18. 2015.

KRAUSE, K. M. et al. Aminoglycosides: an overview. **Cold Spring Harbor perspectives in medicine**, v. 6, n. 6, p. a027029, 2016. Disponível em: <http://www.doi.org/10.1101/cshperspect.a027029>

KRISMER, B. et al. The commensal lifestyle of *Staphylococcus aureus* and its interactions with the nasal microbiota. **Nature reviews microbiology**, v. 15, n. 11, p. 675-687, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/nrmicro.2017.104>. Acesso em: 16 mar. 2022.

KUMAR, A.; PATYAL, A.; PANDA, A. K. Sub-therapeutic use of antibiotics in animal feed and their potential impact on environmental and human health: a comprehensive review. **Journal of Animal Feed Science and Technology**, v. 6, n. 15, p. 25, 2018. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Atul-Gupta-28/publication/327362414_Sub-therapeutic_use_of_antibiotics_in_animal_feed_and_their_potential_impact_on_environmental_and_human_health_a_comprehensive_review/links/5b9a06b6299bf14ad4d6a153/Sub-therapeutic-use-of-antibiotics-in-animal-feed-and-their-potential-impact-on-environmental-and-human-health-a-comprehensive-review.pdf. Acesso em: 21 fev. 2022.

KUTKOWSKA, J. et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and glycopeptide-resistant enterococci in fecal samples of birds from South-Eastern Poland. **BMC Veterinary Research**, v. 15, n. 1, p. 1-8, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12917-019-2221-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LAI, Y. et al. Activation of TLR2 by a small molecule produced by *Staphylococcus epidermidis* increases antimicrobial defense against bacterial skin infections. **Journal**

of **Investigative Dermatology**, v. 130, n. 9, p. 2211-2221, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/jid.2010.123>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LAKHUNDI, S.; ZHANG, K. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: molecular characterization, evolution, and epidemiology. **Clinical microbiology reviews**, v. 31, n. 4, p. e00020-18, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/CMR.00020-18>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LANGBEHN, R. K. **Efeito inibitório da tetraciclina e oxitetraciclina em bactérias nitrificantes e nitrificantes**. Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro Tecnológico, Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química, Florianópolis, 2018. Disponível em: <https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/193966>. Acesso em: 01 mar. 2022.

LECLERCQ, R. Mechanisms of resistance to macrolides and lincosamides: nature of the resistance elements and their clinical implications. **Clinical infectious diseases**, v. 34, n. 4, p. 482-492, 2002. Disponível em: <https://doi.org/10.1086/324626>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LEE, A. S. et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. **Nature reviews Disease primers**, v. 4, n. 1, p. 1-23, 2018. Disponível: <https://doi.org/10.1038/nrdp.2018.33>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LEES, A. C.; PERES, C. A. Conservation value of remnant riparian forest corridors of varying quality for Amazonian birds and mammals. **Conservation biology**, v. 22, n. 2, p. 439-449, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2007.00870.x>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LEITE, S. M. et al. Animais silvestres de estimação em Astorga, Estado do Paraná. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 1, p. 6740-6759, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.34117/bjdv7n1-457>. Acesso em 20 fev. 2022.

LÉPESOVÁ, K. et al. Prevalence of antibiotic-resistant coliform bacteria, *Enterococcus* spp. and *Staphylococcus* spp. in wastewater sewerage biofilm. **Journal of global antimicrobial resistance**, v. 14, p. 145-151, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jgar.2018.03.008>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LIMA, L. M. **Aves da Mata Atlântica: riqueza, composição, status, endemismos e conservação**. 2013. 513 f. Dissertação (Mestrado em Zoologia) – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, São Paulo (SP). 2013. Disponível em: <http://doi.org/10.11606/D.41.2014.tde-17042014-091547>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LINDELL, C. A. et al. Edge responses of tropical and temperate birds. **The Wilson journal of ornithology**, v. 119, n. 2, p. 205-220, 2007. Disponível em: <https://doi.org/10.1676/05-133.1>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LISBOA, G. et al. Fitossociologia e dinâmica de crescimento em um fragmento de floresta estacional semidecidual. **Nativa**, v. 7, n. 4, p. 452-459, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.31413/nativa.v7i4.6803>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LIVERMORE, D. M. et al. Antibiotic resistance in bacteria from magpies (*Pica pica*) and rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) from west Wales. **Environmental Microbiology**, v. 3, n. 10, p. 658-661, 2001. Disponível em: <https://doi.org/10.1046/j.1462-2920.2001.00239.x>. Acesso em: 01 mar. 2022.

LLANILLO, R. F. et al. Regionalização da agricultura do Estado do Paraná, Brasil. **Ciência Rural**, v. 36, n. 1, p. 120-127, 2006. Disponível em: <https://www.redalyc.org/pdf/331/33136118.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LUCK, G. W.; CARTER, A.; SMALLBONE, L. Changes in bird functional diversity across multiple land uses: interpretations of functional redundancy depend on functional group identity. **PloS one**, v. 8, n. 5, p. e63671, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0063671>. Acesso em: 20 fev. 2022.

LUGARINI, C. et al. Free-living birds from Caatinga and Atlantic Forest of northeast Brazil as hosts of *Enterobacterales*, *Mycoplasma* spp., and *Chlamydia psittaci*. **Ornithology Research**, v. 29, n. 3, p. 149-159, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s43388-021-00063-0>. Acesso em: 16 mar. 2022.

LUGARINI, C. et al. **Protocolo CEMAVE**: Projeto de Monitoramento da Avifauna em Unidades de Conservação Federais do Bioma Caatinga. ICMBio. 2014.

MACE, G. M. The role of taxonomy in species conservation. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences**, v. 359, n. 1444, p. 711-719, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1098/rstb.2003.1454>. Acesso em 20 fev. 2022.

MADEC, J. Y. et al. Extended-spectrum β -lactamase/AmpC-and carbapenemase-producing *Enterobacteriaceae* in animals: a threat for humans?. **Clinical microbiology and infection**, v. 23, n. 11, p. 826-833, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.cmi.2017.01.013>. Acesso em: 21 fev. 2022.

MAHARI, W. A. W. et al. Deforestation of rainforests requires active use of UN's Sustainable Development Goals. **Science of the Total Environment**, v. 742, p. 140681, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140681>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MAMA, O. M. et al. High frequency of coagulase-positive staphylococci carriage in healthy wild boar with detection of MRSA of lineage ST398-t011. **FEMS microbiology letters**, v. 366, n. 4, p. fny292, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/femsle/fny292>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MAMEDE, S.; BENITES, M.; ALHO, C. J. R. Ciência cidadã e sua contribuição na proteção e conservação da biodiversidade na reserva da biosfera do Pantanal. **Revista Brasileira de Educação Ambiental (RevBEA)**, v. 12, n. 4, p. 153-164, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.34024/revbea.2017.v12.2473>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MANGAN, A. M.; PEJCHAR, L.; WERNER, S. J. Bird use of organic apple orchards: Frugivory, pest control and implications for production. **PloS one**, v. 12, n. 9, p.

e0183405, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0183405>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MANHÃES, M. A.; RIBEIRO, A. L. Avifauna da Reserva Biológica Municipal Poço D'Anta, Juiz de Fora, MG. **Biota Neotropica**, v. 11, n. 3, p. 275-286, 2011.

Disponível em:

<https://www.scielo.br/j/bn/a/gF3qqjRwdBFzL8SnJ9BRQmR/?format=pdf&lang=pt>.

Acesso em: 20 fev. 2022.

MARCELINO, V. R. et al. Meta-transcriptomics reveals a diverse antibiotic resistance gene pool in avian microbiomes. **BMC biology**, v. 17, n. 1, p. 1-11, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.1186/s12915-019-0649-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MARCON, A. P. Interações dos beija-flores e seus recursos florais em um ambiente antropizado no sul do Brasil. **Atualidades Ornitológicas**, v. 193, p. 18-24, 2016.

Disponível em: [https://www.researchgate.net/profile/Amanda-Perin-](https://www.researchgate.net/profile/Amanda-Perin-Marcon/publication/313818484_Interacoes_dos_beija-flores_e_seus_recursos_florais_em_um_ambiente_antropizado_no_sul_do_Brasil/links/58a71daea6fdcc0e078ae8ae/Interacoes-dos-beija-flores-e-seus-recursos-florais-em-um-ambiente-antropizado-no-sul-do-Brasil.pdf)

[Marcon/publication/313818484_Interacoes_dos_beija-flores_e_seus_recursos_florais_em_um_ambiente_antropizado_no_sul_do_Brasil/links/58a71daea6fdcc0e078ae8ae/Interacoes-dos-beija-flores-e-seus-recursos-florais-em-um-ambiente-antropizado-no-sul-do-Brasil.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Amanda-Perin-Marcon/publication/313818484_Interacoes_dos_beija-flores_e_seus_recursos_florais_em_um_ambiente_antropizado_no_sul_do_Brasil/links/58a71daea6fdcc0e078ae8ae/Interacoes-dos-beija-flores-e-seus-recursos-florais-em-um-ambiente-antropizado-no-sul-do-Brasil.pdf). Acesso em: 20 fev. 2022.

MARINCOLA, G. et al. Antimicrobial resistance profiles of coagulase-negative staphylococci in community-based healthy individuals in Germany. **Frontiers in public health**, v. 9, p. 796, 2021. Disponível em:

<https://doi.org/10.3389/fpubh.2021.684456>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MARINI, M. A.; GARCIA, Frederico I. Conservação de aves no Brasil. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p. 95-102, 2005. Disponível em:

[https://www.researchgate.net/profile/Miguel-](https://www.researchgate.net/profile/Miguel-Marini/publication/268975009_Conservacao_de_aves_no_Brasil/links/5564b0bb08aec4b0f4859002/Conservaca-de-aves-no-Brasil.pdf)

[Marini/publication/268975009_Conservacao_de_aves_no_Brasil/links/5564b0bb08aec4b0f4859002/Conservaca-de-aves-no-Brasil.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Miguel-Marini/publication/268975009_Conservacao_de_aves_no_Brasil/links/5564b0bb08aec4b0f4859002/Conservaca-de-aves-no-Brasil.pdf). Acesso em: 20 fev. 2022.

MAROTTA, F. et al. Antimicrobial resistance genotypes and phenotypes of *Campylobacter jejuni* isolated in Italy from humans, birds from wild and urban habitats, and poultry. **PloS one**, v. 14, n. 10, p. e0223804, 2019. Disponível em: <https://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0223804>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MARTÍN-MALDONADO, B. et al. Urban birds: An important source of antimicrobial resistant *Salmonella* strains in Central Spain. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 72, p. 101519, 2020. Disponível em: https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0147957120301089?casa_token=AlpGrf46H2UAAAAA:9alw1E6U0enK8TxsgV8uR2aEIJmU1cY_jMaqu6H65xbpXIEFYi_U0j61jG_fAe-1kS4OEFTMEccK. Acesso em: 20 fev. 2022.

MARTINS, A. F. et al. Antimicrobial activity of plazomicin against *Enterobacteriaceae*-producing carbapenemases from 50 Brazilian medical centers. **Diagnostic Microbiology and Infectious Disease**, v. 90, n. 3, p. 228-232, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2017.11.004>. Acesso em: 01 mar. 2022

MARTINS, F. et al. Mata Atlântica: Da formação original à fragmentação e o atual estado de conservação em Santa Catarina. **Estrabão**, v. 2, p. 188-191, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.53455/re.v2i.45>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MATIAS, C. A. R. et al. Characteristics of *Salmonella* spp. isolated from wild birds confiscated in illegal trade markets, Rio de Janeiro, Brazil. **BioMed Research International**, v. 2016, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1155/2016/3416864>. Acesso em: 01 mar. 2022.

MATIAS, C. A. R. et al. *Staphylococcus* spp. isolated from wild birds apprehended in the local illegal trade in Rio de Janeiro, Brazil, and relevance in public health. **Letters in applied microbiology**, v. 67, n. 3, p. 292-298, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/lam.13035>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MATOULKOVÁ, D. et al. Microbiology of brewery production—bacteria of the order *Enterobacterales*. **Kvasny Prumysl**, v. 64, n. 4, p. 161–166, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.18832/kp201824>. Acesso em: 21 fev. 2022.

MCCULLOCH, J. A.; MAMIZUCA, E. M. *Staphylococcus aureus*. In: TRABULSI, L. R.; ALTHERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6 ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2015.

MCEWEN, S. A.; COLLIGNON, P. J. Antimicrobial resistance: a one health perspective. **Microbiology spectrum**, v. 6, n. 2, p. 6.2. 10, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.ARBA-0009-2017>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MELGES, A.I. Pesquisa operacional aplicada à otimização de uma unidade de produção agropecuária do oeste paranaense. 2020. Dissertação (Mestrado em Tecnologias Computacionais para o Agronegócio) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Medianeira, 2020. Disponível em: <http://repositorio.utfpr.edu.br/jspui/handle/1/25461>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MEZALIRA, T. S. et al. Extended-spectrum β -lactamase (ESBL)-producing enterobacteria isolated from broiler breeder chickens. **Biotemas**, v. 32, n. 4, p. 1-10, 2019. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7167720>. Acesso em: 21 fev. 2022.

MICHELS, R. et al. Update on coagulase-negative Staphylococci—what the clinician should know. **Microorganisms**, v. 9, n. 4, p. 830, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040830>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MIMICA, M. J.; MIMICA, L. M. J.; MIMICA, I. M. Características dos principais grupos de antibacterianos: Espectro de Ação e Indicações. In: TRABULSI, L. R.; ALTHERTHUM, F. (Ed.). **Microbiologia**. 6 ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2015.

