

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO (USP)
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA (FMVZ)

JULIANA MARIA NUNES BATISTA

Detecção de *Leptospira* spp. e *Enterobacteriales* em morcegos
(Chiroptera, Mammalia) da região urbana de São Paulo, SP, Brasil

São Paulo/SP

2023

JULIANA MARIA NUNES BATISTA

Detecção de *Leptospira* spp. e *Enterobacteriales* em morcegos
(Chiroptera, Mammalia) da região urbana de São Paulo, SP, Brasil

versão corrigida

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

Orientador: Prof. Dr. Marcos Bryan Heinemann

São Paulo/SP

2023

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

Catálogo na Publicação

Biblioteca Virgínia Buff D'Ápice da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da
Universidade de São Paulo
Ficha catalográfica gerada automaticamente com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Batista, Juliana Maria Nunes
Detecção de *Leptospira* spp. e *Enterobacteriales* em morcegos
(Chiroptera, Mammalia) da região urbana de São Paulo, SP,
Brasil / Juliana Batista ; orientador Marcos Bryan Heinemann
.-- São Paulo, 2023.
133 f. : il.

Dissertação (Mestrado em ciências - Programa de Pós-Graduação
em Epidemiologia Experimental e Aplicada às Zoonoses-Departamento
de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal) - Faculdade
de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São
Paulo, 2023.

1. Quirópteros. 2. Zoonoses bacterianas. 3. Leptospirose.
4. Saúde pública. 5. Ecologia. I. Título.

Bibliotecária responsável pela estrutura de catalogação na
publicação: Maria Aparecida Laet - CRB 5673-8.



CERTIFICADO

Certificamos que a proposta intitulada "Detecção de *Leptospira* spp. e Enterobacteriales em morcegos (Chiroptera, Mammalia) da região urbana de São Paulo, SP, Brasil", protocolada sob o CEUA nº 2332030320 (ID 007893), sob a responsabilidade de **Marcos Bryan Heinemann e equipe; Juliana Maria Nunes Batista; Ricardo Augusto Dias** - que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica ou ensino - está de acordo com os preceitos da Lei 11.794 de 8 de outubro de 2008, com o Decreto 6.899 de 15 de julho de 2009, bem como com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA), e foi **APROVADA** pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia Universidade de São Paulo (CEUA/FMVZ) na reunião de 20/05/2020.

We certify that the proposal "Detection of *Leptospira* spp., and Enterobacteriales in bats (Chiroptera, Mammalia) of the urban region of São Paulo, SP, Brazil", utilizing 400 Brazilian wild species (males and females), protocol number CEUA 2332030320 (ID 007893), under the responsibility of **Marcos Bryan Heinemann and team; Juliana Maria Nunes Batista; Ricardo Augusto Dias** - which involves the production, maintenance and/or use of animals belonging to the phylum Chordata, subphylum Vertebrata (except human beings), for scientific research purposes or teaching - is in accordance with Law 11.794 of October 8, 2008, Decree 6899 of July 15, 2009, as well as with the rules issued by the National Council for Control of Animal Experimentation (CONCEA), and was **APPROVED** by the Ethic Committee on Animal Use of the School of Veterinary Medicine and Animal Science (University of São Paulo) (CEUA/FMVZ) in the meeting of 05/20/2020.

Finalidade da Proposta: Pesquisa

Vigência da Proposta: de 08/2020 a 08/2022 Área: Medicina Veterinária Preventiva E Saúde Animal

Origem: Animais Silvestres de Vida Livre

Espécie:	Espécies silvestres brasileiras	sexo:	Machos e Fêmeas	idade:	1 a 10 anos	Quantidade:	400
Linha gem:	morcegos	Peso:	50 a 250 g				

Registro: SISBio 71136-1

Local exp.: Zona metropolitana da cidade de São Paulo

Mét. Captura: Serão utilizadas redes de neblina do tipo ATX de, no mínimo, 3 m de comprimento, armadas em varetas de alumínio de 3 m de altura. Sua disposição será determinada in loco, podendo ser em I, T, V, Y ou Z, utilizando-se uma ou mais redes. Se abrigos tiverem sido descritos anteriormente, as capturas poderão ser feitas nas imediações de edifícios abandonados, saídas de túneis, palmeiras ou árvores frutíferas. Se estes abrigos puderem ser percorridos em sua totalidade e fechados em suas extremidades, como bueiros e túneis, poderão ser feitas capturas diurnas. As redes serão abertas ao anoitecer e fechadas após 4-5 horas, verificadas a cada 20 minutos. Serão evitados dias chuvosos ou com temperaturas muito baixas, de modo a reduzir a probabilidade de óbito por hipotermia. Os morcegos capturados serão colocados em sacos de pano para posterior manejo e coleta de material.

São Paulo, 28 de junho de 2023





Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia Universidade de São Paulo

*Comissão de Ética no
Uso de Animais*

Prof. Dr. Marcelo Bahia Labruna
Coordenador da Comissão de Ética no Uso de Animais
Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
Universidade de São Paulo

Profa. Dra. Camilla Mota Mendes
Vice-Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais
Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
Universidade de São Paulo



FOLHA DE AVALIAÇÃO

Autor: B A T I S T A , Juliana Maria Nunes

Título: Detecção de *Leptospira* spp. e *Enterobacteriales* em morcegos (Chiroptera, Mammalia) da região urbana de São Paulo, SP, Brasil.

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Epidemiologia experimental e aplicada às zoonoses da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Data: ____/____/____

Banca Examinadora

Prof. Dr:	Instituição:	Julgamento:
Prof. Dr:	Instituição:	Julgamento:
Prof. Dr:	Instituição:	Julgamento:

DEDICATÓRIA

Dedico esta dissertação aos morcegos, aos quais tenho uma profunda admiração e destino todo meu esforço à conscientização da população, transmissão do conhecimento, levando cada vez mais a quebra de preconceitos sobre esses animais incríveis.

AGRADECIMENTOS

Ao meu companheiro, Lucas por estar do meu lado fisicamente e emocionalmente, sempre me erguendo em todas as dificuldades e momentos de dúvida.

A minha família pelo apoio, torcida e por proporcionarem momentos de alegria, descontração e ouvirem todos meus desabafos nesse árduo período.

A todos meus amigos próximos que ouviram pacientemente todas as minhas queixas e estiveram do meu lado compartilhando o peso desse período tão desafiador.

Ao meu orientador Prof. Dr. Marcos Bryan Heinemann, por toda ajuda e apoio que foram indispensáveis em toda minha jornada.

Ao Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias e todos da equipe de trabalho de campo (João, Beatriz, Thiago, Natália) por guiarem todo trabalho de campo com maestria e auxílio em todas as dificuldades encontradas no caminho, todo aprendizado transmitido, todas as risadas e pela amizade desenvolvida, sou eternamente grata.

Agradeço a pós-doutoranda Dra Natália Carrillo Gaeta por todo inestimável suporte, ensinamentos e contribuição para que esse projeto fosse completo e executado. E à mestrandia Stephanie Bergmann Esteves pelo auxílio em análises de bioestatística e toda ajuda no geral que foram importantíssimas para conclusão deste trabalho.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pela bolsa de mestrado concedida (PROCESSO FAPESP 2020/14401-0) e as bolsas do Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias e Profa. Dra Natália Carrillo Gaeta, que também contribuíram para a execução desse projeto (PROCESSO FAPESP 2019/19702-1 e 2020/15008-0, respectivamente).

A Gisele, Abigail e todos os funcionários do Laboratório de Zoonoses bacterianas e Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo, que direta ou indiretamente ajudaram no desenvolvimento desta pesquisa.

RESUMO

BATISTA, J. M. N. **Detecção de *Leptospira* spp. e *Enterobacteriales* em morcegos (Chiroptera, Mammalia) da região urbana de São Paulo, SP, Brasil** [Detection of *Leptospira* spp. and *Enterobacteriales* in bats (Chiroptera, Mammalia) from the urban region of São Paulo, SP, Brazil]. 2023. 133 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) — Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2023.

Os morcegos desempenham um papel crucial na ecologia e saúde pública. Eles podem ser hospedeiros de várias bactérias, incluindo *Leptospira* e *Enterobacteriales*, que representam desafios para a saúde humana e animal. Estudar a interação entre morcegos e essas bactérias é fundamental para entender e prevenir a disseminação de doenças zoonóticas. Os objetivos deste trabalho foram identificar a presença de *Leptospira* spp. e *Enterobacteriales*, bem como sua resistência a antimicrobianos, em amostras de morcegos. O estudo foi realizado na Região Metropolitana de São Paulo (RMSP). Também foram utilizadas amostras renais de outras localidades do país para o diagnóstico molecular de *Leptospira* spp. As coletas foram realizadas entre dezembro de 2019 e novembro de 2022. Para as capturas, foram utilizadas redes de neblina, armadas em abrigos próximos a edifícios abandonados, saídas de túneis e árvores frutíferas. Os morcegos capturados foram identificados por sexo, faixa etária, condição reprodutiva e espécie. As amostras coletadas incluíram urina, fezes, *swabs* retais, sangue e rins dos animais que vieram a óbito na captura. Foi realizada a pesquisa de *Leptospira* spp. por meio do teste de aglutinação microscópica (MAT) e PCR. Também foi feita a pesquisa de enterobactérias com cultura e teste de antibiograma usando *swabs* retais e fezes. Foram estudados 445 morcegos de 23 espécies e duas famílias diferentes, pertencentes a 25 cidades e quatro Estados do Brasil, sendo 283 morcegos capturados na região metropolitana de São Paulo. As amostras foram obtidas principalmente em áreas rurais, seguidas por áreas florestais, residenciais, de favelas, residenciais verticalizadas e industriais. As espécies de morcegos mais comuns na RMSP foram *Sturnira lilium*, *Artibeus lituratus* e *A. fimbriatus*. Em outras regiões (outras cidades do Estado de São Paulo Pernambuco, Paraíba e Ceará), foram *Desmodus rotundus* e *Artibeus planirostris*. Foram realizados 22 testes sorológicos (MAT) em soro sanguíneo e 177 PCRs em rins e urina de morcegos para detecção de *Leptospira* spp., sendo todas as amostras negativas na sorologia e dois rins positivos em PCR. Foram realizadas culturas de *Enterobacteriales* em 176 morcegos, resultando em 45 espécies diferentes de bactérias intestinais identificadas. A espécie mais frequentemente isolada foi *Escherichia coli*, seguida de *Enterobacter cloacae*, *Serratia marcescens* e *Citrobacter freundii*. Foram encontradas resistências a diversos antibióticos, sendo a resistência a penicilinas e cefalosporinas as mais comuns. Dentre eles, 11 isolados foram considerados multirresistentes. Genes de produção de β -lactamases AmpC foram encontrados em 3,14% (8/255) dos isolados. Este é o primeiro trabalho a detectar genes AmpC β -lactamases da família LAT, BIL, DHA e FOX em *Enterobacteriales* de morcegos. Destaca-se a importância de áreas arborizadas e fragmentos florestais para a preservação dos morcegos. Esses resultados estão de acordo com estudos anteriores realizados no Brasil e destacam a importância do monitoramento dos morcegos para a saúde Única. Os resultados obtidos são relevantes para o monitoramento da resistência antimicrobiana transmitida entre humanos, animais e espécies silvestres, bem como para a conscientização sobre o uso adequado de antimicrobianos.

Palavras-chave: Quirópteros, Zoonoses bacterianas, Leptospirose, Saúde pública, Ecologia.

ABSTRACT

BATISTA, J. M. N. **Detection of *Leptospira* spp. and *Enterobacteriales* in bats (Chiroptera, Mammalia) from the urban region of São Paulo, SP, Brazil** [Detecção de *Leptospira* spp. e *Enterobacteriales* em morcegos (Chiroptera, Mammalia) da região urbana de São Paulo, SP, Brasil]. 2023. 133 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) — Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2023.

Bats play a crucial role in ecology and public health. They can host various bacteria, including *Leptospira* and Enterobacterales, which pose challenges to human and animal health. Studying the interaction between bats and these bacteria is essential for understanding and preventing the spread of zoonotic diseases. The objectives of this study were to identify the presence of *Leptospira* spp. and *Enterobacteriales*, as well as their antimicrobial resistance, in bat samples. The study was conducted in the Metropolitan Region of São Paulo (RMSP). Kidney samples from other parts of the country were also used for molecular diagnosis of *Leptospira* spp. Collections were carried out between December 2019 and November 2022. Mist nets were set up in shelters near abandoned buildings, tunnel exits, and fruit trees for capturing bats. Captured bats were identified by sex, age range, reproductive condition, and species. The collected samples included urine, feces, rectal swabs, blood, and kidneys from deceased captured animals. *Leptospira* spp. were investigated using microscopic agglutination testing (MAT) and PCR. Enterobacteria were also investigated, culture and antibiogram testing was conducted using rectal swabs and feces. A total of 445 bats from 23 species and two different families, spanning 25 cities and four states in Brazil, were studied, with 283 bats captured in the metropolitan region of São Paulo. Samples were primarily obtained from rural areas, followed by forested, residential, slum, vertically built residential, and industrial areas. The most common bat species in the RMSP were *Sturnira lilium*, *Artibeus lituratus*, and *A. fimbriatus*. In other regions (other cities of São Paulo, Pernambuco, Paraíba and Ceará States), *Desmodus rotundus* and *Artibeus planirostris* were predominantly found. Twenty-two serological tests (MAT) were conducted on blood serum, and 177 PCRs were carried out on bat kidneys and urine to detect *Leptospira* spp., with all serology samples testing negative and two kidneys testing positive in PCR. *Enterobacteriales* were cultured from 176 bats, resulting in the identification of 45 different species of intestinal bacteria. The most frequently isolated species was *Escherichia coli*, followed by *Enterobacter cloacae*, *Serratia marcescens*, and *Citrobacter freundii*. Resistance to various antibiotics was found, with resistance to penicillins and cephalosporins being the most common. Among them, 11 isolates were considered multidrug-resistant. AmpC β -lactamase production genes were found in 3.14% (8/255) of the isolates. This is the first study to detect AmpC β -lactamase genes from the LAT, BIL, DHA, and FOX families in bat *Enterobacteriales*. The importance of wooded areas and forest fragments for bat conservation is emphasized. These results align with previous studies conducted in Brazil and underscore the significance of bat monitoring for One Health. The obtained results are relevant for monitoring antimicrobial resistance transmitted between humans, animals, and wildlife species, as well as for raising awareness about proper antimicrobial usage.

Keywords: Chiropteran, Bacterial zoonoses, Leptospirosis, Public health, Ecology.

Lista de Ilustrações

FIGURAS

Figura 1. Panorâmica da Área 1 (Reserva Ambiental da Represa Pedro Beicht)	29
Figura 2. Instalação das redes de neblina na Área 1 (Reserva Ambiental da Represa Pedro Beicht).....	30
Figura 3. Panorâmica da Área 2 (Floresta Nagmo - Cotia)	30
Figura 4. Instalação de redes de neblina na Área 2 (Floresta Nagmo - Cotia).....	31
Figura 5. Panorâmica da Área 3 (Centro Educacional Esportivo do Butantã)	31
Figura 6. Instalação de redes de neblina na Área 3 (Centro Educacional Esportivo do Butantã).....	32
Figura 7. Panorâmica da Área 4 (Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo FMVZ-USP)	32
Figura 8. Instalação de redes de neblina na Área 4 (FMVZ-USP)	33
Figura 9. Instalação de redes na Área 5 (Condomínios Verticalizados Butantã).....	33
Figura 10. Panorâmica da Área 6 (Raia Olímpica da USP)	34
Figura 11. Instalação de redes na Área 6 (Raia Olímpica USP)	34
Figura 12. Áreas de coleta na Região Metropolitana de São Paulo, segundo uso do solo.....	35
Figura 13. Município de origem dos morcegos no Estado da Paraíba	36
Figura 14. Município de origem dos morcegos no Estado de Pernambuco	36
Figura 15. Municípios de origem dos morcegos no Estado do Ceará	37
Figura 16. Representação dos municípios de origem dos morcegos no Estado de São Paulo.....	37
Figura 17. Características fenotípicas para a produção de AmpC	44
Figura 18. Características fenotípicas para a produção de ESBL	45
Figura 19. Índice de Diversidade de Shannon das espécies de morcegos capturados por área na RMSP	48
Figura 20. Enterobacteriales de morcegos da RMSP e sua frequência de isolamento	53
Figura 21. Frequência de ocorrência (%) de <i>Enterobacteriales</i> isolados por espécie de morcego da RMSP	58
Figura 22. Índice de Diversidade de Shannon de espécies de bactérias isoladas por	

espécie de morcego capturado da RMSP	58
Figura 23. Frequência de ocorrência (%) de Enterobacteriales isolados por guilda trófica predominante da RMSP	59
Figura 24. Abundância relativa de <i>Enterobacteriales</i> isolados por área de captura da RMSP	59
Figura 25. Índice de Diversidade de Shannon de espécies de bactérias isoladas por área de captura da RMSP	60
Figura 26. Antibiograma com características fenotípicas de produção de AmpC	65
Figura 27. Enterobacteriales isolados de morcegos da RMSP apresentando resistência a pelo menos um antimicrobiano testado no teste de antibiograma	70
Figura 28. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 1 (Represa Pedro Beicht), na RMSP.....	71
Figura 29. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 2 (Floresta Nagmo), na RMSP	71
Figura 30. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 3 (Centro Educacional Esportivo do Butantã), na RMSP	72
Figura 31. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 4 (Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo FMVZ-USP), na RMSP	72
Figura 32. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 5 (Condomínios Butantã), na RMSP	73
Figura 33. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 6 (Raia Olímpica - USP), na RMSP.....	73

TABELAS

Tabela 1. Antígenos do gênero <i>Leptospira</i> empregados no teste de soroprecipitação microscópica (MAT) listados por espécies, com seus respectivos sorogrupos e sorovares.....	41
Tabela 2. Abundância geral de espécies de morcegos coletados na RMSP por área de coleta e Estação do ano	49
Tabela 3. Abundância relativa de espécies de morcegos amostrados na RMSP	50
Tabela 4. Abundância relativa de espécies de morcegos de amostras recebidas de outras regiões.....	50
Tabela 5. Abundância relativa de guildas tróficas predominantes dos morcegos amostrados.....	51
Tabela 6. Abundância geral de espécie de bactéria isolada em relação a área de captura da RMSP	54
Tabela 7. Abundância geral de espécie de bactéria isolada em relação a espécie de morcego da RMSP	56
Tabela 8. Frequência de <i>Enterobacteriales</i> resistentes isolados de morcegos da RMSP e a detecção de características de produção de β -Lactamases de acordo com a área de captura, espécie de morcego e a classe de antimicrobiano. As áreas estão organizadas do menor para o maior grau de antropização.	61
Tabela 9. <i>Enterobacteriales</i> multirresistentes isolados de acordo com a espécie de morcego, área de captura, espécie bacteriana, classe dos antibióticos testados e presença de produção da enzima β -Lactamase AmpC.....	63
Tabela 10. Produção de β -Lactamase AmpC em <i>Enterobacteriales</i> e seus respectivos genes identificados de acordo com a espécie de morcego, área de captura e espécie bacteriana isolada da RMSP	66

Lista de abreviaturas

°C	Celsius
µL	Microlitro
mL	Mililitro
mg	Miligrama
mM	Milimolar
mm	Milímetros
β	Beta
AMR	Resistência a antimicrobianos
BHI	Brain Heart Infusion
DNA	Ácido Desoxiribonucléico
EDTA	Ácido etilenodiaminotetracético
FMVZ-USP	Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo
IC	Intervalo de Confiança
MC	Ágar MacConkey
ESBL	Beta-Lactamase de Espectro Estendido
MALDI-TOF	<i>Matrix assisted laser desorption/ionization - time-of-flight</i> /ionização/dessorção de matriz assistida por laser - tempo de “voo”
MAT	Teste de Aglutinação Microscópica
MIC	Concentração Inibitória Mínima
PBS	Tampão fosfato-salino
PCR	Reação em Cadeia da Polimerase
RMSP	Região Metropolitana de São Paulo
Rpm	Rotações por minuto
XLT4	Xylose Lactose Tergitol 4

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	16
2. OBJETIVOS	26
2.1. Objetivo geral.....	26
2.2. Objetivos específicos.....	26
3. MATERIAIS E MÉTODOS.....	28
3.1. Área de estudo.....	28
3.1.1. Região Metropolitana de São Paulo (RMSP)	28
3.1.2. Outras regiões.....	35
3.2. Amostragem.....	38
3.2.1. Amostras	38
3.2.1.1. Urina	38
3.2.1.2. Fezes e <i>Swabs</i> Retais	39
3.2.1.3. Sangue.....	39
3.2.1.4. Rins.....	39
3.3. Processamento Laboratorial	40
3.3.1. Pesquisa de <i>Leptospira</i> spp.....	40
3.3.1.1. Sorologia.....	40
3.3.1.2. Reação em Cadeia da Polimerase (PCR).....	42
3.3.2. Pesquisa de <i>Enterobacteriales</i> e Antibiograma.....	43

3.4. Análise Estatística.....	46
4. RESULTADOS.....	47
4.1. Detecção de <i>Leptospira</i> spp.....	51
4.2. Cultura de <i>Enterobacteriales</i>	51
4.3. Perfil de Resistência a Antimicrobianos (Antibiograma).....	60
5. DISCUSSÃO.....	74
6. CONCLUSÃO.....	88
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	89
APÊNDICES.....	115
APÊNDICE A.....	116
APÊNDICE B.....	122

1. INTRODUÇÃO

A Ordem Chiroptera é a segunda maior ordem de mamíferos em número de espécies, a qual compreende mais de 1400 espécies distribuídas em mais de 230 gêneros (Simmons, 2020). Os morcegos desempenham diversos papéis ecológicos essenciais como polinizadores, controle de pragas (insetos) e dispersores de sementes para dezenas de espécies vegetais, assim, sendo um grande auxílio na agricultura e restauradores de áreas vegetais degradadas e reflorestamento (Bredt et al., 2012).

Morcegos neotropicais também são conhecidos por atuarem como indicadores de qualidade ambiental (Fenton et al., 1992), sendo uma excelente fonte de informações sobre o impacto da fragmentação nas comunidades animais, devido sua grande abundância e coexistência de espécies no mesmo habitat (Bianconi et al., 2004).

Devido à ampla cobertura de áreas percorridas por esses animais durante o voo para forrageamento, reprodução e migrações sazonais; geralmente viverem em grandes colônias, longa expectativa de vida e capacidade de coexistir entre as populações urbanas, os morcegos são potenciais hospedeiros de muitos patógenos zoonóticos importantes (Queiroz et al., 2009). São os únicos mamíferos capazes de realizar voo verdadeiro. A maioria das espécies é longeva e gregária, facilitando a transmissão intra e interespecífica de patógenos. A transmissão vertical também é observada, possibilitando aos patógenos persistências nas colônias. A migração, presente em algumas espécies, permite a disseminação geográfica de infecções (Beltz, 2018).

Os morcegos podem albergar vírus patogênicos (por exemplo, rabdovírus, coronavírus, filovírus), bactérias (por exemplo, *Clostridium* sp., *Escherichia coli* enteropatogênica, *Leptospira* spp., *Listeria monocytogenes*, *Salmonella* sp., *Shigella* sp.), fungos (*Histoplasma* sp.) e protozoários (por exemplo, *Eimeria*, *Cryptosporidium* sp.) (Batista et al., 2019; George et al., 2011; McDougall et al. 2021; McDougall et al., 2019; Moratelli & Calisher, 2015; Mühldorfer, 2013; Schiller et al., 2016; Towner et al., 2009; Wang et al., 2011; Wibbelt et al., 2009).

Os morcegos neotropicais se enquadram em uma ampla gama de nichos tróficos, com indivíduos da superfamília Noctilionoidea exibindo a maior diversidade

alimentar entre os mamíferos (Teeling et al., 2005; Wetterer et al., 2000).

As guildas tróficas compreendem hábitos frugívoros, nectarívoros, insetívoros, sanguívoros, onívoros, carnívoros, assim como piscívoros (Bloedel, 1955; Rojas et al., 2011). Portanto, morcegos neotropicais exibem estratégias de alimentação que dependem quase inteiramente de teias alimentares terrestres (por exemplo, frugívoros) ou aquáticas (por exemplo, piscívoros) ou aquelas que recebem contribuições de ambos os ecossistemas (por exemplo, insetívoros), tornando-os ideais para examinar a influência de contaminações ambientais com resistências a antimicrobianos em bactérias (Arnold et al., 2016). Os morcegos insetívoros se destacam pois representam 75% das espécies de morcegos, e sua maioria é considerada generalista extrema, os quais a dieta é mais ditada pelo habitat que forrageiam do que pelas preferências por presas em particular, e evidências sugerem que sua dieta pode ser muito influenciada pela região em que habitam (Clare et al., 2011, 2014b; Sedlock et al., 2014). Como exemplo, muitos morcegos insetívoros se alimentam em habitats aquáticos e consomem insetos aquáticos emergentes acima da superfície da água (Dietz et al., 2006; Salvarina, 2016), assim como morcegos de outras guildas podem beber água de fontes contaminadas, o que os exporia repetidamente a bactérias resistentes (McDougall et al., 2021).

No entanto, ainda há uma grande lacuna sobre informações evolutivas e da história natural de muitas espécies e, portanto, temos apenas uma compreensão limitada das redes de interação que ligam os morcegos e seus itens alimentares, sendo fatores de difícil estudo observacional devido seus pequenos tamanhos, hábitos de forrageamento noturnos, habitat e habilidade de voo (Ingala et al., 2021; Kunz & Fenton, 2003; Simmons & Conway, 2003).

Dentre os diversos táxons de vertebrados, os morcegos estão entre os que melhor se adaptam ao ambiente urbano (Nunes et al., 2017). Das 180 espécies registradas no Brasil (Reis et al., 2017), ao menos 84 (46,7%) ocorrem em áreas urbanas (Nunes et al., 2017).

A Região Metropolitana de São Paulo (RMSP) é formada por 39 municípios, que juntos contêm 23,6% da população do país e 33,3% da renda total gerada no Brasil (EMPLASA, 2019). É uma das 10 regiões metropolitanas mais populosas do mundo (Demographia, 2021). Possui robustos centros urbanizados, industriais, comerciais, financeiros e uma grande matriz rural que é responsável pelo abastecimento de alimentos a toda região (EMPLASA, 2019).

Recentemente houve um crescimento exponencial no interesse em investigar os morcegos como reservatórios de zoonoses. Ainda permanecem desconhecidos aspectos da ecologia e evolução das bactérias do gênero *Leptospira* (Noguchi 1917 emend. Faine & Stallman 1982 - Reino Bacteria, Filo Spirochaetae, Classe Spirochaetes, Ordem Spirochaetales, Família Leptospiraceae), principalmente envolvendo os morcegos e seu papel no seu ciclo de transmissão para outros animais e para o homem (Dietrich et al., 2015). Tem sido usadas diferentes técnicas de diagnóstico, como microscopia de campo escuro, sorologia, métodos moleculares (PCR) e cultura bacteriana. Foram identificadas *Leptospira* spp. em mais de 50 espécies de morcegos em diversas regiões tropicais, subtropicais e Europa (Esteves et al., 2022). A prevalência de infecções em morcegos varia de 0% a 36%, dependendo do estudo (Esteves et al., 2022). Levando isso em consideração, foi revelado que a prevalência de *Leptospira* na urina de morcegos é altamente variável ao longo do tempo, podendo ir de 6 a 45% numa mesma colônia em um intervalo de 5 meses (Dietrich et al., 2015).

Estudos mostram que os morcegos são infectados por diversos sorotipos de *Leptospira*, especialmente em regiões tropicais que possuem uma grande diversidade desses mamíferos (Matthias et al., 2005; Lagadec et al., 2012). Baseado em métodos moleculares, foram encontradas pelo menos quatro espécies de *Leptospira* em morcegos (*Leptospira interrogans*, *L. borgpetersenii*, *L. kirschneri* e *L. fainei*) (Dietrich et al., 2015). Estudos sugerem que os morcegos podem desenvolver uma resposta imune adequada após infecção aguda, cessando a leptospiúria (Dietrich et al., 2015). Em contrapartida, Fennestad & Borg-Petersen (1972) mostraram que, em morcegos naturalmente infectados, *Leptospira* é capaz de colonizar túbulos renais seguido de leptospiúria contínua por um período de até cinco meses, evidenciando que os morcegos podem ser portadores assintomáticos crônicos assim como os roedores (Monahan et al., 2009).

Em relação ao risco representado à saúde pública, os morcegos podem contribuir para uma manutenção global da leptospirose, por conta de seu grande número de espécie e distribuição espacial abrangente (Dietrich et al., 2015). Todavia, Bessa et al. (2010) sugere que morcegos não são componentes-chave para a epidemiologia da leptospirose em humanos. A expansão de centros urbanos, tomando espaços e habitats naturais, facilita cada vez mais o contato entre espécies de morcegos e seres humanos, contribuindo para a disseminação de leptospirose e de

outras zoonoses carregadas por quirópteros (Hayman et al., 2013).

Podem ocorrer também transmissões indiretas entre morcegos e humanos através de outras espécies silvestres, como roedores que forrageiam ao redor de abrigos de quirópteros (Smythe et al., 2002; Tulsiani et al., 2011). Tal interação já foi confirmada a partir de estudos que identificaram *Leptospira interrogans*, uma espécie tipicamente ligada a roedores, em morcegos frugívoros e insetívoros (Matthias et al., 2005; Lagadec et al., 2012).

As bactérias pertencentes a Ordem das *Enterobacteriales* (Reino Bacteria, Filo Proteobacteria, Família *Enterobacteriaceae*) são um grande e diversificado grupo de espécies, ocupando nichos ecológicos distintos e possuindo uma ampla variedade de características bioquímicas (Brenner et al., 2005).

A família das enterobactérias é considerada a maior e mais heterogênea entre as bactérias Gram negativas de importância médica, representando 80% ou mais de Gram negativas isoladas na rotina microbiológica. São encontradas no trato gastrointestinal de humanos, diversos animais, água, vegetais e solo (ANVISA, 2004).

Muitos gêneros dentro da ordem têm impactos significativos na Saúde Única, como as espécies patogênicas *Escherichia coli*, *Salmonella enterica* e *Yersinia pestis*. O grande número de espécies, bem como a variedade de diferentes características bioquímicas, tornou extremamente difícil descrever a ordem e seus subgrupos (Octavia & Lan, 2014).

Atualmente, a ordem Enterobacterales contém sete famílias validamente reconhecidas (*Budviciaceae*, *Enterobacteriaceae*, *Erwiniaceae*, *Hafniaceae*, *Morganellaceae*, *Pectobacteriaceae* e *Yersiniaceae*) (Adeolu et al., 2016).

Segundo a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA, 2004), os principais gêneros das *Enterobacteriales* de importância clínica são: *Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp., *Morganella* spp., *Proteus* spp., *Providencia* spp., *Salmonella* spp., *Serratia* spp., *Shigella* spp.

Escherichia coli é uma das espécies de enterobactérias mais pesquisadas em humanos e animais, pois é apontada como uma importante bactéria para monitoramento da evolução de resistência a antimicrobianos (AMR) em diferentes ecossistemas (Skurnik et al., 2006).

Salmonella spp. são bactérias Gram-negativas da família *Enterobacteriaceae* que infectam e causam doenças em humanos, gado, animais de estimação e animais selvagens. Algumas *Salmonella* spp. parecem ser adaptadas ao hospedeiro para

espécies selvagens, que servem como reservatórios. *Salmonella* spp. podem ser encontradas em gado e animais selvagens compartilhando o mesmo ambiente. (Yon et al 2019). A salmonelose em animais silvestres, principalmente em aves, foi identificada como uma fonte de infecção para em uma extensa gama de espécies animais, incluindo aves, animais de estimação, espécies domesticadas, espécies selvagens e humanos (Lawson et al., 2014).

Como as aves selvagens, os morcegos frugívoros vivem próximos a humanos e aves e compartilham seus recursos alimentares (Luskin, 2010). *Pteropus rufus* (raposa voadora de Madagascar) foi identificada como potencial reservatório de *Salmonella enterica* Typhi, após isolar repetidamente a bactéria de indivíduos em uma colônia em Madagascar (Brygoo, 1973). É provável que outros patógenos excretados pelas fezes (por exemplo, *Salmonella*) possam ser transmitidos de maneira semelhante (Luby et al. 2009, Islan et al 2013). Islan et al (2013) isolaram *Salmonella* sorotipo Virchow de morcegos frugívoros em Bangladesh.

Salmonella sp. já foi encontrada nas famílias/subfamílias: Vespertilionidae, nas Filipinas, Reino Unido, Alemanha; Molossidae em Trinidad e Tobago, Colômbia, Madagascar; Phyllostomidae no Brasil; Carollinae no Panamá; Noctilionidae em Trinidad e Tobago (Mühldorfer, 2012). Como observado, há poucos estudos de *Salmonella* em morcegos mundialmente.

Escherichia coli já foi identificada nos seguintes gêneros de morcegos: *Artibeus*, *Carollia*, *Desmodus*, *Diaemus*, *Glossophaga*, *Molossus*, *Mormoops*, *Noctilio*, *Phyllostomus*, *Pteronotus*, gêneros que englobam espécies frugívoras, insetívoras, onívoras e sanguívoras (Adesiyn et al., 2009). Sendo que a positividade variou de 0 a 40% (Adesiyn et al., 2009). Adesiyn et al. (2009) relataram o isolamento de estirpes hemolíticas de *E. coli* do trato gastrointestinal, característica associada a virulência. Além do trato gastroestérico, já se isolou *E. coli* do trato urinário (Muhldorfer et al., 2011). Num estudo com morcegos da Mata Atlântica, no Estado de São Paulo, Brasil, foram encontrados que as bactérias mais comuns foram *Escherichia coli*, *Klebsiella oxytoca* e *Serratia marcescens* e que os morcegos frugívoros apresentaram a microbiota mais diversa (Cláudio et al., 2018). Nowak et al (2017) encontraram uma grande diversidade de ST (*sequence types*) (37 ST diferentes) e de patótipos, foram achados isolados caracterizados como ExPEC, EPEC e EPEC atípica.