MIRAGAIA, M. Factors contributing to the evolution of *mecA*-mediated β -lactam resistance in staphylococci: update and new insights from whole genome sequencing (WGS). **Frontiers in microbiology**, p. 2723, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.02723>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MORANTE-FILHO, J. C. et al. Birds in anthropogenic landscapes: the responses of ecological groups to forest loss in the Brazilian Atlantic Forest. **PLoS One**, v. 10, n. 6, p. e0128923, 2015. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0128923>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MORANTE-FILHO, J. C. et al. Direct and cascading effects of landscape structure on tropical forest and non-forest frugivorous birds. **Ecological applications**, v. 28, n. 8, p. 2024-2032, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/eap.1791>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MTSHER, A. M.; AZIZ, Z. S. Estimation of erythromycin and inducible clindamycin resistance in *Saphylococcus aureus* Isolated from Clinical Cases. **Res. J. Pharm. Technol**, v. 13, p. 2920-2924, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.5958/0974-360X.2020.00538.7>. Acesso em: 16 mar. 2022.

MULLER, T.; GRANADA, C. E.; SPEROTTO, R. A. Qualidade da água de três locais com potenciais fontes de contaminação no Rio Taquari, RS. **Revista Ambiente & Água**, v. 11, p. 75-84, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.4136/ambi-agua.1789>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MULYANI, Y. A. et al. Insectivorous Birds in Edge and Interior Habitats of Forest Plantation in Gunung Walat, Sukabumi. In: **IOP Conference Series: Earth and Environmental Science**. IOP Publishing, 2020. p. 012026. Disponível em: <https://doi.org/10.1088/1755-1315/528/1/012026>. Acesso em: 20 fev. 2022.

MURPHY, P. B.; BISTAS, K. G.; LE, J. K. Clindamycin. 2018. In: StatPearls. **StatPearls Publishing**, Treasure Island (FL); 2021. PMID: 30137858. Disponível em: <https://europepmc.org/article/nbk/nbk519574>. Acesso em: 16 mar. 2022.

NOWACZEK, A. et al. Antibiotic Resistance and Virulence Profiles of *Escherichia coli* Strains Isolated from Wild Birds in Poland. **Pathogens**, v. 10, n. 8, p. 1059, 2021.

OLIVEIRA, K. D. R. et al. As interfaces da diarreia neonatal na espécie bovina: Revisão de literatura. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal: RBHSA**, v. 14, n. 3, p. 1-14, 2020. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8081660>. Acesso em: 21 fev. 2022.

OLIVEIRA, L. M. **Ecologia comportamental de Tyrannidae (aves: passeriformes): mudanças nos padrões de forrageamento em resposta a variações ambientais e sazonais em ambiente urbano**. 2015. 175 f. Tese (Doutorado em Ecologia e Conservação de Recursos Naturais) - Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.14393/ufu.te.2015.131>. Acesso em 20 fev. 2022.

OLIVEIRA, P. A. et al. Detection of extended spectrum beta-lactamases and resistance in members of the *Enterobacteriaceae* family isolated from healthy sheep and dogs in Umuarama, Paraná, Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 37, n. 2, p. 829-840, 2016. Disponível em: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=445745368023>. Acesso em: 01 mar. 2022.

O'NEILL, J. **Tackling drug-resistant infections globally: final report and recommendations**. Government of the United Kingdom, 2016. 80 p. Disponível em: <https://apo.org.au/sites/default/files/resource-files/2016-05/apo-nid63983.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ONYANGO, L. A.; ALRESHIDI, M. M. Adaptive metabolism in staphylococci: Survival and persistence in environmental and clinical settings. **Journal of pathogens**, v. 2018, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1155/2018/1092632>. Acesso em: 16 mar. 2022.

OTTO, M. *Staphylococcus epidermidis* pathogenesis. In: **Staphylococcus epidermidis**. Humana Press, Totowa, NJ, 2014. p. 17-31. Disponível em: https://doi.org/10.1007/978-1-62703-736-5_2. Acesso em: 16 mar. 2022.

PACHECO, J. F. et al. Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee—second edition. **Ornithology Research**, v. 29, n. 2, p. 94-105, 2021. Disponível em: <http://doi.org/10.1007/s43388-021-00058-x>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PARANÁ. **Decreto Nº 11797 de 22 de novembro de 2018**. Reconhece e atualiza Lista de Espécies de Aves pertencentes à Fauna Silvestre Ameaçadas de Extinção no Estado do Paraná e dá outras providências, atendendo o Decreto nº 3.148, de 2004. Diário Oficial do Estado do Paraná, Curitiba, Edição Digital nº 10319, 136p. 2018.

PARANÁ. **Portaria IAP Nº59 de 15 de abril de 2015**. Estabelece a Lista de Espécies Exóticas Invasoras do Estado do Paraná. Diário Oficial do Estado do Paraná, Curitiba, Edição nº 9446. 2015.

PEGAS, F. V.; CASTLEY, J. G. Ecotourism as a conservation tool and its adoption by private protected areas in Brazil. **Journal of Sustainable Tourism**, v. 22, n. 4, p. 604-625, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/09669582.2013.875550>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PEREIRA, A. L. et al. Environmental spreading of clinically relevant carbapenem-resistant Gram-negative bacilli: the occurrence of *bla*KPC-or-NDM strains relates to local hospital activities. **BMC microbiology**, v. 22, n. 1, p. 1-12, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12866-021-02400-1>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PEREIRA, J. N. P. et al. Phenotypic and molecular characterization of resistance to macrolides, lincosamides and type B streptogramin of clinical isolates of *Staphylococcus* spp. of a university hospital in Recife, Pernambuco, Brazil. **Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v. 20, p. 276-281, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.bjid.2016.03.003>. Acesso em: 16 mar. 2022.

PEREIRA, S. C. L. et al. Resistência a antibióticos e presença de plasmídeos em enterobactérias e *Staphylococcus aureus* isoladas do setor de dietética de um hospital público. **O Mundo da Saúde**, v. 39, n. 2, p. 147-156, 2015. Disponível em: <https://revistamundodasaude.emnuvens.com.br/mundodasaude/article/download/325/273>. Acesso em: 01 mar. 2022.

PEREIRA, V.; C.; CUNHA, M. L. R. S. **Do comensalismo à patogenicidade: um estudo sobre estafilococos coagulase-negativa**. São Paulo: Editora Unesp, 2014. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/113735>. Acesso em: 16 mar. 2022.

PEREIRA-MAIA, E. C. et al. Tetraciclina e gliciliclinas: uma visão geral. **Química nova**, v. 33, p. 700-706, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-40422010000300038>. Acesso em: 01 mar. 2022.

PEREZ, V. P. et al. Coagulase-negative staphylococci in outpatient routines: the implications of switching from CLSI to BrCAST/EUCAST guidelines. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 51, n. 3, p. 1071-1078, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s42770-020-00278-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

PESSOA, S. P. et al. A Influência da Cobertura Vegetal na Distribuição e Composição da Avifauna na Interbacia do Rio Paraguai Médio, Mato Grosso, Brasil. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 18, 2014. Disponível em: <http://www.conhecer.org.br/enciclop/2014a/AGRARIAS/A%20influncia%20da%20cobertura.pdf>. Acesso em: 20 fev 2022.

PINTO, L. F. D. et al. Estiagens extremas afetam a agricultura no estado do Paraná, Brasil. **IRRIGA**, v. 1, n. 2, p. 297-307, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.15809/irriga.2021v1n2p297-307>. Acesso em: 20 fev. 2022.

PITANGA, T. N. et al. Resistência adquirida por Enterobactérias ao tratamento por aminoglicosídeos no Brasil uma revisão sistemática da literatura. **SEMOC-Semana de Mobilização Científica-Envelhecimento em tempos de pandemias**, 2020. Disponível em: <http://ri.ucsal.br:8080/jspui/handle/prefix/2860>. Acesso em: 01 mar. 2022.

PORRERO, M. C. et al. Methicillin resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) carriage in different free-living wild animal species in Spain. **The Veterinary Journal**, v. 198, n. 1, p. 127-130, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2013.06.004>. Acesso em: 16 mar. 2022.

PRESCOTT, J. F. Patogenicidade e Virulência In: MCVEY, D. S.; KENEDDY, M.; CHENGAPPA, M. M. **Microbiologia Veterinária**. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan LTDA., 2017. p. 26-44

RAMSAMY, Y. et al. Mobile genetic elements-mediated *Enterobacteriales*-associated carbapenemase antibiotic resistance genes propagation between the environment and humans: A One Health South African study. **Science of the Total Environment**, v. 806, p. 150641, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.150641>. Acesso em: 20 fev. 2022.

REGITANO, J. B.; LEAL, R. M. P. Comportamento e impacto ambiental de antibióticos usados na produção animal brasileira. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 34, p. 601-616, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832010000300002>. Acesso em: 20 fev. 2022.

REIS, M. G.; FIEKER, C. Z.; DIAS, M. M. The influence of fire on the assemblage structure of foraging birds in grasslands of the Serra da Canastra National Park, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 88, p. 891-901, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0001-3765201620150177>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RIBAS, M. R. [WA4486350, *Tyrannus melancholicus* Vieillot, 1819]. **Wiki Aves - A Enciclopédia das Aves do Brasil**. 2021. Disponível em: <http://www.wikiaves.com/4486350>. Acesso em: 19 Fev 2022.

RIBAS, M. R.; BATISTA, S. C.; ARANHA, J. M. R. Occurrence and infestation rates of Streblidae (Diptera, Hippoboscoidea) on bats (Mammalia, Chiroptera) in a semideciduous seasonal forest fragment in western Paraná, Brazil. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 110, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4766e2020026>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RIBEIRO, E. S. et al. Contribuição das plantas frutíferas do cerrado na dieta das aves e a importância das aves no processo de dispersão de sementes. **Biodiversidade**, v. 12, n. 1, 2013. Disponível em: <https://periodicoscientificos.ufmt.br/ojs/index.php/biodiversidade/article/view/1251>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RIBEIRO, M. C. et al. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Biological conservation**, v. 142, n. 6, p. 1141-1153, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2009.02.021>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ROCHA, M. C. A; ARAÚJO, L. E. B. Biodiversidade brasileira: biopirataria e a proteção dos conhecimentos tradicionais. **Revista Direito UFMS**, v. 4, n. 1, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.21671/rdufms.v4i1.5484>. Acesso em: 20 fev. 2022.

RODRIGUES, J. G. C. et al. Prevalence of multidrug resistance in *Pseudomonas* spp. isolated from wild bird feces in an urban aquatic environment. **Ecology and evolution**, v. 11, n. 20, p. 14303-14311, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/ece3.8146>. Acesso em: 01 mar. 2022.

ROEMHILD, R.; BOLLENBACH, T.; ANDERSSON, D. I. The physiology and genetics of bacterial responses to antibiotic combinations. **Nature Reviews Microbiology**, p. 1-13, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1038/s41579-022-00700-5>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROJAS-LOPEZ, M. et al. Intestinal pathogenic *Escherichia coli*: Insights for vaccine development. **Frontiers in microbiology**, v. 9, p. 440, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.00440>. Acesso em: 21 fev. 2022.

ROLO, J. et al. Evolutionary origin of the staphylococcal cassette chromosome *mec* (SCC *mec*). **Antimicrobial agents and chemotherapy**, v. 61, n. 6, p. e02302-16, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AAC.02302-16>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSENFELD, M. F.; MÜLLER, S. C. Ecologia funcional como ferramenta para planejar E monitorar a restauração Ecológica de ecossistemas. **Oecologia Australis**, v. 24, n. 3, p. 550-565, 2020. Disponível em: <https://revistas.ufrj.br/index.php/oa/article/download/25178/20832>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ROSS, A. A.; RODRIGUES HOFFMANN, A.; NEUFELD, J. D. The skin microbiome of vertebrates. **Microbiome**, v. 7, n. 1, p. 1-14, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s40168-019-0694-6>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSATO, A. M. et al. Resistance profile to antimicrobials agents in methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from hospitals in South Brazil between 2014-2019. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 53, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0431-2020>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSI, C. C. et al. CRISPR-Cas systems features and the gene-reservoir role of coagulase-negative staphylococci. **Frontiers in microbiology**, v. 8, p. 1545, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.01545>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSI, C. C.; PEREIRA, M. F.; GIAMBIAGI-DEMARVAL, M. Underrated *Staphylococcus* species and their role in antimicrobial resistance spreading. **Genetics and Molecular Biology**, v. 43, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4685-GMB-2019-0065>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ROSSI, L. C. et al. Dinâmica da avifauna em áreas de borda da Mata Atlântica, Rio Grande do Sul. **Neotropical Biology and Conservation**, v. 9, n. 3, p. 161-171, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.4013/nbc.2014.93.05>. Acesso em: 16 mar. 2022

RÓZSA, L.; REICZIGEL, J.; MAJOROS, G. Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology* 86(2):228-232. Disponível em: [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2000\)086\[0228:QPISOH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[0228:QPISOH]2.0.CO;2). Acesso em: 16 mar. 2022.

RUIZ-RIPA, L. et al. Detection of MRSA of Lineages CC130-*mecC* and CC398-*mecA* and *Staphylococcus delphini*-*lnu* (A) in Magpies and Cinereous Vultures in Spain. **Microbial ecology**, v. 78, n. 2, p. 409-415, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00248-019-01328-4>. Acesso em: 16 mar. 2022.

RUIZ-RIPA, L. et al. Frequency and characterization of antimicrobial resistance and virulence genes of coagulase-negative staphylococci from wild birds in Spain. Detection of *tst*-carrying *S. sciuri* isolates. **Microorganisms**, v. 8, n. 9, p. 1317, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms8091317>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SALINA, A. et al. Participação de enterobactérias na etiologia de mastites bovinas em rebanhos de estados do Sul, Sudeste e Centro-oeste do Brasil. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 14,

n. 3, p. 88-88, 2016. Disponível em: <https://www.revistamvez-crmvsp.com.br/index.php/recmvz/article/view/34959>. Acesso em: 21 fev. 2022.