Com isso, *Salmonella* spp. e *Escherichia coli* são agentes que já foram detectados em morcegos urbanos da área de estudo (Iovine et al., 2015), porém sem

que as amostras tenham sido provenientes de uma amostragem ampla ou com ampla variedade de espécies pesquisadas. Além disso, seria benéfico o emprego de técnicas de metagenômica para complementação dos dados.

[Oluduro \(2012\)](#) descreve que mais de 90% dos isolados de morcegos apresentavam resistência múltipla a antibióticos. [Nguema et al \(2020\)](#) relataram o isolamento de *E. coli* ESBL em 20,7% dos isolados de enterobactérias de morcegos frugívoros. Os autores concluem que a presença desse tipo de resistência em morcegos sugere que essas espécies podem disseminar bactérias produtoras de ESBL por longas distâncias ou pela paisagem urbana. No Brasil, [Claudio et al \(2018\)](#) encontraram uma taxa de resistência baixa nos isolados de morcegos da Mata Atlântica e concluem que isto ocorreu principalmente pela captura dos animais em uma reserva protegida de mata, ao contrário do estudo africano. [Nowak et al \(2017\)](#), estudando morcegos na República do Congo, também encontraram baixa resistência a antibióticos e uma das possíveis explicações é que os animais foram capturados em uma região com baixa densidade de humanos. A resistência a antibióticos tem uma implicação séria na saúde pública uma vez que impõem limites na qualidade e quantidade de antibióticos que poderão ser utilizados no controle, tratamento e prevenção de infecções nas populações animais e humana ([Oluduro 2012](#)). A existência de enterobactérias multirresistentes a antibióticos que têm sido documentadas de forma recorrente na vida selvagem nos últimos anos fornecem informações importantes sobre o potencial da vida selvagem como reservatórios de bactérias resistentes ([Nguema et al 2020](#)).

A resistência a antimicrobianos (AMR) é um crescente e sério problema global da Saúde Única que envolve várias espécies, incluindo as de vida selvagem, e sua contenção requer uma abordagem multidisciplinar. Uma vez que os patógenos resistentes a medicamentos estão causando um alto índice de doenças e perdas econômicas substanciais para o setor de saúde pública ([Anderson et al., 2019](#); [Murray et al. 2022](#)), o papel do meio ambiente na transmissão de patógenos entre diferentes hospedeiros, principalmente entre os animais silvestres precisa de mais atenção ([Bezerra-Santos et al., 2021](#)). Na literatura, há cada vez mais evidências sobre a disseminação de bactérias patogênicas resistentes a drogas em diferentes populações de animais selvagens, incluindo mamíferos selvagens ([Furness et al., 2017](#)). Traçar perfis de resistência a antimicrobianos de bactérias pertencentes a animais selvagens, incluindo aqueles encontrados em ambientes preservados ou

urbanos, são cruciais para o desenvolvimento da estratégia de prevenção da disseminação e controle de AMR na Saúde Única ([Devnath et al., 2022](#)).

No entanto, existem espécies de bactérias que possuem como característica serem naturalmente ou intrinsecamente resistentes a diferentes tipos de antimicrobianos, independente da exposição prévia a antibióticos e não havendo um prévio histórico de sensibilidade e aquisição da resistência por meio de mutações ou transmissão horizontal de genes ([Jacoby, 2009](#)). Segundo o CLSI, é um fenômeno natural e comum, por exemplo, bactérias do gênero *Citrobacter* serem intrinsecamente resistentes a ampicilina. O conhecimento dessas características é indispensável para a rotina microbiológica e investigação de bactérias e suas resistências, pois definem quais antibióticos devem ser incluídos nos exames e quais são desnecessários, e até mesmo na decisão da estratégia terapêutica para os pacientes ([CLSI, 2021](#)). De acordo com a literatura, os mecanismos envolvidos neste processo podem ser: ausência de afinidade da droga com o recepto alvo da bactéria, inacessibilidade da droga ao interior do microrganismo, expulsão da droga por exportadores ativos codificados por cromossomos ou produção inata de enzimas que inativam as drogas antimicrobianas ([Jacoby, 2009](#)).

O uso excessivo e inadequado de antibióticos na saúde humana e animal, bem como nas práticas agrícolas, levaram ao enorme aumento de AMR em todo o mundo ([Hedman et al., 2020](#); [Landers et al., 2012](#)). Relatos frequentes de AMR em animais domésticos, animais selvagens e amostras ambientais demonstram sua proliferação maciça e contribuíram para a subsequente disseminação da resistência a humanos e vice-versa ([Khan et al., 2020](#)). Vários estudos recentes relatando carbapenemase e bactérias produtoras de ESBL na vida selvagem levantam uma grande preocupação para uma investigação mais aprofundada a questão da AMR tanto na fauna selvagem como em animais domésticos ([Bonardi & Pitino, 2019](#); [Darwich et al., 2019](#); [Dolejska & Papagiannitsis, 2018](#); [Ong et al., 2020](#)). Devido ao aumento da interação entre a vida selvagem e os seres humanos, é clinicamente importante ter uma compreensão clara do Perfil de AMR da vida selvagem ([Guyomard-Rabenirina et al., 2020](#)). No entanto, as taxas de transmissão, meio e motivadores não são claros, pouco investigados ou relatados inadequadamente ([Asai et al., 2020](#)).

Estudos de resistência antimicrobiana em morcegos no Brasil revelam um forte padrão de perfil de AMR de isolados de morcego, pois todos os três estudos relataram resistência a penicilinas e à cefalosporinas durante o período do estudo. No geral,

esses dados mostraram isolados bacterianos resistentes a antimicrobianos comumente usados, como amoxicilina, amoxicilina-ácido clavulânico, estreptomicina, eritromicina, cefoxitina e tetraciclina. No entanto, ainda há registro de alta resistência a vários outros antimicrobianos (Claudio et al., 2018; Iovine et al., 2015; Sens-Junior et al., 2018).

Antimicrobianos, especialmente fluoroquinolonas, aminoglicosídeos e cefalosporinas de terceira e quarta geração, estão listados como antimicrobianos criticamente importantes para uso humano e veterinário de acordo com a Organização Mundial de Saúde (OMS) (WHO, 2019).

Os antibióticos β -lactâmicos possuem quatro principais classes farmacológicas: penicilinas, cefalosporinas, carbapenêmicos e monobactams. Os carbapenêmicos, em particular, são consideradas drogas de último recurso em terapias empíricas contra cepas patogênicas de bactérias Gram-positivas, Gram-negativas e anaeróbias (Perez et al., 2016).

A resistência a β -lactâmicos é atribuída à produção da enzima hidrolítica β -lactamase, sendo capaz de inativar antibióticos dessa classe antes mesmo de chegarem aos receptores alvo de superfície celular (Falagas & Karageorgopoulos, 2009). As principais classes de β -lactamases incluem as β -Lactamase de Espectro Estendido (ESBL), AmpC, cefalosporinases e carbapenemases (Bush & Bradford, 2016).

Os genes responsáveis pela expressão da AmpC β -lactamase foram extensivamente transmitidos e são amplamente detectados em plasmídeos bacterianos. Até a presente data, as famílias de AmpC que foram reportadas mundialmente são: as blaCMY β -lactamases (CMY-1 e CMY-2), enzimas FOX e MOX, AAC, LAT de cefalosporinas, MIR, ACT e DHA (Alvarez et al., 2004; Jacoby, 2009; Philippon et al., 2002).

Tais genes (especialmente MOXM, CITM, DHAM, EBCM, FOXM e ACCM) são responsáveis pelo desenvolvimento de resistências de amplo espectro a maior parte dos β -lactâmicos (Aryal et al., 2020). Ainda, a aquisição desses genes pelas bactérias pode intensificar sua resistência por conta de inibidores enzimáticos classe A (principalmente ácido clavulânico, sulbactam e tazobactam) e inibidores de proteases (ácido 4-cloromercuribenzoico) não serem efetivos contra AmpC β -lactamases (Jacoby, 2009).

Entre a família dos *Enterobacteriales*, *Escherichia coli* e *Klebsiella* spp. são os

microrganismos mais frequentemente isolados e possuem notáveis características de resistência a antimicrobianos (Aryal et al., 2020).

A maioria dos genes para AmpC de plasmídeos são encontrados em isolados de *E. coli* e *K. pneumoniae* em infecções nosocomiais, enquanto características de resistência entre outras bactérias Gram-negativas, como *Enterobacter cloacae*, *Citrobacter freundii*, *Serratia marcescens* e *Morganella morganii*, são conferidas por genes de AmpC β -lactamases em cromossomos, portanto destacando sua resistência a cefalosporinas de amplo espectro (Choi et al., 2008).

Em *Enterobacteriaceae*, a enzima β -lactamase AmpC está frequentemente localizada em cromossomos e tem baixos níveis de expressão, mas pode ser induzida pela exposição a β -lactâmicos (Bush, 2010).

ESBL são enzimas que inativam a maior parte das penicilinas, cefalosporinas e aztreonam. Normalmente não inativam outras classes farmacológicas (p.ex. quinolonas, sulfonamidas, aminoglicosídeos etc.). No entanto, organismos que carregam genes para ESBL podem albergar genes adicionais ou mutações em genes que mediam resistências a um amplo espectro de antibióticos (Tamma et al., 2022). Os organismos produtores de ESBL são frequentemente caracterizados pela coexpressão a AmpC β -lactamases, impondo uma séria ameaça nos diagnósticos e tratamentos clínicos de patógenos (Aryal et al., 2020).

Qualquer bactéria Gram-negativa pode carrear genes de ESBL, no entanto eles são mais prevalentes em *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Klebsiella oxytoca* e *Proteus mirabilis* (Haidar et al., 2017; Tamma et al., 2021; Tamma et al., 2019).

Até o momento foram descobertas mais de 350 variações entre os tipos de ESBL, as quais são classificadas em nove diferentes famílias baseadas em sua sequência de aminoácidos, como: blaSHV, blaTEM e blaCTX-M, PER, VEB, GES, BES, TLA e OXA (Eftekhari et al., 2012; Naseer & Sundsfjord, 2011; Shahid et al., 2011; Sharma et al., 2010).

As enzimas mais comuns das ESBL são as da família blaCTX-M (Haidar et al., 2017). Outras enzimas possuem habilidades únicas de hidrólise, como por exemplo as variantes de espectro-restrito blaTEM e blaSHV β -lactamases com substituições de aminoácidos, porém passam por uma investigação clínica bem menos rigorosa do que as CTX-M (Bush & Bradford, 2020; Castanheira et al., 2021).

A investigação da presença de ESBL não é realizada como rotina em laboratórios microbiológicos mundialmente (CLSI, 2021). Em vez disso, a resistência

a ceftriaxona (com MIC ≥ 2 mcg/mL) é frequentemente utilizada como indicador à produção de ESBL, apesar desse limiar ter suas limitações em relação a microrganismos específicos que não são suscetíveis a ceftriaxona por outras razões e vias, sendo falsamente presumidos como produtores de ESBL (Mathers & Lewis, 2021; Tamma & Humphries, 2021).

A microbiota intestinal animal desempenha um papel essencial na manutenção da saúde do hospedeiro, incluindo nutrição e efeitos moduladores da imunidade (Hanning & Diaz-Sanchez, 2015). No entanto, a microbiota não é uma entidade estática e imutável e a composição da comunidade pode mudar rapidamente em resposta a mudanças na dieta do hospedeiro (David et al., 2014). Se tais mudanças levarem a alterações funcionais na adesão ou composição da comunidade – um estado patológico chamado “disbiose” – a aptidão nutricional e a capacidade do hospedeiro de resistir à infecção podem ser reduzidas (Khosravi & Mazmanian, 2013).

Existem diversas evidências que a qualidade do habitat afeta a estrutura da microbiota de diversas espécies de animais, desempenhando uma grande relevância para o monitoramento e controle dos hospedeiros de patógenos zoonóticos (Altizer et al., 2018; McKenzie et al., 2017). Do ponto de vista da conservação, entender os efeitos potencialmente poderosos, mas indiretos, da destruição do habitat na microbiota animal também pode desempenhar um papel crítico na conservação e manejo de espécies hospedeiras (Trevelline, et al., 2019; West et al., 2019). Sob o ponto de vista de Saúde Única, que reconhece que a saúde da vida selvagem é interdependente com a saúde dos seres humanos e animais domésticos (Zinsstag et al., 2011), as microbiotas podem servir duplamente para monitorar a saúde do hospedeiro e rastrear o potencial de zoonoses emergentes (Ingala et al., 2019).

Há um crescente número de pesquisas que sugerem que a microbiota animal pode responder a mudanças no uso da terra, particularmente onde tal mudança leva a recursos alimentares alterados ou deficientes (Amato et al., 2013; Barelli et al., 2015). No entanto, em relação ao conhecimento dos impactos dessas mudanças na microbiota de quirópteros ainda é escasso, se fazendo imprescindível o estudo da microbiota e a comparação das mudanças entre espécies habitando áreas conservadas a áreas urbanas e degradadas.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GERAL

O objetivo geral deste trabalho foi de identificar a presença de *Leptospira* spp. em amostras renais e urina, e a presença de anticorpos contra *Leptospira* spp. em amostras de sangue; *Enterobacteriales* em swabs fecais e fezes de morcegos mais comumente encontrados em áreas urbanas e rurais e seus padrões de resistência a antimicrobianos. Além disso, teve como objetivo avaliar a associação desses microrganismos e a resistência bacteriana a antimicrobianos a diferentes guildas tróficas, áreas de captura com diferentes graus de antropização, faixa etária, gênero e status reprodutivo dos animais amostrados, por meio de análises estatísticas. Objetivou-se preencher cada vez mais as lacunas na pesquisa mundial de *Leptospira* spp., *Enterobacteriales* e padrões de resistência a antimicrobianos em morcegos, com escassos estudos sobre o assunto.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 1.1.1. Analisar por meio de métodos moleculares e sorológicos (PCR e MAT) a presença de *Leptospira* spp. em amostras renais, urina e sangue de morcegos que habitam áreas urbanas e rurais de diferentes municípios do estado de São Paulo, Paraíba, Pernambuco e Ceará.
- 1.1.2. Analisar por meio de isolamento e identificação por métodos proteômicos (MALDI-TOF) e PCR a presença de *Salmonella* sp. em amostras de morcegos que habitam áreas urbanas e rurais na região metropolitana de São Paulo (RMSP).
- 1.1.3. Analisar por meio de isolamento e identificação por métodos proteômicos (MALDI-TOF) a presença de *Enterobacteriales* em amostras de morcegos que habitam áreas urbanas e rurais na região metropolitana de São Paulo (RMSP).
- 1.1.4. Analisar por meio de método de disco-difusão o perfil de resistência

a antimicrobianos de *Enterobacteriales* isoladas de morcegos que habitam áreas urbanas e rurais na região metropolitana de São Paulo (RMSP).

- 1.1.5. Analisar por meio de métodos fenotípicos (disco-difusão) e genotípicos (PCR) a presença de genes responsáveis pela produção de enzimas β -lactamases AmpC e ESBL de *Enterobacteriales* isoladas de morcegos que habitam áreas urbanas e rurais na região metropolitana de São Paulo (RMSP).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. ÁREA DE ESTUDO

3.1.1. Região Metropolitana de São Paulo (RMSP)

As principais capturas de morcegos ocorreram na Região Metropolitana de São Paulo (RMSP). Sabe-se que os componentes das paisagens influenciam a riqueza e a abundância de espécies de morcegos no gradiente entre a matriz urbana e áreas conservadas (Hourigan et al., 2010; Threlfall et al., 2011), tendo em vista esse fato, foram escolhidas parte das áreas da RMSP para capturas e amostragem.

Os critérios de elegibilidade e seleção das áreas de amostragem estão bem descritos em Mello, 2022 e Brito et al., 2023. Resumidamente, os critérios de seleção consistiam em: estarem localizados (ou o mais próximo possível) nos estratos de paisagem definidos, proporcionarem condição segura para a realização das atividades e autorizarem a realização das campanhas de campo frente às restrições impostas pela pandemia da COVID-19. Os locais escolhidos foram:

- Reserva do Morro Grande - Represa Pedro Beicht (Estrato 1 – Preservação Ambiental): -23.71495 S, -46.96019 W. Área de aproximadamente 10.000 hectares de Mata Atlântica preservada e próxima as margens da represa (Figura 1 e Figura 2)

- Floresta Nagmo (Estrato 2 - Rural). Fragmento de Mata Atlântica secundária com a presença de vegetação ornamental e exótica de aproximadamente 100 hectares, cercada de áreas rurais do município de Cotia (Figura 3 e Figura 4)

- Centro Educacional Esportivo do Butantã (Estrato 3 - Residencial): -23.57519 S, -46.72369 W. Clube esportivo municipal com a presença de diversas árvores frutíferas, como mamoeiro (*Carica papaya*), bananeiras (*Musa sp.*), abacateiro (*Persea americana*) e figueira (*Ficus sp.*), rodeado por residências

(Figura 5 e Figura 6).

- Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP) (Estrato 4 – Favelas): -23.57045 S, -46.73918 W. Pequeno fragmento de Mata Atlântica secundário com presença de *Piper* sp., com diversos pontos de abrigo em edifícios não utilizados, barracões com criação de bovinos, caprinos, ovinos e equinos. Cercado por habitações populares da Favela São Remo (Figura 7 e Figura 8).

- Condomínios verticalizados Butantã (Estrato 5 – Residencial verticalizado): -23.58556 S, -46.73969 W; Área de 1.800 m² bem arborizada, com presença de árvores frutíferas e horta, incluindo amoreira (*Morus* sp.) bananeira (*Musa* sp.), abacateiro (*Persea americana*), ao lado da Rodovia Raposo Tavares (Figura 9).

- Raia Olímpica da USP (Estrato 6 - Industrial): -23.55051 S, -46.73228 W. Raia de remo com presença de algumas árvores exóticas não frutíferas e algumas bananeiras (*Musa* sp.) e goiabeiras (*Psidium guajava*), cercado por barracões industriais e diversos pontos de iluminação (Figura 10 e Figura 11).

Figura 1. Panorâmica da Área 1 (Reserva Ambiental da Represa Pedro Beicht)



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 2. Instalação das redes de neblina na Área 1 (Reserva Ambiental da Represa Pedro Beicht)



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 3. Panorâmica da Área 2 (Floresta Nagmo - Cotia)



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 4. Instalação de redes de neblina na Área 2 (Floresta Nagmo - Cotia)



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 5. Panorâmica da Área 3 (Centro Educacional Esportivo do Butantã)



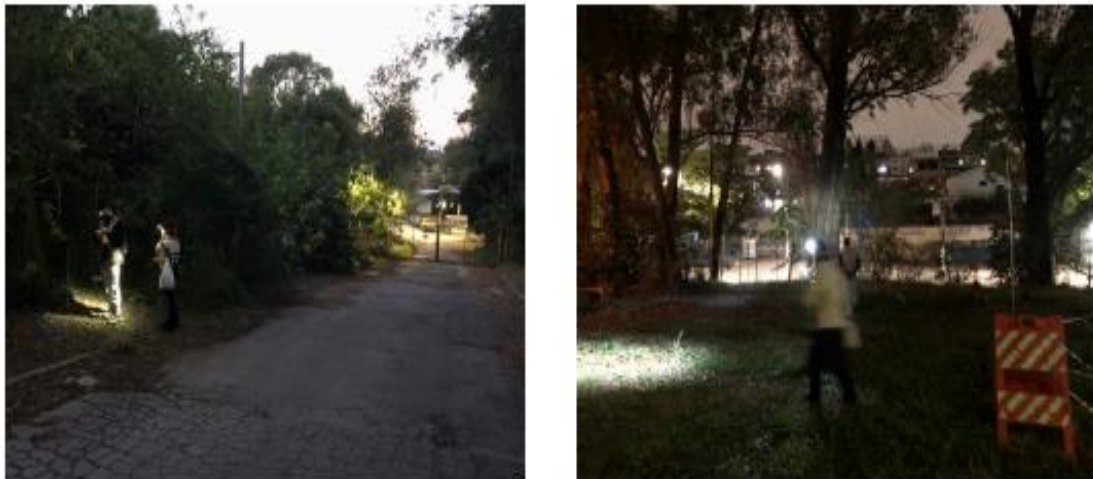
Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 6. Instalação de redes de neblina na Área 3 (Centro Educacional Esportivo do Butantã)



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 7. Panorâmica da Área 4 (Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo FMVZ-USP)



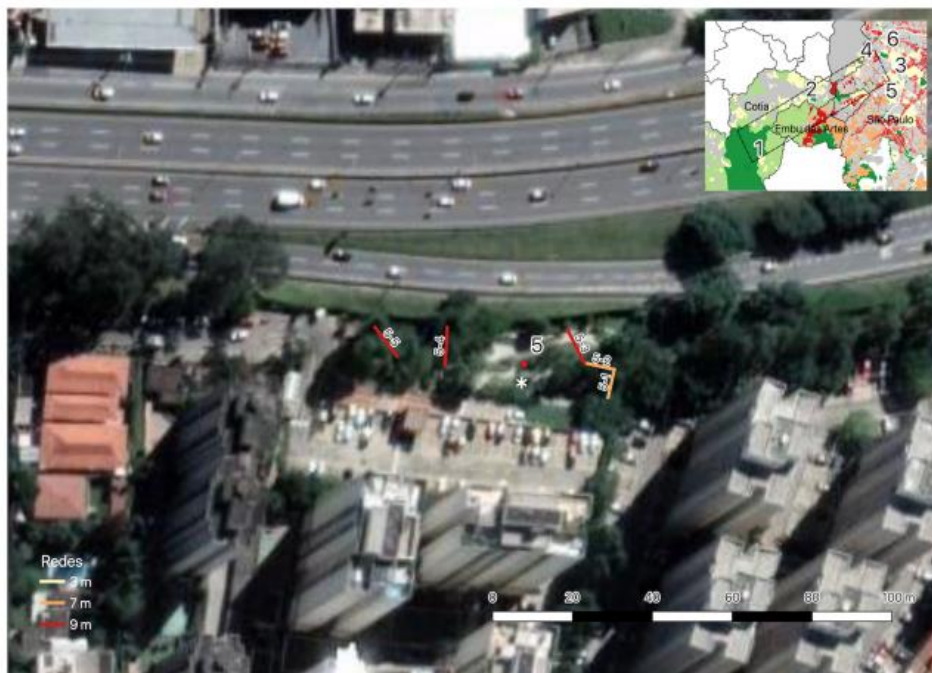
Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 8. Instalação de redes de neblina na Área 4 (FMVZ-USP)



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 9. Instalação de redes na Área 5 (Condomínios Verticalizados Butantã)



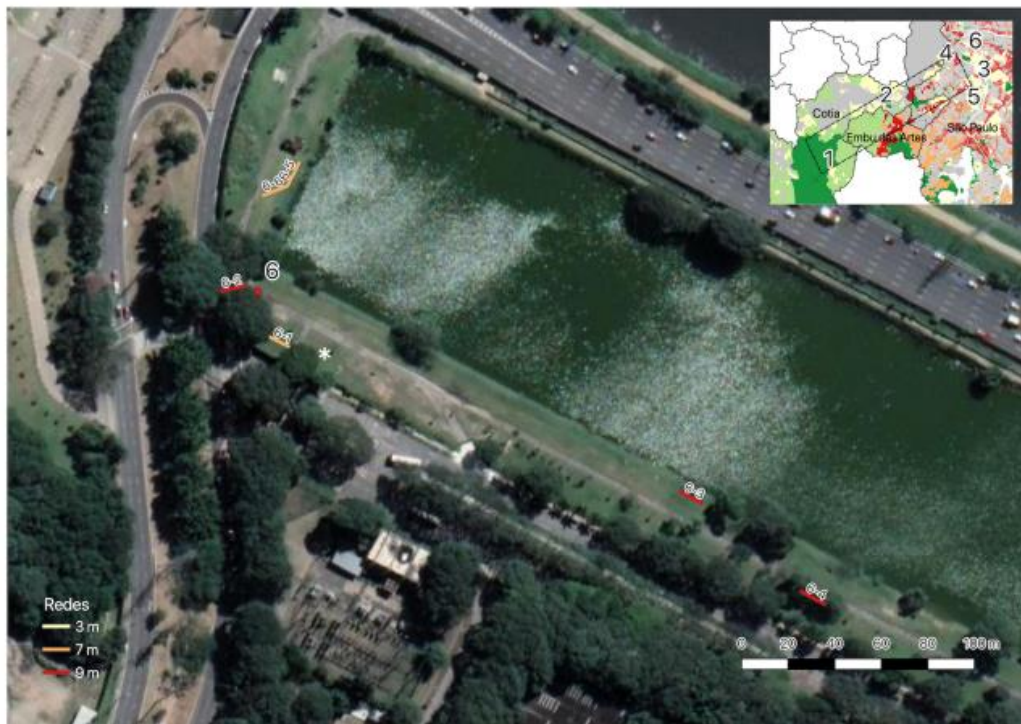
Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 10. Panorâmica da Área 6 (Raia Olímpica da USP)



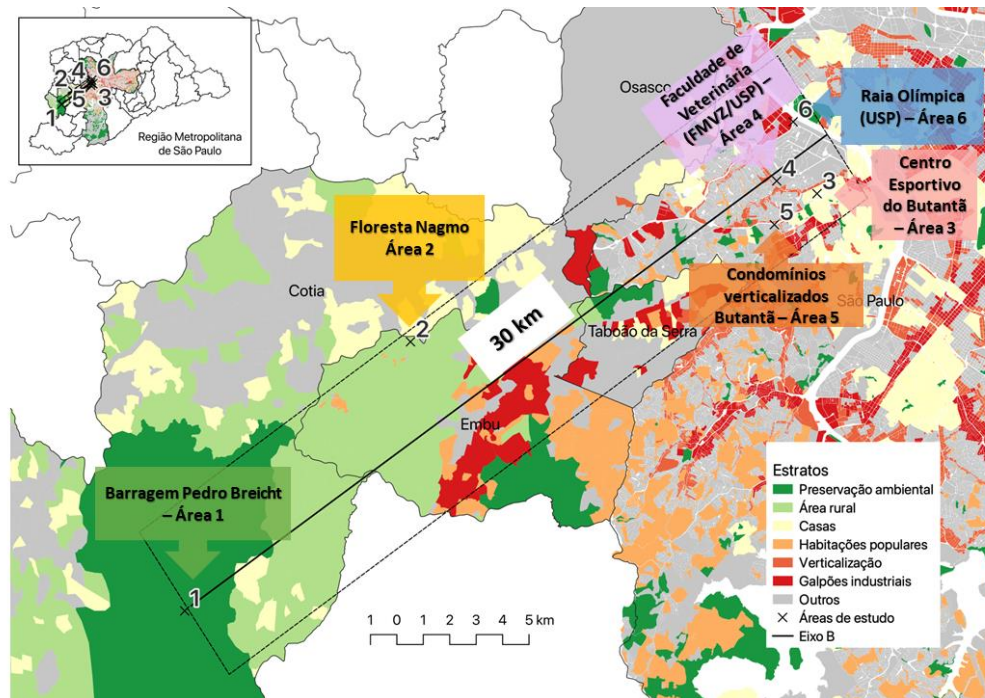
Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 11. Instalação de redes na Área 6 (Raia Olímpica USP)



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Prof. Dr. Ricardo Augusto Dias

Figura 12. Áreas de coleta na Região Metropolitana de São Paulo, segundo uso do solo

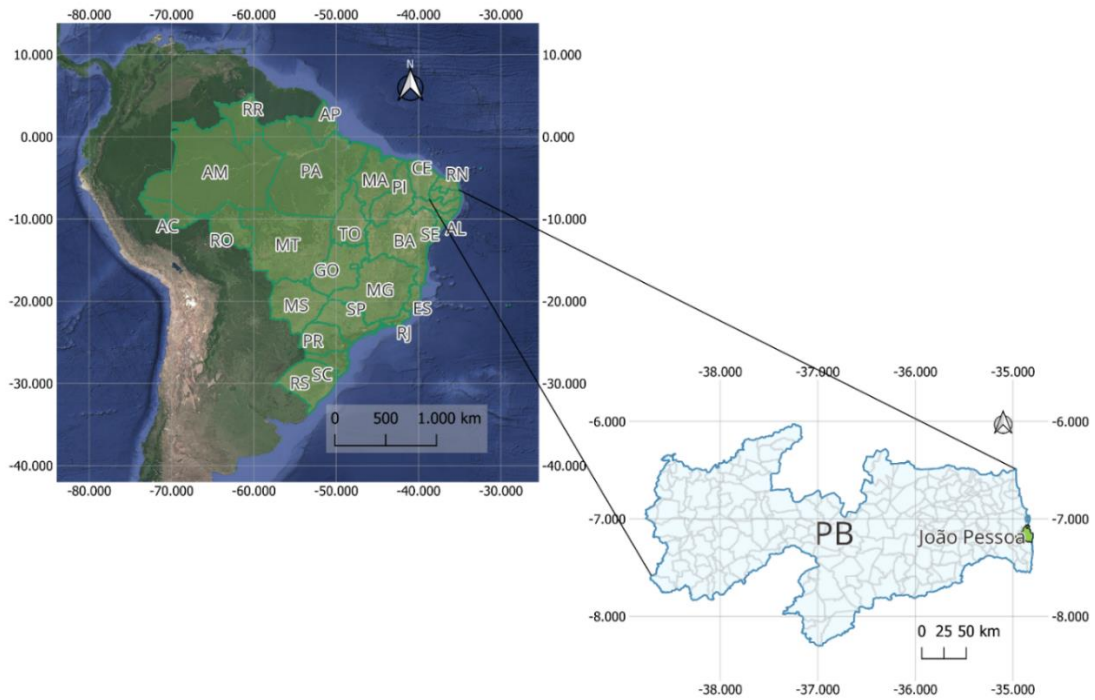


Fonte: Mello (2022), modificado

3.1.2. Outras regiões

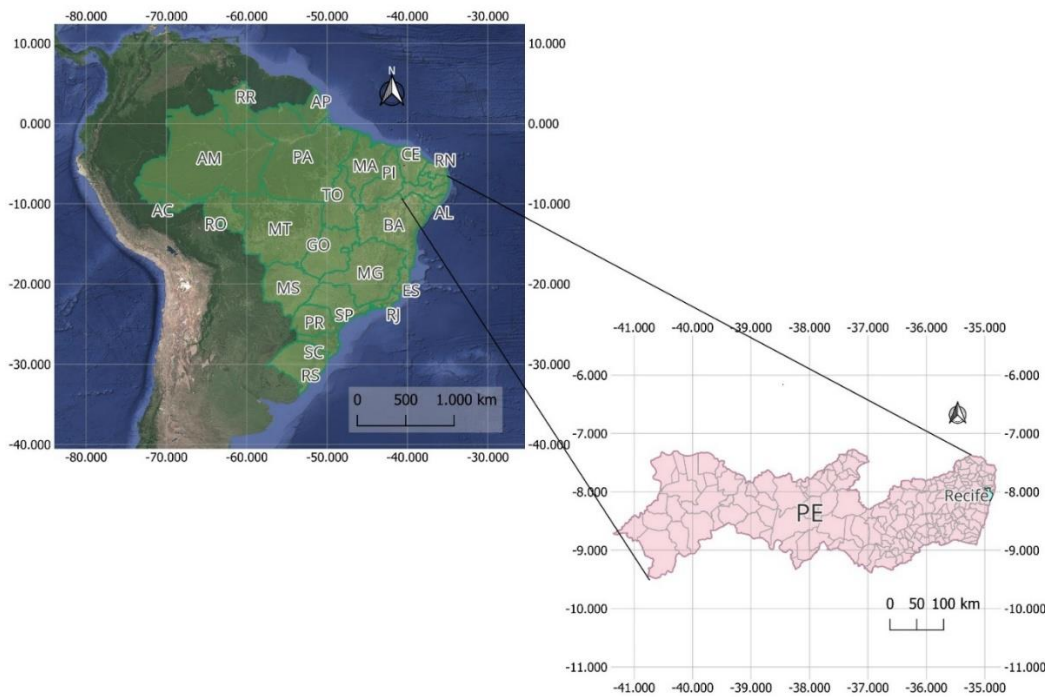
Foram recebidas amostras de rins para pesquisa de *Leptospira* spp., que foram gentilmente cedidas por colegas pós-graduandos, previamente coletados e congelados antes de ser feito o envio, oriundas de coletas realizadas em João Pessoa (PB), Recife (PE), Potiretama (CE) e Tauá (CE) (sendo das duas últimas, amostras pertencentes a *Desmodus rotundus* capturados em cavernas, negativos para vírus da raiva), atreladas a projetos paralelos (relação da origem e espécies de morcegos descritas no Apêndice A). Também foram recebidos morcegos para necrópsia advindos de diferentes municípios do estado de São Paulo enviados pelo instituto *Pasteur* após serem avaliados para a presença de vírus da Raiva (Apêndice A).