SALTON, F. G.; MORAIS, H.; LOHMANN, M. Dry Periods in the State of Paraná, Brazil. **Revista Brasileira de Meteorologia**, v. 36, p. 295-303, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0102-77863620163>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SANTANA, J. A. et al. Isolation and antimicrobial resistance of coagulase-negative staphylococci recovered from healthy tortoises in Minas Gerais, Brazil. **Ciência Rural**, v. 52, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20210354>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SANTOS, E. J. E. et al. *Salmonella* spp. in wild free-living birds from Atlantic forest fragments in Southern Bahia, Brazil. **BioMed Research International**, v. 2020, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1155/2020/7594136>. Acesso em: 01 mar. 2022.

SANTOS, L. et al. Frugivoria por aves em quatro espécies de Cactaceae na Caatinga, uma floresta seca no Brasil. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 109, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-4766e2019034>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SARAIVA, M. M. S. et al. *Staphylococcus sciuri* as a Reservoir of *mec A* to *Staphylococcus aureus* in Non-Migratory Seabirds from a Remote Oceanic Island. **Microbial Drug Resistance**, v. 27, n. 4, p. 553-561, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2020.0189>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SARROU, S. et al. MLSB-resistant *Staphylococcus aureus* in central Greece: Rate of resistance and molecular characterization. **Microbial Drug Resistance**, v. 25, n. 4, p. 543-550, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2018.0259>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SCHAUFLEER, K. et al. Clonal spread and interspecies transmission of clinically relevant ESBL-producing *Escherichia coli* of ST410—another successful pandemic clone? **FEMS microbiology ecology**, v. 92, n. 1, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/femsec/fiv155>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SCHERER-NETO, P. et al. **Aves do Paraná: história, lista anotada e bibliografia**. Curitiba: Hori Cadernos Técnicos, 2011. 130 p.

SCHERER-NETO, P.; BISPO, A. A. Avifauna do Parque Estadual de Vila Rica do Espírito Santo, Fênix, Paraná. **Biota Neotropica**, v. 11, n. 3, p. 317-329, 2011. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/bn/a/xmP5ZG6gC9J9t6cbkqfQjxR/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SCHNEIDER, R. N.; NADVORNY, A.; SCHMIDT, V. Perfil de resistência antimicrobiana de isolados de *Escherichia coli* obtidos de águas superficiais e subterrâneas, em área de produção de suínos. **Biotemas**, v. 22, n. 3, p. 11-17, 2009. Disponível em: <https://doi.org/10.5007/2175-7925.2009v22n3p11>. Acesso em: 01 mar. 2022.

SCHWARZ, S. et al. Editorial: Assessing the antimicrobial susceptibility of bacteria obtained from animals. **Journal of antimicrobial chemotherapy**, v. 65, n. 4, p. 601-604, 2010. Acesso em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkq037>. Disponível em: 23 fev. 2022.

ŞEKERCIOĞLU, Ç. H.; PRIMACK, R. B.; WORMWORTH, J. The effects of climate change on tropical birds. **Biological conservation**, v. 148, n. 1, p. 1-18, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2011.10.019>. Acesso em 20 fev. 2022.

SHEPPARD, Samuel K. Strain wars and the evolution of opportunistic pathogens. **Current Opinion in Microbiology**, v. 67, p. 102138, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.mib.2022.01.009>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SHERRY, T. W. et al. Insectivorous birds in the Neotropics: Ecological radiations, specialization, and coexistence in species-rich communities. **The Auk**, v. 137, n. 4, p. ukaa049, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/auk/ukaa049>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SHOBRAK, M. Y.; ABO-AMER, A. E. Role of wild birds as carriers of multi-drug resistant *Escherichia coli* and *Escherichia vulneris*. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 45, n. 4, p. 1199-1209, 2014. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/bjm/a/8qLbYgXBTQHNDfMq93yTBsS/?format=pdf&lang=en>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SICK, H. et al. Ornitologia Brasileira Editora Nova Fronteira. **Rio de Janeiro**, 1997.

SIGRIST, T. **Aves do Brasil Oriental: guia de bolso**. Avis Brasilis Editora, 2015.

SILVA, A. A. L. Impactos de mudanças do uso da terra sobre a saúde humana. **Ciência e Cultura**, v. 73, p. 25-29, 2021. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.21800/2317-66602021000100005>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, A. C.; RODRIGUES, M. X.; SILVA, N. C. C. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in food and the prevalence in Brazil: a review. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 51, n. 1, p. 347-356, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s42770-019-00168-1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, J. F. M.; FEITOSA, A. C.; RODRIGUES, R. M. *Staphylococcus aureus* em alimentos. **DESAFIOS-Revista Interdisciplinar Da Universidade Federal Do Tocantins**, v. 4, n. 4, p. 15-31, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.20873/uft.2359-3652.2017v4n4p15>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, J. M. C. Birds of the cerrado region, South America. **Steenstrupia**, v. 21, n. 1, p. 69-92, 1995. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Jose-Maria-Da-Silva/publication/260591911_Birds_of_the_Cerrado_Region_South_America/links/0deec531a370b2a83c000000/Birds-of-the-Cerrado-Region-South-America.pdf. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, V. et al. Distribution and clonal diversity of *Staphylococcus aureus* and other staphylococci in surface waters: Detection of ST425-t742 and ST130-t843 mecC-positive MRSA strains. **Antibiotics**, v. 10, n. 11, p. 1416, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics10111416>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, V. et al. Genetic characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolates from human bloodstream infections: Detection of MLSB resistance. **Antibiotics**, v. 9, n. 7, p. 375, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics9070375>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, V. et al. Nocturnal Birds of Prey as Carriers of *Staphylococcus aureus* and Other Staphylococci: Diversity, Antimicrobial Resistance and Clonal Lineages. **Antibiotics**, v. 11, n. 2, p. 240, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/antibiotics11020240>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SILVA, W. R. As aves da Serra do Japi. In **História Natural da Serra do Japi: ecologia e preservação de uma área florestal no Sudeste do Brasil** (L.P.C. Morellato, org.). Editora da Unicamp, Campinas, 1992. p.238-263.

SILVEIRA, L. F. et al. Para que servem os inventários de fauna? **Estudos avançados**, v. 24, n. 68, p. 173-207, 2010. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/ea/a/7TKTrX6tW9Zr6MQmStRCL8x/?format=pdf&lang=pt>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SMELTZER, M. S.; BEENKEN, K. E. *Staphylococcus*. In: MCVEY, D. S.; KENNEDY, M.; CHENGAPPA, M. M. **Microbiologia Veterinária**. 3. ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017.

SOMENZARI, M. et al. An overview of migratory birds in Brazil. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 58, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.11606/1807-0205/2018.58.03>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SOS MATA ATLÂNTICA & INPE (Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais). **Atlas dos municípios da Mata Atlântica**, 2014. Disponível em: <https://cms.sosma.org.br/wp-content/uploads/2015/11/tabela-municipios-SOSMA_INPE_Atlas-Municipios_2014_rema.pdf> Acesso em: 18 fev. 2022.

SOS MATA ATLÂNTICA. **Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica PERÍODO 2019–2020**. 2021. Disponível em: https://cms.sosma.org.br/wp-content/uploads/2021/05/SOSMA_Atlas-da-Mata-Atlantica_2019-2020.pdf. Acesso em: 20 fev. 2022.

SOUSA, M. et al. Antimicrobial resistance determinants in *Staphylococcus* spp. recovered from birds of prey in Portugal. **Veterinary Microbiology**, v. 171, n. 3-4, p. 436-440, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2014.02.034>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SOUSA, M. et al. Genetic diversity and antibiotic resistance among coagulase-negative staphylococci recovered from birds of prey in Portugal. **Microbial Drug**

Resistance, v. 22, n. 8, p. 727-730, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2015.0266>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SOUZA, M. M. et al. Antimicrobial resistance evaluation of bacteria isolated from infections in small animals in the Umuarama region, Paraná. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 40, p. 804-813, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-6420>. Acesso em: 01 mar. 2022.

STEVEN, R.; CASTLEY, J. G.; BUCKLEY, R. Tourism revenue as a conservation tool for threatened birds in protected areas. **PloS one**, v. 8, n. 5, p. e62598, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062598>. Acesso em: 20 fev. 2022.

STOTZ, D. F., J. W. FITZPATRICK, T. PARKER III & D. K. MOSKOVITS. **Neotropical Birds: Ecology and Conservation**. University of Chicago Press, Chicago. 1995. 478p.

STRAUBE, F. C.; BIANCONI, G. V. Sobre a grandeza e a unidade utilizada para estimar esforço de captura com utilização de redes-de-neblina. **Chiroptera Neotropical**, v. 8, n. 1-2, p. 150-152, 2002. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Gledson-Bianconi/publication/285708110_Sobre_a_grandeza_e_a_unidade_utilizada_para_estimar_esforco_de_captura_com_utilizacao_de_redes-de-neblina/links/5762a52408aee61395bef17b/Sobre-a-grandeza-e-a-unidade-utilizada-para-estimar-esforco-de-captura-com-utilizacao-de-redes-de-neblina.pdf. Acesso em: 16 mar. 2022.

STROMMINGER, B.; LAYER, F.; WERNER, G. *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in workers in the food industry. In: **Staphylococcus aureus**. Academic Press, 2018. p. 163-188. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809671-0.00009-7>. Acesso em: 16 mar. 2022.

SUMMERS, A. O. Generally overlooked fundamentals of bacterial genetics and ecology. **Clinical Infectious Diseases**, v. 34, n. Supplement_3, p. S85-S92, 2002. Disponível em: <https://doi.org/10.1086/340245>. Acesso em: 20 fev. 2022.

SYKES, J. E. Antimicrobial drug use in dogs and cats. **Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine**, p. 473-494, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9781118675014.ch28>. Acesso em: 20 fev. 2022.

TAMMA, P. D. et al. Infectious Diseases Society of America guidance on the treatment of extended-spectrum β -lactamase producing *Enterobacterales* (ESBL-E), carbapenem-resistant *Enterobacterales* (CRE), and *Pseudomonas aeruginosa* with difficult-to-treat resistance (DTR-*P. aeruginosa*). **Clinical Infectious Diseases**, v. 72, n. 7, p. e169-e183, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/cid/ciaa1478>. Acesso em: 21 fev. 2022.

TARDONE, R. et al. *Salmonella* in raptors and aquatic wild birds in Chile. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 56, n. 3, p. 707-712, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/2019-08-198>. Acesso em: 16 mar. 2022.

TAYLOR, T. A.; UNAKAL, C. G. *Staphylococcus aureus*. **StatPearls [Internet]**, 2021. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK441868/>. Acesso em: 16 mar. 2022.

THAKUR, S.; GRAY, G. C. The mandate for a global “one health” approach to antimicrobial resistance surveillance. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 100, n. 2, p. 227, 2019. Disponível em: <http://doi.org/10.4269/ajtmh.18-0973>. Acesso em: 21 fev. 2022.

THAPALIYA, D. et al. Characterization of *Staphylococcus aureus* in goose feces from state Parks in Northeast Ohio. **EcoHealth**, v. 14, n. 2, p. 303-309, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10393-017-1227-z>. Acesso em: 16 mar. 2022.

THE CORNELL LAB OF ORNITHOLOGY. 2022. Disponível em: <https://merlin.allaboutbirds.org/>. Acesso em 19 fev. 2022

TOSSULINO, M. G. P. et al. Resumo executivo da avaliação ecológica rápida do Corredor Iguaçu-Paraná. **Curitiba: IAP**, 2007. Disponível em: https://www.stcp.com.br/wp-content/uploads/2020/02/Tussolino-et-al_2007_Corredor-Ecologico-Iguacu-Parana.pdf. Acesso em: 20 fev. 2022.

VALE, M. M. et al. Endemic birds of the Atlantic Forest: traits, conservation status, and patterns of biodiversity. **Journal of Field Ornithology**, v. 89, n. 3, p. 193-206, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/jofo.12256>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VALENTE, R. M. et al. (Org.). **Conservação de aves migratórias neárticas no Brasil**. Belém: Conservação Internacional, 2011. 400p.

VALERI, S. V.; SENÔ, M. A. A. F. A importância dos corredores ecológicos para a fauna e a sustentabilidade de remanescentes florestais. In: **8º Congresso Internacional de Direito Ambiental**. 2004. Disponível em: <https://www.saoluis.br/revistajuridica/arquivos/005.pdf>. Acesso em 20 fev. 2022.

VAN DEN HONERT, M. S.; GOUWS, P. A. HOFFMAN, L. C. A preliminary study: Antibiotic resistance patterns of *Escherichia coli* and *Enterococcus* species from wildlife species subjected to supplementary feeding on various South African farms. **Animals**, v. 10, n. 3, p. 396, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/ani10030396>. Acesso em: 16 mar. 2022.

VAN DUIJKEREN, E. et al. The use of aminoglycosides in animals within the EU: development of resistance in animals and possible impact on human and animal health: a review. **Journal of Antimicrobial Chemotherapy**, v. 74, n. 9, p. 2480-2496, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/jac/dkz161>. Acesso em: 01 mar. 2022.

VASCONCELOS, F. R. et al. Perfil de resistência antimicrobiana de *Escherichia coli* isoladas do açude Santo Anastácio, Ceará, Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**,

v. 77, p. 405-410, 2010. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1808-1657v77p4052010>. Acesso em: 01 mar. 2022.