Figura 13. Município de origem dos morcegos no Estado da Paraíba



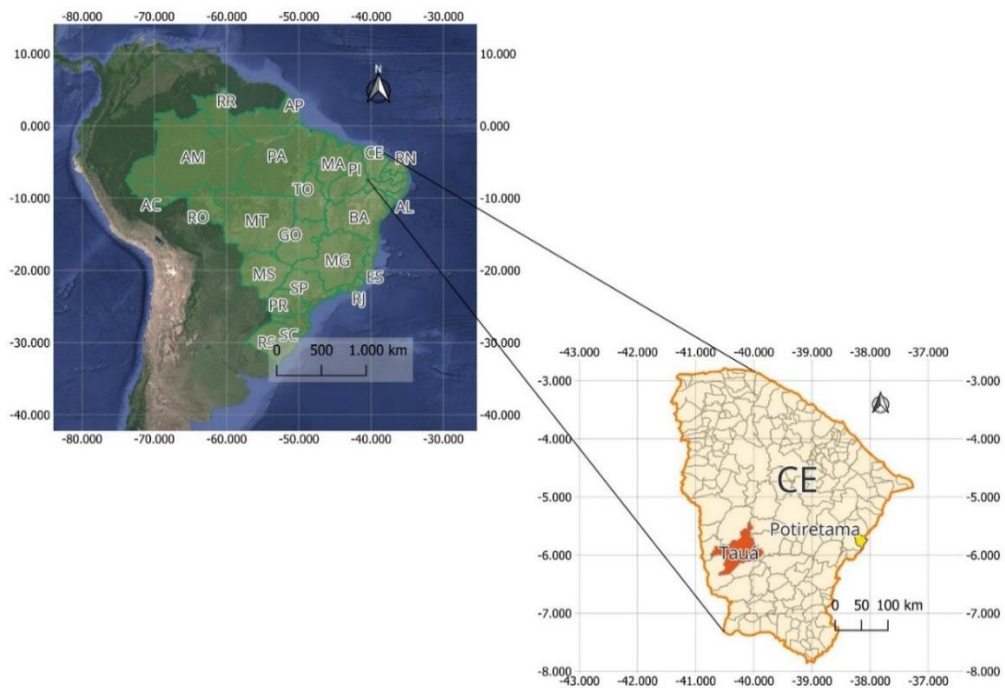
Fonte: Elaboração própria, utilizando o software Qgis (QGIS Development Team, 2021)

Figura 14. Município de origem dos morcegos no Estado de Pernambuco



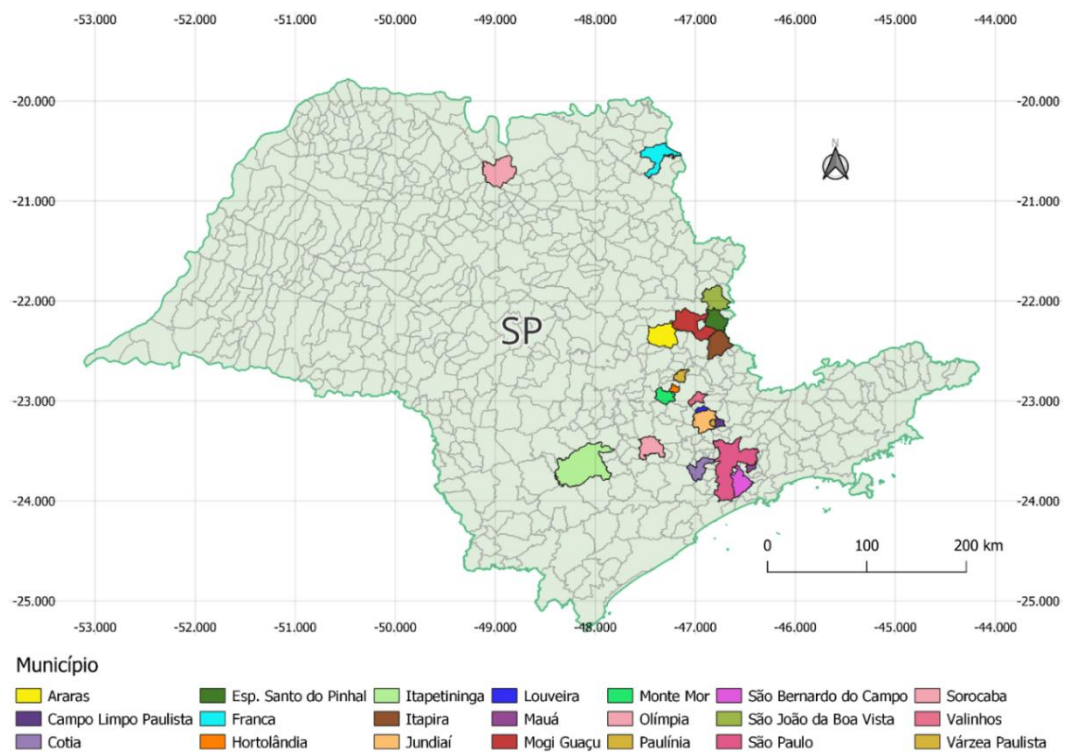
Fonte: Elaboração própria, utilizando o software Qgis (QGIS Development Team, 2021)

Figura 15. Municípios de origem dos morcegos no Estado do Ceará



Fonte: Elaboração própria, utilizando o software Qgis (QGIS Development Team, 2021)

Figura 16. Representação dos municípios de origem dos morcegos no Estado de São Paulo



Fonte: Elaboração própria, utilizando o software Qgis (QGIS Development Team, 2021)

3.2. Amostragem

No total, as coletas foram realizadas entre 13/12/2019 até 19/11/2022. As coletas realizadas na RMSP foram de junho/2021 a novembro/2022, sendo realizado um total de cinco campanhas de coletas, compreendendo as estações de inverno, primavera, verão e outono.

Para as capturas foram utilizadas redes de neblina (*mist nets*) do tipo ATX de, de 3m a 9m de comprimento, armadas em varetas de alumínio de 3m de altura. Sua disposição foi determinada in loco, podendo ser em I, T, V, Y ou Z, utilizando-se uma ou mais redes. Em abrigos, as capturas foram feitas nas imediações de edifícios abandonados, saídas de túneis, palmeiras ou árvores frutíferas.

As redes foram abertas ao anoitecer e fechadas após 4-5 horas, verificadas a cada 20 minutos. Os morcegos capturados foram colocados em sacos de algodão para posterior manejo e coleta de material.

Os morcegos capturados foram identificados por sexo, faixa etária (de acordo com o fechamento das epífises ósseas), condição reprodutiva (fêmeas prenhes, lactantes ou pós-lactantes, machos escrotados ou testículos abdominais) e identificada a espécie através de suas características morfológicas, seguindo chaves de identificação estabelecidas por [Díaz et al., 2016](#).

As informações foram anotadas em uma ficha específica. Nas recapturas, foi anotado o número da anilha e as informações biométricas atualizadas. Animais não marcados receberam as anilhas de identificação a partir da segunda seção de captura.

3.2.1. Amostras

3.2.1.1. Urina

As amostras de urina foram obtidas por micção espontânea, em pequenos volumes. Foram acondicionadas em microtubos (Eppendorf®) estéreis de 1,5 mL, mantidos a 4°C até serem transportadas ao Laboratório de Zoonoses Bacterianas da FMVZ-USP, para posterior congelamento a -20°C até o momento de

processamento e análise.

3.2.1.2. Fezes e *swabs* retais

Foram realizados *swabs* retais em duplicata de cada animal (excluindo aqueles que possuíam peso <25g, por limitações anatômicas), utilizando swab de algodão estéril com haste de alumínio, acondicionadas em criotubos de 2 mL estéreis secos.

Amostras fecais foram coletadas em microtubos (Eppendorf®) estéreis de 1,5 mL, quando havia defecação espontânea no momento da captura ou manejo.

Ambos foram mantidos a 4°C até serem transportadas ao Laboratório de Zoonoses Bacterianas da FMVZ-USP, para posterior congelamento a -20°C até o momento de processamento e análise.

3.2.1.3. Sangue

Foi realizada a coleta de sangue (apenas animais >50g, machos e fêmeas não prenhes) através de punção das veias pré-braquial ou uropatagial, utilizando-se seringas de 1mL e agulhas 13 x 0,45mm estéreis e acondicionadas em tubos estéreis secos, volume não excedendo 1% do peso vivo do animal. A assepsia local foi feita com algodão e álcool 70%, anteriormente à coleta. As amostras foram mantidas a 4°C até serem transportadas ao Laboratório de Zoonoses Bacterianas da FMVZ-USP, para serem refrigeradas a 4°C até o momento do processamento.

3.2.1.4. Rins

Morcegos que vieram a óbito durante o manejo foram resfriados a 4°C e imediatamente trazidos para o Laboratório de Zoonoses Bacterianas da FMVZ-USP, para a coleta de rins para diagnóstico de *Leptospira* spp. e outros órgãos para diferentes diagnósticos. Morcegos recebidos pelo instituto Pasteur também foram necropsiados, utilizando material cirúrgico estéril, sendo trocado a cada

animal, para coleta de amostras de órgãos.

Foram recebidas amostras de rins, que foram gentilmente cedidas por colegas pós-graduandos, previamente coletados e congelados antes de ser feito o envio, oriundas de coletas realizadas em todo estado de São Paulo (SP), João Pessoa (PB), Recife (PE) e Ceará, atreladas a projetos paralelos (relação da origem e espécies de morcegos descritas no Apêndice A).

Os procedimentos foram realizados conforme os princípios éticos de experimentação animal, protocolo número CEUA nº 2332030320. A licença para as coletas junto ao Sistema de autorização e Informação da Biodiversidade (SISBio) número 71136-1, 57755-1 e 62042-1.

3.3. Processamento laboratorial

3.3.1. Pesquisa de *Leptospira* spp.

3.3.1.1. Sorologia

Para pesquisa de anticorpos contra *Leptospira* spp. foi empregado o teste de aglutinação microscópica (MAT), aplicando-se uma coleção de 24 antígenos vivos, entre amostras de referência e estirpes autóctones isoladas no Brasil (Tabela 1).

Tabela 1. Antígenos do gênero *Leptospira* empregados no teste de soroaglutinação microscópica (MAT) listados por espécies, com seus respectivos sorogrupos e sorovares

Espécie	Sorogrupo	Sorovar
<i>L. borgpetersenii</i>	Ballum	Castellonis
	Sejroe	Hardjo (Hardjobovis)
	Javanica	Javanica
	Tarassovi	Tarassovi
	Celledoni	Whitcombi
<i>L. interrogans</i>	Australis	Australis
	Autumnalis	Autumnalis
	Bataviae	Bataviae
	Australis	Bratislava
	Canicola	Canicola
	Icterohaemorrhagiae	Copenhageni
	Sejroe	Hardjo (Hardjoprajitno)
	Hebdomadis	Hebdomadis
	Pomona	Pomona
	Pomona	Pomona (GR6)
	Pyrogenes	Pyrogenes
	Icterohaemorrhagiae	Icterohaemorrhagiae
	Djasiman	Sentot
<i>L. kirschneri</i>	Grippotyphosa	Grippotyphosa
	Autumnalis	Butembo
	Cynopteri	Cynopteri
<i>L. noguchi</i>	Panama	Panama
<i>L. santarosai</i>	Shermani	Shermani
	Sejroe	Guaricura

Fonte: Baseado nos antígenos utilizados na rotina de diagnóstico sorológico de leptospirose em animais realizado pelo laboratório (LZB FMVZ USP).

O soro sanguíneo foi diluído na proporção 1:50 em solução salina de Sørensen (pH 7,4). Em seguida, 50 µL das diluições das amostras foram depositados em microplacas de poliestireno contendo 96 poços, posteriormente, 50 µL do antígeno foi adicionado aos poços, atingindo-se a diluição 1:100 (triagem). As microplacas foram incubadas a 28°C por no mínimo duas horas para realização da leitura e interpretação. Como controle para validação do teste, cada

antígeno foi analisado microscopicamente quanto a sua viabilidade, pureza e auto aglutinação.

A leitura foi realizada por meio de microscopia de campo escuro para observação de aglutinações, sendo consideradas reagentes apenas aquelas amostras que apresentarem no mínimo 50% de leptospiras aglutinadas na diluição 1:100.

3.3.1.2. Reação em cadeia da polimerase (PCR)

A extração de DNA foi realizada em amostras de urina e rins, com utilização do kit “PureLink Genomic DNA Mini Kit (Invitrogen)” de acordo com protocolo sugerido pelo fabricante. O material extraído foi armazenado a -20°C até o momento de amplificação.

A amplificação de DNA para *Leptospira* spp. foi realizada pela PCR com os pares de primers Lep1 e Lep2 que amplificam uma região de 330 pb do gene 16S rRNA (*rrs*) e foi usado a GoTaq™ Green Master Mix (Promega, Brasil). As amostras positivas nesta primeira amplificação foram submetidas a uma segunda PCR, aplicando o primer LipL32 para amplificação de *L. interrogans* (espécie patogênica) (Ahmed et al., 2006; Mérien et al., 1992). Culturas de *L. interrogans* serovar Canicola e água ultrapura foram empregados como controles positivo e negativo, respectivamente.

Os produtos amplificados foram analisados por eletroforese em gel de agarose 1,5% (p/v), com tampão de corrida TBE 0,5X (0,045 M de Tris-borato, 1 mM de EDTA, pH 8,0). O gel foi corado com SYBR Safe DNA gel stain (Invitrogen®) e posteriormente fotografado sob luz ultravioleta com o auxílio de um transiluminador.

3.3.2. Pesquisa de *Enterobacteriales* e Antibiograma

Para a pesquisa das enterobactérias, o *swab* fecal foi inoculado em meio não seletivo de pré-enriquecimento (água peptonada) e incubado a 37°C por 18-24 h. Em seguida, as amostras foram repicadas em ágar MacConkey, para isolamento de enterobactérias. Um mL do meio de pré-enriquecimento não seletivo foi transferido para o meio seletivo tetrathionato de sódio, sendo novamente incubado à 37°C em condições de aerobiose por mais 24h. Em seguida semeado em placas de ágar XLT-4 (Waltman, 2000). Três colônias isoladas de cada placa foram analisadas de acordo com seu aspecto morfológico sugestivo e identificadas por meio de espectrometria de massa - *matrix-assisted laser desorption ionization-time of flight mass spectrometry* (MALDI-TOF MS). Os isolados identificados foram armazenados em meio de manutenção, à temperatura ambiente.

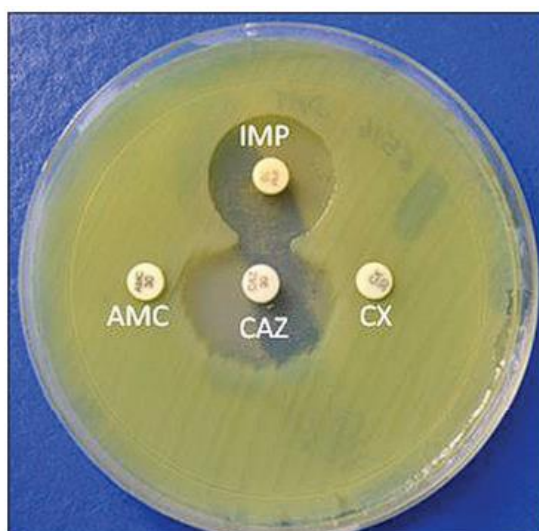
O antibiograma de todas as amostras foi feito por meio da técnica de difusão em disco de acordo com recomendações do *Clinical and Laboratory Standards Institute* M100 (CLSI, 2022). Os antibióticos que foram utilizados são: sulfazotrim (SUT, 25µg), aztreonam (ATM, 30µg), ácido nalidíxico (NAL, 30µg), ceftriaxona (CRO, 30µg), ertapenem (ERT, 10µg), imipenem (IPM, 10 mg), meropenem (MPM, 10mg), cefotaxitine (CFO, 30µg), cefotaxime (CTX, 30µg), amoxicilina-clavulanato (AMC, 30µg), ceftazidima (CAZ, 30 µg), ciprofloxacina (CIP, 5 µg), cefepime (COM, 30 µg), gentamicina (GEN, 10 µg), tetraciclina (TET, 30 µg).

Os quais pertencentes as classes: sulfonamidas (sulfazotrim), monobactâmicos (aztreonam), quinolonas (ácido nalidíxico e ciprofloxacina), cefalosporinas (ceftriaxona, cefotaxitine cefotaxime, ceftazidima, cefepime), carbapenêmicos (ertapenem, imipenem, meropenem), penicilinas (amoxicilina-clavulanato), aminoglicosídeos (gentamicina) e tetraciclins (tetraciclina).

Bactérias que exibissem resistência a pelo menos um antibiótico de três ou mais classes diferentes, foram considerados como multirresistentes (ou multidroga-resistentes) (Falagas et al., 2006; Kallen et al., 2010; Paterson & Doi, 2007).

O teste fenotípico para caracterizar presença de produção de AmpC β -lactamases realizado foi o de aproximação de discos (Gupta et al., 2014). Brevemente, é realizada inoculação do isolado em uma placa com ágar e realizada colocação de discos de ceftazidima no centro da placa, um disco de imipenem, cefoxitina e amoxicilina-clavulanato numa distância de 20 mm do disco de ceftazidima. Incubado de um dia para o outro a placa invertida a 35°C numa estufa. Após a incubação é feita a avaliação da placa a procura de sinais de enfraquecimento ou achatamento da zona de inibição entre o disco de ceftazidima e os discos de imipenem, cefoxitina e amoxicilina-clavulanato. Se houver tais sinais, deve-se considerar a amostra positiva para a produção de AmpC nas características fenotípicas (Figura 17).

Figura 17. Características fenotípicas para a produção de AmpC



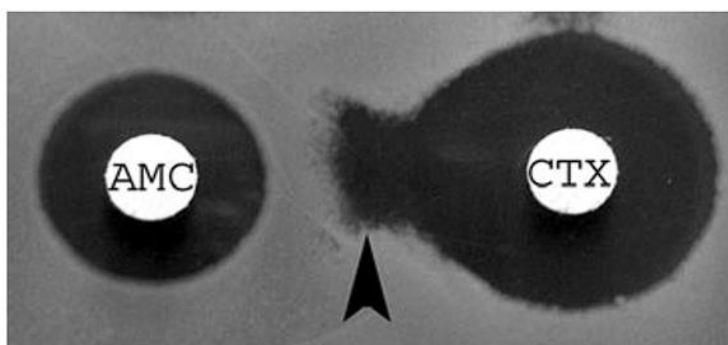
Representação do teste de aproximação de disco. Achatamento da zona de inibição da ceftazidima em direção ao disco de imipenem, indicando resultado positivo. IMP: Imipenem (10 mg), CAZ: Ceftazidima (10 mg), AMC: Amoxicilina-clavulanato (20/10 mg).

Fonte: Gupta et al., 2014

Para investigar características fenotípicas para a produção de ESBL β -lactamases foi realizado teste de sinergia de disco duplo descrito por Jarlier et al. (1988). Brevemente é realizado em uma placa de ágar inoculada com a bactéria a ser testada, sendo adicionado disco de cefotaxima (e/ou ceftriaxona e/ou

ceftazidima, e/ou aztreonam) e um disco de amoxicilina–clavulanato posicionados a uma distância 30 mm entre si. O teste é considerado positivo quando a susceptibilidade reduzida a cefotaxima é combinada com um corte claro da sua linha de inibição frente ao disco de amoxicilina-clavulanato, geralmente resultando em uma formação de imagem característica de “rolha de champagnne” ou “buraco de fechadura” (Figura 18).

Figura 18. Características fenotípicas para a produção de ESBL



Um teste de sinergia de disco duplo positivo. Discos de cefotaxime (CTX) e amoxicilina-clavulanato (AMC) são posicionados numa distância de 30 mm entre si. A zona de inibição está evidente entre os dois discos, indicando sinergia entre cefotaxima e clavulanato.

Fonte: [Jarlier et al., 1988](#)

Em seguida, para investigar genes responsáveis pela produção de β -lactamases (AmpC e ESBL), mediada por plasmídeos ou de origem cromossomal, foi realizada a multiplex PCR, utilizando-se primers específicos para AmpC (MOXMF, MOXMR, CITMF, CITMR, DHAMF, DHAMR; ACCMF, ACCMR, EBCMF, EBCMR; FOXMF, FOXMR) e ESBL (blaSHV, blaTEM e blaCTX-M) e seguindo o protocolo estabelecido por [Pérez-pérez, F. J. & Hanson, N. D. \(2002\)](#).

Foi realizado PCR para investigar a presença de *Salmonella* sp. nas amostras fecais e de swabs retais, utilizando os primers (S18-19, S21-22, S29-30) e protocolo estabelecido por [Kwang et al. \(1996\)](#).

3.4. Análise estatística

A análise descritiva dos resultados foi determinada pelas frequências relativas e absolutas. Foi utilizado teste Qui-Quadrado de Pearson (sendo considerado alfa 0.05), ou Teste Exato de Fisher (quando havia presença de variáveis com valores menores que cinco) para realizar a comparação entre as proporções encontradas entre achados laboratoriais, o local de coleta e das características de cada grupo animal. A determinação da *ODDS RATIO* (razão de chances) foi realizada para apresentar a chance de um indivíduo possuir a condição em estudo se comparada ao indivíduo não exposto (Francisco et al., 2008). Todas as análises e a montagem do banco de dados foram executadas por meio do *software Statistical Package for Social Sciences 26.0 (IBM SPSS, 2019)*.

Para mensuração de índices de diversidade de espécies, foi utilizado Índice de Diversidade de Shannon (Shannon & Weaver, 1949). O qual é utilizado para estudos ecológicos e quanto maior o valor do índice calculado, maior é a diversidade de espécies estimada na comunidade estudada (Kim et al., 2017).

Para montagem de mapas foi utilizado o *software Qgis (QGIS Development Team, 2021)*, utilizando mapas disponíveis em base de dados públicas (IBGE, 2010; Prefeitura de São Paulo, 2022). Para a confecção de gráficos e figuras foi utilizado o *software RStudio (R Core Team, 2022)*.

4. RESULTADOS

Foram capturados 283 morcegos pertencentes a 18 espécies na região metropolitana de São Paulo (Apêndice B). Destes animais, foram coletados 229 swabs retais e fezes de morcegos, sendo fêmeas (N = 110) e machos (N = 119), adultos (N = 202) e juvenis (N = 27). Sangue foi coletado de 115 morcegos, sendo fêmeas (N = 41) e machos (N = 74), adultos (N = 104) e juvenis (N = 11). Urina foi coletada de nove morcegos, sendo fêmeas (N = 4) e machos (N = 5), adultos (N = 6) e juvenis (N = 3). Rins foram coletados de seis animais que vieram a óbito durante o manejo, sendo fêmeas (N = 2) e machos (N = 4), adultos (N = 6) e não houve coleta de juvenis (N = 0).

Sobre a RMSP, as amostras foram obtidas na maioria em área rural (área 2/Floresta Nagmo Budista; N = 101), seguida por área florestal (área 1/ Represa Pedro Beicht; N = 81), residencial verticalizado (área 05/Condomínio Condomínios; N = 56), de favelas (área 04/FMVZ; N = 28), residencial (área 3/Centro esportivo; N = 9) e industrial (área 06/Raia olímpica; N = 08). Dezoito espécies de morcegos, pertencentes a duas famílias (Phyllostomidae N = 267 e Vespertilionidae N = 16) foram amostradas na RMSP: *Sturnira lilium* (N = 86), *Artibeus lituratus* (N = 75), *Artibeus fimbriatus* (N = 58), *Glossophaga soricina* (N = 17), *Platyrrhinus lineatus* (N = 17), *Carollia perspicillata* (N = 6), *Histiotus velatus* (N = 4), *Myotis nigricans* (N = 4), *Myotis riparius* (N = 4), *Platyrrhinus recifinus* (N = 3), *Eptesicus diminutus* (N = 2), *Anoura caudifera* (N = 1), *Desmodus rotundus* (N = 1), *Eptesicus brasiliensis* (N = 01), *Micronycteris microtis* (N = 01), *Mimon bennetti* (N = 01), *Myotis levis* (N = 01) e *Pygoderma bilabiatum* (N = 01) (Apêndice B).

Em outras regiões as foram estudadas seis espécies, pertencentes a duas famílias (Phyllostomidae N = 140 e Vespertilionidae N = 22), foram: *Desmodus rotundus* (N = 98), *Artibeus planirostris* (N = 41), *Myotis nigricans* (N = 13), *Eptesicus furinalis* (N = 04), *Myotis albescens* (N = 02), *Phyllostomus discolor* (N = 01) e três animais identificados apenas como Vespertilionidae (Apêndice A).

Em relação ao índice de diversidade de Shannon, as áreas com maiores índices de diversidade de espécie de morcegos são: área 1 - Reserva Ambiental da Represa Pedro Beicht (preservação ambiental) ($H' = 1,771$), seguido por área 2 - Floresta Nagmo (Rural) ($H' = 1,628$), em seguida área 5 - Condomínio

Condomínios Butantã (residencial verticalizado) ($H' = 1,598$), área 4 - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP) (favelas) ($H' = 1,018$), área 3 - Centro Educacional Esportivo do Butantã (Residencial) ($H' = 1,003$) e por fim, área 6 – Raia Olímpica da USP (Industrial) ($H' = 0,693$) (Figura 19).

Rins foram processados de 168 morcegos (6 rins de morcegos da RMSP, que vieram a óbito durante o manejo). Foram recebidas 98 amostras renais do estado do Ceará, 42 amostras renais do estado da Paraíba e Pernambuco e 22 amostras renais de morcegos advindos de municípios do estado de São Paulo enviados pelo instituto Pasteur após serem avaliados para a presença de vírus da Raiva (Apêndice A).

Portanto, no presente trabalho, foram processadas amostras de 445 morcegos no total.

Figura 19. Índice de Diversidade de Shannon das espécies de morcegos capturados por área na RMSP

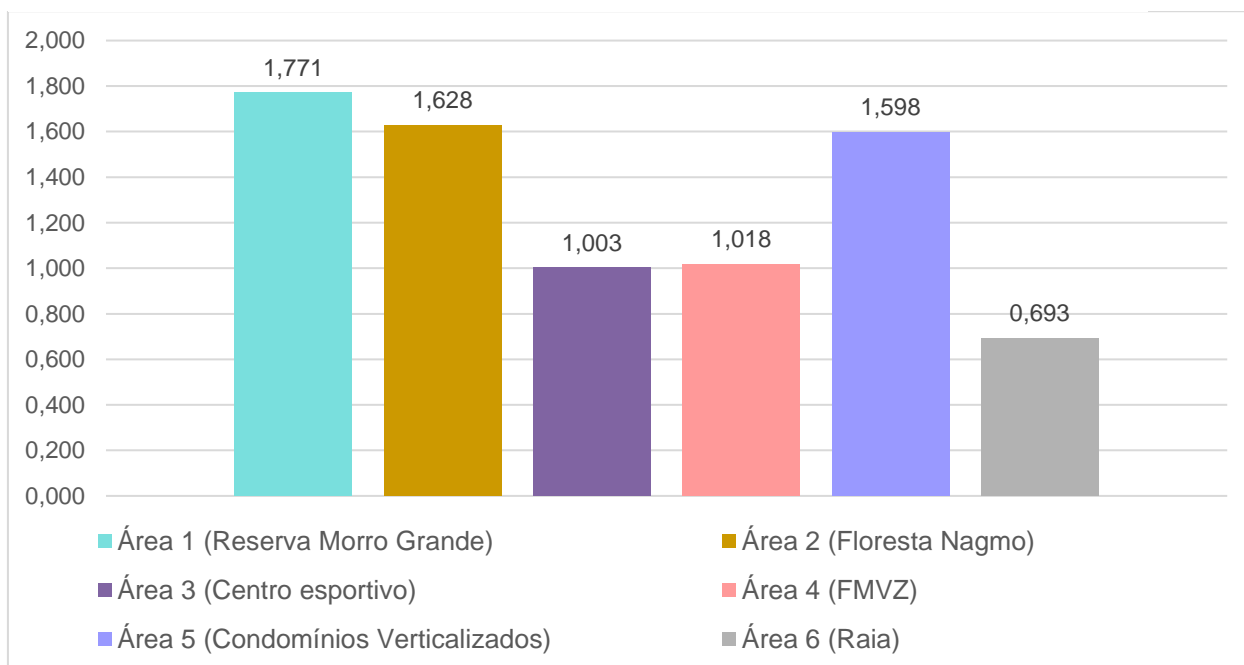


Tabela 2. Abundância geral de espécies de morcegos coletados na RMSP por área de coleta e Estação do ano

Estações	Inverno						Primavera						Verão						Outono						Primavera			Total															
	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	3	4																
Famílias/Espécies																																											
Phyllostomidae	1	-			21		10	34										32	46											6	16	8	5	11	2	22						9	267
<i>Anoura caudifera</i>		-							1																										1								
<i>Artibeus fimbriatus</i>		-			7		2	12			3	1						2	14				2	3					3					3	58								
<i>Artibeus lituratus</i>		-			6		1	11			1	3						14	6				1	1	2			1	5	6			2	13	2	75							
<i>Carollia perspicillata</i>		-																3	1																	4							
<i>Desmodus rotundus</i>		-																										1								1							
<i>Glossophaga soricina</i>		-					4					1												1	6			1	1			3				17							
<i>Miconycteris microtis</i>		-																																1		1							
<i>Mimon bennetti</i>		-																																1		1							
<i>Platyrrhinus lineatus</i>		-			6				2											1							1									17							
<i>Platyrrhinus recifinus</i>		-			1																							2								3							
<i>Pygoderma bilabiatum</i>		-																1																		1							
<i>Sturnira lilium</i>	1	-			1		3	8			6	2						12	24							4			5	3	1	5	2		5		4	86					
Vespertilionidae	2	-					2	4										2	1															4	1		16						
<i>Eptesicus brasiliensis</i>		-																1																			1						
<i>Eptesicus diminutus</i>		-					1																												1		2						
<i>Histiotus velatus</i>		-																																	4		4						
<i>Myotis levis</i>		-																1																			1						
<i>Myotis nigricans</i>	2	-																																	2		4						
<i>Myotis riparius</i>		-					1	2																												1	4						
Total	6	-			42		24	76			14	28	2					68	94							14	20	10	12	32	16	10	22	4	50	2	18	283					

Tabela 3. Frequência de ocorrência (%) das espécies de morcegos amostrados na RMSP

Família/ Espécies	N indivíduos	Abundância relativa % (IC95%)
Phyllostomidae		
<i>Anoura caudifera</i>	1	0,37 (0,04-1,74)
<i>Artibeus fimbriatus</i>	58	21,72 (17,1-26,96)
<i>Artibeus lituratus</i>	75	28,09 (22,96-33,7)
<i>Carollia perspicillata</i>	6	2,25 (0,94-4,57)
<i>Desmodus rotundus</i>	1	0,37 (0,04-1,74)
<i>Glossophaga soricina</i>	17	6,37 (3,9-9,77)
<i>Micronycteris microtis</i>	1	0,37 (0,04-1,74)
<i>Mimon bennetti</i>	1	0,37 (0,04-1,74)
<i>Platyrrhinus lineatus</i>	17	6,37 (3,9-9,77)
<i>Platyrrhinus recifinus</i>	3	1,12 (0,32-2,97)
<i>Pygoderma bilabiatum</i>	1	0,37 (0,04-1,74)
<i>Sturnira lilium</i>	86	32,21 (26,82-37,98)
Total	267	94,35 (91,19-96,6)
Vespertilionidae		
<i>Eptesicus brasiliensis</i>	1	6,25 (0,68-25,69)
<i>Eptesicus diminutus</i>	2	12,5 (2,69-34,42)
<i>Histiotus velatus</i>	4	25 (9,08-49,07)
<i>Myotis levis</i>	1	6,25 (0,68-25,69)
<i>Myotis nigricans</i>	4	25 (9,08-49,07)
<i>Myotis riparius</i>	4	25 (9,08-49,07)
Total	16	5,65 (3,4-8,81)

Tabela 4. Frequência de ocorrência (%) das espécies de morcegos de amostras recebidas de outras regiões

Família/ Espécies	N indivíduos	Abundância relativa % (IC95%)
Phyllostomidae		
<i>Artibeus planirostris</i>	41	29,29 (22,23-37,19)
<i>Desmodus rotundus</i>	98	70 (62,06-77,12)
<i>Phyllostomus discolor</i>	1	0,71 (0,08-3,29)
Total	140	86,42 (80,52-91,04)
Vespertilionidae		
<i>Eptesicus furinalis</i>	4	18,18 (6,47-37,64)
<i>Myotis albescens</i>	2	9,09 (1,94-26,09)
<i>Myotis nigricans</i>	13	59,09 (38,49-77,47)
<i>Vespertilionidae</i>	3	13,64 (4-32,09)
Total	22	13,58 (8,96-19,48)

Tabela 5. Distribuição das espécies por guildas tróficas predominantes dos morcegos amostrados

Guilda trófica	Região metropolitana SP		Outros	
	N indivíduos	% (IC95%)	N indivíduos	% (IC95%)
Frugívora	246	86,93 (82,63-90,47)	41	25,31 (19,09-32,4)
Sanguívora	1	0,35 (0,04-1,64)	98	60,49 (52,83-67,78)
Insetívora	18	6,36 (3,95-9,66)	22	13,58 (8,96-19,48)
Nectarívora	18	6,36 (3,95-9,66)	0	0 (0-0)
Onívora	0	0 (0-0)	1	0,62 (0,07-2,85)
Total	283	63,6 (59,05-67,97)	162	36,4 (32,03-40,95)

4.1. Detecção de *Leptospira* spp.

Foi realizado Teste de Aglutinação Microscópica (MAT) em 22 soros sanguíneos animais (B048, B049, B051, B057, B063, B072, B074, B075, B087, B089, M03, M11, M12, M13, M20, M21, M25, M29, M30, M31, M32 e M34) e todos foram negativos à presença de anticorpos contra *Leptospira* spp.