VELDMAN, K. et al. Characteristics of cefotaxime-resistant *Escherichia coli* from wild birds in the Netherlands. **Applied and environmental microbiology**, v. 79, n. 24, p. 7556-7561, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.01880-13>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VIEIRA, F. M. et al. Estrutura trófica da avifauna de quatro fitofisionomias de Cerrado no Parque Estadual da Serra Azul. **Ornithologia**, v. 5, n. 2, p. 43-57, 2013. Disponível em: <http://ornithologia.cemave.gov.br/index.php/ornithologia/article/view/140>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VOGT, N. A. et al. Generalizability and comparability of prevalence estimates in the wild bird literature: Methodological and epidemiological considerations. **Animal Health Research Reviews**, v. 21, n. 1, p. 89-95, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1017/S1466252320000043>. Acesso em: 20 fev. 2022.

VON WINTERSDORFF, C. J. H et al. Dissemination of antimicrobial resistance in microbial ecosystems through horizontal gene transfer. **Frontiers in microbiology**, p. 173, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.00173>. Acesso em: 01 mar. 2022.

WALTHER, B. et al. MRSA variant in companion animals. **Emerging infectious diseases**, v. 18, n. 12, p. 2017, 2012. Disponível em: <http://doi.org/10.3201/eid1812.120238>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WANG, J. et al. The role of wildlife (wild birds) in the global transmission of antimicrobial resistance genes. **Zoological Research**, v. 38, n. 2, p. 55, 2017. Disponível em: <http://doi.org/10.24272/j.issn.2095-8137.2017.003>. Acesso em 20 fev. 2022.

WARDYN, S. E.; KAUFFMAN, L. K.; SMITH, T. C. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in central Iowa wildlife. **Journal of wildlife diseases**, v. 48, n. 4, p. 1069-1073, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.7589/2011-10-295>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WEIDENMAIER, C; GOERKE, C.; WOLZ, C. *Staphylococcus aureus* determinants for nasal colonization. **Trends in microbiology**, v. 20, n. 5, p. 243-250, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.tim.2012.03.004>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WHITE, A.; HUGHES, J. M. Critical importance of a one health approach to antimicrobial resistance. **EcoHealth**, v. 16, n. 3, p. 404-409, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10393-019-01415-5>. Acesso em: 21 fev. 2022.

WIKIAVES. **Mapa de Ocorrência da espécie *Rhea americana***. 2022. Disponível em: <https://www.wikiaves.com/mapaRegistros_ema> Acesso em: 19 fev. 2022.

WILLERS, E. M. **Associative culture: the genesis of food agricultural cooperativism in the West mesoregion of Paraná State**. 2015. 159 f. Tese (Doutorado em Desenvolvimento regional e do Agronegócio) - Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Toledo, 2015. Disponível em: <http://tede.unioeste.br:8080/tede/handle/tede/2171>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WILMAN, H. et al. EltonTraits 1.0: Species-level foraging attributes of the world's birds and mammals: Ecological Archives E095-178. **Ecology**, v. 95, n. 7, p. 2027-2027, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1890/13-1917.1>. Acesso em: 01 mar. 2022.

WOOLHOUSE, M. E. J.; WARD, M. J. Sources of antimicrobial resistance. **Science**, v. 341, n. 6153, p. 1460-1461, 2013. Disponível em: <http://doi.org/10.1126/science.1243444> Acesso em: 20 fev. 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Critically important antimicrobials for human medicine: ranking of antimicrobial agents for risk management of antimicrobial resistance due to non-human use**. 2017. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/255027/9789241512220-eng.pdf?isAllowed=y&sequence=1>. Acesso em: 16 mar. 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Antimicrobial resistance: global report on surveillance**. World Health Organization, 2014. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/112642/?sequence=1>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION et al. **WHO report on surveillance of antibiotic consumption: 2016-2018 early implementation**. 2018. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/277359/9789241514880-eng.pdf>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. **OIE list of antimicrobial agentes of veterinary importance**. OIE, Paris – France. 2018. Disponível em: <https://www.oie.int/app/uploads/2021/03/a-oie-list-antimicrobials-may2018.pdf>. Acesso em: 01 mar. 2022.

WOTTON, D. M.; KELLY, D. Do larger frugivores move seeds further? Body size, seed dispersal distance, and a case study of a large, sedentary pigeon. **Journal of Biogeography**, v. 39, n. 11, p. 1973-1983, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/jbi.12000>. Acesso em: 20 fev. 2022.

WREGE, M. S. et al. Principais fitofisionomias existentes no estado do Paraná e os novos cenários definidos pelas mudanças climáticas globais. **Embrapa florestas-artigo em periódico indexado (ALICE)**, 2017. Disponível em: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1092344>. Acesso em: 20 fev. 2022.

XU, L. et al. Occurrence, fate, and risk assessment of typical tetracycline antibiotics in the aquatic environment: A review. **Science of the Total Environment**, v. 753, p. 141975, 2021. Disponível em: 01 mar. 2022.

YAHIA, H. B. et al. Detection of CTX-M-15 harboring *Escherichia coli* isolated from wild birds in Tunisia. **BMC microbiology**, v. 18, n. 1, p. 1-8, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s12866-018-1163-2>. Acesso em: 01 mar. 2022.

YU, Y. et al. Combination therapy strategies against multiple-resistant *Streptococcus suis*. **Frontiers in pharmacology**, v. 9, p. 489, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fphar.2018.00489>. Acesso em: 01 mar. 2022.

ZAFALON, L. F. et al. Relationship between virulence factor genes in coagulase-negative *Staphylococcus* spp. and failure of antimicrobial treatment of subclinical mastitis in sheep. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 38, p. 579-585, 2018. Disponível em: <http://www.repositorio.ufop.br/jspui/handle/123456789/11081>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ZIELIŃSKI, W. et al. The prevalence of drug-resistant and virulent *Staphylococcus* spp. in a municipal wastewater treatment plant and their spread in the environment. **Environment International**, v. 143, p. 105914, 2020. Disponível: <https://doi.org/10.1016/j.envint.2020.105914>. Acesso em: 16 mar. 2022.

ZOU, H. et al. Evaluating dissemination mechanisms of antibiotic-resistant bacteria in rural environments in China by using CTX-M-producing *Escherichia coli* as an indicator. **Microbial Drug Resistance**, v. 25, n. 7, p. 975-984, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1089/mdr.2018.0431>. Acesso em: 20 fev. 2022.

ZURFLUH, K. et al. Higher generation cephalosporin-resistant *Escherichia coli* in feral birds in Switzerland. **International Journal of Antimicrobial Agents**, v. 41, n. 3, p. 296-297, 2013. Disponível em: <https://www.zora.uzh.ch/id/eprint/87581/1/87581.pdf>. Acesso em: 21 fev. 2022.

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.¹

(continua)

Nome do Táxon	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
Rheiforme Bonaparte, 1849												
Rheidae Bonaparte, 1849												
<i>Rhea americana</i> (Linnaeus, 1758)	CO	-	O	T	NA	B	I	-	-	CR	LC	WA3163332
Tinamiformes Huxley, 1872												
Tinamidae Gray, 1840												
<i>Crypturellus tataupa</i> (Temminck, 1815)	VI; AU	-	O	T/SB	PF	B	D	-	-	LC	LC	WA4611927
Anseriformes Linnaeus, 1758												
Anatidae Leach, 1820												
<i>Dendrocygna viduata</i> (Linnaeus, 1766)	VI; AU	-	H	ASA	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4285288
<i>Cairina moschata</i> (Linnaeus, 1758)	VI	-	O	SUA/T	F	M	I	-	-	LC	LC	WA4540864
<i>Amazonetta brasiliensis</i> (Gmelin, 1789)	VI	-	O	T	F	B	I	-	-	LC	LC	WA4620085
<i>Nomonyx dominicus</i> (Linnaeus, 1766)	VI	-	H	ASA	PF	M	I	-	-	LC	LC	WA4588658
Galliformes Linnaeus, 1758												
Cracidae Rafinesque, 1815												
<i>Penelope superciliosus</i> Temminck, 1815	CO	-	F	T/SDO/DO	NA	M	D	-	-	LC	LC	WA4714302
<i>Penelope obscura</i> Temminck, 1815	VI	-	F	T/SB/DO	PF	M	D	-	-	LC	LC	WA4714307
Podicipediformes Fürbringer, 1888												
Podicipedidae Bonaparte, 1831												
<i>Tachybaptus dominicus</i> (Linnaeus, 1766)	VI; AU	-	I	ASA	PF	M	I	-	-	LC	LC	WA4588659
Columbiformes Latham, 1790												
Columbidae Latham, 1820												
<i>Patagioenas picazuro</i> (Temminck, 1813)	VI; AU	-	H	T/SB/SD	MF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4726394
<i>Leptotila verreauxi</i> Bonaparte, 1855	VI; AU; RN	5	G	T	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4726690
<i>Zenaidura macroura</i> (Desmurs, 1847)	VI; AU; RN	1	G	SDO	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4496648

¹Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN: Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (PR & BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado; Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikivoyes (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikivoyes.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.²

(Continua)

Nome do Taxon	Nome Popular	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
<i>Columbina talpacoti</i> (Temminck, 1810)	Rolinha-roxa	VI; AU; RN	21	G	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4726743
<i>Columbina squammata</i> (Lesson, 1831)	Fogo-Ápagou	VI; AU	-	G	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4665619
Cuculiformes Wagler, 1830													
Cuculidae Leach, 1820													
<i>Guirra guira</i> (Gmelin, 1788)	Anu-Branco	VI; AU	-	PRE	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4557844
<i>Crotophaga major</i> Gmelin, 1788	Anu-Coroca	VI; AU*	-	O	T/DO	MF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4665539
<i>Crotophaga ani</i> Linnaeus, 1758	Anu-Preto	VI; AU; RN	4	O	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4567861
<i>Tapera naevia</i> (Linnaeus, 1766)	Saci	VI; AU	-	I	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4511716
<i>Dromococcyx pavoninus</i> Pelzelin, 1870	Peixe-Frito-Pavonino	AU	-	I	T/SB	PF	A	D	-	-	LC	LC	WA4279565
<i>Playa cayana</i> (Linnaeus, 1766)	Alma-de-Gato	VI	-	I	DO	F	B	SD	-	-	LC	LC	WA4727731
<i>Coccyzus melacoryphus</i> Vieillot, 1817	Papa-Lagarta-Acanelado	CO	-	I	T	NA	B	SD	-	MGT	LC	LC	WA4521599
<i>Coccyzus americanus</i> (Linnaeus, 1758)	Papa-Lagarta-de-Asa-Vermelha	CO	-	I	DO	NA	M	SD	-	MGT	LC	LC	WA4511720
Nyctibiiformes Yuri et al. 2013													
Nyctibiidae Chenu & Des Murs, 1851													
<i>Nyctibius griseus</i> (Gmelin, 1789)	Mãe-da-Lua	CO	-	I	SDO	NA	B	SD	-	-	LC	LC	WA4726342
Caprimulgiformes Rigway, 1881													
Caprimulgidae Vigors, 1825													
<i>Nyctidromus albigollis</i> (Gmelin, 1789)	Bacurau	VI; AU	-	I	T	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4468477
Apodiformes Peters, 1940													
Throchilidae Vigors, 1825													
<i>Phaethornis pretrei</i> (Lesson & Delattre, 1839)	Rabo-Branco-Acanelado	VI; AU	-	N	SB	MF	B	SD	-	-	LC	LC	-
<i>Polytnus guainumbi</i> (Pallas, 1764)	Beija-Flor-de-Bico-Curvo	CO	-	N	SB	NA	M	I	-	-	NT	LC	WA4714337
<i>Anthracothonax nigricallos</i> (Vieillot, 1817)	Beija-Flor-de-Veste-Preta	CO	-	N	DO	NA	B	SD	-	MPR	LC	LC	WA4714310
<i>Chlorostilbon lucidus</i> (Shaw, 1812)	Besourinho-de-Bico-Vermelho	VI; AU	-	N	SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4715028
<i>Stephanoxis loddigesii</i> (Gould, 1831)	Beija-Flor-de-Topete-Azul	CO	-	N	SB	NA	M	SD	X	-	LC	LC	WA4487339

² Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador, RN = Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado. Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.³

(Continua)

Nome do Taxon	Nome Popular	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
<i>Eupetomena macroura</i> (Gmelin, 1788)	Beija-Flor-Tesoura	VI	-	N	SDO	F	B	I	-	-	LC	LC	-
<i>Hylocharis chrysura</i> (Shaw, 1812)	Beija-Flor-Dourado	VI; AU	-	N	SDO	F	M	SD	-	-	LC	LC	WA4726768
Gruiformes Bonaparte, 1854													
Aramidae Bonaparte, 1852													
<i>Aramus guarana</i> (Linnaeus, 1766)	Carão	VI; AU	-	O	SUA/T	MF	M	I	-	-	LC	LC	WA4540788
Rallidae Rafinesque, 1815													
<i>Pardallus nigricans</i> (Vieillot, 1819)	Saracura-Sanã	VI; AU	-	I	SUA	F	M	SD	-	-	LC	LC	WA4468978
<i>Aramides saracura</i> (Spix, 1825)	Saracura-do-Mato	VI; AU	-	I	T	F	M	SD	X	-	LC	LC	WA4726701
<i>Gallinula galeata</i> (Lichtenstein, 1818)	Frango-D'água-Comum	VI	-	O	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4588661
Charadriiformes Huxley, 1867													
Charadriidae Leach, 1820													
<i>Vanellus chilensis</i> (Molina, 1782)	Quero-Quero	VI; AU	-	I	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4508125
Ciconiiformes Bonaparte, 1854													
Ciconiidae Sundevall, 1836													
<i>Mycteria americana</i> Linnaeus, 1758	Cabeça-Seca	CO	-	PES	SUA/T	NA	B	I	-	-	LC	LC	WA4726387
Suliformes Sharpe, 1891													
Anhingidae Reinchenbach, 1849													
<i>Anhinga anhinga</i> (Linnaeus, 1766)	Biguatinga	VI	-	PES	ASA	PF	M	I	-	-	LC	LC	WA4285237
Phalacrocoracidae Reichenbach, 1849													
<i>Nannopterum brasilianus</i> (Gmelin, 1789)	Biguá	VI	-	PES	ASA	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4285241
Pelecaniformes Sharpe, 1891													
Ardeidae Leach, 1820													
<i>Tigrisoma lineatum</i> (Boddaert, 1783)	Socó-Boi	VI	-	I	SUA	PF	M	I	-	-	LC	LC	WA3515074
<i>Butorides striata</i> (Linnaeus, 1758)	Socózinho	VI	-	PES	SUA	F	B	I	-	-	LC	LC	WA4598488
<i>Bubulcus ibis</i> (Linnaeus, 1758)	Garça-Vaqueira	VI	-	I	T	PF	B	I	-	-	*	*	WA4508146

³ Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN: Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carneiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado; Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.⁴

(Continua)

Nome do Taxon	Nome Popular	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
<i>Ardea coccyz Linnaeus, 1766</i>	Garça-Moura	VI	-	PES	SUA	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4693710
<i>Ardea alba Linnaeus, 1758</i>	Garça-Branca-Grande	CO	-	PES	SUA/T	NA	B	I	-	-	LC	LC	WA4285234
<i>Syrigma sibilatrix (Temminck, 1824)</i>	Maria-Faceira	VI	-	I	SUA	PF	M	I	-	-	LC	LC	WA4652558
<i>Egretta thula (Molina, 1782)</i>	Garça-Branca-Pequena	VI	-	O	SUA	PF	B	I	-	-	LC	LC	-
Threskiornithidae Poche, 1904													
<i>Mesembrinibis cayennensis (Gmelin, 1789)</i>	Coró-Coró	VI	-	I	T	F	M	SD	-	-	LC	LC	WA4611873
<i>Phimosus infuscatus (Lichtenstein, 1823)</i>	Tapicuru	VI	-	I	SUA	F	M	I	-	-	LC	LC	WA4508133
<i>Theristicus caudatus (Boddaert, 1783)</i>	Curicaca	CO	-	I	T	NA	B	I	-	-	LC	LC	WA4285286
Cathartiformes Seebohm, 1890													
Cathartidae Lafresnaye, 1839													
<i>Sarcorampus papa (Linnaeus, 1758)</i>	Urubu-Rei	VI	-	CAR	T	PF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4736738
<i>Coragyps atratus (Bechstein, 1793)</i>	Urubu-de-Cabeça-Preta	VI; AU	-	CAR	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4486165
<i>Cathartes aura (Linnaeus, 1758)</i>	Urubu-de-Cabeça-Vermelha	VI; AU	-	CAR	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4508134
<i>Cathartes burrovianus Cassin, 1845</i>	Urubu-de-Cabeça-Amarela	VI	-	CAR	T	PF	M	I	-	-	LC	LC	WA4486481
Accipitriformes Bonaparte, 1831													
Accipitridae Vigors, 1824													
<i>Elanus leucurus (Vieillot, 1818)</i>	Gavião-Peneira	CO	-	PRE	T	NA	B	I	-	-	LC	LC	WA4511705
<i>Rostrhamus sociabilis (Vieillot, 1817)</i>	Gavião-Caramujeiro	CO	-	I	T	NA	B	I	-	MPR	LC	LC	WA4734011
<i>Harpagus diodon (Temminck, 1823)</i>	Gavião-Bombachinha	CO	-	I	SDO	NA	M	D	-	MGT	LC	LC	WA4398137
<i>Ictinia plumbea (Gmelin, 1788)</i>	Sovi	VI	-	I	A	MF	M	SD	-	MPR	LC	LC	WA4588645
<i>Accipiter striatus Vieillot, 1808</i>	Tauató-Miúdo	CO	-	PRE	SB/SDO/DO/A	NA	B	SD	-	-	LC	LC	WA4398151
<i>Heterospizias meridionalis (Latham, 1790)</i>	Gavião-Caboclo	CO	-	GEN	T	NA	B	I	-	-	LC	LC	-
<i>Urubitinga urubitinga (Gmelin, 1788)</i>	Gavião-Preto	VI	-	GEN	T/DO	PF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4398113
<i>Rupornis magnirostris (Gmelin, 1788)</i>	Gavião-Carijó	VI; AU	-	GEN	T/SB/SD	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4715022
Strigiformes Wagler, 1830													

⁴ Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN: Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado. Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.⁵

Nome do Taxon												(Continua)														
Nome Popular												Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST			
Tytonidae Mathews, 1912														AU	-	PRE	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4726389	
Tyto furcata (Temminck, 1827)																										
Strigidae Leach, 1820																										
Megascops choliba (Vieillot, 1817)														Vt; AU	-	I	SB	F	B	SD	-	-	LC	LC	WA4468479	
Strix virgata (Cassin, 1849)														AU	-	PRE	T	F	M	D	-	-	LC	LC	-	
Athene cucularia (Molina, 1782)														VI	-	PRE	T	PF	M	I	-	-	LC	LC	-	
Trogoniformes A.O.U., 1886																										
Trogonidae Lesson, 1828																										
Trogon surrucura Vieillot, 1817														CO	-	I	SDO	NA	M	D	-	-	LC	LC	WA4279313	
Coraciiforme Forbes, 1844																										
Alcedinidae Rafinesque, 1815																										
Megasceryle torquata (Linnaeus, 1766)														Vt; RN	1	PES	ASA	F	B	I	-	-	LC	LC	-	
Chloroceryle americana (Gmelin, 1788)														VI	-	PES	ASA	PF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4621687	
Galbuliformes Fürbringer, 1888																										
Bucconidae Horsfield, 1821																										
Nystalus chacuru (Vieillot, 1816)														CO	-	I	T/SB/SD	NA	M	I	-	-	LC	LC	WA4285248	
Piciformes Meyer & Wolf, 1810																										
Ramphastidae Vigors, 1825																										
Ramphastos toco Statius Muller, 1776														VI	-	F	DO	PF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4736731	
Pteroglossus bailloni (Vieillot, 1819)														CO	-	F	SDO	NA	A	D	X	-	VU	NT	WA4285242	
Pteroglossus castanotis Gould, 1834														Vt; RN	2	F	SDO	MF	A	SD	-	-	LC	LC	WA4508124	
Picidae Leach, 1820																										
Picumnus temminckii Lafresnaye, 1845														Vt; RN	2	I	SB	F	M	SD	X	-	LC	LC	WA4621682	
Melanerpes candidus (Otto, 1796)														VI	-	F	SDO	PF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4279304	
Melanerpes flavifrons (Vieillot, 1818)														Vt; AU	-	O	SB/SDO	F	M	D	X	-	LC	LC	WA4726411	

⁵ Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN: Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado. Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.⁶

(Continua)														
Nome do Taxon	Nome Popular		Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
<i>Veniliornis spilogaster</i> (Wagler, 1827)	Picapauzinho-Verde-Carijó	Vi; RN	1	I	SB/SDO	MF	M	SD	-	-	LC	LC	LC	WA4693712
<i>Campephilus robustus</i> (Lichtenstein, 1818)	Pica-Pau-Rei	CO	-	I	SDO	NA	M	D	X	-	LC	LC	LC	WA4282372
<i>Dryocopus lineatus</i> (Linnaeus, 1766)	Pica-Pau-de-Banda-Branca	Vi; RN	1	I	SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	LC	WA4508128
<i>Celeus flavescens</i> (Gmelin, 1788)	Pica-Pau-de-Cabeça-Amarela	Vi; AU; RN	1	I	SDO	MF	M	D	-	-	LC	LC	LC	WA4630208
<i>Colaptes melanochloros</i> (Gmelin, 1788)	Pica-Pau-Verde-Barrado	Vi	-	I	SB/SDO	F	B	SD	-	-	LC	LC	LC	WA4508127
<i>Colaptes campestris</i> (Vieillot, 1818)	Pica-Pau-do-Campo	Vi	-	I	T	F	B	I	-	-	LC	LC	LC	-
Falconiformes Bonaparte, 1831														
Falconidae Leach, 1820														
<i>Herpotheres cachinnans</i> (Linnaeus, 1758)	Acauã	Vi; AU	-	PRE	T/SB/SD	PF	B	SD	-	-	LC	LC	LC	WA4726746
<i>Micrastur semitorquatus</i> (Vieillot, 1817)	Falcão-Relógio	CO	-	PRE	T	NA	M	SD	-	-	LC	LC	LC	WA4726716
<i>Caracara plancus</i> (Miller, 1777)	Carcará	Vi; AU	-	CAR	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	LC	WA4637394
<i>Milvago chimachima</i> (Vieillot, 1816)	Carrapateiro	Vi; AU	-	GEN	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	LC	WA4611898
<i>Falco sparverius</i> Linnaeus, 1758	Quiri-Quiri	Vi	-	I	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	LC	WA4621726
<i>Falco rufigularis</i> Daudin, 1800	Cauré	CO	-	PRE	SB/SDO/A	NA	B	D	-	-	LC	LC	LC	WA4734224
<i>Falco femoralis</i> Temminck, 1822	Falcão-de-Coleira	CO	-	O	T/SB	NA	B	I	-	-	LC	LC	LC	WA4714544
<i>Falco peregrinus</i> Tunstall, 1771	Falcão-Peregrino	Vi	-	PRE	T/SB/SDO/DO/A	PF	M	I	-	MGT	LC	LC	LC	WA4637397
Psittaciforme Wagler, 1830														
Psittacidae Rafinesque, 1815														
<i>Myiopsitta monachus</i> (Boddaert, 1783)	Caturrita	CO	-	G	SDO	NA	B	I	-	-	LC	LC	LC	WA4398125
<i>Brotoyeris chiniri</i> (Vieillot, 1818)	Periquito-de-Encontro-Amarelo	Vi	-	F	T/SB	F	M	SD	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Pionus maximiliani</i> (Kuhl, 1820)	Maitaca-Verde	Vi; AU	-	G	SDO	PF	M	SD	-	-	LC	LC	LC	-
<i>Amazona aestiva</i> (Linnaeus, 1758)	Papagaio-Verdadeiro	Vi; AU	-	H	SDO	PF	M	D	-	-	*	NT	NT	WA4622235
<i>Psittacara leucophthalmus</i> (Statius Muller, 1776)	Periquitão-Maracanã	Vi; AU	-	H	SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	LC	-
Passeriformes Linnaeus, 1758														
Thamnophilidae Swainson, 1824														

⁶ Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN: Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (STPR & STBR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado. Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.⁷

Nome do Taxon	Nome Popular	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	(Continua)	
													TEST	TEST
<i>Dysithamnus mentalis</i> (Temminck, 1823)	Choquinha-Lisa	Vi; RN	2	I	SB/SDO	F	M	D	-	-	LC	LC	WA4620084	WA4620084
<i>Herpilochmus longirostris</i> Pelzelin, 1868	Chorozinho-de-Bico-Comprido	CO	-	I	SDO	NA	M	D	-	-	LC	LC	WA4714998	WA4714998
<i>Thamnophilus dolatus</i> (Linnaeus, 1764)	Choca-Barrada	Vi; AU; RN	3	I	SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	-	-
<i>Thamnophilus caerulescens</i> Vieillot, 1816	Choca-da-Mata	AU	-	I	SDO	MF	B	D	-	-	LC	LC	WA4508123	WA4508123
Dendrocolaptidae Gray, 1840														
<i>Dendrocolaptes platyrostris</i> Spix, 1825	Arapaçu-Grande	Vi; AU; RN	1	I	T/SB	F	M	D	-	-	LC	LC	WA4540800	WA4540800
<i>Campylorhamphus trochilostrius</i> (Lichtenstein, 1820)	Arapaçu-Beija-Flor	Vi; AU	-	I	SB	F	A	D	-	-	VU	LC	WA4611877	WA4611877
Furnariidae Gray, 1840														
<i>Furnarius rufus</i> (Gmelin, 1788)	João-de-Barro	Vi; AU; RN	2	I	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4726758	WA4726758
<i>Lochmias nematura</i> (Lichtenstein, 1823)	João-Porca	Vi; AU	-	I	T	F	M	D	-	-	LC	LC	WA4630204	WA4630204
<i>Certhiaxis cinnamomeus</i> (Gmelin, 1788)	Curutié	Vi	-	I	SB/SDO/DO	F	M	I	-	-	LC	LC	WA4598479	WA4598479
<i>Synallaxis frontalis</i> Pelzelin, 1859	Petrim	Vi; AU	-	I	SB	PF	B	D	-	-	LC	LC	WA4621715	WA4621715
Pipridae Rafinesque, 1815														
<i>Manacus manacus</i> (Linnaeus, 1766)	Rendeira	Vi; AU; RN	6	F	SB	MF	B	D	-	-	LC	LC	WA4559426	WA4559426
<i>Pipra fasciata</i> Hellmayr, 1906	Uirapuru-Laranja	Vi; RN	3	F	SB/SDO	F	M	D	-	-	LC	LC	-	-
Tityridae Gray, 1840														
<i>Tityra inquisitor</i> (Lichtenstein, 1823)	Anambé-Branco-de-Bochecha-Parda	Vi	-	F	SDO	F	M	D	-	-	LC	LC	WA4540822	WA4540822
<i>Pachyrhamphus validus</i> (Lichtenstein, 1823)	Caneleiro-de-Chapéu-Preto	Vi; AU; RN	3	I	SB/SDO	MF	M	D	-	MPR	LC	LC	WA4567869	WA4567869
Platyrinchidae Bonaparte, 1854														
<i>Platyrinchus mystaceus</i> Vieillot, 1818	Patinho	Vi; AU; RN	1	I	SB	PF	M	D	-	-	LC	LC	WA4403255	WA4403255
Rhynchocyclidae Berlepsch, 1907														
<i>Leptopogon amaurocephalus</i> Tschudi, 1846	Cabecudo	Vi; RN	5	I	SB/SDO	MF	M	D	-	-	LC	LC	-	-
<i>Todirostrum cinereum</i> (Linnaeus, 1766)	Ferreirinho-Relógio	Vi; AU; RN	2	I	SB/SDO/DO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4590523	WA4590523
<i>Hemitriccus margaritaceiventer</i> (d'Orbigny & Lafresnaye, 1837)	Sabinho-de-Olho-de-Ouro	Vi; RN	1	I	SDO	PF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4621705	WA4621705
Tyrannidae Vigors, 1825														

⁷ Registro: Vi = Visual, Au = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN = Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAP = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migração, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado; Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.⁸

(Continua)

Nome do Taxon	Nome Popular	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
<i>Euscarthmus meloryphus</i> Wied, 1831	Barulhento	AU; RN	1	I	SB	PF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4611918
<i>Camptostoma obsoletum</i> (Temminck, 1824)	Risadinha	VI; RN	1	I	SDO	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4557838
<i>Elaenia flavogaster</i> (Thunberg, 1822)	Guaracava-de-Barriga-Amarela	VI; AU	-	O	SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4611894
<i>Elaenia spectabilis</i> Pelzelin, 1868	Guaracava-Grande	VI; AU*	-	O	DO	MF	B	D	-	MPR	LC	LC	WA4508144
<i>Elaenia parvirostris</i> Pelzelin, 1868	Tuque-Plum	RN	-	I	SB/SDO/DO	PF	B	I	-	MPR	LC	LC	-
<i>Myiopagis viridicata</i> (Vieillot, 1817)	Guaracava-de-Crista-Alaranjada	AU; RN	1	I	SDO/DO	PF	M	D	-	MPR	LC	LC	WA4710091
<i>Capsiempis flaveola</i> (Lichtenstein, 1823)	Marianinha-Amarela	VI; AU	-	I	SDO	PF	B	D	-	-	LC	LC	WA4715008
<i>Legatus leucophaius</i> (Vieillot, 1818)	Bem-te-vi-Pirata	VI	-	F	DO	PF	B	SD	-	MPR	LC	LC	WA4596823
<i>Myiarchus ferox</i> (Gmelin, 1789)	Maria-Cavaleira	VI; AU; RN	8	O	SB	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4598484
<i>Pitangus sulphuratus</i> (Linnaeus, 1766)	Bem-te-vi	VI; AU; RN	3	O	T	MF	B	I	-	MPR	LC	LC	-
<i>Machefornis rixosa</i> (Vieillot, 1819)	Suiriri-Cavaleiro	VI	-	I	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4726692
<i>Myiodynastes maculatus</i> (Statius Muller, 1776)	Bem-te-vi-Rajado	VI; AU	-	O	SDO	MF	B	D	-	MPR	LC	LC	WA4665550
<i>Megarynchus pitangua</i> (Linnaeus, 1766)	Neinei	VI; AU	-	I	SDO	F	B	SD	-	-	LC	LC	WA4630214
<i>Myiozetetes similis</i> (Spix, 1825)	Bentevisinho-de-Penacho-Vermelho	VI; RN	1	O	SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4567781
<i>Tyrannus melancholicus</i> Vieillot, 1819	Suiriri	VI; AU; RN	2	I	SDO/DO	MF	B	I	-	MPR	LC	LC	WA4559421
<i>Tyrannus savana</i> Daudin, 1802	Tesourinha	VI; AU	-	I	T/SB	MF	B	I	-	MPR	LC	LC	WA4559419
<i>Empidonomus varius</i> (Vieillot, 1818)	Peitica	VI	-	I	SDO	F	B	SD	-	MPR	LC	LC	WA4588648
<i>Fluvicola nengeta</i> (Linnaeus, 1766)	Lavadeira-Mascarada	VI	-	I	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	-
<i>Pyrocephalus rubinus</i> (Boddaert, 1783)	Príncipe	CO	-	I	SB/SDO	NA	B	I	-	MPR	LC	LC	WA4726611
<i>Myiophobus fasciatus</i> (Statius Muller, 1776)	Filipe	VI; RN	1	I	SB	PF	B	I	-	MPR	LC	LC	WA4715020
<i>Cnemotriccus fuscatus</i> (Wied, 1831)	Guaracavuçu	VI; AU; RN	4	I	T/SB	MF	B	D	-	-	LC	LC	WA4620952
<i>Satrapa icterophrys</i> (Vieillot, 1818)	Suiriri-Pequeno	CO	-	I	SB	NA	B	I	-	-	LC	LC	WA4403241
<i>Xolmis velatus</i> (Lichtenstein, 1823)	Noivinha-Branca	VI	-	I	T	PF	M	I	-	-	LC	LC	-
Vireonidae Swainson, 1837													
<i>Cyclarhis gujanensis</i> (Gmelin, 1789)	Pitiguari	AU; RN	1	I	SB/SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4508121

⁸ Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN = Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado. Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.⁹

Nome do Taxon	(Continua)											
	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
<i>Vireo chivi</i> (Vieillot, 1817)	Vi; AU	-	I	DO	MF	B	D	-	MPR	LC	LC	WA4575000
Corvidae Leach, 1820												
<i>Cyanocorax chrysops</i> (Vieillot, 1818)	Vi; AU; RN	1	I	SB/SDO/DO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4590525
Hirundinidae Rafinesque, 1815												
<i>Pygochelidon cyanoleuca</i> (Vieillot, 1817)	Vi	-	I	SDO	PF	B	I	-	-	LC	LC	-
<i>Stelgidopteryx ruficollis</i> (Vieillot, 1817)	RN	1	I	SDO	PF	B	I	-	MPR	LC	LC	-
<i>Progne chalybea</i> (Gmelin, 1789)	Vi	-	I	T/	F	B	I	-	MPR	LC	LC	WA4540775
<i>Tachycineta albiventer</i> (Boddaert, 1783)	CO	-	I	SB	NA	B	I	-	-	LC	LC	WA4726612
Troglodytidae Swainson, 1831												
<i>Troglodytes musculus</i> Naumann, 1823	Vi; AU; RN	3	I	SB	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4557840
Donacobiidae Aleixo & Pacheco, 2006												
<i>Donacobius atricapilla</i> (Linnaeus, 1766)	Vi	-	I	SB/SDO	PF	M	I	-	-	LC	LC	WA4620889
Turdidae, Rafinesque, 1815												
<i>Turdus leucomelas</i> Vieillot, 1818	Vi; AU; RN	8	I	T	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4726759
<i>Turdus amaurochalinus</i> Cabanis, 1850	RN	4	F	SDO/DO	F	B	SD	-	MPR	LC	LC	WA4727729
Mimidae Bonaparte, 1853												
<i>Mimus saturninus</i> (Lichtenstein, 1823)	Vi; AU; RN	-	I	T	F	B	I	-	-	LC	LC	WA4567834
Passeridae Rafinesque, 1815												
<i>Passer domesticus</i> (Linnaeus, 1758)	Vi; AU; RN	7	G	T/SB	F	B	I	-	-	*	*	-
Fringillidae Leach, 1820												
<i>Euphonia chlorotica</i> (Linnaeus, 1766)	Vi; AU; RN	2	F	DO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4649886
<i>Euphonia violacea</i> (Linnaeus, 1758)	Vi; AU; RN	2	F	SDO	MF	B	D	-	-	LC	LC	WA4649884
Passerellidae Cabanis & Heine, 1850												
<i>Ammodramus humeralis</i> (Bosc, 1792)	Vi; AU	-	G	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4652568
<i>Arremon polionotus</i> Bonaparte, 1850	Vi; AU; RN	4	O	T	MF	M	D	-	-	LC	LC	WA3391971
Icteridae Vigors, 1825												

⁹ Registro: Vi = Visual, Au = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN: Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado. Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.¹⁰

Nome do Taxon	Nome Popular	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	TEST
<i>Leistes supercilialis</i> (Bonaparte, 1850)	Polícia-Inglesa-do-Sul	VI; AU	-	O	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4652537
<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Guaxe	VI; AU; RN	25	I	SDO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4486158
<i>Icterus pyrrhopterus</i> (Vieillot, 1819)	Encontro	VI	-	I	SDO/DO	PF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4726833
<i>Molothrus oryzivorus</i> (Gmelin, 1788)	Iraúna-Grande	VI	-	F	T/DO	F	B	I	-	-	LC	LC	WA4557845
<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Chupim	VI; RN	1	I	T	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4508913
<i>Agelaioides badius</i> (Vieillot, 1819)	Asa-de-Telha	VI; AU	-	I	T	PF	B	I	-	-	LC	LC	WA4665598
<i>Chrysomus ruficapillus</i> (Vieillot, 1819)	Garibaldi	CO	-	G	T	NA	B	I	-	-	LC	LC	WA4726829
Parulidae Wetmore et al. 1947													
<i>Geothlypis aequinoctialis</i> (Gmelin, 1789)	Piá-Cobra	VI; AU	-	I	SB	F	B	I	-	-	LC	LC	WA4596829
<i>Setophaga pitayumi</i> (Vieillot, 1817)	Mariquita	RN	1	I	DO	PF	M	D	-	-	LC	LC	-
<i>Myiothlypis flaveola</i> Baird, 1865	Canário-do-Mato	AU	-	I	T	PF	M	D	-	-	LC	LC	WA4726862
<i>Basileuterus culicivorus</i> (Deppe, 1830)	Pula-Pula	VI; AU; RN	8	I	SB	MF	M	D	-	-	LC	LC	WA4611883
Cardinalidae Ridgway, 1901													
<i>Cyanoloxia brissonii</i> (Lichtenstein, 1823)	Azulão	RN	1	F	T/SB	PF	M	SD	-	-	LC	LC	WA4403217
Thraupidae Cabanis, 1847													
<i>Nemosia pileata</i> (Boddaert, 1783)	Saíra-de-Chapéu-Preto	VI	-	I	SDO	PF	B	D	-	-	LC	LC	WA4611843
<i>Hemithraupis guira</i> (Linnaeus, 1766)	Saíra-de-Papo-Preto	VI	-	I	DO	PF	B	D	-	-	LC	LC	WA3495783
<i>Tersina viridis</i> (Illiger, 1811)	Saí-Andorinha	CO	-	F	SDO	NA	B	D	-	MPR	LC	LC	WA4521596
<i>Dacnis cayana</i> (Linnaeus, 1766)	Saí-Azul	VI; RN	3	O	DO	F	B	SD	-	-	LC	LC	WA4766141
<i>Saltator similis</i> d'Orbigny & Lafresnaye, 1837	Trinca-Ferro	AU; RN	1	I	SB	PF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4567910
<i>Saltator fuliginosus</i> (Daudin, 1800)	Bico-de-Pimenta	CO	-	I	SDO	NA	M	D	X	-	LC	LC	WA4403244
<i>Coereba flaveola</i> (Linnaeus, 1758)	Cambacica	CO	-	F	SB	NA	B	SD	-	-	LC	LC	WA4736704
<i>Volatinia jacarina</i> (Linnaeus, 1766)	Tiziu	VI	-	O	T	F	B	I	-	-	LC	LC	WA4652560
<i>Trichothraupis melanops</i> (Vieillot, 1818)	Tiê-de-Topete	RN	1	I	T/SB	PF	M	D	-	-	LC	LC	-
<i>Coryphospingus cucullatus</i> (Statius Muller, 1776)	Tico-Tico-Rei	VI	-	O	SB	PF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4652547
<i>Tachyphonus coronatus</i> (Vieillot, 1822)	Tiê-Preto	VI; AU; RN	4	I	SDO/DO	MF	B	D	X	-	LC	LC	WA4496678

¹⁰ Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador; RN = Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro; F = Frugívoro; G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Carniceiro; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Migratório, MPR = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (ST PR & ST BR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado; Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 01 – LISTA DE AVES REGISTRADAS NO PARQUE ESTADUAL DE SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ.¹¹

Nome do Táxon	Nome Popular	Registro	RN	CAT	FOR	FREQ	SENS	GDAF	END	MIG	STPR	STBR	(Conclusão)	
													TEST	TEST
<i>Sporophila caerulescens</i> (Vieillot, 1823)	Coleirinho	VI; RN	1	G	T/SB	F	B	I	-	MPR	LC	LC	WA4652562	
<i>Conirostrum speciosum</i> (Temminck, 1824)	Figuinha-de-Rabo-Castanho	RN	2	I	T	F	B	D	-	-	LC	LC	-	
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	Canário-da-Terra	VI; AU; RN	18	G	SB	MF	B	I	-	-	LC	LC	WA4559414	
<i>Pipraeidea melanonota</i> (Vieillot, 1819)	Salra-Viúva	CO	-	O	DO	NA	B	D	-	-	LC	LC	WA4282414	
<i>Cissopis leverianus</i> (Gmelin, 1788)	Tietinga	VI; AU	-	F	SB/SDO	F	B	D	-	-	LC	LC	WA4620172	
<i>Thraupis sayaca</i> (Linnaeus, 1766)	Sanhaço-Cinzento	VI; AU; RN	3	O	DO	MF	B	SD	-	-	LC	LC	WA4557843	

¹¹ Registro: VI = Visual, AU = Auditivo, RN = Rede de Neblina, CO = Colaborador, RN = Número de indivíduos capturados por rede de neblina; Categoria trófica (CAT): O = Onívoro, H = Herbívoro, F = Frugívoro, G = Granívoro, N = Nectívoro, I = Insetívoro, PRE = Carnívoro Predador, PES = Carnívoro Pescador, GEN = Carnívoro Generalista, CAR = Carnívoro Camaleão; Estrato de Forrageio (FOR): T = Terrestre, SB = Sub-Bosque, SDO = Sub-Dossel, DO = Dossel, A = Aéreo, ASA = Abaixo da Superfície d'água, SUA = Superfície d'água; Frequência de Registro (FREQ): NA = Não Avistado, PF = Pouco Frequente, F = Frequente, MF = Muito Frequente; Grau de Sensibilidade a impactos antrópicos (SENS): B = Baixa, M = Média, A = Alta; Grau de Dependência Florestal: I = Independente, SD = Semi-Dependente, D = Dependente; Endemismo (END): X = Endêmico; Migração (MIG): MGT = Parcialmente Migratório; Status de conservação para o Paraná e Brasil (STPR & STBR): LC = Pouco Preocupante, NT = Quase Ameaçado, VU = Vulnerável, CR = Criticamente Ameaçado. Testemunho (TEST): Registro publicado na plataforma Wikiaves (para acesso ao registro, entrar no site <http://www.wikiaves.com> e pesquisar o código testemunho).