Foi realizada PCR de 168 amostras renais e 10 urinas utilizando 2 tipos de primers diferentes (LEP – detecção de espécies saprófitas e patogênicas/ LIP – detecção de espécies patogênicas), sendo 2 amostras renais positivas em ambas as PCRs com diferentes primers (LEP e LIP) (2/177 – 1,13%), de morcegos da espécie *Artibeus planirostris* da região de João Pessoa/PB. Porém após diversas tentativas de ampliações, não foi possível a recuperação do DNA das amostras positivas, não sendo possível enviá-las para sequenciamento.

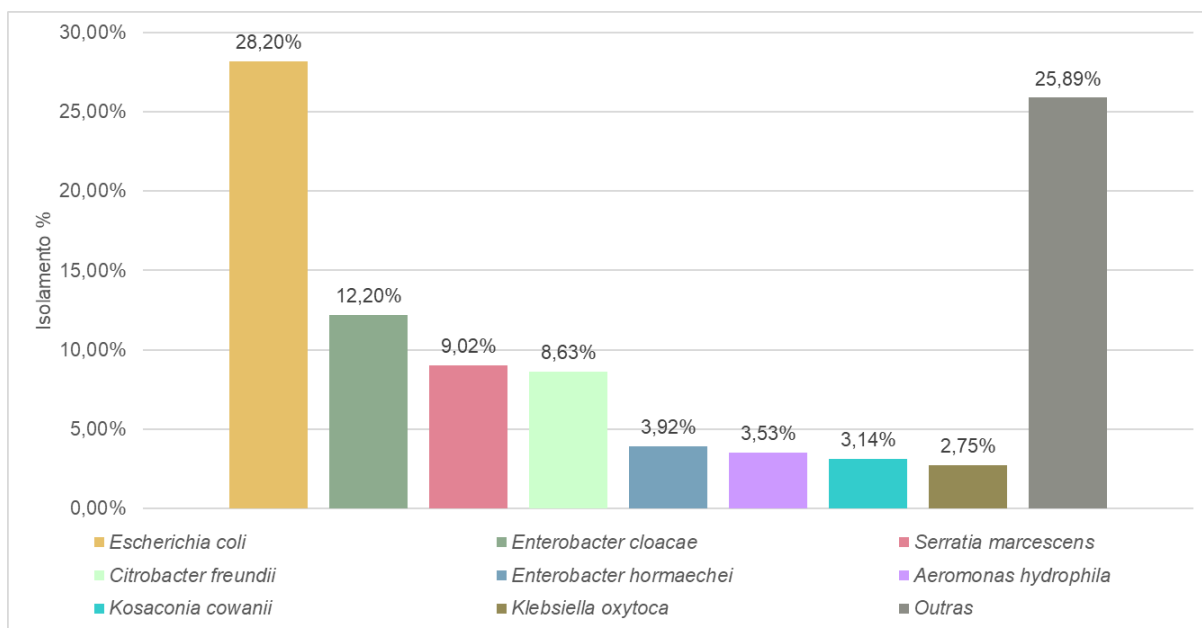
4.2. Cultura de *Enterobacteriales*

Foram obtidos 255 isolados de 176 morcegos (dos 229 amostrados) com 45 diferentes espécies de bactérias intestinais identificadas por MALDI-TOF (Tabela 6 e 7), de acordo com sua abundância relativa à área de captura e a espécie de morcegos.

Enterobacteriales foram isolados em 76,86% (176/229) do total de morcegos amostrados com coleta de swab retal ou fezes, sendo 74,55% (82/110) de fêmeas e

78,99% (94/119) de machos, não havendo diferença significativa entre o sexo e o isolamento no teste de Qui-Quadrado de Pearson ($p = 0.41$).

Sendo *Escherichia coli* a espécie mais frequentemente isolada (28,2%; 72/255), seguida por *Enterobacter cloacae* (12,2%; 31/255), *Serratia marcescens* (9,02%; 23/255), *Citrobacter freundii* (8,63%; 22/255), *Enterobacter hormaechei* (3,92%; 10/255), *Aeromonas hydrophila* (3,53%; 9/255), *Kosaconia cowanii* (3,14%; 8/255) e *Klebsiella oxytoca* (2,75%; 7/255), e outras - *Klebsiella pneumoniae* (2,35%; 6/255), *Enterobacter asburiae* (1,96%; 5/255), *Enterobacter cancerogenus* (1,96%; 5/255), *Enterobacter xiangfangensis* (1,96%; 5/255), *Kluyvera ascorbata* (1,96%; 5/255), *Morganella morganii* (1,57%; 4/255), *Pseudomonas aeruginosa* (1,18%; 3/255), *Acinetobacter sp.* (0,78%; 2/255), *Cedecea neteri* (0,78%; 2/255), *Citrobacter amalonicus* (0,78%; 2/255), *Klebsiella aerogenes* (0,78%; 2/255), *Klebsiella variicola* (0,78%; 2/255), *Kluyvera cryocrescens* (0,78%; 2/255), *Pantoea spp.* (0,78%; 2/255), *Providencia alcalifaciens* (0,78%; 2/255), *Serratia namatodiphila* (0,78%; 2/255), *Acinetobacter baumannii* (0,39%; 1/255), *Acinetobacter baylyi* (0,39%; 1/255), *Aeromonas caviae* (0,39%; 1/255), *Aeromonas veronii* (0,39%; 1/255), *Cedecea lapagei* (0,39%; 1/255), *Citrobacter farmeri* (0,39%; 1/255), *Citrobacter gillenbergii* (0,39%; 1/255), *Citrobacter koseri* (0,39%; 1/255), *Citrobacter youngae* (0,39%; 1/255), *Cronobacter sakazakii* (0,39%; 1/255), *Enterobacter aerogenes* (0,39%; 1/255), *Enterobacter bugandensis* (0,39%; 1/255), *Enterobacter ludwigii* (0,39%; 1/255), *Hafnia alvei* (0,39%; 1/255), *Klebsiella spp.* (0,39%; 1/255), *Leclercia adenocaryolata* (0,39%; 1/255), *Pantoea agglomerans* (0,39%; 1/255), *Pluribacter gergoviae* (0,39%; 1/255), *Proteus hauseri* (0,39%; 1/255), *Providencia rettgeri* (0,39%; 1/255), *Pseudescherichia spp.* (0,39%; 1/255) (Figura 20).

Figura 20. *Enterobacteriales* de morcegos da RMSP e sua frequência de isolamento

Em relação ao índice de diversidade de Shannon, as espécies de morcegos com maiores índices de diversidade de espécies de bactérias isoladas são: *Artibeus lituratus* ($H' = 2,6910$), seguido por *Artibeus fimbriatus* ($H' = 2,3776$), em seguida *Sturnira lilium* ($H' = 2,2675$), *Glossophaga soricina* ($H' = 1,7329$), *Myotis nigricans* ($H' = 1,6094$), *Myotis riparius* ($H' = 1,6094$), *Carollia perspicillata* ($H' = 1,0114$), *Anoura caudifera* ($H' = 0,6931$), *Eptesicus diminutus* ($H' = 0,6931$), *Myotis levis* ($H' = 0,6931$), *Platyrrhinus lineatus* ($H' = 0,6931$) e por fim, *Eptesicus brasiliensis* ($H' = 0,0000$) e *Platyrrhinus recifinus* ($H' = 0,0000$) (Figura 22).

Já o índice diversidade de Shannon das espécies de *Enterobacteriales* isoladas por área de captura, as áreas com maiores índices de diversidade de espécie de bactérias são: área 2 - Floresta Nagmo (rural) ($H' = 2,7032$), seguido por área 1 - Reserva do Morro Grande - Represa Pedro Beicht (preservação ambiental) ($H' = 2,5476$), em seguida área 5 - Condomínio Condomínios Butantã (residencial verticalizado) ($H' = 2,3994$), área 6 – Raia Olímpica da USP (Industrial) ($H' = 2,1458$), área 4 - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP) (favelas) ($H' = 1,5936$), e por fim, área 3 - Centro Educacional Esportivo do Butantã (Residencial) ($H' = 0,9743$) (Figura 25).

Houve diferença significativa em teste de Qui-Quadrado de Pearson entre número de isolados e as guildas tróficas predominantes, havendo a presença de isolados na maioria de animais insetívoros 81,8% (9/11), seguido por frugívoros 73,7%

(160/217), em seguida nos nectarívoros 38,9% (7/18) e por fim os sanguívoros 0% (0/1) ($p \leq 0,05$).

Se tratando de faixa etária, a maioria foi isolada em adultos 74,64% (156/209) se comparado a juvenis 63% (20/38) (teste de Qui-Quadrado de Pearson $p \leq 0,05$).

Em relação aos status reprodutivo, a maioria dos isolados foram de fêmeas pós-lactantes 81,82% (9/11), seguido de 76,92% (20/26) de fêmeas prenhes, 75% (12/16) de fêmeas lactantes, 70,69% (41/58) em fêmeas inativas, 69,57% (16/23) de machos com testículo escrotado, e 69,03% (78/113) de machos com testículo abdominal (inativos) ($p \leq 0,05$).

Sobre a área de estudo, a maior parte dos isolados pertenceram a área 6 – Raia Olímpica da USP (Industrial) (100%; 8/8), seguido por área 3 - Centro Educacional Esportivo do Butantã (Residencial) (87,5%; 7/8); área 4 - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP) (favelas) (84,21%; 16/19), área 1 - Reserva do Morro Grande - Represa Pedro Beicht (preservação ambiental) (72,73%; 40/55), área 2 - Floresta Nagmo (Rural) (71,29%; 72/101) e área 5 - Condomínio Condomínios Butantã (residencial verticalizado) (58,93%; 33/56) ($p \leq 0,05$).

Não houve diferença significativa entre os isolados nas estações do ano ($p = 0.1495$), sendo isolados na primavera (81,94%; 59/72), verão (64,1%; 66/103), outono (77,1%; 37/48) e inverno (58,33%; 14/24).

Não foram obtidas bactérias do gênero *Salmonella* sp. em nenhum dos cultivos. Além disso, nos testes moleculares (PCR) para detecção de *Salmonella* sp., todas as amostras testadas foram negativas.

Tabela 6. Frequência de ocorrência de *Enterobacteriales* isoladas em morcegos em relação a área de captura da RMSP

#	Espécie	Represa Pedro Beicht	Floresta Nagmo	Centro esportivo	FMVZ	Condomínios	Raia	TOTAL
1	<i>Escherichia coli</i>	13	33	-	13	11	2	72
2	<i>Enterobacter cloacae</i>	8	9	3	3	9	-	32
3	<i>Serratia marcescens</i>	4	12	-	-	6	1	23
4	<i>Citrobacter freundii</i>	9	6	-	2	3	1	21
5	<i>Enterobacter hormaechei</i>	1	3	4	-	1	1	10
6	<i>Aeromonas hydrophila</i>	3	2	-	-	2	2	9

7	<i>Kosaconia cowanii</i>	1	5	-	1	1	-	8
8	<i>Klebsiella oxytoca</i>	1	4	-	-	2	-	7
9	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	2	2	-	1	1	-	6
10	<i>Enterobacter asburiae</i>	-	3	-	1	1	-	5
11	<i>Enterobacter cancerogenus</i>	1	4	-	-	-	-	5
12	<i>Enterobacter xiangfangensis</i>	-	4	-	1	-	-	5
13	<i>Kluyvera ascorbata</i>	1	2	-	-	1	1	5
14	<i>Morganella morganii</i>	1	2	-	-	1	-	4
15	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	1	-	-	2	-	3
16	<i>Acinetobacter sp.</i>	-	1	-	-	-	1	2
17	<i>Cedecea neteri</i>	2	-	-	-	-	-	2
18	<i>Citrobacter amalonaticus</i>	2	-	-	-	-	-	2
19	<i>Klebsiella aerogenes</i>	-	2	-	-	-	-	2
20	<i>Klebsiella variicola</i>	-	-	-	-	2	-	2
21	<i>Kluyvera cryocrescens</i>	-	2	-	-	-	-	2
22	<i>Pantoea spp.</i>	1	1	-	-	-	-	2
23	<i>Providencia alcalifaciens</i>	-	2	-	-	-	-	2
24	<i>Serratia namatodiphila</i>	1	1	-	-	-	-	2
25	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	1	-	-	-	-	1
26	<i>Acinetobacter baylyi</i>	-	1	-	-	-	-	1
27	<i>Aeromonas caviae</i>	-	-	-	-	1	-	1
28	<i>Aeromonas veronii</i>	-	1	-	-	-	-	1
29	<i>Cedecea lapagei</i>	1	-	-	-	-	-	1
30	<i>Citrobacter farmeri</i>	-	1	-	-	-	-	1
31	<i>Citrobacter gillenii</i>	-	-	-	1	-	-	1
32	<i>Citrobacter koseri</i>	1	-	-	-	-	-	1
33	<i>Citrobacter youngae</i>	-	-	-	-	1	-	1
34	<i>Cronobacter sakazakii</i>	-	-	1	-	-	-	1
35	<i>Enterobacter aerogenes</i>	-	1	-	-	-	-	1
36	<i>Enterobacter bugandensis</i>	-	-	-	-	-	1	1
37	<i>Enterobacter ludwigii</i>	-	1	-	-	-	-	1
38	<i>Hafnia alvei</i>	1	-	-	-	-	-	1
39	<i>Klebsiella spp.</i>	1	-	-	-	-	-	1
40	<i>Leclercia adenocarboxylata</i>	-	1	-	-	-	-	1
41	<i>Pantoea agglomerans</i>	-	1	-	-	-	-	1
42	<i>Pluribacter gergoviae</i>	1	-	-	-	-	-	1
43	<i>Proteus hauseri</i>	-	-	-	-	-	1	1
44	<i>Providentia rettgeri</i>	-	-	-	-	1	-	1
45	<i>Pseudescherichia spp.</i>	-	-	-	1	-	-	1
Total		56	109	8	24	46	11	254

28	<i>Aeromonas veronii</i>	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
29	<i>Cedecea lapagei</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
30	<i>Citrobacter farmeri</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
31	<i>Citrobacter gillenii</i>	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
32	<i>Citrobacter koseri</i>	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
33	<i>Citrobacter youngae</i>	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
34	<i>Cronobacter sakazakii</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
35	<i>Enterobacter aerogenes</i>	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
36	<i>Enterobacter bugandensis</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
37	<i>Enterobacter ludwigii</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
38	<i>Hafnia alvei</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	1
39	<i>Klebsiella spp.</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1
40	<i>Leclercia adenocarboxylata</i>	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
41	<i>Pantoea agglomerans</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
42	<i>Pluribacter gergoviae</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
43	<i>Proteus hauseri</i>	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
44	<i>Providentia rettgeri</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1
45	<i>Pseudesccherichia spp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
Total		2	73	63	6	8	2	1	85	1	2	2	5	4	254

Figura 21. Frequência de ocorrência (%) de *Enterobacteriales* isolados por espécie de morcego da RMSP

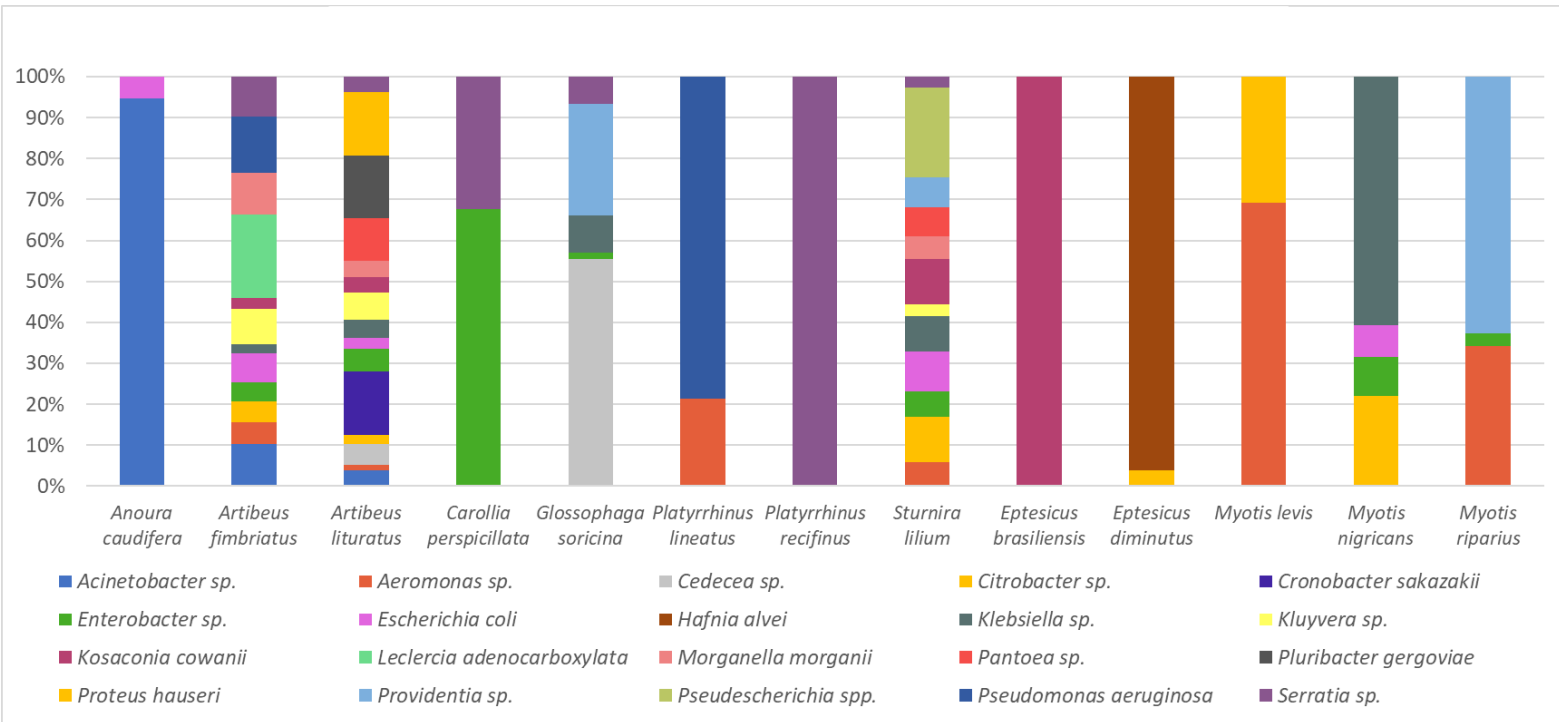


Figura 22. Índice de Diversidade de Shannon de espécies de bactérias isoladas por espécie de morcego capturado da RMSP

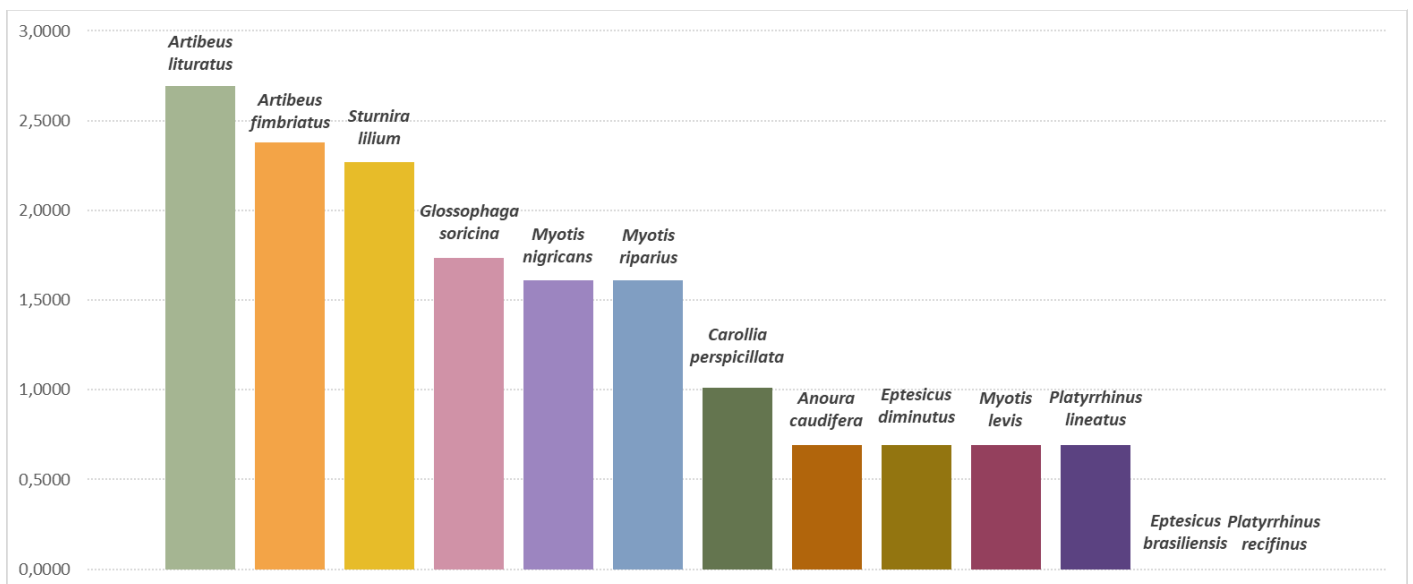


Figura 23. Frequência de ocorrência (%) de *Enterobacteriales* isolados por guilda trófica predominante da RMSP

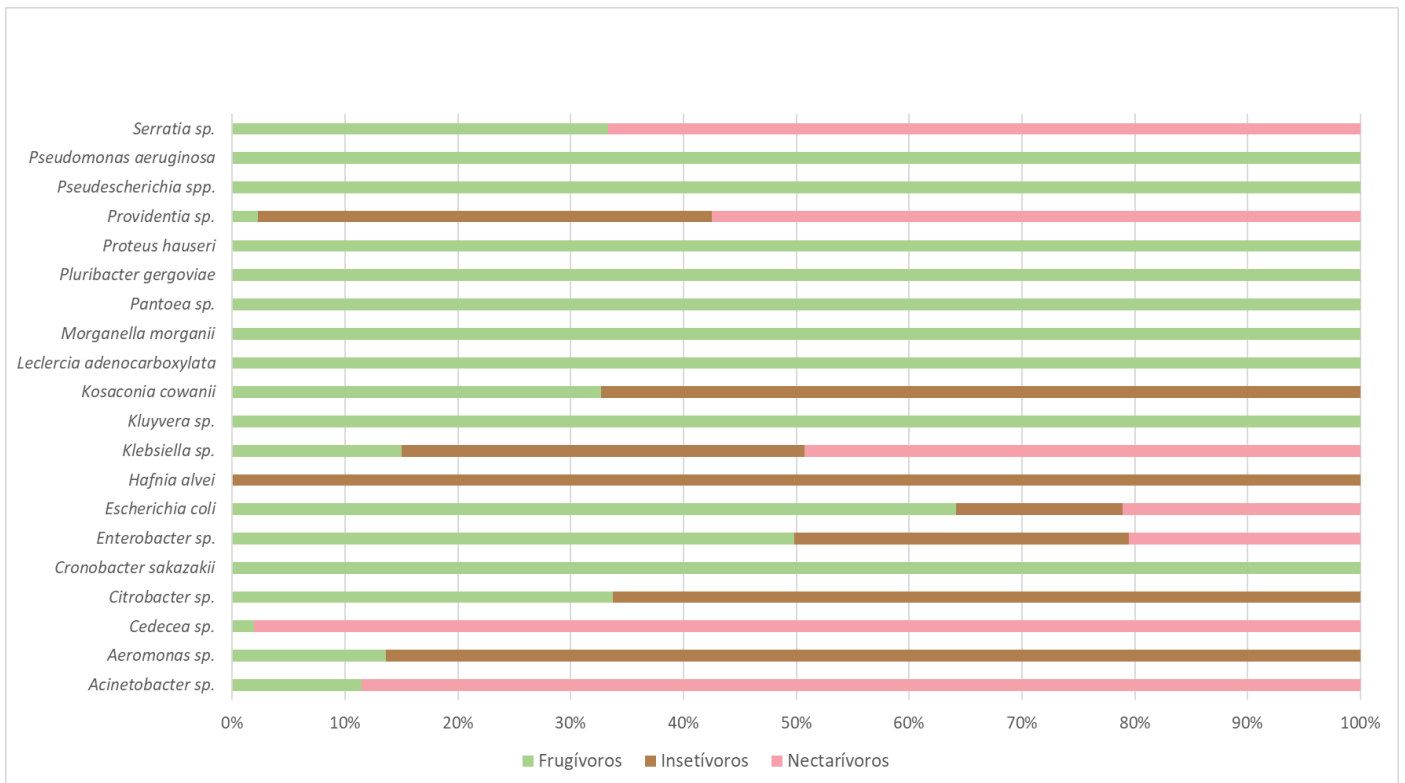


Figura 24. Abundância relativa de *Enterobacteriales* isolados por área de captura da RMSP

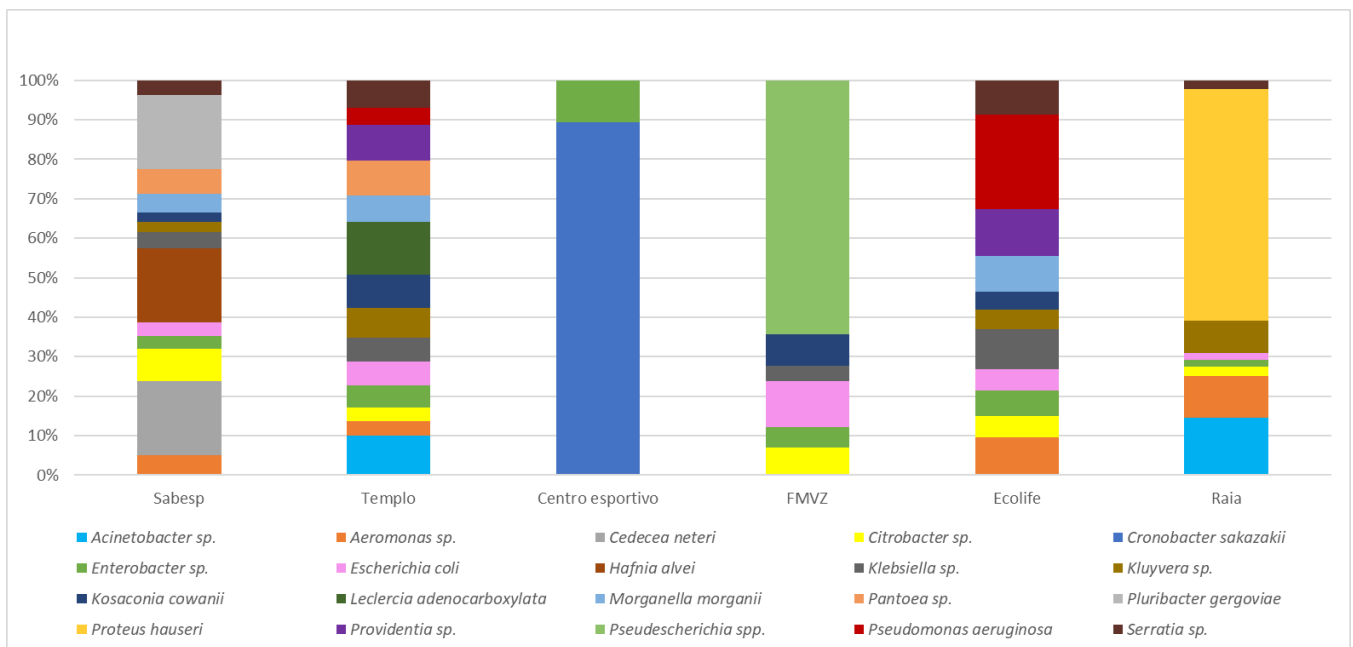
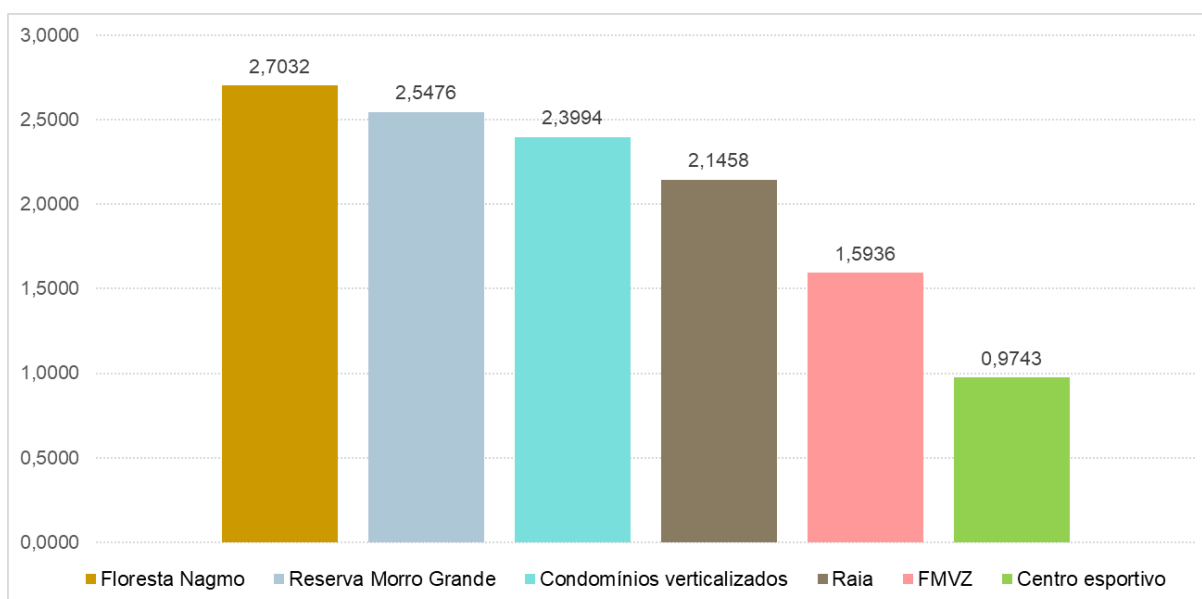


Figura 25. Índice de Diversidade de Shannon de espécies de bactérias isoladas por área de captura da RMSP



4.3. Perfil de resistência a antimicrobianos (Antibiograma)

No teste de resistência a antimicrobianos, 47,45% (121/255) foram resistentes a pelo menos um antibiótico testado. A maior parte foram resistentes a penicilinas (61,98%; 75/121), seguido por cefalosporinas (57,9%; 70/121), tetraciclina (17,36%; 21/121), quinolonas (9,92%; 12/121), carbapenêmicos (9,09%; 11/121), sulfonamidas (8,26%; 10/121), monobactâmicos (4,13%; 5/121) e aminoglicosídeos (4,13%; 5/121) (Tabela 8).

Houve a presença de 4,31% (11/255) isolados considerados como bactérias multirresistentes (com resistência a um ou mais antibióticos de três ou mais classes testadas). As espécies de bactérias que apresentaram padrão de MDR são: *Enterobacter cloacae* 27,3% (3/11), *Pseudomonas aeruginosa* 27,3% (3/11), *Aeromonas hydrophila* 9,10% (1/11), *Citrobacter amalonaticus* 9,10% (1/11), *Enterobacter asburiae* 9,10% (1/11), *Escherichia coli* 9,10% (1/11), *Serratia marcescens* 9,10% (1/11) (Tabela 9).

As espécies de morcegos que apresentaram bactérias MDR são: *Eptesicus diminutus* 100% (1/1) (*Obs: Número de animais apresentando bactérias MDR/total de animais com isolados bacterianos), *Myotis levis* 100% (1/1), *Platyrrhinus lineatus* 100% (1/1), *Myotis nigricans* 33,3% (1/3), *Artibeus fimbriatus* 7,8% (4/51) e *Artibeus lituratus* 4,1% (2/49). Em relação a área que estes animais pertencem, 4/11 (36,3%) dos isolados são da Reserva Pedro Beicht (área de preservação ambiental), 4/11 (36,4%) são da Floresta Nagmo (área rural) e 3/11 (27,3%) são dos Condomínios (área residencial verticalizada) (Tabela 9).

Tabela 8. Frequência de *Enterobacteriales* resistentes isolados de morcegos da RMSP e a detecção de características de produção de β -Lactamases de acordo com a área de captura, espécie de morcego e a classe de antimicrobiano. As áreas estão organizadas do menor para o maior grau de antropização

Área	Espécie de morcego	Total de Isolados Resistentes % (N/T) *	b-Lactâmicos				Sulfonamidas	Quinolonas	Tetraciclinas	Aminoglicosídeos	AmpC	blaz
			Carbapenem	Cefalosporinas	Monobactam	Penicilinas						
Preservação ambiental	<i>Artibeus fimbriatus</i>	40 (2/5)	0	1	0	1	0	0	1	1	1	0
	<i>Artibeus lituratus</i>	58,8 (10/17)	2	7	1	8	0	3	1	0	4	0
	<i>Carollia perspicillata</i>	75 (3/4)	0	3	0	2	0	0	0	0	2	0
	<i>Eptesicus brasiliensis</i>	100 (1/1)	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	<i>Eptesicus diminutus</i>	100 (2/2)	1	0	1	1	1	1	0	0	0	0
	<i>Glossophaga soricina</i>	66,7 (2/3)	0	2	0	2	0	0	0	0	2	0
	<i>Myotis levis</i>	50 (1/2)	0	1	0	1	0	1	0	0	1	0
	<i>Myotis nigricans</i>	33,3 (1/3)	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0
	<i>Myotis riparius</i>	100 (1/1)	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0
	<i>Sturnira lilium</i>	36,8 (7/19)	0	5	0	4	0	0	1	0	3	0
	Total Área 1	52,6 (30/57)	4	20	2	21	1	5	3	1	14	0
Rural	<i>Anoura caudifera</i>	50 (1/2)	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
	<i>Artibeus fimbriatus</i>	45 (18/40)	3	11	0	10	4	1	4	2	8	0
	<i>Artibeus lituratus</i>	43,5 (10/23)	0	8	1	5	0	1	2	0	5	0
	<i>Carollia perspicillata</i>	50 (1/2)	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0
	<i>Myotis nigricans</i>	100 (2/2)	1	4	1	2	0	0	0	0	2	0

	<i>Myotis riparius</i>	66,7 (2/3)	0	1	0	1	0	0	1	0	0	0
	<i>Platyrrhinus recifinus</i>	0 (0/1)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Sturnira lilium</i>	35,9 (14/37)	2	20	1	7	1	0	1	0	5	0
	Total Área 2	42,7 (47/110)	6	45	3	26	5	2	9	2	20	0
Residencial	<i>Artibeus lituratus</i>	83,3 (5/6)	0	1	0	5	0	0	1	0	4	0
	<i>Glossophaga soricina</i>	100 (1/1)	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0
	<i>Sturnira lilium</i>	100 (1/1)	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0
	Total Área 3	87,5 (7/8)	0	1	0	7	0	0	1	0	6	0
Favelas	<i>Artibeus lituratus</i>	50 (1/2)	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	<i>Sturnira lilium</i>	30,4 (7/22)	0	0	0	2	0	0	1	0	2	0
	Total Área 4	32 (8/24)	0	0	0	2	0	0	1	0	2	0
Residencial verticalizado	<i>Artibeus fimbriatus</i>	41,7 (10/24)	0	2	0	9	1	1	3	1	8	0
	<i>Artibeus lituratus</i>	55,6 (5/9)	1	0	0	4	0	0	1	0	3	0
	<i>Glossophaga soricina</i>	75 (3/4)	0	1	0	1	1	0	2	0	0	0
	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	100 (2/2)	0	0	0	0	1	2	1	0	0	0
	<i>Sturnira lilium</i>	33,3 (2/6)	0	0	0	2	0	1	0	0	1	0
	Total Área 5	48,9 (22/45)	1	3	0	16	3	4	7	1	12	0
Industrial	<i>Artibeus fimbriatus</i>	50 (3/6)	0	1	0	1	1	1	0	0	0	0
	<i>Artibeus lituratus</i>	50 (3/6)	0	0	0	2	0	0	0	1	1	0
	Total Área 6	50 (6/11)	0	1	0	3	1	1	0	1	1	0

* Se refere a isolados resistentes a pelo menos um antibiótico. N = número de isolados resistentes. T = total de isolados.

Tabela 9. *Enterobacteriales* multirresistentes isolados de acordo com a espécie de morcego, área de captura, espécie bacteriana, classe dos antibióticos testados e presença de produção da enzima β -Lactamase AmpC

Animal	Espécie	Área	Espécie isolada	Carbapenens	Cefalosporinas	Monobactam	Penicilina	Sulfonamidas	Quinolonas	Tetraciclina	AmpC
B028	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Condomínios	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	S	R	S	S	R	R	R	NEG
B032	<i>Artibeus lituratus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter cloacae</i>	R	R	S	R	S	R	S	POS
B039	<i>Myotis nigricans</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter asburiae</i>	R	R	R	R	S	S	S	POS
B068	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter cloacae</i>	R	R	S	R	S	S	S	POS
B084	<i>Eptesicus diminutus</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Citrobacter amalonaticus</i>	R	S	R	S	R	R	S	NEG
B087	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Escherichia coli</i>	S	R	S	R	S	S	R	POS
B102	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	S	R	S	R	R	R	R	POS
B142	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta Nagmo	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	R	R	S	R	R	R	R	POS
		Floresta Nagmo	<i>Serratia marcescens</i>	S	R	S	I	R	S	R	NEG
B169	<i>Myotis levis</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Aeromonas hydrophila</i>	S	R	S	R	S	R	S	POS
B172	<i>Artibeus lituratus</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Enterobacter cloacae</i>	R	R	R	R	S	R	S	NEG

S: Sensível; R: Resistente; I: Intermediário

POS: Positivo; NEG: Negativo

Nas figuras 27 a 33, há a representação do padrão de resistência de todos os isolados com resistência a pelo menos um antimicrobiano testado e a resistência em isolados por área de captura.

Houve associação estatisticamente significativa entre a presença de resistência bacteriana e os guilda trófica predominante, sendo 71,4% (10/14) dos isolados resistentes em insetívoros, 70% (7/10) em nectarívoros e 44,6% (103/231) em frugívoros ($p \leq 0,05$).

Além disso, também houve associação significativa entre a presença de cepas resistentes e a área de captura, onde houve maior proporção de resistência na área 3 - Centro Educacional Esportivo do Butantã (Residencial) (87,5%; 7/8), seguido pela área 6 – Raia Olímpica da USP (Industrial) (54,5%; 6/11), área 1 - Reserva do Morro Grande - Represa Pedro Beicht (preservação ambiental) (52,6%; 30/57), área 5 - Condomínio Condomínios Butantã (residencial verticalizado) (48,9%; 22/45), área 2 - Floresta Nagmo (Rural) (42,7%; 47/110) e por último a área 4 - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP) (favelas) (33,3%; 8/24) ($p \leq 0,05$).

Não houve associação significativa entre a presença de isolados resistentes e sexo, sendo em 45,9% (62/135) dos machos e 36,9% (41/111) das fêmeas ($p = 0.155$).

Também não houve diferença significativa entre isolados resistentes e a Estação do ano, sendo 48,6% (35/72) na Primavera, 34% (35/103) no Verão, 56,3% (27/48) no Outono e 25% (6/24) no Inverno ($p = 0.149$).

Entre a faixa etária, houve associação do isolados resistentes em 46,9% (98/209) dos adultos e 13,2% (5/38) de animais juvenis ($p \leq 0.05$).

Houve associação significativa entre os isolados resistentes entre os status reprodutivos, havendo uma maior proporção de isolados resistentes em fêmeas lactantes 50% (8/16), machos inativos 46% (52/113), fêmeas pós-lactantes 45,5% (5/11), machos com testículos escrotados 43,5% (10/23), fêmeas prenhes 34,6% (9/26) e por último fêmeas inativas 32,8% (19/58) ($p \leq 0.05$).

Foram detectadas características fenotípicas para a produção de AmpC em 21,6% (55/255) dos isolados bacterianos (Figura 26).

Figura 26. Antibiograma com características fenotípicas de produção de AmpC



Fonte: Imagem capturada e gentilmente cedida por Dra. Natália Carrillo Gaeta

Nos testes moleculares (PCR) genes de produção de AmpC foram encontrados em 3,14% (8/255) dos isolados. Dentre eles, foram detectados os genes LAT-1 a LAT-4 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), blaCMY-2 a blaCMY-7 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), BIL-1 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), AAC 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), DHA 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16) e FOX 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16) (Tabela 10).

Houve associação estatisticamente significativa entre a detecção de enzimas AmpC e idade dos animais ($p \leq 0,05$). A frequência da doença é estatisticamente maior na população de adultos quando comparada a juvenil.

Não foram detectadas associações estatisticamente significativas entre a detecção de AmpC e área de coleta ($p = 0,06$), guilda trófica ($p = 0,699$), sexo ($p = 0,062$) e status reprodutivo ($p = 0,588$).

Não foram detectadas características fenotípicas ou genes de produção de ESBL em nenhum dos isolados.

Tabela 10. Produção de β -Lactamase AmpC em *Enterobacteriales* e seus respectivos genes identificados de acordo com a espécie de morcego, área de captura e espécie bacteriana isolada da

RMSP						
Animal	Espécie	Área	Espécie isolada	AmpC	GENE AmpC	OBS
B002	<i>Myotis nigricans</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Citrobacter freundii</i>	POS	LAT-1 to LAT-4, blaCMY-2 to blaCMY-7, or BIL-1	
B006	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Citrobacter freundii</i>	POS	LAT-1 to LAT-4, blaCMY-2 to blaCMY-7, or BIL-1	
B014	<i>Artibeus lituratus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter asburiae</i>	POS	AAC	
B026	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Citrobacter freundii</i>	POS	DHA	
B032	<i>Artibeus lituratus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS		MDR
B034	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS		
B039	<i>Myotis nigricans</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter asburiae</i>	POS		MDR
B042	<i>Sturnira lilium</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter aerogenes</i>	POS		
		Floresta Nagmo	<i>Citrobacter freundii</i>	POS	DHA	
B043	<i>Sturnira lilium</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter xiangfangensis</i>	POS		
B047	<i>Artibeus lituratus</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS		
B059	<i>Artibeus lituratus</i>	Floresta Nagmo	<i>Klebsiella aerogenes</i>	POS	FOX	
B060	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta Nagmo	<i>Serratia marcescens</i>	POS	AAC	
B067	<i>Myotis nigricans</i>	Floresta Nagmo	<i>Klebsiella aerogenes</i>	POS		
B068	<i>Artibeus</i>	Floresta	<i>Enterobacter</i>	POS	FOX	MDR

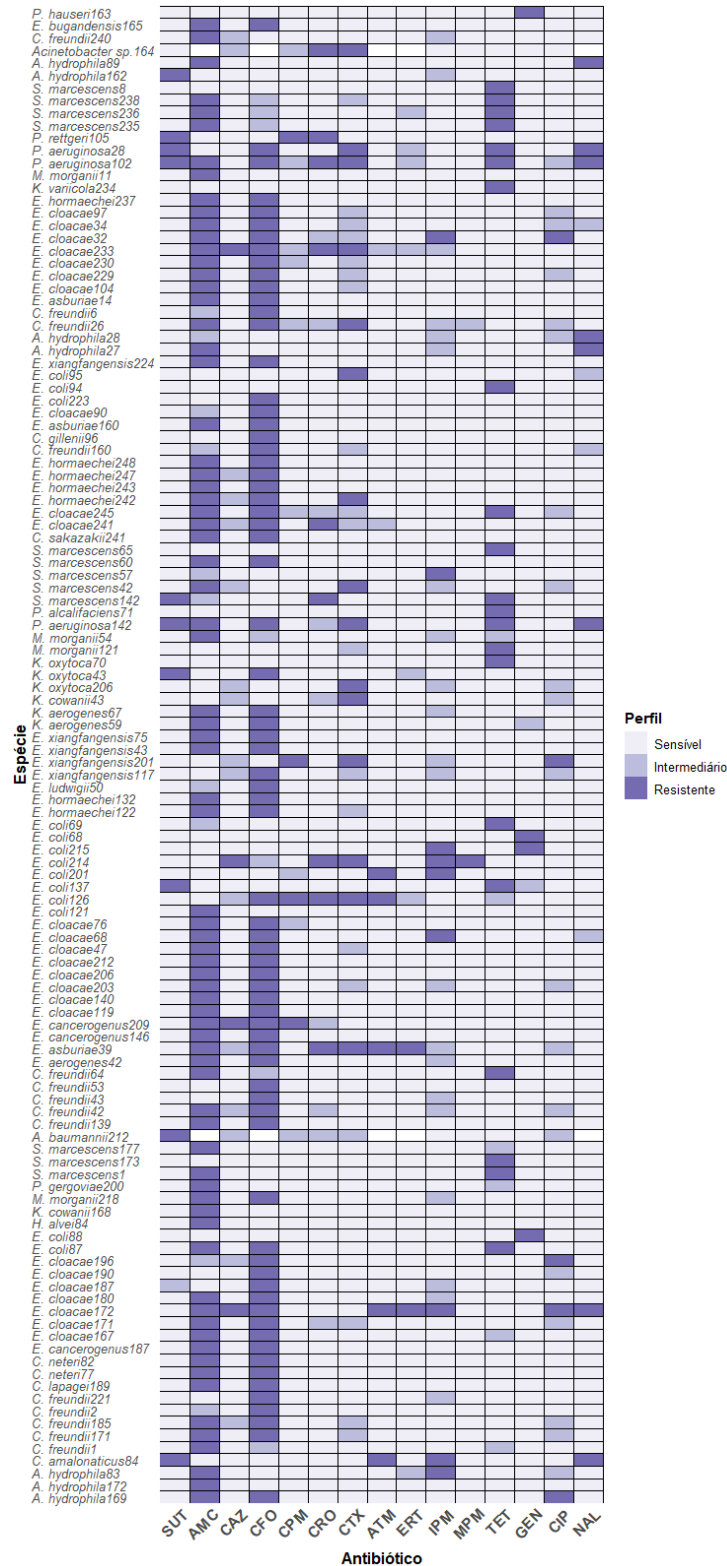
	<i>fimbriatus</i>	Nagmo	<i>cloacae</i>		
B076	<i>Artibeus lituratus</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS	
B077	<i>Glossophaga soricina</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Cedecea neteri</i>	POS	
B082	<i>Glossophaga soricina</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Cedecea neteri</i>	POS	
B087	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Escherichia coli</i>	POS	MDR
B097	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS	Recaptura B013 (antes [17/06/21] não teve bact resistente, mas na recaptura [30/01/22] teve AmpC+)
B102	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	POS	MDR
B104	<i>Artibeus lituratus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS	
B119	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS	
B122	<i>Artibeus lituratus</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter hormaechei</i>	POS	
B132	<i>Sturnira lilium</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter hormaechei</i>	POS	
B139	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta Nagmo	<i>Citrobacter freundii</i>	POS	
B140	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta Nagmo	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS	
B142	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta Nagmo	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	POS	MDR
B160	<i>Sturnira lilium</i>	FMVZ	<i>Enterobacter asburiae</i>	POS	
B165	<i>Artibeus lituratus</i>	Raia	<i>Enterobacter bugandensis</i>	POS	
B167	<i>Carollia perspicillata</i>	Represa Pedro Beicht	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS	
B169	<i>Myotis levis</i>	Represa	<i>Aeromonas</i>	POS	MDR

		Pedro Beicht	<i>hydrophila</i>		
B171	<i>Artibeus lituratus</i>	Represa	<i>Citrobacter</i>	POS	
		Pedro Beicht	<i>freundii</i>		
B180	<i>Artibeus lituratus</i>	Represa	<i>Enterobacter</i>	POS	
		Pedro Beicht	<i>cloacae</i>		
B185	<i>Sturnira lilium</i>	Represa	<i>Citrobacter</i>	POS	
		Pedro Beicht	<i>freundii</i>		
B187	<i>Carollia perspicillata</i>	Represa	<i>Enterobacter</i>	POS	
		Pedro Beicht	<i>cancerogenus</i>		
B189	<i>Artibeus lituratus</i>	Represa	<i>Cedecea</i>	POS	
		Pedro Beicht	<i>lapagei</i>		
B190	<i>Sturnira lilium</i>	Represa	<i>Enterobacter</i>	POS	
		Pedro Beicht	<i>cloacae</i>		
B203	<i>Artibeus lituratus</i>	Floresta	<i>Enterobacter</i>	POS	
		Nagmo	<i>cloacae</i>		
B206	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta	<i>Enterobacter</i>	POS	
		Nagmo	<i>cloacae</i>		
B209	<i>Sturnira lilium</i>	Floresta	<i>Enterobacter</i>	POS	
		Nagmo	<i>cancerogenus</i>		
B212	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Floresta	<i>Enterobacter</i>	POS	Recaptura
		Nagmo	<i>cloacae</i>		B062 (antes [04/10/21] não teve bact resistente, mas na recaptura [25/04/22] teve AmpC+)
B218	<i>Sturnira lilium</i>	Represa	<i>Morganella</i>	POS	
		Pedro Beicht	<i>morganii</i>		
B224	<i>Sturnira lilium</i>	FMVZ	<i>Enterobacter</i>	POS	
			<i>xiangfangensis</i>		
B229	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter</i>	POS	
			<i>cloacae</i>		
B230	<i>Sturnira lilium</i>	Condomínios	<i>Enterobacter</i>	POS	
			<i>cloacae</i>		
B233	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter</i>	POS	
			<i>cloacae</i>		
B237	<i>Artibeus</i>	Condomínios	<i>Enterobacter</i>	POS	

	<i>fimbriatus</i>		<i>hormaechei</i>	
B241	<i>Artibeus lituratus</i>	Centro	<i>Enterobacter cloacae</i>	POS
		Centro	<i>Cronobacter sakazakii</i>	POS
B242	<i>Glossophaga soricina</i>	Centro	<i>Enterobacter hormaechei</i>	POS
B243	<i>Artibeus lituratus</i>	Centro	<i>Enterobacter hormaechei</i>	POS
B247	<i>Sturnira lilium</i>	Centro	<i>Enterobacter hormaechei</i>	POS
B248	<i>Artibeus lituratus</i>	Centro	<i>Enterobacter hormaechei</i>	POS

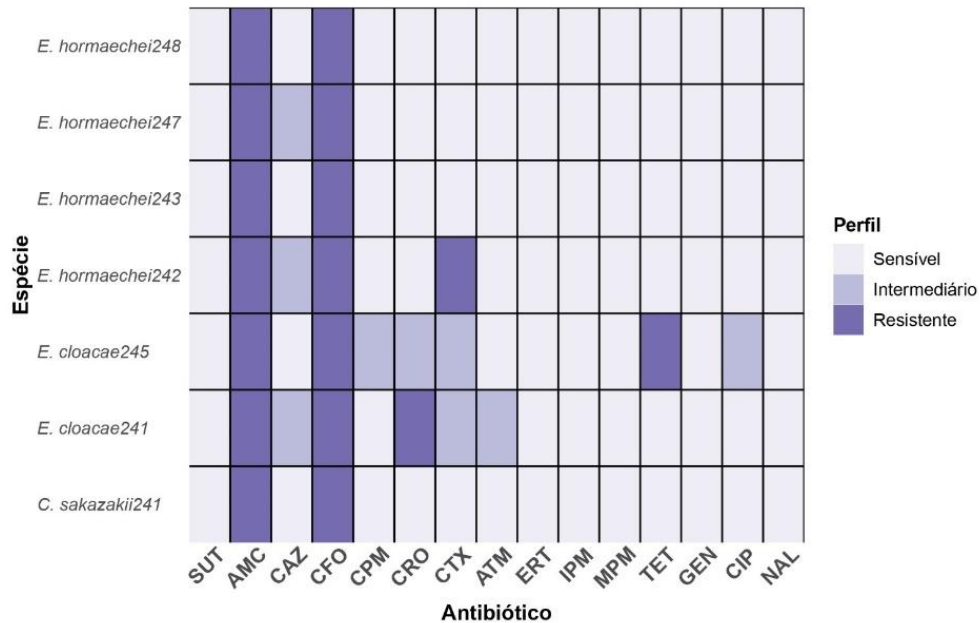
Legenda: POS: Positivo; MDR: multidroga-resistente

Figura 27. *Enterobacteriales* isolados de morcegos da RMSP apresentando resistência a pelo menos um antimicrobiano testado no teste de antibiograma



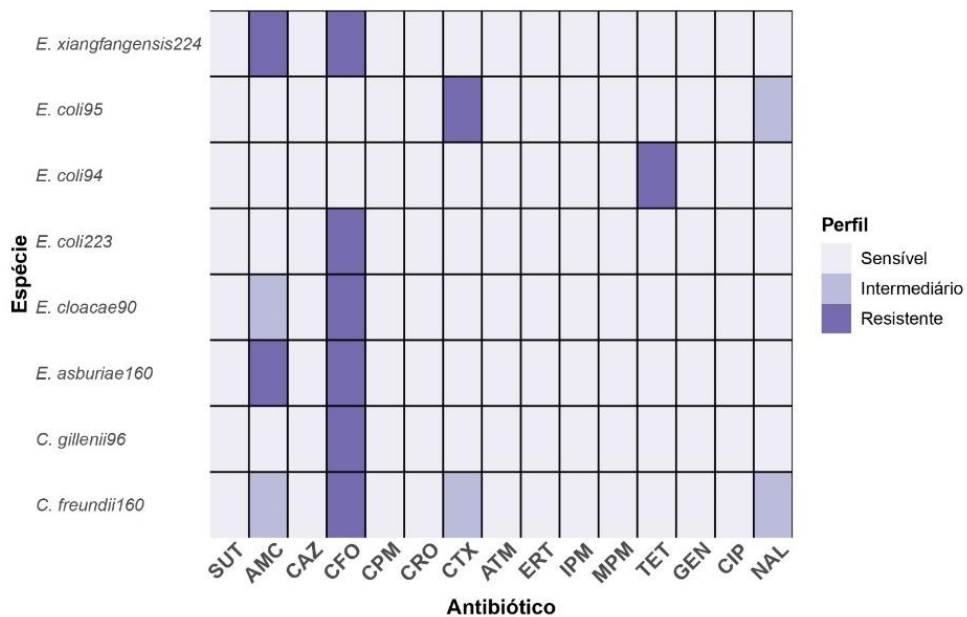
Legenda: sulfazotrim (SUT), amoxicilina-clavulanato (AMC), ceftazidima (CAZ), cefotaxime (CFO), cefepime (CPM), ceftriaxona (CRO), cefotaxime (CTX), aztreonam (ATM), ertapenem (ERT), imipenem (IPM), meropenem (MPM), tetraciclina (TET), gentamicina (GEN), ciprofloxacina (CIP), ácido nalidíxico (NAL)

Figura 30. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 3 (Centro Educacional Esportivo do Butantã), na RMSP



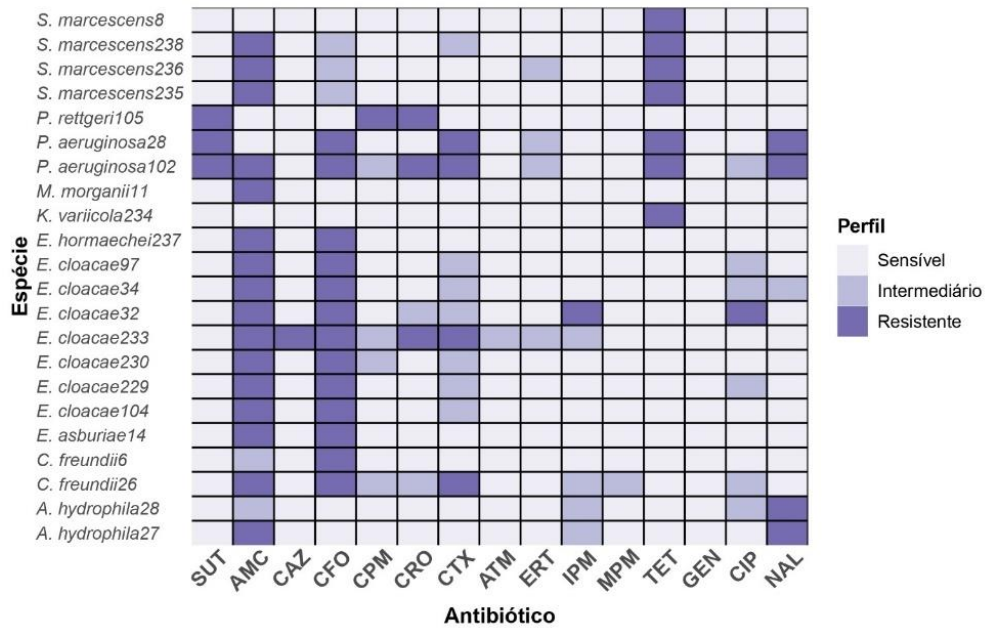
Legenda: sulfazotrim (SUT), amoxicilina-clavulanato (AMC), ceftazidima (CAZ), cefotaxime (CFO), cefepime (CPM), ceftriaxona (CRO), cefotaxime (CTX), aztreonam (ATM), ertapenem (ERT), imipenem (IPM), meropenem (MPM), tetraciclina (TET), gentamicina (GEN), ciprofloxacina (CIP), ácido nalidíxico (NAL)

Figura 31. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 4 (Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo FMVZ-USP), na RMSP



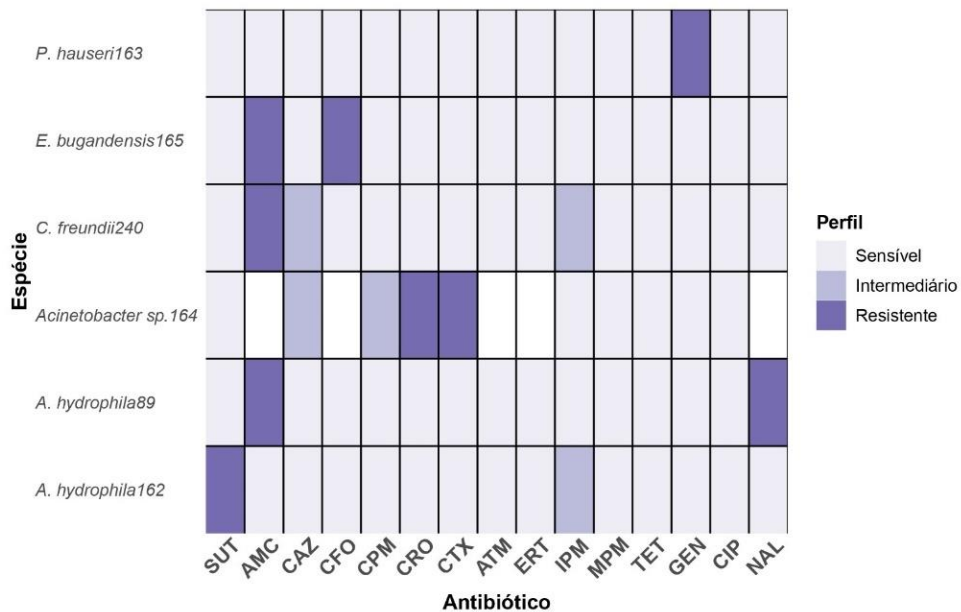
Legenda: sulfazotrim (SUT), amoxicilina-clavulanato (AMC), ceftazidima (CAZ), cefotaxime (CFO), cefepime (CPM), ceftriaxona (CRO), cefotaxime (CTX), aztreonam (ATM), ertapenem (ERT), imipenem (IPM), meropenem (MPM), tetraciclina (TET), gentamicina (GEN), ciprofloxacina (CIP), ácido nalidíxico (NAL)

Figura 32. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 5 (Condomínios Butantã), na RMSP



Legenda: sulfazotrim (SUT), amoxicilina-clavulanato (AMC), ceftazidima (CAZ), cefotaxime (CFO), cefepime (CPM), ceftriaxona (CRO), cefotaxime (CTX), aztreonam (ATM), ertapenem (ERT), imipenem (IPM), meropenem (MPM), tetraciclina (TET), gentamicina (GEN), ciprofloxacina (CIP), ácido nalidíxico (NAL)

Figura 33. Perfil de resistência dos isolados bacterianos de morcegos da Área 6 (Raia Olímpica - USP), na RMSP



Legenda: sulfazotrim (SUT), amoxicilina-clavulanato (AMC), ceftazidima (CAZ), cefotaxime (CFO), cefepime (CPM), ceftriaxona (CRO), cefotaxime (CTX), aztreonam (ATM), ertapenem (ERT), imipenem (IPM), meropenem (MPM), tetraciclina (TET), gentamicina (GEN), ciprofloxacina (CIP), ácido nalidíxico (NAL)

5. DISCUSSÃO

No presente trabalho, foram estudados 445 morcegos de 23 espécies e duas famílias diferentes, pertencentes a 25 cidades e quatro Estados do Brasil. O número de espécies pesquisadas representa 12,7% (23/181) da biodiversidade brasileira de morcegos e 27,9% (22/79) da biodiversidade de morcegos do Estado de São Paulo (Garbino, 2016; Garbino et al., 2022).

As espécies mais abundantes capturadas na RMSP foram *Sturnira lilium* 32,21% (IC95%: 26,82-37,98), *Artibeus lituratus* 28,09% (IC95%: 22,96-33,7), *Histiotus velatus* 25% (IC95%: 9,08-49,1), *Myotis nigricans* 25% (IC95%: 9,08-49,1), *Myotis riparius* 25% (IC95%: 9,08-49,1) e *Artibeus fimbriatus* 21,72% (IC95%: 17,1-26,96). Desta área, a guilda trófica predominante de maior abundância foi frugívoros 86,93% (IC95%: 82,63-90,47), seguido por nectarívoros e insetívoros, ambos com 6,36% (IC95%: 3,95-9,66).

Já em relação as amostras recebidas de outros projetos, as espécies mais abundantes foram *Desmodus rotundus* 70% (IC95%: 62,1-77,12), *Myotis nigricans* 59,1% (IC95%: 38,49-77,47) e *Artibeus planirostris* 29,29% (IC95%: 22,23-37,19).

Deve-se levar em consideração a existência de vieses claros envolvendo o método de captura empregado com redes de neblina até a altura de 3m, que favorece a captura predominantemente de animais frugívoros filostomídeos que utilizam o sub-bosque, como é o caso dos gêneros com maior abundância relativa descritos no presente trabalho (Pedro & Taddei, 1997; Simmons & Voss, 1998). Além disso, as amostras de *Desmodus rotundus* pertenciam a um projeto de monitoramento de raiva e foram coletadas diretamente em seus abrigos, sendo os animais com maior taxa de abundância no estudo.

Dentre as coletas realizadas na RMSP, pode-se observar que 214 animais foram capturados durante a primavera, 206 durante o verão, 96 durante o outono e 48 durante o inverno (Tabela 2). Havendo uma tendência de aumento do número de capturas durante as estações mais quentes e com maior disponibilidade de alimentos para animais frugívoros, nectarívoros e insetívoros. Tais flutuações sazonais no número de capturas podem ser explicadas pelo deslocamento dos

morcegos de acordo com a disponibilidade de abrigos ou alimentos durante o ano, gasto energético durante o voo dependente da temperatura ambiental, número de animais que saem dos abrigos para forrageamento dependendo da temperatura (Agosta et al., 2005; Aguiar & Marinho Filho, 2004; Thies et al., 2006).

Há um crescente conhecimento sobre a sensibilidade dos morcegos a ambientes urbanos, provando que eles apresentam uma resposta espécie-específica ao processo de urbanização (Jung & Kalko 2010; Russo & Ancillotto 2015). Uma redução na riqueza de morcegos e na abundância de certas espécies em áreas urbanas indica que esse processo tem efeitos negativos sobre a maioria das espécies de morcegos (Brito et al., 2023; Avila-Flores & Fenton 2005). No entanto, devido à sua flexibilidade ecológica e capacidade de dispersão, as espécies generalistas têm mostrado resiliência à urbanização e até aproveitado isso, prosperando em fragmentos de floresta urbana ou diretamente em edifícios da cidade (Bredt & Uieda 1996; Barros et al. 2006). Nesses casos, o habitat é o preditor primário de abundância, que pode estar direta e positivamente relacionado à presença de árvores frutíferas e postes de luz, que atraem insetos fornecendo um importante recurso alimentar (Walsh e Harris 1996; Gaisler et al. 1998).

A abundância e diversidade de espécies está relacionada à interação entre o número total de espécies (conhecido como riqueza de espécies) e como o número de indivíduos é distribuído entre essas espécies (equabilidade) (Walker, 1989). O Índice de Shannon aborda ambos os aspectos de uma comunidade biológica: a quantidade de espécies e a uniformidade dessa distribuição. A principal vantagem e desvantagem desse índice é que ele combina esses dois aspectos em uma única medida. Embora esses dois componentes representem características distintas da comunidade, ambos quantificam a sensação de diversidade (Melo, 2008).

No Brasil, a maioria dos estudos sobre morcegos se concentra em inventários faunísticos, que resultam em listas de espécies encontradas em uma área ou ambiente específico. No entanto, é raro serem realizadas comparações entre os atributos dessas comunidades de morcegos, como a diversidade de espécies e a uniformidade de sua distribuição (Silva, 2011).

Os níveis de abundância e diversidade de espécies de morcegos de acordo com a área de captura na RMSP, são inversamente proporcionais aos graus de antropização de cada lugar, sendo maiores em áreas consideradas menos

antropizadas (Reserva Morro Grande e Floresta Nagmo). Mesmo em áreas consideradas menos antropizadas neste estudo, o índice de diversidade é baixo. Tal inferência pode ser feita comparando-se com índices de diversidade encontrados em áreas naturais heterogêneas com bom estado de conservação e baixo impacto antrópico, os quais são geralmente superiores a $H' = 2.0$ (Bernardi & Passos, 2012; Dias et al., 2008; Esbérard et al., 2006; Lourenço et al., 2010; Pedro et al., 2001; Reis et al., 2006; Silva, 2011). Havendo uma possível relação com a fragmentação de habitat e influência antrópica nas áreas urbanas e rurais pesquisadas no presente trabalho, refletida nos baixos índices de diversidade.

No entanto, mesmo a área 5 (condomínios verticalizados) sendo considerada mais antropizada, houve a presença de um maior nível de diversidade de espécies (terceiro maior índice) e alto número de capturas na região. A hipótese relacionada a tais níveis se baseia na arborização criada pelas construtoras, luminosidade para atrair insetos, presença de diversos fragmentos florestais na região próxima a Rodovia Raposo Tavares, presença de árvores frutíferas e hortas dos condomínios, sendo fatores que contribuem para haver um corredor ecológico para os animais. Sendo assim, se ressalta a importância da presença de áreas arborizadas e fragmentos florestais nas áreas urbanas, para manutenção e preservação de espécies selvagens, como os morcegos e seus essenciais papéis ecológicos.