APÊNDICE 02 – LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Enterobacteriales*.¹²

(Continua)

Nome do Taxon	Nome Popular	RN	DIE	GDAF	MIG	I. ENT.	Perfil de Resistência
Columbiformes Latham, 1790							
Columbidae Latham, 1820							
<i>Leptotilia verreauxi</i> Bonaparte, 1855	Juriti-Pupu	5	G	SD	-	9	GEN (1); GEN + AMI (3); AMC + CRO + CAZ + CFO + GEN + AMI + TET (1); CFO + GEN; CFO + GEN + AMI (1); CFO (1)
<i>Zenaida auriculata</i> (Des murs, 1847)	Avoante	1	G	I	-	1	GEN (11); GEN + TET (1); GEN + AMI (10); CFO + GEN + AMI (2); CFO + AMI (1); GEN + AMI + TET (1); GEN + AMI + CIP (1); CRO + CFO (1); AMC + CFO + GEN (1); AMC + CRO + CFO + GEN (1)
<i>Columbina talpacoti</i> (Temminck, 1810)	Rolinha-roxa	21	G	I	-	33	
Cuculiformes Wagler, 1830							
Cuculidae Leach, 1820							
<i>Crotophaga ani</i> Linnaeus, 1758	Anu-Preto	4	O	I	-	3	GEN + AMI (1); GEN (2)
Coraciiformes Forbes, 1844							
Alcedinidae Rafinesque, 1815							
<i>Megasceryle torquata</i> (Linnaeus, 1766)	Martim-Pescador-Grande	1	PES	I	-	1	GEN + TET (1)
Piciformes Meyer & Wolf, 1810							
Ramphastidae Vigors, 1825							
<i>Pteroglossus castanotis</i> Gould, 1834	Araçari-Castanho	2	F	SD	-	4	AMC + GEN (1); AMC + CFO + GEN + AMI (2)
Picidae Leach, 1820							
<i>Picumnus temminckii</i> Lafresnaye, 1845	Pica-Pauzinho-Anão-de-Coleira	2	I	SD	-	-	
<i>Veniliornis spilogaster</i> (Wagler, 1827)	Picapauzinho-Verde-Carijó	1	I	SD	-	-	
<i>Dryocopus lineatus</i> (Linnaeus, 1766)	Pica-Pau-de-Banda-Branca	1	I	SD	-	2	GEN (1)
<i>Celeus flavescens</i> (Gmelin, 1788)	Pica-Pau-de-Cabeça-Amarela	1	I	D	-	3	GEN (1); GEN + TET (1); AMC + CFO + GEN (1)
Passeriformes Linnaeus, 1758							

¹² Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Enterobacteriales* (I. ENT); Perfil de Resistência: ATM (Aztreonam), CRO (Ceftriaxona), CAZ (Ceftazidima), FEP (Cefepima), CFO (Cefoxitina) e AMC (Amoxicilina com ácido clavulânico); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina); Tetraciclina: TET (tetraciclina); Fluoroquinolona: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 02 – LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Enterobacteriales*.¹³

(Continua)

Nome do Taxon	Nome Popular	RN	DIE	GDAF	MIG	I. ENT.	Perfil de Resistência
Thamnophilidae Swainson, 1824							
<i>Dysithamnus mentalis</i> (Temminck, 1823)	Choquinha-Lisa	2	I	D	-	3	AMC + GEN + TET (1); CFO + GEN (1)
<i>Thamnophilus doliatus</i> (Linnaeus, 1764)	Choca-Barrada	3	I	SD	-	1	TET (1)
Dendrocolaptidae Gray, 1840							
<i>Dendrocolaptes platyrostris</i> Spix, 1825	Arapaçu-Grande	1	I	D	-	1	GEN + TET (1)
Furnariidae Gray, 1840							
<i>Furnarius rufus</i> (Gmelin, 1788)	João-de-Barro	2	I	I	-	2	AMC + GEN + TET (1); CFO + TET (1)
Pipridae Rafinesque, 1815							
<i>Manacus manacus</i> (Linnaeus, 1766)	Rendeira	6	F	D	-	4	GEN (3);
<i>Pipra fasciicauda</i> Hellmayr, 1906	Uirapuru-Laranja	3	F	D	-	-	
Tityridae Gray, 1840							
<i>Pachyramphus validus</i> (Lichtenstein, 1823)	Caneleiro-de-Chapéu-Preto	3	I	D	MPR	1	CFO + GEN + TET (1)
Platyrinchidae Bonaparte, 1854							
<i>Platyrinchus mystaceus</i> Vieillot, 1818	Patinho	1	I	D	-	-	
Rhynchocyclidae Berlepsch, 1907							
<i>Leptopogon amaurocephalus</i> Tschudi, 1846	Cabeçudo	5	I	D	-	3	CFO + GEN + TET (1); GEN + AMI (1)
<i>Todirostrum cinereum</i> (Linnaeus, 1766)	Ferreirinho-Relógio	2	I	SD	-	2	CFO + GEN (1); AMC + CFO + GEN (1)
<i>Hemitriccus margaritaceiventer</i> (d'Orbigny & Lafresnaye, 1837)	Sebinho-de-Olho-de-Ouro	1	I	SD	-	1	GEN + TET (1)
Tyrannidae Vigors, 1825							
<i>Euscarthmus meloryphus</i> Wied, 1831	Barulhento	1	I	SD	-	-	
<i>Camplostoma obsoletum</i> (Temminck, 1824)	Risadinha	1	I	I	-	-	

¹³ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Enterobacteriales* (I. ENT); Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: ATM (Aztreonam), CFO (Ceftriaxona), CAZ (Ceftazidima), FEP (Cefepima), CFO (Cefoxitina) e AMC (Amoxicilina com ácido clavulânico); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina); Tetraciclina: TET (tetraciclina); Fluoroquinolona: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 02 – LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Enterobacterales*.¹⁴

Nome do Táxon	Nome Popular	RN	DIE	GDAF	MIG	I. ENT.	Perfil de Resistência
<i>Elaenia</i> spp.	Elênia	5	O	SD	-	2	-
<i>Myiopagis viridicincta</i> (Vieillot, 1817)	Guaracava-de-Crista-Alaranjada	1	I	D	MPR	1	-
<i>Myiarchus ferox</i> (Gmelin, 1789)	Maria-Cavaleira	8	O	SD	-	7	AMC + CRO + GEN + AMI + TET (1); GEN + AMI + TET (1); AMC + CFO + GEN (1); CFO + GEN + TET (1); CFO + GEN + AMI (1); CFO (1); GEN + TET (1)
<i>Pitangus sulphuratus</i> (Linnaeus, 1766)	Bem-te-vi	3	O	I	PPR	2	GEN (1); AMC + CFO + GEN + TET (1)
<i>Myiozetetes similis</i> (Spix, 1825)	Bentevizinho-de-Penacho-Vermelho	1	O	SD	-	1	AMC + ATM + CRO + FEP + CFO + GEN + AMI + TET (1)
<i>Tyrannus melancholicus</i> Vieillot, 1819	Suiriri	2	I	I	MPR	2	GEN (1) + AMC + CFO + GEN + TET (1)
<i>Myiophobus fasciatus</i> (Statius Muller, 1776)	Filipe	1	I	I	MPR	1	TET (1)
<i>Cnemotriticus fuscatus</i> (Wied, 1831)	Guaracavuçu	4	I	D	-	9	TET (4); GEN (1); AMC + CFO + GEN (2); GEN + TET (2)
Vireonidae Swainson, 1837							
<i>Cyclarhis gujanensis</i> (Gmelin, 1789)	Pitiguari	1	I	SD	-	1	AMC + CFO + GEN + AMI (1)
Corvidae Leach, 1820							
<i>Cyanocorax chrysops</i> (Vieillot, 1818)	Gralha-Picaça	1	I	SD	-	2	AMC + CFO + GEN + AMI (1)
Hirundinidae Rafinesque, 1815							
<i>Steigodopteryx ruficollis</i> (Vieillot, 1817)	Andorinha-Serradora	1	I	I	MPR	2	CFO + GEN (1); TET + SUT (1)
Troglodytidae Swainson, 1831							
<i>Troglodytes musculus</i> Naumann, 1823	Coruíra	3	I	I	-	3	CFO + GEN (1); GEN (1); AMC + CIP (1)
Turdidae, Rafinesque, 1815							
<i>Turdus leucomelas</i> Vieillot, 1818	Sabiá-Barranco	8	I	SD	-	7	GEN (3); CFO + GEN (1); GEN + AMI + TET (1)
<i>Turdus amaurochalinus</i> Cabanis, 1850	Sabiá-Poca	4	F	SD	MPR	7	TET (1); GEN + TET (2); AMC + CFO + GEN (1)
Passeridae Rafinesque, 1815							

¹⁴ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Enterobacterales* (I. ENT); Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: ATM (Aztreonam), CRO (Ceftriaxona), CAZ (Ceftazidima), FEP (Cefepima), CFO (Cefoxitina) e AMC (Amoxicilina com ácido clavulânico); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolona: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 02 – LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Enterobacterales*.¹⁵

(Continua)

Nome do Táxon	Nome Popular	RN	DIE	GDAF	MIG	I. ENT.	Perfil de Resistência
<i>Passer domesticus</i> (Linnaeus, 1758)	Pardal	7	G	I	-	3	GEN + AMI (1); FEP + CFO + GEN + AMI (1)
Fringillidae Leach, 1820							
<i>Euphonia chlorotica</i> (Linnaeus, 1766)	Fim-Fim	2	F	SD	-	1	CFO (1)
<i>Euphonia violacea</i> (Linnaeus, 1758)	Gaturamo-Verdadeiro	2	F	D	-	1	TET (1)
Passerellidae Cabanis & Heine, 1850							
<i>Arremon colionotus</i> Bonaparte, 1850	Tico-Tico-de-Costas-Cinza	4	O	D	-	7	GEN (2); GEN + TET + SUT (2); AMC (1); CEF + GEN (1);
Icteridae Vigors, 1825							
<i>Coccyus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Guaxe	25	I	SD	-	13	GEN (4); AMC + CRO + GEN + TET (1); AMC + CFO + GEN + TET (1); AMC + CFO (1); AMC + CFO + TET (1); SUT (1) + CFO (1); CFO + GEN (1); AMC + CFO + GEN (1);
<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Chupim	1	I	I	-	1	GEN (1)
Parulidae Wetmore et al. 1947							
<i>Setophaga pitiayumi</i> (Vieillot, 1817)	Mariquita	1	I	D	-	3	AMC + CRO + FEP + CFO + GEN + AMI + TET (1); AMC + CRO + CFO + GEN + AMI + TET (1)
<i>Basileuterus culicivorus</i> (Deppe, 1830)	Pula-Pula	8	I	D	-	1	-
Cardinalidae Ridgway, 1901							
<i>Cyanoloxia brissonii</i> (Lichtenstein, 1823)	Azulão	1	F	SD	-	-	
Thraupidae Cabanis, 1847							
<i>Dacnis cayana</i> (Linnaeus, 1766)	Sai-Azul	3	O	SD	-	2	GEN + AMI (1); CFO + GEN (1)
<i>Saltator similis</i> d'Orbigny & Lafresnaye, 1837	Trinca-Ferro	1	I	SD	-	-	
<i>Trichothraupis melanops</i> (Vieillot, 1818)	Tiê-de-Topete	1	I	D	-	2	CFO (1); AMC + CFO + GEN (1)
<i>Tachyphonus coronatus</i> (Vieillot, 1822)	Tiê-Preto	4	I	D	-	4	AMC + GEN + TET (1)
<i>Sporophila caerulescens</i> (Vieillot, 1823)	Coleirinho	1	G	I	MPR	1	-

¹⁵ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Enterobacterales* (I. ENT): Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: ATM (Aztreonam), CRO (Ceftriaxona), CAZ (Ceftazidima), FEP (Cefepima), CFO (Cefoxitina) e AMC (Amoxicilina com ácido clavulânico); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina); Tetraciclina: TET (tetraciclina); Fluoroquinolona: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 02 – LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Enterobacterales*.¹⁶

Nome do Táxon	Nome Popular	RN	DIE	GDAF	MIG	I. ENT.	Perfil de Resistência	(Conclusão)
<i>Conirostrum speciosum</i> (Temminck, 1824)	Figueira-de-Rabo-Castanho	2	I	D	-	-	GEN (9); CFO + GEN (1); GEN + AMI (2); CFO + SUT (1); AMC + CFO + GEN (2); CFO (1); AMC + GEN + AMI (1); TET (1)	
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	Canário-da-Terra	18	G	I	-	20		
<i>Thraupis sayaca</i> (Linnaeus, 1766)	Sanhaço-Cinzeno	3	O	SD	-	1	TET (1)	

¹⁶ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro, PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Enterobacterales* (I. ENT); Perfil de Resistência: ATM (Aztreonam), CRO (Ceftriaxona), CRO (Ceftriaxona), CAZ (Ceftazidima), FEP (Cefepima), CFO (Cefoxitina) e AMC (Amoxicilina com ácido clavulânico); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina) e AMI (Amicacina); Tetraciclina: TET (tetraciclina); Fluoroquinolona: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 03 - LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO E *Staphylococcus aureus*.¹⁷