Sobre a pesquisa de *Leptospira* spp., os resultados do presente estudo exibiram uma prevalência de 1,13% (2/177) em testes moleculares (PCR) e 0% (0/22) na sorologia (MAT), os quais estão em concordância com os resultados descritos na literatura para a detecção de *Leptospira* spp. em morcegos. O presente resultado também pode estar ligado ao baixo número de animais pesquisados para cada teste, considerando o fator de limitação da coleta de volume sanguíneo suficiente em animais menores que 50g, baixo número de animais que urinam durante o manejo e número limitado de óbitos para coleta de amostra renal. Outra inferência que pode ser feita em relação aos resultados apresentados é que os morcegos brasileiros pesquisados possuem uma baixa exposição a presença de *Leptospira* spp. em seus ambientes, portanto levando a um baixo risco de veicular e transmitir tal zoonose à população humana.

Estudos no Brasil para pesquisa de *Leptospira spp.* em morcegos mostram um número total de morcegos pesquisados que vai de 29 a 343 animais, com uma prevalência de positividade em testes moleculares (PCR) de 1,75% (6/343) a 39,13% (36/92) e em sorologia (MAT) indo de 0% (0/169) a 10,34% (3/29) (Bessa et al., 2010; Lins et al., 1976; Mayer et al., 2017; Zetun et al., 2009). Mundialmente, as taxas de prevalência vão de 0% (0/98 e 0/70) a 100% (2/2 e 55/55) em testes moleculares (PCR) e de 0% (0/169) a 40% (28/70) em teste sorológico (MAT) (Bai et al., 2017; Ballados-González et al., 2018; Bevans et al. 2020; Bunnell et al., 2000; Cox et al., 2005; Desvars et al., 2012; Desvars et al., 2013; Dietrich et al., 2018; Dietrich et al., 2017; Emanuel et al., 1964; Everard et al., 1983; Gomard et al., 2016; Han et al., 2018; Harkin et al., 2014; Kamani et al., 2021; Lagadec et al., 2012; Mateus et al., 2019; Matthias et al., 2005; Mgode et al., 2014; Ogawa et al., 2015; Ramírez et al., 2014; Saraullo et al., 2021; Seidlova et al., 2021; Smythe et al., 2002; Thayaparan et al., 2015; Torres-Castro et al., 2020; Tulsiani et al., 2011; Zhao et al., 2019).

Foram identificados 20 gêneros e 45 espécies de *Enterobacteriales* intestinais, sendo que *Escherichia coli*, *Enterobacter cloacae*, *Serratia marcescens* e *Citrobacter freundii* foram os microrganismos mais prevalentes nas amostras fecais e retais estudadas. Dos 20 gêneros isolados, 8 deles (40%) pertencem ao grupo de enterobactérias de importância clínica humana e animal, segundo a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA, 2004).

As bactérias dos gêneros *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia* e *Escherichia coli* são frequentemente ligadas a infecções nosocomiais humanas, sendo responsáveis por 70% das infecções de trato urinário e 50% dos casos de sepse em humanos, ocorrendo principalmente em pacientes com algum grau de imunossupressão (Shugart et al., 2018). Em geral, podem causar infecções em local cirúrgico, infecções de cateter intravascular, de sistema urinário ou respiratório, bacteremia e sepse (Thaden et al., 2017). Havendo assim, um alerta ao monitoramento dos morcegos em relação a veiculação e manutenção de bactérias potencialmente patogênicas e a da propagação de resistência a antimicrobianos no ambiente em que convivem, impondo riscos à Saúde Única.

Os resultados de isolamento correspondem à literatura em relação as

espécies isoladas e sua proporção descrita em estudos de *Enterobacteriales* de morcegos. Sendo geralmente descrito nas publicações o isolamento de uma grande proporção de *E. coli*, seguido de *Enterobacter* sp., *Klebsiella* sp., *Citrobacter* sp., *Serratia marcescens*, entre outros (Adesiyun et al., 2009; Akobi et al., 2012; Aladejana et al., 2022; Apun et al., 2008; Banskar et al., 2015; Banskar et al., 2016; Benavides et al., 2018; Benavides et al., 2022; Cabal et al., 2015; Carrillo-Araujo et al., 2015; Claudio et al. 2018; Daniel et al., 2013; Garcês et al., 2019; Garcês et al., 2020; García et al., 2020; García et al., 2022; Gerbáčová et al., 2020; Gharout-Sait et al., 2019; Graves et al., 1988; Hassell et al., 2019; Iovine et al., 2015; Islam et al., 2013; McDougall et al., 2019; McDougall et al., 2021^a; McDougall et al., 2021^b; McDougall et al., 2022; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Nowakiewicz et al., 2020; Nowakiewicz et al., 2021; Obi et al., 2014; Obodoechi et al., 2018; Olatimehin et al., 2018; Oluduro, 2012; Selvin et al., 2019; Sens-Junior et al., 2018; Skok et al., 2020; Souza et al., 1999;; Vandžurová et al., 2013).

As espécies de bactérias intestinais isoladas no presente trabalho correspondem às mesmas espécies descritas na literatura para a região Sudeste do Brasil, com exceção de *Salmonella* sp. e *Stenotrophomonas* sp., que não foram isoladas no presente trabalho (Claudio et al., 2018).

Carrillo-Araujo et al. (2015) descrevem que dentre a família Phyllostomidae, espécies com alimentações a base de plantas (frugívoros e nectarívoros), que são quebrados em carboidratos simples, apresentavam uma menor diversidade bacteriana intestinal quando comparado a espécies com dietas que incluíam elementos ricos em densidade de nutrientes, proteínas e lipídeos, como insetos e sangue.

Naturalmente se espera uma menor dependência sobre uma digestão e síntese de nutrientes mediadas por microrganismos em sistemas digestórios mais curtos e simples com peristaltismos mais rápidos, que são comuns em morcegos predominantemente nectarívoros e frugívoros (Tedman & Hall, 1985; Roswag et al., 2012).

Os resultados destes estudos contrastam com nossas descobertas, que apontam que as três primeiras espécies com os maiores índices de diversidade de *Enterobacteriales* são principalmente frugívoras e nectarívoras (*Artibeus lituratus*,

A. fimbriatus e *Glossophaga soricina*). Esse contraste pode estar relacionado ao fato de que os maiores índices de diversidade são encontrados em espécies de morcegos que são mais frequentes em nossa amostragem. Isso pode ser devido ao maior número de amostras coletadas, à presença de fezes em maior quantidade e tamanho, bem como à possibilidade de usar um método de coleta retal em espécies maiores, como os frugívoros. Por outro lado, tivemos limitações anatômicas ao coletar amostras fecais com *swab* retal em animais menores de 25g, que geralmente são espécies insetívoras. Havendo a necessidade que os animais defecam espontaneamente para serem coletadas as amostras fecais. Portanto, deve-se ter em mente o viés presente em relação à abundância de espécies de *Enterobacteriales* nas diferentes espécies de morcegos que foram amostradas.

Em relação às *Enterobacteriales* isoladas, houve uma associação estatisticamente significativa em teste de Qui-Quadrado de Pearson entre idade dos animais, sendo a maioria isolada em adultos 74,64% (156/209) se comparado a juvenis 63% (20/38) ($p \leq 0.05$). Tal resultado pode ser enviesado pelo fato de animais juvenis de algumas espécies não ser coletada amostra de *swab* retal, pela limitação anatômica ligada ao seu tamanho.

Sobre o status reprodutivo, a maioria dos isolados foram de fêmeas pós-lactantes 81,82% (9/11), seguido de fêmeas prenhes 76,92% (20/26), fêmeas lactantes 75% (12/16), fêmeas inativas 70,69% (41/58), machos com testículo escrotado 69,57% (16/23), e por fim de machos com testículo abdominal (inativos) 69,03% (78/113) ($p \leq 0.05$).

Achados entre morcegos filostomídeos da América Latina relatam que fêmeas em estado reprodutivo tinham a maior diversidade de microbiota intestinal se comparado com todos os outros status reprodutivos (machos escrotados, machos e fêmeas inativas) (Phillips et al., 2012).

Isso pode ser explicado devido às diferenças endócrinas e esteroidais entre os grupos, como já foi sugerida em humanos (Dominianni et al., 2015), porém também pode estar ligada as diferenças entre comportamento de forrageamento entre fêmeas e machos (Barclay & Jacobs, 2011), devido à hipótese de diferenças em necessidades energéticas. Por exemplo, a lactação é o período mais energeticamente e nutricionalmente exigente em fêmeas de mamíferos (Gittleman & Thompson, 1988), incluindo morcegos (Kurta et al. 1989; Barclay 1991). Levando a serem observadas diferenças entre tempo de emergência dos abrigos, distância

percorrida por noite, tempo para retornar aos abrigos e quantidade de alimento ingerida por noite (Korine et al., 1994).

Entre as áreas de estudo, a maior parte dos isolados pertenceram a área 6 – Raia Olímpica da USP (Industrial) (100%; 8/8), seguido por área 3 - Centro Educacional Esportivo do Butantã (Residencial) (87,5%; 7/8); área 4 - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP) (favelas) (84,21%; 16/19), área 1 - Reserva do Morro Grande - Represa Pedro Beicht (preservação ambiental) (72,73%; 40/55), área 2 - Floresta Nagmo (Rural) (71,29%; 72/101) e área 5 - Condomínio Condomínios Butantã (residencial verticalizado) (58,93%; 33/56) ($p \leq 0.05$).

Tal proporção entre as áreas de captura pode ser explicada devido ao grau de degradação e antropização de cada ambiente, levando a uma maior exposição dos animais e um aumento proporcional de isolamento de bactérias Gram negativas potencialmente patogênicas.

Brito et al. (2023) descrevem que nas mesmas amostras do presente trabalho, houve um fator de risco maior entre o isolamento de *E. coli* na área 4 (FMVZ – Favelas) se comparado com a área 1 (Reserva Morro Grande) no modelo de regressão ($p \leq 0.05$, OR=10.33; 95%IC = 2.79-50.88).

Alguns dos fatores que podem explicar estes resultados podem ser a abundante presença de água contaminada presente na área industrial, criação e tratamento de animais domésticos (p.ex. bovinos, equinos, caprinos e ovinos) na FMVZ, juntamente com as condições precárias de saneamento que permeiam a área de favelas (Brito et al., 2023).

Houve diferença significativa de isolados de *Enterobacteriales* entre as guildas tróficas predominantes, havendo a presença de isolados na maioria de animais insetívoros 81,8% (9/11), seguido por frugívoros 73,7% (160/217), em seguida nos nectarívoros 38,9% (7/18) e por fim os sanguívoros 0% (0/1) ($p \leq 0.05$).

Não houve diferença significativa entre os isolados nas estações do ano ($p = 0,1495$), sendo isolados na primavera (81,94%; 59/72), verão (64,1%; 66/103), outono (77,1%; 37/48) e inverno (58,33%; 14/24).

Até o momento, foram realizados apenas 39 estudos sobre os perfis de resistência em *Enterobacteriales* de morcegos, que vão desde 1988 até 2022. Quatro deles foram desenvolvidos no Brasil, dois no Peru (América do Sul), dois

no México (América do Norte), um em Trindade e Tobago (América Central) nove no continente Africano, nove na Europa, oito no continente Asiático e quatro na Austrália (Oceania).

No presente estudo, houve a presença de 47,45% (121/255) isolados resistentes a pelo menos um antibiótico testado. Tal porcentagem de AMR concorda com dados da literatura, onde há descrição de prevalências de 5% (20/388) a 78,57% (55/70) de isolados resistentes (Adesiyun et al., 2009; Benavides et al., 2022; Claudio et al., 2018; Graves et al., 1988; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Nowakiewicz et al., 2020).

Em relação as classes de antibióticos, a maior parte dos isolados foram resistentes a penicilinas (61,98%; 75/121), seguido por cefalosporinas (57,9%; 70/121), tetraciclina (17,36%; 21/121), quinolonas (9,92%; 12/121), carbapenêmicos (9,09%; 11/121), sulfonamidas (8,26%; 10/121), monobactâmicos (4,13%; 5/121) e aminoglicosídeos (4,13%; 5/121).

Os mapas de calor (Figura 27 a 33) representam visualmente a tendência a AMR a amoxicilina-clavulanato (penicilina) e cefotaxime (cefalosporina) na maioria das espécies bacterianas e nas diferentes áreas pesquisadas.

Dentre a literatura, 64,1% (25/39) dos estudos descrevem resistência a penicilinas, com uma prevalência indo de 1,88% a 100% (Adesiyun et al., 2009; Akobi et al., 2012; Aladejana et al., 2022; Apun et al., 2008; Benavides et al., 2022; Benavides et al., 2018; Claudio et al., 2018; Garces et al., 2020; Garces et al., 2019; Gerbáčová et al., 2020; Gharout-Sait et al., 2019; Graves et al., 1988; Hassell et al., 2019; Iovine et al., 2015; McDougall et al., 2021^a; McDougall et al., 2021^b; McDougall et al., 2022; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Obodoechi et al., 2021; Olatimehin et al., 2018; Oluduro, 2012; Selvin et al., 2019; Sens-Junior et al., 2018; Souza et al., 1999).

Também há a detecção de resistência a cefalosporinas em 43,59% (17/39) dos estudos, havendo prevalência de 8,3% a 100% dos isolados (Aladejana et al., 2022; Benavides et al., 2022; Benavides et al., 2018; Claudio et al., 2018; Garces et al., 2020; Garces et al., 2019; Gharout-Sait et al., 2019; Graves et al., 1988; Hassell et al., 2019; Islam et al., 2013; McDougall et al., 2021^a; McDougall et al.,

2022; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Obodoechi et al., 2021; Oluduro, 2012; Selvin et al., 2019; Sens-Junior et al., 2018).

Já a tetracilinas foram descritas em 56,4% (22/39) dos estudos com prevalências que vão de 1,88% a 100% (Adesiyun et al., 2009; Aladejana et al., 2022; Benavides et al., 2018; Garces et al., 2020; Garces et al., 2019; Gharout-Sait et al., 2019; Graves et al., 1988; Hassell et al., 2019; Islam et al., 2013; McDougall et al., 2021^a; McDougall et al., 2022; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Nowakiewicz et al., 2021; Nowakiewicz et al., 2020; Obi et al., 2014; Obodoechi et al., 2021; Olatimehin et al., 2018; Oluduro, 2012; Selvin et al., 2019; Sens-Junior et al., 2018; Vandžurová et al., 2013).

Resistência a Quinolonas foi descrita em 48,7% (19/39) dos estudos com prevalências que vão de 1,4% a 90,9% (Adesiyun et al., 2009; Akobi et al., 2012; Benavides et al., 2022; Benavides et al., 2018; Garces et al., 2019; García et al., 2022; Gharout-Sait et al., 2019; Hassell et al., 2019; Islam et al., 2013; McDougall et al., 2021^b; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Nowakiewicz et al., 2021; Nowakiewicz et al., 2020; Obodoechi et al., 2021; Oluduro, 2012; Selvin et al., 2019; Sens-Junior et al., 2018; Skok et al., 2020).

Resistência a Carbapenêmicos foi descrita em 17,9% (7/39) dos estudos com prevalências que vão de 16,67% a 100% (Aladejana et al., 2022; Benavides et al., 2022; Claudio et al., 2018; Gharout-Sait et al., 2019; Islam et al., 2013; Nguema et al., 2020; Sens-Junior et al., 2018).

Resistência a Sulfonamidas foi descrita em 38,46% (15/39) dos estudos com prevalências que vão de 2% a 100% (Adesiyun et al., 2009; Benavides et al., 2022; Benavides et al., 2018; Gharout-Sait et al., 2019; Graves et al., 1988; Hassell et al., 2019; Islam et al., 2013; McDougall et al., 2021^a; McDougall et al., 2022; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Obi et al., 2014; Obodoechi et al., 2021; Oluduro, 2012; Sens-Junior et al., 2018).

Resistência a Monobactâmicos foi descrita apenas em 7,69% (3/39) dos estudos, com prevalências indo de 0% a 100% (Benavides et al., 2022; Gharout-Sait et al., 2019; Islam et al., 2013).

Resistência a Aminoglicosídeos foi descrita em 58,97% (23/39) dos estudos,

com prevalências indo de 2,85% a 100% (Adesiyun et al., 2009; Apun et al., 2008; Benavides et al., 2022; Benavides et al., 2018; Claudio et al., 2018; Garces et al., 2020; García et al., 2020; Gharout-Sait et al., 2019; Graves et al., 1988; Hassell et al., 2019; Islam et al., 2013; McDougall et al., 2021^a; McDougall et al., 2022; Nguema et al., 2020; Nowak et al., 2017; Nowakiewicz et al., 2021; Nowakiewicz et al., 2020; Obi et al., 2014; Obodoechi et al., 2021; Oluduro, 2012; Sens-Junior et al., 2018; Souza et al., 1999; Vandžurová et al., 2013).

Portanto, as prevalências de AMR seguem a literatura, com exceção dos carbapenêmicos, que os dados apresentados neste estudo estão abaixo da literatura.

No entanto, a presença de isolados resistentes a carbapenêmicos neste estudo é uma preocupação de saúde pública, visto que cada vez mais está aumentando o número de relatos de Enterobactérias resistentes aos carbapenêmicos mundialmente (Casellas, 2011; Hawkey & Jones, 2009). Esta classe se destaca pois é comumente utilizada como último recurso contra infecções graves, multirresistentes e com complicações, por serem antimicrobianos bactericidas, de amplo espectro e mais estáveis contra as β -lactamases devido sua resistência a inativação pela maioria das enzimas de origem em plasmídeos ou cromossômicas (Doi, 2019; Li et al., 2020). Sendo assim, *Enterobacteriales* resistentes a esta classe de antibiótico detectados em morcegos ressaltam a importância do monitoramento da presença de AMR no ambiente que estes animais convivem, para uma efetiva conduta de prevenção da disseminação destas entre animais e seres humanos.

Houve a presença de 4,31% (11/255) de isolados considerados como multirresistentes ou multidroga-resistentes (MDR) (com resistência a um ou mais antibióticos de três ou mais classes testadas), sendo uma porcentagem abaixo da prevalência de cepas MDR descritas na literatura, que vai de 7,69% a 100% (Garces et al., 2020; Gharout-Sait et al., 2019; McDougall et al., 2021^a; Nowak et al., 2017; Nowakiewicz et al., 2020). Contudo, deve-se considerar que a presença destes isolados é de imensa importância na saúde pública e gera um alerta para que sejam desenvolvidas medidas públicas para reduzir ou mitigar a disseminação e transbordamento de cepas MDR no meio ambiente.

Infecções com bactérias MDR pode levar a um atraso no tratamento ou

inadequado controle antimicrobiano (Anderson et al., 2006; Ibrahim et al., 2000; Roberts et al., 2009). As bactérias Gram-negativas MDR (p.ex. *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase – KPC) requerem atenção pois são potenciais organismos resistentes a todos os antimicrobianos atualmente disponíveis ou permanecem suscetíveis apenas a agentes mais antigos e mais tóxicos como as polimixinas, havendo opções limitadas e inadequadas de tratamento (McGowan, 2006; Bonomo & Szabo, 2006; Pitout & Laupland, 2008). A ameaça do crescimento exponencial de bactérias MDR é ainda mais expressiva quando é considerado o número bem limitado de novos antimicrobianos em desenvolvimento e sendo disponibilizados atualmente (ECDC, 2009; Van Duin & Paterson, 2020).

As espécies de bactérias que apresentaram padrão de MDR são: *Enterobacter cloacae* 27,3% (3/11), *Pseudomonas aeruginosa* 27,3% (3/11), *Aeromonas hydrophila* 9,10% (1/11), *Citrobacter amalonaticus* 9,10% (1/11), *Enterobacter asburiae* 9,10% (1/11), *Escherichia coli* 9,10% (1/11), *Serratia marcescens* 9,10% (1/11).

As espécies de morcegos que apresentaram bactérias MDR são: *Eptesicus diminutus*, *Myotis levis*, *Platyrrhinus lineatus*, *Myotis nigricans*, *Artibeus fimbriatus* e *Artibeus lituratus* (Tabela 9).

Entretanto, deve-se sempre considerar a presença de resistência intrínseca a antimicrobianos de algumas das espécies isoladas, como *Pseudomonas aeruginosa* ser intrinsecamente resistente a ampicilina, amoxicilina-clavulanato, cefotaxime, ceftriaxona, ertapenem, sulfonamidas, trimetoprim, tetraciclina e cloranfenicol. Bactérias do gênero *Citrobacter*, *Enterobacter cloacae* e *Klebsiella* são intrinsecamente resistentes a amoxicilina-clavulanato (CLSI, 2021).

Além disso, grande parte das bactérias pertencentes a família das *Enterobacteriaceae*, incluindo *Serratia marcescens* naturalmente possuem β -lactamases do tipo AmpC em seus cromossomos, havendo a resistência a cefalosporinas, muitas das penicilinas e associações com fármacos da classe de inibidores da ação de beta-lactamases (p.ex. amoxicilina-clavulanato, ampicilina-sulbactam) (CLSI, 2021).

Com isso, podemos considerar as bactérias *Aeromonas hydrophila* e *Escherichia coli* como bactérias MDR com possível aquisição da resistência por exposição prévia a antimicrobianos ou transmissão horizontal de genes de resistência.

Houve associação estatisticamente significativa entre a prevalência de cepas resistentes quando comparadas às diferentes guildas tróficas predominantes, sendo 71,4% (10/14) dos isolados resistentes em insetívoros, 70% (7/10) em nectarívoros e por fim 44,6% (103/231) em frugívoros ($P \leq 0.05$).

Dessa forma, houve uma concordância com os dados descritos na literatura, em que os padrões de atividade e dieta de animais carnívoros e insetívoros pode os tornar mais suscetíveis e expostos a antimicrobianos e apresentarem maiores taxas de bactérias resistentes, quando comparados com frugívoros e nectarívoros (Alonso et al., 2016; Radhouani et al., 2014; Reis et al., 2017).

Além disso, também houve associação significativa entre a presença de cepas resistentes e a área de captura, onde houve maior proporção de resistência na área 3 - Centro Educacional Esportivo do Butantã (Residencial) (87,5%; 7/8), seguido pela área 6 – Raia Olímpica da USP (Industrial) (54,5%; 6/11), área 1 - Reserva do Morro Grande - Represa Pedro Beicht (preservação ambiental) (52,6%; 30/57), área 3 - Centro Educacional Esportivo do Butantã (Residencial) (87,5%; 7/8); área 5 - Condomínio Condomínios Butantã (residencial verticalizado) (48,9%; 22/45), área 2 - Floresta Nagmo (Rural) (42,7%; 47/110) e por último a área 4 - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (FMVZ-USP) (favelas) (33,3%; 8/24) ($P \leq 0.05$).

No entanto, houve um contraste entre os resultados da proporção de enterobactérias isoladas/área e captura e cepas resistentes/área de captura, não havendo correlação direta da presença de AMR com o grau de degradação e antropização apresentado na primeira. Portanto, não houve a confirmação da hipótese de que animais que habitam áreas degradadas, contaminadas ou em contato próximo com animais domésticos e humanos sejam mais expostos a bactérias resistentes a antimicrobianos, dado que o contato com ambientes antropizados, fontes hídricas contaminadas e agropecuária é uma das maiores fontes de transmissão de resistência a antimicrobianos, segundo a literatura (Conte et al., 2017).

Contudo, deve-se levar em consideração que, mesmo que algumas das áreas de coleta sejam consideradas como preservadas (Reserva Morro Grande – Represa Pedro Beicht), ainda assim estão inseridas na região metropolitana de São Paulo e animais que percorrem muitos km de distância como os morcegos,

possuem o potencial de entrarem em contato com fontes de contaminação pela presença humana e animais domésticos (p.ex. água da represa ser considerada de baixa qualidade, segundo relatórios de monitoramento de qualidade das águas pela Represa Pedro Beicht) ([CETESB, 2019](#)), com ingestão de água contaminada por esgoto ou outros resíduos, como metais pesados.

Foram detectadas características fenotípicas para a produção de AmpC em 21,6% (55/255) dos isolados bacterianos (Figura 26).

Nos testes moleculares (PCR e sequenciamento) foram encontrados genes de produção de AmpC em 3,14% (8/255) dos isolados. Dentre eles, foram detectados os genes LAT-1 a LAT-4 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), blaCMY-2 a blaCMY-7 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), BIL-1 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), AAC 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16), DHA 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16) e FOX 25% (2/6) (IC95%: 5,6-59,16) (Tabela 10).

A detecção de genes blaCMY está de acordo com a literatura, pois [McDougall et al. \(2022\)](#) detectou blaCMY-2 com prevalência de 8.3% em raposas-voadoras.

Outro gene frequentemente detectado em morcegos na literatura é a família AAC, havendo uma correspondência da porcentagem de detecção deste trabalho com a literatura. Foi descrito por [Benavides et al. \(2022\)](#), entre eles aac(3)-IIa-like (38.9%), aac(3)-IId-like (5.6%), aac(6')Ib-cr-like (44.4%), aacA4-like (16.7%). [Gharout-Sait et al. \(2019\)](#) descreve a presença de aac(6')-Ib. [McDougall et al. \(2019\)](#) detectou presença de aacA34 em raposas-voadoras de vida livre. [Nowakiewicz et al. \(2021\)](#) descreve a presença de aac(6')-Ie-aph(2'')-Ia (38.9%). [Obodoechi et al. \(2021\)](#) detectou aac(3)II (2.85%).

Este é o primeiro trabalho a descrever a presença de genes AmpC β -lactamases da família LAT, BIL, DHA e FOX em *Enterobacteriales* de morcegos.

A maioria dos estudos em morcegos foca na pesquisa de genes de ESBL, havendo uma lacuna latente no monitoramento de bactérias produtoras de AmpC nestes animais.

Houve associação estatisticamente significativa entre a detecção de enzimas AmpC e idade dos animais ($P \leq 0.05$). A frequência da doença é estatisticamente maior na população de adultos quando comparada a juvenis.

Uma hipótese que explicaria tal associação é o tempo de exposição para adquirir genes de produção de AmpC por meio de interação de plasmídeos entre

os *Enterobacteriales* ou mesmo as chances de se exporem a bactérias com produção cromossomal de β -lactamases AmpC em animais adultos ser maior do que animais juvenis.

Não foram detectadas associações estatisticamente significativas entre a detecção de AmpC e área de coleta ($p = 0.06$), guilda trófica ($p = 0.699$), sexo ($p = 0.062$) e status reprodutivo ($p = 0.588$).

Não foram detectadas características fenotípicas ou genes de produção de ESBL em nenhum dos isolados.

Apenas 3 de 38 estudos mundiais isolaram ou detectaram *Salmonella* sp. em morcegos (Adesiyun et al., 2009; Claudio et al., 2018; Devnath et al., 2023; Islam et al., 2013), sendo que apenas 1 deles foi realizado no Brasil (Claudio et al., 2018). Havendo uma associação com os resultados encontrados no presente trabalho, em que não houve isolamento em cultura ou detecção molecular de *Salmonella* sp. nas amostras fecais dos morcegos pesquisados.

Ainda há diversas lacunas na pesquisa mundial de *Leptospira* spp., *Enterobacteriales* e padrões de resistência a antimicrobianos em morcegos, com escassos estudos sobre o assunto. Este é um dos poucos estudos sobre os temas a serem realizados em todo território nacional. Sendo assim, os resultados encontrados neste estudo contribuem para estudos epidemiológicos, de monitoramento espacial e temporal da presença de AMR em animais silvestres em contato próximo com seres humanos e animais domésticos, para que as medidas sanitárias sejam tomadas de maneira correta, de forma a estimular a conservação das espécies de morcegos e permita melhor qualidade de vida para a população animal e humana.

6. CONCLUSÃO

Neste trabalho não houve a presença de animais soropositivos e a presença de positivos renais por PCR foi muito baixa. Adicionalmente, ainda é baixo o número de estudos, se fazendo necessários mais estudos e investigações epidemiológicas contínuas para entender melhor o panorama mundial e o papel dos morcegos nesta zoonose.

Dentre as enterobactérias e resistências a antimicrobianos em morcegos foram detectadas diversas espécies de importância clínica na saúde humana e animal, sendo também descritas espécies resistentes a antimicrobianos e multirresistentes em elevada proporção, com caracterização fenotípica e genotípica de produção de enzimas β -lactamases. Com isso, evidencia-se o alerta para o esforço mundial de controle de bactérias resistentes. Estes resultados devem ser utilizados para continuidade de estudos e monitoramento da evolução de AMR transmitida de seres humanos e animais domésticos para espécies silvestres e vice-versa. Assim contribuindo para haver uma conscientização da população sobre o uso indevido e desenfreado de antimicrobianos e seus impactos na Saúde Única.

Este é o primeiro trabalho a descrever a presença de genes AmpC β -lactamases da família LAT, BIL, DHA e FOX em *Enterobacteriales* de morcegos, portanto é evidente a necessidade de estudos sobre o tema em morcegos, dada lacuna encontrada.

Ademais, os resultados encontrados na pesquisa de *Salmonella* spp. também são indispensáveis para o monitoramento epidemiológico da presença desta importante zoonose.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADEOLU, M.; ALNAJAR, S.; NAUSHAD, S.; GUPTA S.R. 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. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v.66, p.5575-5599, 2016.

ADESIYUN, A.A.; STEWART-JOHNSON, A.; THOMPSON, N.N. Isolation of enteric pathogens from bats in Trinidad. **J Wildl Dis.**, v.45, ed.4, p.952-961, 2009.

AGOSTA, S.J.; MORTON D.; KUHN, K.M. Feeding ecology of the bat *Eptesicus fuscus*: 'preferred' prey abundance as one factor influencing prey selection and diet breadth. **The Zoological Society of London**, v.260, p.169-177, 2005.

AGUIAR, L.M.S. & MARINHO-FILHO, J. Activity patterns of nine phyllostomid bats species in a fragment of the Atlantic Forest in Southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.21, p. 38-390, 2004.

AHMED, A.; ENGELBERTS, M.F.M.; BOER, K.R.; AHMED, N.; HARTSKEERL, R.A. Development and Validation of a Real-Time PCR for Detection of Pathogenic *Leptospira* Species in Clinical Materials. **PLOS ONE**, v. 4, p. 9, 2009.

AKOBI, B.; ABODERIN, O.; SASAKI, T.; SHITTU, A. Characterization of *Staphylococcus aureus* isolates from faecal samples of the Straw-Coloured Fruit Bat (*Eidolon helvum*) in Obafemi Awolowo University (OAU), Nigeria. **BMC Microbiology**, v.12, 2012.

ALADEJANA, O.M.; OLUDURO, A.O.; THONDA, O.A.; OGUNLADE, A.O.; FAMUREWA, O. "Molecular Characterization of Resistance and Virulence Genes in *Escherichia coli* Isolated from Bats (*Eidolon helvum*) Faeces in Osun State, Nigeria." **Journal of Advances in Microbiology**, p.37-48, 2022.

ALONSO, C.A.; GONZÁLEZ-BARRIO, D.; TENORIO, C.; RUIZ-FONS, F.; TORRES, C. Antimicrobial resistance in faecal *Escherichia coli* isolates from farmed red deer and wild small mammals. Detection of a multiresistant *E. coli* producing extended-spectrum beta-lactamase. **Comp Immunol Microbiol Infect Dis.**, v.45, p34–39, 2016.

ALTIZER, S.; BECKER, D. J.; EPSTEIN, J. H.; FORBES, K. M.; GILLESPIE, T. R.; HALL, R. J.; STREICKER, D. G. Food for contagion: Synthesis and future directions for studying host–parasite responses to resource shifts in anthropogenic environments. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v.373, 2018.

ALVAREZ, M.; TRAN, J.H.; CHOW, N.; JACOBY, G.A. Epidemiology of conjugative plasmid-mediated AmpC β -lactamases in the United States. **Antimicrob Agents Chemother.**, v.48, p.533–537, 2004.

- AMATO, K. R.; LEIGH, S. R.; KENT, A.; MACKIE, R. I.; YEOMAN, C. J.; STUMPF, R. M.; GARBER, P. A. The gut microbiota appears to compensate for seasonal diet variation in the wild black howler monkey (*Alouatta pigra*). **Microbial Ecology**, v.69, p.434–443, 2014.
- ANDERSON, D.J.; ENGEMANN, J.J.; HARRELL, L.J.; CARMELI, Y.; RELLER, L.B., KAYE, K.S. Predictors of mortality in patients with bloodstream infection due to ceftazidime-resistant *Klebsiella pneumoniae*. **Antimicrob Agents Chemother.**, v.50, p.1715-1720, 2006.
- ANDERSON, M.; SCHULZE, K.; CASSINI, A.; PLACHOURAS, D.; MOSSIALOS, E. A governance framework for development and assessment of national action plans on antimicrobial resistance. **Lancet Infectious Diseases**, v.19, p.371–384, 2019.
- ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária, Detecção e identificação de bactérias de importância médica – Módulo V. 2004.
<https://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/manual_microbiologia_mod5.pdf>.
Acesso em: 10 de fevereiro de 2023.
- APUN, K.; CHONG, Y.; ABDULLAH, M.; MICKY, V. Antimicrobial Susceptibilities of *Escherichia coli* Isolates from Food Animals and Wildlife Animals in Sarawak, East Malaysia. **Asian Journal of Animal and Veterinary Advances**, v.3, ed.6, p.409-416, 2008.
- 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**, 12, 2016.
- ARYAL, S.C.; UPRETI, M.K.; SAH, A.K.; ANSARI, M.; NEPAL, K.; DHUNGEL, B.; ADHIKARI, N.; LEKHAK, B.; RIJAL, K.R. Plasmid-Mediated AmpC β -Lactamase CITM and DHAM Genes Among Gram-Negative Clinical Isolates. **Infect Drug Resist.**, v.13, p.4249-4261, 2020.
- ASAI, T.; USUI, M.; SUGIYAMA, M.; IZUMI, K.; IKEDA, T.; ANDOH, M. Antimicrobial susceptibility of *Escherichia coli* isolates obtained from wild mammals between 2013 and 2017 in Japan. **J. Vet. Med. Sci.**, v.82, p.345–349, 2020.
- ASANTE, J.; NOREDDIN, A.; EL ZOWALATY, M.E. Systematic Review of Important Bacterial Zoonoses in Africa in the Last Decade in Light of the ‘One Health’ Concept. **Pathogens**, v.8, p.50, 2019.
- ASHBOLT, N.J. Microbial contamination of drinking water and disease outcomes in developing regions. **Toxicology**, v. 198, p. 229-238, 2004.
- AVILA-FLORES, R.; FENTON, M.B. Use of spatial features by foraging insectivorous bats in a large urban landscape. **Journal of Mammalogy**, v.86, p.1193–1204, 2005.
- BAI, Y.; URUSHADZE, L.; OSIKOWICZ, L.; MCKEE, C.; KUZMIN, I., et al. Molecular Survey of Bacterial Zoonotic Agents in Bats from the Country of Georgia (Caucasus). **PLoS ONE**, v. 12, 2017.

BALLADOS-GONZÁLEZ, G. G.; SÁNCHEZ-MONTES, S.; ROMERO-SALAS, D.; COLUNGA-SALAS, P.; GUTIÉRREZ-MOLINA, R. et al. Detection of pathogenic *Leptospira* species associated with phyllostomid bats (Mammalia: Chiroptera) from Veracruz, México. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 65, p. 773–781, 2018.

BANSKAR, S.; BHUTE, S.S.; SURYAVANSHI, M.V.; PUNEKAR, S.; SHOUCHE, Y.S. Microbiome analysis reveals the abundance of bacterial pathogens in *Rousettus leschenaultii* guano. **Scientific Reports**, v.6, 2016.

BANSKAR, S.; MOURYA, D.T.; SHOUCHE, Y.S. Bacterial diversity indicates dietary overlap among bats of different feeding habits. **Microbiological Research**, v.182, p.99–108, 2016.

BARCLAY, R.M.R. Population structure of temperate zone insectivorous bats in relation to foraging behaviour and energy demand. **J. Anim. Ecol.** v.60, ed.1, p.165–178, 1991.

BARCLAY, R.M.R. & JACOBS, D.S. Differences in the foraging behaviour of male and female Egyptian fruit bats (*Rousettus aegyptiacus*). **Can. J. Zool.** v.89, p.466–473, 2011.

BARELLI, C.; ALBANESE, D.; DONATI, C.; PINDO, M.; DALLAGO, C.; ROVERO, F.; DE FILIPPO, C. Habitat fragmentation is associated to gut microbiota diversity of an endangered primate: Implications for conservation. **Scientific Reports**, v.5, 2015.

BARROS, R.S.M.; BISAGGIO, E.L.; BORGES, R. Morcegos (Mammalia, Chiroptera) em fragmentos florestais urbanos no município de Juiz de Fora, Minas Gerais, sudeste do Brasil. **Biota Neotropica**, v.6, p.1–6, 2006.

BATISTA, J.M.N.; DE CARVALHO, C.; PEDRO, W.A.; SANTANA, B.N.; CAMARGO, V.S.; FERRARI, E.D.; NASCIMENTO, I.G.; MEIRELES, M.V. Identification of Cryptosporidium bat genotypes XVI-XVIII in bats from Brazil. **Parasitology Research**. v.118, ed 7, p.2183-2191, 2019.

BELTZ LA. Bats and human health: Ebola, SARS, rabies and beyond. **Hoboken: John Wiley & Sons**. 2018.

BENAVIDES JA, SHIVA C, VIRHUEZ M, et al. Extended- spectrum β - lactamase-producing *Escherichia coli* in common vampire bats *Desmodus rotundus* and livestock in Peru. **Zoonoses Public Health**.; 65: 454–458, 2018.

BENAVIDES, J.A.; GODREUIL, S.; OPAZO-CAPURRO, A.; MAHAMAT, O.O.; FALCON, N.; ORAVCOVA, K.; STREICKER, D.G.; SHIVA, C. Long-term maintenance of multidrug-resistant *Escherichia coli* carried by vampire bats and shared with livestock in Peru. **Science of the Total Environment**, v.810, 2022.

BENJAMIN, M.C.; SWIFT, M.; BENNETT, K.; WALLER, C.; DODD, A.; MURRAY, R.L.; GOMES, B.; HUMPHREYS, J.L.; HOBMAN, M.A.; JONES, S. E.; WHITLOCK,

- L.J.; MITCHELL, R.J.; LENNON, K.E. Anthropogenic environmental drivers of antimicrobial resistance in wildlife. **Science of The Total Environment**, v.649, p.12-20, 2019.
- BERNARDI, I.; PASSOS, F. C. Estrutura de comunidade de morcego em relictos de floresta estacional decidual no Sul do Brasil. **Mastozoologia Neotropical**, Mendoza, v. 19, n. 1, p. 9-20, 2012.
- BEVANS, A.I.; FITZPATRICK, D.M.; STONE, D.M.; BUTLER, B.P.; SMITH, M.P.; CHEETHAM, S. Phylogenetic relationships and diversity of bat-associated *Leptospira* and the histopathological evaluation of these infections in bats from Grenada, West Indies. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v.14, ed.1, p.1-15, 2020.
- BEZERRA-SANTOS, M.A.; MENDOZA-ROLDAN, J.A.; THOMPSON, R.A.; DANTAS-TORRES, F.; OTRANTO, D. Illegal wildlife trade: A gateway to zoonotic infectious diseases. **Trends in Parasitology**, v.37, p.181–184, 2021.
- BIANCONI, G.V., MIKICHI, S.B. & PEDRO, W.A., 2004. Diversidade de morcegos (Mammalia, Chiroptera) em remanescentes florestais do município de Fênix, noroeste do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, vol. 21, no. 4, pp. 943-954.
- BLOEDEL, P. Hunting methods of fish-eating bats, particularly *Noctilio leporinus*. **Journal of Mammalogy**, v.36, p.390-399, 1955.
- BONARDI, S.; PITINO, R. Carbapenemase-producing bacteria in food-producing animals, wildlife and environment: A challenge for human health. **Ital. J. Food Saf.**, v.8, p.7956, 2019.
- BONDO, K. J.; PEARL, D. L.; JANECKO, N.; BOERLIN, P.; REID-SMITH, R. J.; PARMLEY, J. et al. Epidemiology of antimicrobial resistance in *Escherichia coli* isolates from raccoons (*Procyon lotor*) and the environment on swine farms and conservation areas in Southern Ontario. **PLoS One**, v.11, 2016.
- BONOMO, R.A. & SZABO, D. Mechanisms of multidrug resistance in *Acinetobacter* species and *Pseudomonas aeruginosa*. **Clin Infect Dis.**, v.43, p.49-56, 2006.
- BREDDT, A.; UIEDA, W. Bats from urban and rural environments of the Distrito Federal, mid-western Brazil. **Chiroptera Neotropical**, v.2, p54–57, 1996.
- BREDDT, A.; UIEDA, W.; PEDRO, W. A. Plantas e morcegos na recuperação de áreas degradadas e na paisagem urbana. **Brasília: Rede de Sementes do Cerrado**, v.275, 2012.
- BRENNER, D. J.; KRIEG, N. R.; STALEY, J. T.; GARRITY, G. M.; BOONE, D. R.; DE VOS, P.; GOODFELLOW, M.; RAINEY, F. A.; SCHLEIFER, K.H., eds. (2005). **Bergey's Manual® of Systematic Bacteriology**. 2nd Edition, Vol. 2 (The Proteobacteria), Springer, New York.
- BRITO, J.E.C.; MELLO, B.G.; GAETA, N.C.; BATISTA, J.M.N.; BRITO, T.R.;

AGOSTINHO, W.; BRANDÃO, P.E.; HEINEMANN, M.B.; DIAS, R.A. Bats (Mammalia: Chiroptera) in urban-rural interfaces: community structure associated with pathogen screening in São Paulo – the largest metropolitan region in Brazil. **Vet Res Commun**, 2023.

BUNNELL, J.E.; HICE, C.L.; WATTS, D.M.; MONTRUEIL, V.; TESH, R.B., et al. Detection of pathogenic *Leptospira* spp. infections among mammals captured in the Peruvian Amazon basin region. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 63, p. 255–258, 2000.

BUSH, K. Bench-to-bedside review: The role of β -lactamases in antibiotic-resistant Gram-negative infections. **Critical Care**, p.214-224, 2010.

BUSH, K. & BRADFORD, P.A. β -lactams and β -lactamase inhibitors: an overview. **Cold Spring Harb Perspect Med.**, v.6, ed.8, 2016.

BUSH, K. & BRADFORD, P.A. Epidemiology of β -Lactamase-Producing Pathogens. **Clin Microbiol Rev**; v.33, ed.2, 2020.

CABAL, A.; PEREIRA, M.J.; AGUIAR, L.M.S.; DOMÍNGUEZ, L.; FONSECA, C.; ÁLVAREZ, J.; DREXLER, J.F.; GORTÁZAR, C. Direct detection of *Escherichia coli* virulence genes by real-time PCR in fecal samples from bats in Brazil. **Journal of Wildlife Diseases**, v.51, ed.4, p.942–945, 2015.

CARRILLO-ARAUJO, M.; TAS, N.; ALCÁNTARA-HERNÁNDEZ, R.J.; GAONA, O.; SCHONDUBE, J.E.; MEDELLÍN, R.A.; JANSSON, J.K.; FALCÓN, L.I. Phyllostomid bat microbiome composition is associated to host phylogeny and feeding strategies. **Frontiers in Microbiology**, v.6, 2015.

CARROLL, D.; WANG, J.; FANNING, S.; MCMAHON, B.J. Antimicrobial resistance in wildlife: implications for public health. **Zoonoses Public Health**, 62, 534–542, 2015.

CASELLAS, J.M. Resistencia a los Antibacterianos en América Latina: Consecuencias para la infectología. **Rev Panam Salud Pública**, v.30, ed.6, p.519–528, 2011.

CASTANHEIRA, M.; SIMNER, P.J.; BRADFORD, P.A. Extended-spectrum β -lactamases: an update on their characteristics, epidemiology, and detection. **JAC Antimicrob Resist**; v.3, ed.3, 2021.

CETESB (São Paulo); REPRESA PEDRO BEICHT (São Paulo). Qualidade das águas interiores no estado de São Paulo - **Série Relatórios**. São Paulo, 2019. 336 p.

CHOI, S.H.; LEE, J.E.; PARK, S.J.; CHOI, S.H.; LEE, S.O.; JEONG, J.Y.; KIM, M.N.; WOO, J.H.; KIM, Y.S. Emergence of antibiotic resistance during therapy for infections

caused by *Enterobacteriaceae* producing AmpC β -lactamase: implications for antibiotic use. **Antimicrob Agents Chemother.**, v.52, ed.3, p.995-1000, 2008.

CHOMCZYNSKI, P. A Reagent for the Single-step Simultaneous Isolation of RNA, DNA and Proteins from Cell and Tissue Samples. **BioTechniques**, v. 15, p. 532-536, 1993.

CLARE, E.L., BARBER, B.R., SWEENEY, B.W., HEBERT, P.D.N., FENTON, M.B. Eating local: influences of habitat on the diet of little brown bats (*Myotis lucifugus*). **Molecular Ecology**. v.20, p.1772-1780, 2011.

CLARE, E.L., SYMONDSON, W.O.C., BRODERS, H., FABIANEK, F., FRASER, E.E., MACKENZIE, A., BOUGHEN, A., HAMILTON, R., WILLIS, C.K.R., MARTINEZ-NUNEZ, F., MENZIES, A.K., NORQUAY, K.J.O., BRIGHAM, M., POISSANT, J., RINTOUL, J., BARCLAY, R.M.R., REIMER, J.P. The diet of *Myotis lucifugus* across Canada: assessing foraging quality and diet variability. **Molecular Ecology**, v.23, p.3618-3632, 2014.

CLÁUDIO, V.C.; GONZALEZ, I.; BARBOSA, G.; ROCHA, V.; MORATELLI, R.; RASSY, F. Bacteria richness and antibiotic-resistance in bats from a protected area in the Atlantic Forest of Southeastern Brazil. **PLoS ONE**, v.13, 2018.

CLSI. Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing; Twenty-Second Informational Supplement. CLSI document M100-S22. Wayne, PA: Clinical and Laboratory Standards Institute; 2022.

CONTE, D.; PALMEIRO, J.K.; DA SILVA NOGUEIRA, K.; DE LIMA, T.M.R.; CARDOSO, M.A.; PONTAROLO, R.; PONTES, F.L.D.; DALLA-COSTA, L.M. Characterization of CTX-M enzymes, quinolone resistance determinants, and antimicrobial residues from hospital sewage, wastewater treatment plant, and river water. **Ecotoxicol. Environ. Saf.**, v.136, p.62–69, 2017.

COSTA, D.; POETA, P.; SAENZ, Y.; VINUE, L.; COELHO, A.C.; MATOS, M.; ROJO-BEZARES, B.; RODRIGUES, J.; TORRES, C. Mechanisms of antibiotic resistance in *Escherichia coli* isolates recovered from wild animals. **Microb Drug Resist.**, v.14, p.71–77, 2008.

COX, T.E.; SMYTHE, L.D.; LEUNG, L.K.P. Flying foxes as carriers of pathogenic *Leptospira* species. **Journal of Wildlife Diseases**, v.41, ed.4, p.753-757, 2005.

DANIEL, D.S.; NG, Y.K.; CHUA, E.L.; ARUMUGAM, Y.; WONG, W.L.; KUMARAN, J.V. Isolation and identification of gastrointestinal microbiota from the short-nosed fruit bat *Cynopterus brachyotis brachyotis*. **Microbiological Research**, v.168, ed.8, p.485–496, 2013.

DARWICH, L.; VIDAL, A.; SEMINATI, C.; ALBAMONTE, A.; CASADO, A.; LÓPEZ, F.; MOLINA-LÓPEZ, R.A.; MIGURA-GARCIA, L. High prevalence and diversity of extended-spectrum β -lactamase and emergence of OXA-48 producing Enterobacteriales in wildlife in Catalonia. **PLoS ONE**, 14, 2019.

DAVID, L. A.; MAURICE, C. F.; CARMODY, R. N.; GOOTENBERG, D. B.; BUTTON, J. E.; WOLFE, B. E.; TURNBAUGH, P. J. Diet rapidly and reproducibly alters the human gut microbiome. **Nature**, v.505, p.559–563, 2014.

DELPORT, T.; HARCOURT, R.; BEAUMONT, L.; WEBSTER, K.; POWER, M. Molecular detection of antibiotic-resistance determinants in *Escherichia coli* isolated from the endangered australian sea lion (*Neophoca cinerea*). **Journal of wildlife diseases**, 51, 2015.

DEMOGRAPHIA WORLD URBAN AREAS, 17th Annual Edition. **Demographia**, 2021. Acesso em: 16 de janeiro de 2023.

DESVARS, A.; NAZE, F.; BENNEVEAU, A.; CARDINALE, E.; MICHAULT, A. Endemicity of leptospirosis in domestic and wild animal species from Reunion Island (Indian Ocean). **Epidemiology & Infection**, v. 141, p. 1154–1165, 2013.

DESVARS, A.A.; NAZE, F.; VOURECH, G.G.; CARDINALE, E.; PICARDEAU, M.; MICHAULT, A.; BOURHY, P. Similarities in *Leptospira* serogroup and species distribution in animals and humans in the Indian Ocean Island of Mayotte. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.87, ed.1, p.134-140, 2012.

DEVNATH, P.; KARAH, N.; GRAHAM, J.P.; ROSE, E.S.; ASADUZZAMAN, M. Evidence of Antimicrobial Resistance in Bats and Its Planetary Health Impact for Surveillance of Zoonotic Spillover Events: A Scoping Review. **Int J Environ Res Public Health**, 2023.

DIAS, D.; ESBÉRARD, C. E. L.; PERACCHI, A. Riqueza, diversidade de espécies e variações altitudinal de morcegos na Reserva Biológica do Tiguá, estado do Rio de Janeiro, Brasil (Mammalia, Chiroptera). In: REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; SANTOS, G. A. S. D. (Ed.). **Ecologia de morcegos**. Londrina: Technical Books, 2008. p. 125-142.

DÍAZ, M.M.; SOLARI, S.; AGUIRRE, L.F.; AGUIAR, L.M.S.; BARQUEZ, R.M. Clave de identificación de los murciélagos de Sudamérica/Chave de identificação dos morcegos da América do Sul. **Publicación Especial Nro**, v.2, p.160, 2016.

DIETRICH, M.; GOMARD, Y.; LAGADEC, E.; RAMASINDRAZANA, B.; LE MINTER, G.; GUERNIER, V.; BENLALI, A.; ROCAMORA, G.; MARKOTTER, W.; GOODMAN, S. M.; DELLAGI, K.; TORTOSA, P. Biogeography of *Leptospira* in wild animal communities inhabiting the insular ecosystem of the western Indian Ocean islands and neighboring Africa. **Emerging Microbes & Infection**, v.7, ed.1, p.57, 2018.

DIETRICH, M.; KEARNEY, T.; SEAMARK, E.C.J.; MARKOTTER, W. The excreted microbiota of bats: Evidence of niche specialization based on multiple body habitats. **FEMS Microbiology Letters**, v.364, ed.1, p.1–7, 2017.

DIETRICH, M.; MÜHLDORFER, K.; TORTOSA, P.; MARKOTTER, W. *Leptospira* and Bats: Story of an Emerging Friendship. **PLOS Pathogens**, v. 11, 2015.

DIETRICH, M.; WILKINSON, D.A.; BENLALI, A.; LAGADEC, E.; RAMASINDRAZANA, B.; DELLAGI, K.; TORTOSA, P. *Leptospira* and Paramyxovirus infection dynamics in a bat maternity enlightens pathogen maintenance in wildlife. **Environmental Microbiology**, v. 17, p. 4280–4289, 2015.

DIETRICH, M.; WILKINSON, D.A.; SOARIMALALA, V.; GOODMAN, S.M.; DELLAGI, K., et al. Diversification of an emerging pathogen in a biodiversity hotspot: *Leptospira* in endemic small mammals of Madagascar. **Molecular Ecology**, v. 23, p. 2783–2796, 2014.

DIETZ, M., ENCARNAÇÃO, J.A., KALKO, E.K. Small scale distribution patterns of female and male Daubenton's bats (*Myotis daubentonii*). **Acta Chiropterologica**, v.8, p.403-415, 2006.

DOI, Y. Treatment Options for Carbapenem-resistant Gram-negative Bacterial Infections. **Clinical Infectious Diseases: An Official Publication of the Infectious Diseases Society of America**, v.69, ed.7, p.565–575, 2019.

DOLEJSKA, M.; PAPAGIANNITSIS, C.C. Plasmid-mediated resistance is going wild. **Plasmid**, v.99, p.99–111, 2018.

DOMINIANNI, C.; SINHA, R.; GOEDERT, J.J.; PEI, Z.; YANG, L.; HAYES, R.B.; AHN, J. Sex, body mass index, and dietary fiber intake influence the human gut microbiome. **PLoS ONE**, v.10, 2015.

EFTEKHAR, F.; RASTEGAR, M.; GOLALIPOOR, M.; MANSOUR-SAMAEI N. Detection of extended spectrum β -lactamases in urinary isolates of *Klebsiella pneumoniae* in relation to *Bla* SHV, *Bla* TEM, *Bla* CTX-M gene carriage. **Iran J Public Health**, v.41, p.127–132, 2012.

EMANUEL, M.L.; MACKERRAS, I.M.; SMITH, D.J.W. The epidemiology of leptospirosis in North Queensland. **Journal of Hygiene**, v. 62, p 451–484, 1964.

EMPRESA PAULISTA DE PLANEJAMENTO METROPOLITANO [EMPLASA], 2019. Região metropolitana de São Paulo (<https://www.emplasa.sp.gov.br/RMSP>). Acesso em: 15 de março de 2023.

ESBÉRARD, C.E.L.; JORDÃO-NOGUEIRA, T.; LUZ, J.L.; MELO, G.G.S.; MANGOLIN, R.; JUCÁ, N.; RAÍCES, D.S.L.; ENRICI, M.C.; BERGALLO, H. Morcegos da Ilha Grande, Angra dos Reis, RJ, Sudeste do Brasil. **Revista Brasileira de Zootecias**, v. 8, n. 2, p. 147–153, 2006.

ESTEVES, S.B.; GAETA, N.C.; BATISTA, J.M.N.; DIAS, R.A.; HEINEMANN, M.B. *Leptospira spp.* infection in bats: A systematic review and meta-analysis. **Transboundary and Emerging Diseases**, 2022.

EUROPEAN CENTRE FOR DISEASE PREVENTION AND CONTROL/EUROPEAN MEDICINES AGENCY (ECDC/EMEA). ECDC/EMEA joint technical report: the bacterial challenge: time to react. **European centre for disease prevention and control & European medicines agency**, Stockholm, Sweden & London, United Kingdom, 2009.

EVERARD, C.R.; FRASER-CHANPONG, G.M.; BHAGWANDIN, L.J.; RACE M.W.; JAMES, A.C. Leptospiruses in wildlife from Trinidad and Grenada. **The Journal of Wildlife Diseases**, v. 19, p: 192–199, 1983.

FAHRENFELD, N.; MA, Y.; O'BRIEN, M.; PRUDEN, A. Reclaimed water as a reservoir of antibiotic resistance genes: distribution system and irrigation implications. **Front. Microbiol.** 4, 130, 2013.

FAINE, S. & STALLMAN, N.D. Emended descriptions of the genus *Leptospira* Noguchi 1917 and the species *L. interrogans* (Stimson 1907) Wenyon 1926 and *L. biflexa* (Wolbach and Binger 1914) Noguchi 1918. **Int J Syst Bacteriol.**; v.32, p.461-463, 1982.

FALAGAS, M.E.; KOLETZI, P.K.; BLIZIOTIS, I.A. The diversity of definitions of multidrug-resistant (MDR) and pandrug-resistant (PDR) *Acinetobacter baumannii* and *Pseudomonas aeruginosa*. **J Med Microbiol.**, v.55, p.1619-1629; 2006.

FENNESTAD, K.L.; BORG-PETERSEN, C. Leptospirosis in danish wild mammals. **The Journal of Wildlife Diseases**, v. 8, p. 343–351, 1972.

FENTON, M.B.; ACHARYA, L.; AUDET, D.; HICKEY, M.B.C.; MERRIMAN, C.; OBRIST, M.K.; SYME, D.M. & ADKINS, B., 1992. Phyllostomid bats (Chiroptera: Phyllostomidae) as indicators of habitat disruption in the Neotropics. **Biotropica**, vol. 24, pp. 440-446.

FONTES, C.F. Proposição de dois novos meios e de um sistema simplificado para identificação de enterobactérias. 78f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia e Imunologia). **Escola Paulista de Medicina**, São Paulo. 1979.

FRANCISCO, P.M.S.B; DONALISIO, M.R.; BARROS, M.B.A.; CESAR, C.L.G.; CARANDINA, L.; GOLDBAUM, M. Medidas de associação em estudo transversal com delineamento complexo. **Rev Bras Epidemiol.**, v.11, ed.3, p.347-55, 2008.

FURNESS, L. E.; CAMPBELL, A.; ZHANG, L.; GAZE, W. H.; MCDONALD, R. A. Wild small mammals as sentinels for the environmental transmission of antimicrobial resistance. **Environ. Res.** 154, 28–34, 2017.

GAISLER, J.; ZUKAL, J.; REHAK, Z.; HOMOLKA, M. Habitat preference and flight activity of bats in a city. **Journal of Zoology**, v.244, p.439–445, 1998.

GARBINO, G.S.T. Research on bats (Chiroptera) from the state of São Paulo, southeastern Brazil: annotated species list and bibliographic review. **Arquivos De Zoologia**, v.47, ed.3, p.43-128, 2016.

GARBINO, G.S.T.; GREGORIN, R.; LIMA, I.P; LOUREIRO, L.; MORAS, L.; MORATELLI, R.; NOGUEIRA, M.R.; PAVAN, A.C.; TAVARES, V.C.; NASCIMENTO, M.C.; NOVAES, R.L.M.; PERACCHI, A.L. 2022. Updated checklist of Brazilian bats: versão 2020. Comitê da Lista de Morcegos do Brasil – CLMB. **Sociedade Brasileira para o Estudo de Quirópteros (Sbeq)**, 2022.

GARCÊS, A.; CORREIA, S.; AMORIM, F.; PEREIRA, J.E.; IGREJAS, G.; POETA, P. First report on extended-spectrum beta-lactamase (ESBL) producing *Escherichia coli* from European free-tailed bats (*Tadarida teniotis*) in Portugal: A one-health approach of a hidden contamination problem. **Journal of Hazardous Materials**, p.219–224, 2019.

GARCÊS, A.; CORREIA, S.; SILVA, V.; PEREIRA, J. E.; AMORIM, F.; IGREJAS, G.; POETA, P. Detection of Antimicrobial Resistance in Faecal *Escherichia coli* from European Free-Tailed Bats (*Tadarida teniotis*) in Portugal. **Acta Chiropterologica**, v.21, ed.2, p.403–409, 2020.

GARCÍA, L.A.; TORRES, C.; LÓPEZ, A.R.; RODRÍGUEZ, C.O.; ESPINOSA, J.O.; VALENCIA, C.S. *Staphylococcus* spp. From wild mammals in Aragón (Spain): Antibiotic resistance status. **Journal of Veterinary Research (Poland)**, v.64, ed.3, p.373–379, 2020.

GARCÍA, L.A.; TORRES, C.; LÓPEZ, A.R.; RODRÍGUEZ, C.O.; VALENCIA, C.S. Antimicrobial resistance of *Enterococcus* species isolated from wild mammals in

Aragón, Spain. **Journal of Veterinary Research (Poland)**, v.66, ed.2, p.151–159, 2022.

GEORGE, D.B.; WEBB, C.T.; FARNSWORTH, M.L.; O'SHEA, T.J.; BOWEN, R.A.; SMITH, D.L.; STANLEY, T.R., ELLISON, L.E.; RUPPRECHT, C.E. Host and viral ecology determine bat rabies seasonality and maintenance. **Department of Biology**, Colorado State University, 2011.

GERBÁČOVÁ, K.; MALINIČOVÁ, L.; KISKOVÁ, J.; MASLIŠOVÁ, V.; UHRIN, M.; PRISTAŠ, P. The Faecal Microbiome of Building-Dwelling Insectivorous Bats (*Myotis myotis* and *Rhinolophus hipposideros*) also Contains Antibiotic-Resistant Bacterial Representatives. **Current Microbiology**, v.77, ed.9, p.2333–2344, 2020.

GHAROUT-SAIT, A.; TOUATI, A.; AHMIM, M.; BRASME, L.; GUILLARD, T.; AGSOUS, A.; DE CHAMPS, C. Occurrence of Carbapenemase-Producing *Klebsiella pneumoniae* in Bat Guano. **Microbial Drug Resistance**, v.25, ed.7, p.1057–1062, 2019.

GITTLEMAN, J.L. & THOMPSON, S.D. Energy allocation in mammalian reproduction. **Am. Zool.** (now known as **Integr. Comp. Biol.**), v.28, ed.3, p.863–875, 1988.

GOMARD, Y.; DIETRICH, M.; WIESEKE, N.; RAMASINDRAZANA, B.; LAGADEC, E., et al. Malagasy bats shelter a considerable genetic diversity of pathogenic *Leptospira* suggesting notable host-specificity patterns. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 92, 2016.

GRAVES, S.R.; KENNELLY-MERRIT, S.A.; TIDEMANN, C.R.; RAWLINSON, P.A.; HARVEY, K.J.; THORNTON, I.W. Antibiotic-resistance patterns of enteric bacteria of wild mammals on the Krakatau islands and west Java, Indonesia. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences**, v.322, p.339–353, 1988.

GUPTA, G.; TAK, V.; MATHUR, P. Detection of AmpC β Lactamases in Gram-negative Bacteria. **Journal of Laboratory Physicians**, v. 6, p. 1-6, 2014.

GUYOMARD-RABENIRINA, S.; REYNAUD, Y.; POT, M.; ALBINA, E.; COUVIN, D.; DUCAT, C.; GRUEL, G.; FERDINAND, S.; LEGRENEUR, P.; LE HELLO, S.; et al. Antimicrobial Resistance in Wildlife in Guadeloupe (French West Indies): Distribution of a Single blaCTX-M-1/Inc11/ST3 Plasmid Among Humans and Wild Animals. **Front. Microbiol.**, v.11, p.1524, 2020.

Haidar, G.; Philips, N.J.; Shields, R.K.; Snyder, D.; Cheng, S.; Potoski, B.A.; DOI, Y.; Hao, B.; Press, E.G.; Cooper, V.S.; Clancy, C.J.; Nguyen, M.H. Ceftolozane-Tazobactam for the Treatment of Multidrug-Resistant *Pseudomonas aeruginosa* Infections: Clinical Effectiveness and Evolution of Resistance. **Clin Infect Dis**; v.65, ed.1, p.110-120, 2017.

HALL, T.A. BioEdit: A User-Friendly Biological Sequence Alignment Editor and Analysis Program for Windows 95/98/NT. **Nucleic Acids Symposium Series**, v. 41, p. 95-98, 1999.

HAN, H.J.; WEN, H.L.; LIU, J.W.; QIN, X.R.; ZHAO, M.; WANG, L.J. et al. Pathogenic *Leptospira* Species in Insectivorous Bats, China, 2015. **Emerging Infectious Diseases**, v. 24, p.1123–1126, 2018.

HANNING, I., & DIAZ-SANCHEZ, S. The functionality of the gastrointestinal microbiome in non-human animals. **Microbiome**, v.3, p.51, 2015.

HARKIN, K.R.; HAYS, M.; DAVIS, R.; MOORE, M. Use of PCR to Identify *Leptospira* in Kidneys of Big Brown Bats (*Eptesicus fuscus*) in Kansas and Nebraska, USA. **The Journal of Wildlife Diseases**, v. 50, p. 651–654, 2014.

HASSELL, J.M.; WARD, M.J.; MULOI, D.; BETTRIDGE, J.M.; ROBINSON, T.P.; KARIUKI, S.; OGENDO, A.; KIIRU, J.; IMBOMA, T.; KANG'ETHE, E.K.; ÖGHREN, E.M.; WILLIAMS, N.J.; BEGON, M.; WOOLHOUSE, M.E.J.; FÈVRE, E.M. Clinically relevant antimicrobial resistance at the wildlife–livestock–human interface in Nairobi: an epidemiological study. **The Lancet Planetary Health**, v.3, ed.6, p.259–269, 2019.

HAWKEY, P.M. & JONES, A.M. The Changing Epidemiology of Resistance. **J Antimicrob Chemother**, v.64, p.3-10, 2009.

HAYMAN, D.T.S.; BOWEN, R.A.; CRYAN, P.M.; MCCRACKEN, G.F.; O'SHEA, T.J., et al. Ecology of zoonotic infectious diseases in bats: current knowledge and future directions. **Zoonoses Public Health**, v. 60, p. 2–21, 2013.

HEDMAN, H.D.; VASCO, K.A.; ZHANG, L. A Review of Antimicrobial Resistance in Poultry Farming within Low-Resource Settings. **Animals**, v.10, p.1264, 2020.

HOURIGAN, C. L.; CATTERALL, C. P.; JONES, D.; RHODES, M. The diversity of insectivorous bat assemblages among habitats within a subtropical urban landscape. **Austral Ecology**, v. 35, p. 849–857, 2010.

HUIJBERS, P. M. C.; BLAAK, H.; DE JONG, M. C. M.; GRAAT, E. A. M.;

VANDENBROUCKE-GRAULS, C. M. J. E.; HUSMAN, A. Role of the environment in the transmission of antimicrobial resistance to humans: a review. **Environ. Sci. Technol.** 49, 11993–12004, 2015.

IBRAHIM, E.H.; SHERMAN, G.; WARD, S.; FRASER, V.J.; KOLLEF, M.H. The influence of inadequate antimicrobial treatment of bloodstream infections on patient outcomes in the ICU setting. **Chest.**, v.118, p146-155, 2000.

INGALA, M.R.; BECKER, D.J.; BAK-HOLM, J.; KRISTIANSEN, K.; SIMMONS, N.B. Habitat fragmentation is associated with dietary shifts and microbiota variability in common vampire bats. **Ecol Evol.**, v.9: p.6508– 6523, 2019.

INGALA, M.R.; SIMMONS, N.B.; WULTSCH, C.; KRAMPIS, K.; PROVOST, K.L.; PERKINS S.L. Molecular diet analysis of neotropical bats based on fecal DNA metabarcoding. **Ecology and Evolution**, v.11, ed.12, p.7474-7491, 2021.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA [IBGE] (2010). Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/geociencias/organizacao-do-territorio/malhas-territoriais/15774-malhas.html>. Acesso em: 14 de dezembro de 2022.

INTERNATIONAL BUSINESS MACHINES CORPORATION [IBM]. SPSS Statistics. Versão 26.0. New York: IBM, 2019. Software para análise estatística.

IOVINE RDE, O.; DEJUSTE, C.; MIRANDA, F.; FILONI, C.; BUENO, M.G.; DE CARVALHO, V.M. Isolation of *Escherichia coli* and *Salmonella* spp. from free-ranging wild animals. **Brazilian Journal of Microbiology**, v.46, p.1257–1263, 2015.