Nome do Táxon	Nome Popular	RN	CAT	GDAF	MIG	I SCN	I SCP	Perfil de Resistência SCN	Perfil de Resistência SCP
(Continuação)									
Columbiformes Latham, 1790									
Columbidae Latham, 1820									
<i>Leptotila verreauxi</i> Bonaparte, 1855	Juriti-Pupu	5	G	SD	-	3	2	GEN (1); GEN + AMI (2)	GEN (2)
<i>Zenaida auriculata</i> (Des muis, 1847)	Avante	1	G	I	-	1	-	-	-
<i>Columbina talpacoti</i> (Temminck, 1810)	Rolinha-roxa	21	G	I	-	18	1	GEN (8); GEN + AMI (4); CLI + ERI + GEN (1); CLI + ERI + GEN + AMI (1); GEN + TET (1)	CLI + ERI (1)
Cuculiformes Wagler, 1830									
Cuculidae Leach, 1820									
<i>Crotophaga ani</i> Linnaeus, 1758	Anu-Preto	4	O	I	-	3	1	GEN (1); GEN + AMI (1)	GEN + AMI (1)
Coraciiforme Forbes, 1844									
Alcedinidae Rafinesque, 1815									
<i>Megasceryle torquata</i> (Linnaeus, 1766)	Martim-Pescador-Grande	1	PES	I	-	-	-	-	-
Piciformes Meyer & Wolf, 1810									
Ramphastidae Vigors, 1825									
<i>Pteroglossus castanotis</i> Gould, 1834	Araçari-Castanho	2	F	SD	-	3	-	GEN (1)	-
Picidae Leach, 1820									
<i>Picumnus temminckii</i> Lafresnaye, 1845	Pica-Pauzinho-Anão-de-Coleira	2	I	SD	-	5	-	GEN (2); GEN + AMI (1); ERI (1); ERI + GEN (1)	-
<i>Veniliornis spilogaster</i> (Wagler, 1827)	Picapauzinho-Verde-Carijó	1	I	SD	-	2	-	GEN (1)	-
<i>Dryocopus lineatus</i> (Linnaeus, 1766)	Pica-Pau-de-Banda-Branca	1	I	SD	-	-	1	-	CLI + ERI + GEN (1)
<i>Celeus flavescens</i> (Gmelin, 1788)	Pica-Pau-de-Cabeça-Amarela	1	I	D	-	1	-	-	-
Passeriformes Linnaeus, 1758									

¹⁷ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Negativo (I SCN); Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Positivo (I SCP); Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina); AMI (Amicacina); Lincossamínas: ERI (Eritromicina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 03 - LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO E *Staphylococcus aureus*.¹⁸

(Continua)

Nome do Táxon	Nome Popular	RN	CAT	GDAF	MIG	I SCN	I SCP	Perfil de Resistência SCN	Perfil de Resistência SCP
Thamnophilidae Swainson, 1824									
<i>Dysithamnus mentalis</i> (Temminck, 1823)	Choquinha-Lisa	2	I	D	-	-	-	-	-
<i>Thamnophilus dolatus</i> (Linnaeus, 1764)	Choca-Barrada	3	I	SD	-	2	2	GEN + AMI (1); ERI + TET (1)	CLI + ERI + GEN (1); CLI + ERI (1)
Dendrocolaptidae Gray, 1840									
<i>Dendrocolaptes platyrostris</i> Spix, 1825	Arapaçu-Grande	1	I	D	-	-	-	-	-
Furnariidae Gray, 1840									
<i>Furnarius rufus</i> (Gmelin, 1788)	João-de-Barro	2	I	I	-	1	-	GEN (1)	-
Pipridae Rafinesque, 1815									
<i>Manacus manacus</i> (Linnaeus, 1766)	Rendeira	6	F	D	-	2	1	GEN (2)	CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET + SUT (1)
<i>Pipra fasciicauda</i> Hellmayr, 1906	Uirapuru-Laranja	3	F	D	-	-	3	-	CLI + ERI + GEN (1)
Tityridae Gray, 1840									
<i>Pachyrhamphus validus</i> (Lichtenstein, 1823)	Caneleiro-de-Chapéu-Preto	3	I	D	MPR	2	1	GEN (1); ERI + SUT (1)	CLI + ERI (1)
Platyrinchidae Bonaparte, 1854									
<i>Platyrinchus mystaceus</i> Vieillot, 1818	Patinho	1	I	D	-	1	-	CLI + ERI + GEN + TET (1)	-
Rhynchocyclidae Berlepsch, 1907									
<i>Leptopogon amaurocephalus</i> Tschudi, 1846	Cabeçudo	5	I	D	-	5	1	GEN (2); CFO + CIP + GEN + TET (1)	-
<i>Todirostrum cinereum</i> (Linnaeus, 1766)	Ferreirinho-Relógio	2	I	SD	-	-	-	-	-
<i>Hemitriccus margaritaceiventer</i> (d'Orbigny & Lafresnaye, 1837)	Sebino-de-Olho-de-Ouro	1	I	SD	-	2	-	ERI + GEN + TET (2)	-
Tyrannidae Vigors, 1825									
<i>Euscarthmus meloryphus</i> Wied, 1831	Barulhento	1	I	SD	-	-	-	-	-
<i>Camplostoma obsoletum</i> (Temminck, 1824)	Risadinha	1	I	I	-	-	-	-	-

¹⁸ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Negativo (I SCN); Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Positivo (I SCP); Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincossamínas: ERI (Eritromicina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 03 - LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO E *Staphylococcus aureus*.¹⁹

(Continua)

Nome do Táxon	Nome Popular	RN	CAT	GDAF	MIG	I SCN	I SCP	Perfil de Resistência SCN	Perfil de Resistência SCP
<i>Elaenia spp.</i>	Elênia	5	O	SD	-	2	-	GEN (1); CFO + ERI (1)	-
<i>Myiopagis viridicata</i> (Vieillot, 1817)	Guaracava-de-Crista-Alaranjada	1	I	D	MPR	-	-	-	-
<i>Myiarchus ferox</i> (Gmelin, 1789)	Maria-Cavaleira	8	O	SD	-	5	-	GEN (3)	-
<i>Pitangus sulphuratus</i> (Linnaeus, 1766)	Bem-te-vi	3	O	I	MPR	3	-	GEN (2); CLI + ERI + GEN + TET (1)	-
<i>Myiozetetes similis</i>	Bentevizinho-de-penacho-vermelho	1	O	SD	-	1	-	CFO + GEN + TET (1)	-
<i>Tyrannus melancholicus</i> Vieillot, 1819	Suiriri	2	I	I	MPR	1	-	-	-
<i>Myiophobus fasciatus</i> (Statius Muller, 1776)	Filipe	1	I	I	MPR	-	-	-	-
<i>Cnemotriccus fuscatus</i> (Wied, 1831)	Guaracavuçu	4	I	D	-	-	1	-	CLI + ERI (1)
Vireonidae Swainson, 1837									
<i>Cyclarhis gujanensis</i> (Gmelin, 1789)	Pitiguarí	1	I	SD	-	-	-	-	-
Corvidae Leach, 1820									
<i>Cyanocorax chrysops</i> (Vieillot, 1818)	Gralha-Picaça	1	I	SD	-	1	1	GEN + AMI (1)	CLI + ERI (1)
Hirundinidae Rafinesque, 1815									
<i>Stelgidopteryx ruficollis</i> (Vieillot, 1817)	Andorinha-Serradora	1	I	I	MPR	1	-	GEN (1)	-
Troglodytidae Swainson, 1831									
<i>Troglodytes musculus</i> Naumann, 1823	Corruíta	3	I	I	-	-	-	-	-
Turdidae, Rafinesque, 1815									
<i>Turdus leucomelas</i> Vieillot, 1818	Sabiá-Barranco	8	I	SD	-	7	-	GEN (3); GEN + AMI (3)	-
<i>Turdus amaurochalinus</i> Cabanis, 1850	Sabiá-Poca	4	F	SD	MPR	2	1	GEN (1)	GEN (1)
Passeridae Rafinesque, 1815									

¹⁹ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Negativo (I SCN); Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincosamidas: CLI (Clindamicina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 03 - LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO E *Staphylococcus aureus*. ²⁰

(Continua)

Nome do Táxon	Nome Popular	RN	CAT	GDAF	MIG	I SCN	I SCP	Perfil de Resistência SCN	Perfil de Resistência SCP
<i>Passer domesticus</i> (Linnaeus, 1758)	Pardal	7	G	I	-	13	-	GEN (4); GEN + AMI (2); GEN + TET (3); CLI + ERI + GEN + TET (1); CLI + GEN (2); CLI + GEN + AMI (1)	-
Fringillidae Leach, 1820									
<i>Euphonia chlorotica</i> (Linnaeus, 1766)	Fim-Fim	2	F	SD	-	1	-	GEN + AMI (1)	-
<i>Euphonia violacea</i> (Linnaeus, 1758)	Gaturamo-Verdadeiro	2	F	D	-	2	-	CFO + GEN (1)	-
Passerellidae Cabanis & Heine, 1850									
<i>Arremon pollinotus</i> Bonaparte, 1850	Tico-Tico-de-Costas-Cinza	4	O	D	-	4	1	GEN + AMI (1); ERI + TET (1); CLI + ERI + GEN + AMI (1)	CLI + ERI + GEN (1)
Icteridae Vigors, 1825									
<i>Cacicus haemorrhous</i> (Linnaeus, 1766)	Guaxe	25	I	SD	-	24	2	GEN (11); CLI + ERI + GEN + TET (2); ERI (3); TET (1); ERI + GEN (1); GEN + SUT (1)	CLI + ERI (1)
<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	Chupim	1	I	I	-	1	-	GEN (1)	-
Parulidae Wetmore et al. 1947									
<i>Setophaga pitayumi</i> (Vieillot, 1817)	Marquita	1	I	D	-	-	2	-	CLI + ERI + GEN (1); CLI + ERI + GEN + AMI (1)
<i>Basileuterus culicivorus</i> (Deppe, 1830)	Pula-Pula	8	I	D	-	5	3	GEN + AMI (2); ERI + GEN (1)	CLI + ERI + GEN (3)
Cardinalidae Ridgway, 1901									
<i>Cyanoxia brissonii</i> (Lichtenstein, 1823)	Azulão	1	F	SD	-	-	1	-	CFO + CLI + ERI + CIP + GEN + TET + SUT (1)
Thraupidae Cabanis, 1847									
<i>Dacnis cayana</i> (Linnaeus, 1766)	Sai-Azul	3	O	SD	-	1	1	GEN (1)	CLI + ERI + GEN (1)
<i>Saltator similis</i> d'Orbigny & Lafresnaye, 1837	Trinca-Ferro	1	I	SD	-	1	-	-	-
<i>Trichothraupis melanops</i> (Vieillot, 1818)	Tiê-de-Topete	1	I	D	-	-	-	-	-
<i>Tachyphonus coronatus</i> (Vieillot, 1822)	Tiê-Preto	4	I	D	-	5	-	ERI (1)	-
<i>Sporophila caerulescens</i> (Vieillot, 1823)	Coleirinho	1	G	I	MPR	1	-	GEN (1)	-

²⁰ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Negativo (I SCN); Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Positivo (I SCP); Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincossamínas: CLI (Clindamicina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).

APÊNDICE 03 - LISTA DE AVES CAPTURADAS DURANTE PERÍODO DE ABRIL A DEZEMBRO DE 2021 NO PARQUE ESTADUAL SÃO CAMILO, PALOTINA, PARANÁ, E OS RESPECTIVOS PERFIS DE RESISTÊNCIA ENCONTRADO EM SEUS ISOLADOS DE *Staphylococcus* COAGULASE-NEGATIVO E *Staphylococcus aureus*.²¹

(Conclusão)									
Nome do Táxon	Nome Popular	RN	CAT	GDAF	MIG	I SCN	I SCP	Perfil de Resistência SCN	Perfil de Resistência SCP
<i>Contirostrum speciosum</i> (Temminck, 1824)	Figuinha-de-Rabo-Castanho	2	I	D	-	-	-	-	-
<i>Sicalis flaveola</i> (Linnaeus, 1766)	Canário-da-Terra	18	G	I	-	22	2	GEN (7); GEN + AMI (4); GEN + TET (2); TET (2); CLI + ERI + GEN (1); GEN + AMI + TET (1); CLI + GEN + AMI + TET (1); CLI + ERI + CIP + GEN + AMI + TET (1); CLI + ERI + GEN + AMI + TET (1); CIP + GEN + AMI + TET (1); CIP + GEN (1)	CLI + ERI + GEN (1); GEN + AMI + LIN + SUT (1)
<i>Thraupis sayaca</i> (Linnaeus, 1766)	Sanhaço-Cinzento	3	O	SD	-	2	1	CFO (1); CFO + ERI + SUT (1)	CFO + CLI + ERI + GEN (1)

²¹ Número de capturas em rede de neblina (RN); Dieta (DIE): G = Granívoro, O = Onívoro; PES = Carnívoro/Pescador, F = Frugívoro, I = Insetívoro; Grau de Dependência de Ambiente Florestal (GDAF): I = Independente, SD = Semi-dependente, D = Dependente; Migração (MIG): MPR = Parcialmente Migratório; Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Negativo (I SCN); Número de isolados de *Staphylococcus* Coagulase-Positivo (I SCP); Perfil de Resistência: β-Lactâmicos: CFO (Cefoxitina); Aminoglicosídeos: GEN (Gentamicina), AMI (Amicacina); Lincosamínicos: CLI (Clindamicina); Macrolídeos: ERI (Eritromicina); Tetraciclina: TET (Tetraciclina); Fluoroquinolonas: CIP (Ciprofloxacina); Sulfonamidas + Trimetoprim: SUT (Sulfametoxazol + Trimetoprim).