ISLAM, A.; MIKOLON, A.; MIKOLEIT, M.; AHMED, D.; KHAN, S.U.; SHARKER, M.A.Y.; HOSSAIN, M.J.; ISLAM, A.; EPSTEIN, J.H.; ZEIDNER, N.; LUBY, S.P. Isolation of *Salmonella* Virchow from a fruit bat (*Pteropus giganteus*). **Ecohealth**. v.10, n. 4, p.:348-51, 2013.

JACOBY, G.A. AmpC β -lactamases. **Clin Microbiol Rev.**, v.22, ed.1, p.161-182, 2009.

JARLIER, V.; NICOLAS, M.H; FOURNIER, G.; PHILIPPON, A. Extended Broad-Spectrum β -Lactamases Conferring Transferable Resistance to Newer β -Lactam Agents in *Enterobacteriaceae*: Hospital Prevalence and Susceptibility Patterns, **Reviews of Infectious Diseases**, v.10, ed.4, p.867–878, 1988.

JOBINS, S.E.; ALEXANDER, K.A. Evidence of *Leptospira* spp. infection among a diversity of African wildlife species: beyond the usual suspects. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, p. 349–351, 2015.

JUNG, K.; KALKO, E.K.V. Where forest meets urbanization: foraging plasticity of aerial insectivorous bat in an anthropogenically altered environment. **Journal of Mammalogy**, v.91, p.144–153, 2010.

KALLEN, A.J.; HIDRON, A.I.; PATEL, J.; SRINIVASAN, A. Multidrug resistance among gram-negative pathogens that caused healthcare-associated infections reported to the National Healthcare Safety Network, 2006-2008. **Infect Control Hosp Epidemiol.**, v.31, p.528-531, 2010.

KAMANI, J.; HARRUS, S.; OCHOLI, R.A.; YAGUE, I.I.; NYANGO, P.G.; GONZALEZ-MIGUEL, J.; KOIZUMI, N. Molecular detection and characterization of pathogenic *Leptospira* species in bats (Chiroptera) roosting in human habitats in Nigeria, West Africa. **Zoonoses Public Health**, v.68, ed.8, p.908-916, 2021.

KHAN, S.A.; IMTIAZ, M.A.; SAYEED, M.A.; SHAIKAT, A.H.; HASSAN, M.M. Antimicrobial resistance pattern in domestic animal wildlife — Environmental niche via the food chain to humans with a Bangladesh perspective; a systematic review. **BMC Vet. Res.**, v.16, p.302, 2020.

KHOSRAVI, A., & MAZMANIAN, S. K. Disruption of the gut microbiome as a risk factor for microbial infections. **Current Opinion in Microbiology**, v.16, p.221–227, 2013.

KIM, B.R.; SHIN, J.; GUEVARRA, R.; LEE, J.H.; KIM, D.W.; SEOL, K.H.; LEE, J.H.; KIM, H.B.; ISAACSON, R. Deciphering diversity indices for a better understanding of microbial communities. **J Microbiol Biotechnol**, v.27, ed.12, p.2089–2093, 2017.

KLINDWORTH A.; PRUESSE E.; SCHWEER T.; PEPLIES J.; QUAST C.; HORN M.; GLOCKNER FO. Evaluation of general 16S ribosomal RNA gene PCR primers for classical and next generation sequencing-based diversity studies. **Nucleic Acids Res**; v.41, 2013.

KORINE, C.; IZHAKI, I.; MAKIN, D. Population structure and emergence order in the fruit-bat (*Rousettus aegyptiacus*: Mammalia, Chiroptera). **J. Zool.** (Lond.), v.232, ed.1, p.163–174, 1994.

KUMAR, S.; STECHER, G.; TAMURA, K. MEGA7: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 7.0 for Bigger Datasets. **Molecular Biology and Evolution**, v. 33, p. 1870–1874, 2016.

KUNZ, T. H., & FENTON, M. B. Bat ecology. **Biological Conservation**, v.117, ed.5, p.107–112, 2003.

KUNZ, T. H.; PARSONS, S. (eds.). 2009. **Ecological and behavioral methods for the study of bats**. 2 ed. Johns Hopkins University Press, Baltimore, Maryland, 901 p.

KUNZ, T.H.; BRAUN, D.E.; TORREZ, E.; BAUER, D.; LOBOVA, T.; FLEMING, T.H. Ecosystem services provided by bats. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1223, p. 1-38, 2011.

KURTA, A.; BELL, G.P.; NAGY, K.A.; KUNZ, T.H. Energetics of pregnancy and lactation in free-ranging little brown bats. **Physiol. Zool.**, v.62, ed.3, p.804–818, 1989.

KWANG, J.; LITLEDIKE, E.T.; KEEN, J.E. Use of the polymerase chain reaction for *Salmonella* detection. **Letters in Applied Microbiology**, v. 22, p. 46-51, 1996.

LAGADEC, E.; GOMARD, Y.; GUERNIER, V.; DIETRICH, M.; PASCALIS, H., et al. Pathogenic *Leptospira* spp. in bats, Madagascar and Union of the Comoros. **Emerging Infectious Diseases**, v. 18, p. 1696–1698, 2012.

LANDERS, T.F.; COHEN, B.; WITTUM, T.E.; LARSON, E.L. A review of antibiotic use in food animals: Perspective, policy, and potential. **Public Health Rep.**, v.127, p.4–22, 2012.

LANE, D. Nucleic acid techniques in bacterial systematics, in: Stackebrandt, E. (Ed.), Nucleic acid techniques in bacterial systematics. **John Wiley and Sons, Hoboken, NJ**, 1991.

LAWSON B, DE PINNA E, HORTON RA, MACGREGOR SK, JOHN SK, CHANTREY J, DUFF JP, KIRKWOOD JK, SIMPSON VR, ROBINSON RA. Epidemiological evidence that garden birds are a source of human salmonellosis in England and Wales. **PLoS One**. v. 9, p. e88968, 2014.

LI, Y. Y.; WANG, J.; CAI, Y. Double-carbapenem therapy in the treatment of multidrug resistant Gram-negative bacterial infections: a systematic review and meta-analysis. **BMC infectious diseases**, v.20, ed.1, p.408, 2020.

LOURENÇO, E.C.; COSTA, L.M.; SILVA, R.M.; ESBERARD, C.E.L. Bat diversity of Ilha da Marambaia, Southern Rio de Janeiro State, Brazil (Chiroptera, Mammalia). **Brazilian Journal of Biology**, v. 70, n. 3, p. 511–519, 2010.

MATEUS, J.; GÓMEZ, N.; HERRERA-SEPÚLVEDA, M. T.; HIDALGO, M.; PÉREZ-TORRES, J.; CUERVO, C. Bats are a potential reservoir of pathogenic *Leptospira* species in Colombia. **Journal of Infection in Developing Countries**, v.13, ed.4, p.278-283, 2019.

MATHERS, A.J. & LEWIS, J.S. 2nd. CON: Testing for ESBL production is unnecessary for ceftriaxone resistant Enterobacterales. **JAC Antimicrob Resist**; v.3, ed.2, 2021.

MATTHIAS, M.A.; DÍAZ, M.M.; CAMPOS, K.J.; CALDERON, M.; WILLIG, M.R., et al. Diversity of bat associated *Leptospira* in the Peruvian Amazon inferred by bayesian phylogenetic analysis of 16S ribosomal DNA sequences. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 73, p. 964–974, 2005.

MAYER, F.Q.; DOS REIS, E.M.; BEZERRA, A.V.A.; CERVA, C.; RODRIGUES, R.O., et al. Pathogenic *Leptospira* spp. in bats: Molecular investigation in Southern Brazil. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 52, p. 14-18, 2017.

MCDOUGALL, F.; BOARDMAN, W.; GILLINGS, M.; POWER, M. Bats as reservoirs of antibiotic resistance determinants: A survey of class 1 integrons in Grey-headed Flying Foxes (*Pteropus poliocephalus*), **Infection, Genetics and Evolution**, v.70, p.107-113, 2019.

MCDOUGALL FK, BOARDMAN WSJ, POWER ML. Characterization of β -lactam-resistant *Escherichia coli* from Australian fruit bats indicates anthropogenic origins. **Microbial Genomics**. v.7, ed.5, 2021^a.

MCDOUGALL, F.K.; WYRES, K.L.; JUDD, L.M.; BOARDMAN, W.S.J.; HOLT, K.E.; POWER, M.L. Novel strains of *Klebsiella africana* and *Klebsiella pneumoniae* in Australian fruit bats (*Pteropus poliocephalus*). **Research in Microbiology**, v.172, p.7–8, 2021^b.

MCDOUGALL, F.; BOARDMAN, W.; POWER, M. High Prevalence of Beta-Lactam-Resistant *Escherichia coli* in South Australian Grey-Headed Flying Fox Pups (*Pteropus poliocephalus*). **Microorganisms**, v.10, ed.8, 2022.

MCGOWAN, J.J.E. Resistance in nonfermenting gram-negative bacteria: multidrug resistance to the maximum. **Am J Med.**, v.119, p.29-36, 2006.

MCKENZIE, V. J.; SONG, S. J.; DELSUC, F.; PREST, T. L.; OLIVERIO, A. M.; KORPITA, T. M.; KNIGHT, R. The effects of captivity on the mammalian gut microbiome. **Integrative and Comparative Biology**, v.57, p.690–704, 2017.

MELO, A.S. O que ganhamos ‘confundindo’ riqueza de espécies e equabilidade em um índice de diversidade? **Biota Neotropica**, v. 8, n. 3, p. 21-27, 2008.

MELLO, B.G.V. Zoneamento municipal como ferramenta no estudo ecoepidemiológico da quiropterofauna em interfaces urbano-rurais. Dissertação (Mestrado em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2022. Acesso em: 12 de dezembro de 2022.

MÉRIEN, F.; AMOURIAUX, P.; PEROLAT, P.; BARANTON, G.; GIRON, I. Polymerase Chain Reaction for Detection of *Leptospira* in Clinical Samples. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 30, p. 2219–2224, 1992.

MESSENGER, A.M.; BARNES, A.N.; GRAY, G.C. Reverse zoonotic disease transmission (zooanthroponosis): a systematic review of seldom documented human biological threats to animals. **PLoS One**, 2014.

MGOBE, G.F.; MBUGI, H.A.; MHAMPHI, G.G.; NDANGA, D.; NKWAMA, E.L. Seroprevalence of *Leptospira* infection in bats roosting in human settlements in Morogoro municipality in Tanzania. **Tanzanian Journal of Health Research**, v. 16, p. 1–7, 2014.

MONAHAN, A.M.; CALLANAN, J.J.; NALLY, J.E. Host-pathogen interactions in the kidney during chronic leptospirosis. **Veterinary Pathology**, v. 46, p. 792–799, 2009.

MORATELLI, R.; CALISHER, C.H. Bats and zoonotic viruses: can we confidently link bats with emerging deadly viruses? **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 110, p. 1-22, 2015.

MÜHLDORFER, K. Bats and bacterial pathogens: a review. **Zoonoses and Public Health**, v. 60, p. 93–103, 2013.

MUHLDORFER, K.; SPECK, S.; WIBBELT, G. Diseases in free-ranging bats from Germany. **BMC Vet. Res.** v.7, n.61, 2011.

MURRAY, C.J.; IKUTA, K.S.; SHARARA, F.; SWETSCHINSKI, L.; AGUILAR, G.R.; GRAY, A.; HAN, C.; BISIGNANO, C.; RAO, P.; WOOL, E. Global burden of bacterial antimicrobial resistance in 2019: A systematic analysis. **Lancet**, v.399, p.629–655, 2022.

NASEER, U. & SUNDSFJORD, A. The CTX-M conundrum: Dissemination of plasmids and *Escherichia coli* clones. **Microb Drug Resist.**, v.17, p.83–97, 2011.

NGUEMA, P.P.M.; ONANGA, R.; NDONG, A.G.R.; MBEANG, J.C.O., MABIKA, A.M.; YARO M.; LOUNNAS, M.; DUMONT, Y.; ZOHRA, Z.F.; GODREUIL, S.;

BRETAGNOLLE, F. Characterization of ESBL-Producing Enterobacteria from Fruit Bats in an Unprotected Area of Makokou, Gabon. **Microorganisms**. v. 8, n. 1, p.138, 2020.

NOGUCHI H. Spirochaeta *icterohaemorrhagiae* in American wild rats and its relation to the Japanese and European strains. **J Exp Med.**; v.25, p.755-763, 1917.

NOWAK, K.; FAHR, J.; WEBER, N.; LUÈBKE-BECKER, A.; SEMMLER, T.; WEISS S. (2017) Highly diverse and antimicrobial susceptible *Escherichia coli* display a naïve bacterial population in fruit bats from the Republic of Congo. **PLoS ONE** v.12, n. 7, p. e0178146, 2017.

NOWAKIEWICZ, A.; ZIĘBA, P.; GNAT, S.; TROŚCIAŃCZYK, A.; OSIŃSKA, M.; ŁAGOWSKI, D.; KOSIOR-KORZECKA, U.; PUZIO, I. Bats as a reservoir of resistant *Escherichia coli*: A methodical view. Can we fully estimate the scale of resistance in the reservoirs of free-living animals? **Research in Veterinary Science**, v.128, p.49–58, 2020.

NOWAKIEWICZ, A.; ZIĘBA, P.; GNAT, S.; OSIŃSKA, M.; ŁAGOWSKI, D.; KOSIOR-KORZECKA, U.; PUZIO, I.; KRÓL, J. Analysis of the occurrence and molecular characteristics of drug-resistant strains of *Enterococcus faecalis* isolated from the gastrointestinal tract of insectivorous bat species in Poland: A possible essential impact on the spread of drug resistance? **Environmental Pollution**, v.269, 2021.

NUNES H.; ROCHA FL.; CORDEIRO-ESTRELA P. Bats in urban areas of Brazil: roosts, food sources and parasites in disturbed environments. **Urban Ecosystems**, v. 20, p. 953-969, 2017.

OBI, T.; CHIBANA, M.; TAIRA, C.; NAKAYAMA, A.; MIYAZAKI, K.; TAKASE, K.; NAKAMURA, I.; MIYAMOTO, A.; KAWAMOTO, Y. Antimicrobial susceptibility in *Enterobacteriaceae* recovered from Okinawa least horseshoe bat *Rhinolophus pumilus*. **Wildlife Biology**, v.20, ed.1, p.64–66, 2014.

OBODOECHI, L.O.; CARVALHO, I.; CHENOUF, N.S.; MARTÍNEZ-ÁLVAREZ, S.; SADI, M.; NWANTA, J.A.; CHAH, K.F.; TORRES, C. Antimicrobial resistance in *Escherichia coli* isolates from frugivorous (*Eidolon helvum*) and insectivorous (*Nycteris hispida*) bats in Southeast Nigeria, with detection of CTX-M-15 producing isolates. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v.75, 2021.

OCTAVIA, S., LAN, R. (2014). The Family *Enterobacteriaceae*. In: ROSENBERG, E.; DELONG, E.F.; LORY, S.; STACKEBRANDT, E.; THOMPSON, F. (eds) The Prokaryotes. Springer, Berlin, Heidelberg.

OGAWA, H.; KOIZUMI, N.; OHNUMA, A.; MUTEMWA, A.; HANG, B.M., et al. Molecular epidemiology of pathogenic *Leptospira* spp. in the straw-colored fruit bat (*Eidolon helvum*) migrating to Zambia from the Democratic Republic of Congo. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 32, p. 143–147, 2015.

OLATIMEHIN, A.; SHITTU, A.O.; ONWUGAMBA, F.C.; MELLMANN, A.; BECKER, K.; SCHAUMBURG, F. *Staphylococcus aureus* complex in the straw-colored fruit bat (*Eidolon helvum*) in Nigeria. **Frontiers in Microbiology**, v.9, 2018.

OLUDURO, A.O.; Antibiotic-resistant commensal *Escherichia coli* in faecal droplets from bats and poultry in Nigeria. **Vet Ital.**, v.48, p.297–308, 2012.

ONG, K.H.; KHOR, W.C.; QUEK, J.Y.; LOW, Z.X.; ARIVALAN, S.; HUMAIDI, M.; CHUA, C.; SEOW, K.L.G.; GUO, S.; TAY, M.Y.F.; et al. Occurrence and Antimicrobial Resistance Traits of *Escherichia coli* from Wild Birds and Rodents in Singapore. **Int. J. Environ. Res. Public Health**, 2020.

O'NEILL, J. Tackling drug-resistant infections globally: Final report and recommendations. **HM Government and Wellcome Trust: UK**, 2016.

PATERSON, D.L.; DOI, Y. A step closer to extreme drug resistance (XDR) in gram-negative bacilli. **Clin Infect Dis.**, v.45, p.1179-1181, 2007.

PEDRO, W.A.; PASSOS, F.C.; LIM, B.K. Morcegos (Chiroptera: Mammalia) da Estação Ecológica dos Caetetus, estado de São Paulo. **Chiroptera Neotropical**, v.7, p.136-140, 2001.

PEDRO, W.A. & TADDEI, V.A. Taxonomic assemblage of bats from Panga Reserve, Southeastern Brazil: abundance patterns and trophic relations in the Phyllostomidae (Chiroptera). **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, N. Sér.**, Santa Teresa, v.6, p.3-21, 1997.

PÉREZ-PÉREZ, F.J., HANSON, N.D. Detection of plasmid-mediated AmpC β -lactamase genes in clinical isolates by using multiplex PCR. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 40, p. 2153-2162, 2002.

PEREZ, F.; EL-CHAKHTOURA, N.G.; PAPP-WALLACE, K.M.; WILSON, B.M.; BONOMO R.A. Treatment options for infections caused by carbapenem-resistant *Enterobacteriaceae*: can we apply “precision medicine” to antimicrobial chemotherapy? **Expert Opin Pharmacother.**, v.17, p.761–781, 2016.

PHILIPPON, A.; ARLET, G.; JACOBY, G.A. Plasmid-determined AmpC-type β -

lactamases. **Antimicrob Agents Chemother.**, v.46, p.1–11, 2002.

PHILLIPS, C.D.; PHELAN, G.; DOWD, S.E.; MCDONOUGH, M.M.; FERGUSON, A.W.; DELTON-HANSON, J.; SILES, L.; ORDÓÑEZ-GARZA, N.; SAN-FRANCISCO, M.; BAKER, R.J. Microbiome analysis among bats describes influences of host phylogeny, lifehistory, physiology and geography. **Mol. Ecol.**, v.21, p.2617–2627, 2012.

PITOUT, J.D.D. & LAUPLAND, K.B. Extended-spectrum [beta]-lactamase-producing *Enterobacteriaceae*: an emerging public-health concern. **Lancet Infect Dis.**, v.8, p.159-166, 2008.

PREFEITURA DE SÃO PAULO (2022). Arquivos de zoneamento. Acesso em: 02 de novembro de 2022.

QGIS DEVELOPMENT TEAM, 2021. QGIS Geographic Information System. Open Source Geospatial Foundation Project. <http://qgis.osgeo.org>.

QUEIROZ, L. H.; CARVALHO, C.; BUSO, D. S.; FERRARI, C. I. L.; PEDRO, W. A. Perfil epidemiológico da raiva na região Noroeste do Estado de São Paulo no período de 1993 a 2007. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.42, p.9-14, 2009.

R CORE TEAM. R: A language and environment for statistical computing. **R Foundation for Statistical Computing**, Vienna, Austria, 2022. <https://www.R-project.org/>.

RADHOUANI, H.; SILVA, N.; POETA, P.; TORRES, C.; CORREIA, S.; IGREJAS, G. Potential impact of antimicrobial resistance in wildlife, environment and human health. **Front Microbiol.**, v.5, p.1–12, 2014.

RAMIREZ, N.N.; ALEGRE, E.A.; DE BIASIO, M.B.; BASTIANI, C.E. Deteccions de leptospiras patógenas em tecido renal de murciélagos de Corrientes, Argentina. **Revista Veterinaria**, v. 25, p. 16–20, 2014.

REIS, N. R., PERACCHI, A. L., BATISTA, C. B., DE LIMA, I. P., & PEREIRA, A. D. 2017. História Natural dos morcegos brasileiros: chave de identificação de espécies. Rio de Janeiro, **Technical Books Editora**: p. 416.

REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; LIMA, I. P.; PEDRO, W. A. Riqueza de espécies de morcegos (Mammalia, Chiroptera) em dois diferentes habitats, na região centro-sul do Paraná, sul do Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.23, n.3, p.813-

816, 2006.

ROBERTS, R.R.; HOTA, B.; AHMAD, I.; SCOTT, R.D.; FOSTER, S.D.; ABBASI, F.; SCHABOWSKI, S.; KAMPE, L.M.; CIAVARELLA, G.G.; SUPINO, M.; NAPLES, J.; CORDELL, R.; LEVY, S.B.; WEINSTEIN, R.A. Hospital and societal costs of antimicrobial-resistant infections in a Chicago teaching hospital: implications for antibiotic stewardship. **Clin Infect Dis.**, v.49, ed.8, p.1175-1184, 2009.

ROJAS, D.; VALE, A.; FERRERO, V.; NAVARRO, L. When did plants become important to leaf-nosed bats? Diversification of feeding habits in the family Phyllostomidae. **Molecular Ecology**, v.20, p.2217-2228, 2011.

RUSSO, D.; ANCILLOTTO, L. Sensitivity of bats to urbanization: a review. **Mammalian Biology**, v.80, p.205–212, 2015.

ROSWAG, A., BECKER N.I.; ENCARNAÇÃO, J.A. Inter and intraspecific comparisons of retention time in insectivorous bat species (Vespertilionidae). **J Zool.**, v.288, p.85–92, 2012.

SALVARINA, I. Bats and aquatic habitats: a review of habitat use and anthropogenic impacts. **Mammal Review**, v.46, p.131-143, , 2016.

SARAULLO, V.; LOFFLER, S.G.; PASTORINO, F.; WATANABE, O.; ALONSO, M.L.; HAMER, M.; MOREIRA, C.; MARTINEZ, M.; MARTINEZ, G.; BRIHUEGA, B. First report of pathogenic *Leptospira* spp. in *Tadarida brasiliensis* bats (family Molossidae) and *Eptesicus furinalis* (family Vespertilionidae) of Argentina. New host species in this country? **Revista Argentina de Microbiologia**, v.53, ed.3, p.210-215, 2021.

SCHILLER, S.E.; WEBSTER, K.N.; POWER, M. Detection of *Cryptosporidium hominis* and novel *Cryptosporidium* bat genotypes in wild and captive *Pteropus* hosts in Australia. **Infection, Genetics and Evolution**, v.44, p. 254-260, 2016.

SEDLOCK, J.L., KRÜGER, F., CLARE, E.L. Island bat diets: does it matter more who you are or where you live? **Molecular Ecology**, v.23, p.3684-3694, 2014.

SEIDLOVA, V.; NEMCOVA, M.; PIKULA, J.; BARTONIČKA, T.; GHAZARYAN, A.; HEGER, T.; KOKUREWICZ, T.; ORLOV, O. L.; PATRA, S.; PIACEK, V.; TREML, F.; KUKALOVA, K.; KUKAL, J. Urinary shedding of leptospire in palearctic bats. **Transboundaries Emerging Diseases**, v.68, ed.8, p.3089-3095, 2021.

SELVIN, J.; LANONG, S.; SYIEM, D.; DE-MANDAL, S.; KAYANG, H.; KUMAR, N.S.; KIRAN, G.S. Culture-dependent and metagenomic analysis of lesser horseshoe bats'

gut microbiome revealing unique bacterial diversity and signatures of potential human pathogens. **Microbial Pathogenesis**, v.137, 2019.

SENS-JUNIOR, H.; TRINDADE, W.A.; OLIVEIRA, A.F.; ZANIOLO, M.M.; SERENINI, G.F.; ARAUJO-CERANTO, J.B.; GONÇALVES, D.D.; GERMANO, R.M. Bacterial resistance in bats from the Phyllostomidae family and its relationship with unique health. **Pesquisa Veterinária Brasileira.**, v.38, p.1207–1216, 2018.

SHAHID, M.; SINGH, A.; SOBIA, F.; RASHID, M.; MALIK, A.; SHUKLA, I.; KHAN, H.M. *Bla* (CTX-M), *bla* (TEM), and *bla* (SHV) in *Enterobacteriaceae* from North-Indian tertiary hospital: High occurrence of combination genes. **Asian Pac J Trop Med.**, v.4, p.101–105, 2011.

SHANNON, C. E. & WEAVER, W. *The Mathematical Theory of Communication*. Urbana: University of Illinois Press, 1949.

SHARMA, J.; SHARMA, M.; RAY, P. Detection of TEM and SHV genes in *Escherichia coli* and *Klebsiella pneumoniae* isolates in a tertiary care hospital from India. **Indian J Med Res.**, v.132, p.332–336, 2010.

SHERLEY, M.; GORDON, D.M.; COLLIGNON, P.J. Variations in antibiotic resistance profile in *Enterobacteriaceae* isolated from wild Australian mammals. *Environ Microbiol.*, v.2, p.620–631, 2000.

SHUGART, A.; WALTERS, M.; WEINER, L.; LONSWAY, D.; KALLEN, A. Hospital microbiology laboratory practices for *Enterobacteriaceae*: Centers for Disease Control and Prevention National Healthcare Safety Network (NHSN) annual survey, 2015 and 2016. **Infection Control & Hospital Epidemiology**, v.39, ed.9, p.1115-1117, 2018.

SILVA, R. M. Utilizando o Índice de Diversidade de Shannon para Comparar Quatro Comunidades de Morcegos no Estado do Rio de Janeiro. In: **X Congresso de Ecologia do Brasil**, 2011, São Lourenço-MG. X Congresso de Ecologia do Brasil, 2011.

SIMMONS, N. B., & CONWAY, T. (2003). Evolution of ecological diversity in bats. In T. H. Kunz, & M. B. Fenton (Eds.), **Bat ecology**, p. 493–535. University of Chicago Press.

SIMMONS, N.B. & CIRRANELLO, A.L. *Bat Species of the World: A taxonomic and geographic database*. 2020. Acesso em: 30 de Setembro de 2022.

SIMMONS, N.B. & VOSS, R.S. *The mammals of Paracou, French Guiana: a*

neotropical lowland rainforest fauna, part 1. Bats. **Bulletin of the American Museum of Natural History**, New York, v.237, p.1-219, 1998.

SKOK, S.; KOGOVSĚK, B.; TOMAZIN, R.; ŠTURM, S.; AMBROŽIČ-AVGUŠTIN, J.; MULEC, J. Antimicrobial-resistant *Escherichia coli* from karst waters, surfaces, and bat guano in slovenian caves. **Acta Carsologica**, v.49, p.265–279, 2020.

SKURNIK, D.; RUIMY, R.; ANDREMONT A.; AMORIN, C.; ROUQUET, P.; PICARD, B.; DENAMUR, E. Effect of human vicinity on antimicrobial resistance and integrons in animal faecal *Escherichia coli*, **J. Antimicrob. Chemother.**, v.57, p.1215–1219, 2006.

SMYTHE, L.D.; FIELD, H.E.; BARNETT, L.; SMITH, C.S.; SOHNT, M.F., et al. Leptospiral antibodies in flying foxes in Australia. **The Journal of Wildlife Diseases**, v. 38, p. 182–186, 2002.

SOUZA, V.; ROCHA, M.; VALERA, A.; EGUIARTE, L.E. Genetic Structure of Natural Populations of *Escherichia coli* in Wild Hosts on Different Continents. In **Applied and Environmental Microbiology**, v.65, 1999.

TAGI-ZADE, T.A.; MARDANLY, A.S.; AKHMEDOV, I.B.; ALEKPEROV F.P.; GASANOV, S.N. Examination of bats for leptospirosis in the territory of Azerbaijan SSR. **Zhurnal Mikrobiologii, Epidemiologii, i Immunobiologii**, v. 9, p. 118–121, 1970.

TAMMA, P.D.; AITKEN, S.L.; BONOMO, R.A.; MATHERS, A.J.; VAN DUIN, D.; CLANCY, C.J. Infectious Diseases Society of America Antimicrobial-Resistant Treatment Guidance: Gram-Negative Bacterial Infections. **Infectious Diseases Society of America**, 2022.

TAMMA, P.D. & HUMPHRIES, R.M. PRO: Testing for ESBL production is necessary for ceftriaxone non-susceptible Enterobacterales: perfect should not be the enemy of progress. **JAC Antimicrob Resist**; v.3, ed.2, 2021.

TAMMA, P.D.; SHARARA, S.L.; PANA, Z.D.; AMOAH, J.; FISHER, S.L.; TEKLE, T.; DOI, Y.; SIMNER, P.J. Molecular Epidemiology of Ceftriaxone Non-Susceptible Enterobacterales Isolates in an Academic Medical Center in the United States. **Open Forum Infect Dis**; v.6, ed.8, 2019.

TAMMA, P.D.; SMITH, T.T.; ADEBAYO, A.; KARABA, S.M.; JACOBS, E.; WAKEFIELD, T.; NGUYEN, K.; WHITFIELD, N.N.; SIMNER, P.J. Prevalence of blaCTX-M Genes in Gram Negative Bloodstream Isolates across 66 Hospitals in the United States. **J Clin Microbiol**, v.59, ed.6, 2021.

TEDMAN, R.; HALL, L. The morphology of the gastrointestinal tract and food transit time in the fruit bats *Pteropus alecto* and *P. poliocephalus* (Megachiroptera). **Aust J Zool.**, v.33, p.625–640, 1985.

TEELING, E.C.; SPRINGER, M.S.; MADSEN, O.; BATES, P.; O'BRIEN, S.J.; MURPHY, W.J., A molecular phylogeny for bats illuminates biogeography and the fossil record. **Science**, v.307, p.580-584, 2005.

THADEN, J.T.; POGUE, J.M.; KAYE, K.S. Role of newer and re-emerging older agents in the treatment of infections caused by carbapenem-resistant *Enterobacteriaceae*. **Virulence**, v.8, ed.4, p.403–416, 2017.

THAYAPARAN, S.; ROBERTSON, I.A.N.; AMRAAN, F.; UT, L.S.U.; ABDULLAH, M.T. Serological Prevalence of Leptospiral Infection in Wildlife in Sarawak, Malaysia. **Borneo Journal of Resource Science and Technology**, v. 2, p. 71–74, 2015.

THIES, W.; KALKO, E.K.V.; SCHNITZLER, H.A. Influence of environment and resource availability on activity patterns of *Carollia castanea* (Phyllostomidae) in Panama. **Journal of Mammalogy**, v.87, p.331-338, 2006.

THRELFALL, C.; LAW, B.; PENMAN, P. Ecological processes in urban landscapes: mechanisms influencing the distribution and activity of insectivorous bats. **Ecography**, v. 34, p. 814–826, 2011.

TORRES-CASTRO, M.; FEBLES-SOLÍS, V.; HERNÁNDEZ-BETANCOURT, S.; NOH-PECH, H.; ESTRELLA, E.; PELÁEZ-SÁNCHEZ, R.; PANTI-MAY, A.; HERRERA-FLORES, B.; REYES-HERNÁNDEZ, B.; SOSA-ESCALANTE, J. *Leptospira* patógenas en murciélagos de Campeche y Yucatán, México. **Revista MVZ Córdoba**, v.25, ed.2, p.1815, 2020.

TOWNER, J. S.; AMMAN, B. R.; SEALY, T. K.; CARROLL, S. A. et al. Isolation of genetically diverse Marburg viruses from Egyptian fruit bats. **PLOS Pathogens**, v. 5, p. 7, 2009.

TREVELLINE, B. K.; FONTAINE, S. S.; HARTUP, B. K.; KOHL, K. D. Conservation biology needs a microbial renaissance: A call for the consideration of host-associated microbiota in wildlife management practices. **Proceedings of the Royal Society B**, v.286, 2019.

TULSIANI, S.M.; COBBOLD, R.N.; GRAHAM, G.C.; DOHNT, M.F.; BURNS, M., et al. The role of fruit bats in the transmission of pathogenic leptospire in Australia. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v. 105, p. 71–84, 2011.

VAN DUIN, D.; PATERSON, D.L. Multidrug-Resistant Bacteria in the Community: An Update. **Infect Dis Clin North Am.**, v.34, ed.4, p.709-722, 2020.

VANDŽUROVÁ, A.; BAČKOR, P.; JAVORSKÝ, P.; PRISTAŠ, P. *Staphylococcus nepalensis* in the guano of bats (Mammalia). **Veterinary Microbiology**, v.164, p.116–121, 2013.

VICTORIA, R.J.; IRIARTE, L.J.; SAMPEDRO, A.C. Presence of *Leptospira* spp. in urban bats from Sincelejo, Sucre, Colombia. **International Journal of PharmTech Research**, v. 11, p. 218-225, 2018.

WALKER, D. Diversity and stability. In: CHERRETT, J.M., ed. Ecological concepts. Oxford, **Blackwell Scientific Public**, p.115-146, 1989.

WALSH, A.L.; HARRIS, S. Factors determining the abundance of vespertilionid bats in Britain: geographical, land class and local habitat relationships. **Journal of Applied Ecology**, v.33, p.519–529, 1996.

WALTMAN WD. Methods for the cultural isolation of Salmonella. In: WRAY, C.; WRAY, A. **Salmonella in Domestic Animals**. 1. ed. London: CABI Publishing, Cap.21, p.355-372, 2000.

WEST, A. G.; WAITE, D. W.; DEINES, P.; BOURNE, D. G.; DIGBY, A.; MCKENZIE, V. J.; TAYLOR, M. W. The microbiome in threatened species conservation. **Biological Conservation**, v.229, p.85–98, 2019.

WETTERER, A.L., ROCKMAN, M.V., SIMMONS, N.B. Phylogeny of phyllostomid bats (Mammalia: Chiroptera): data from diverse morphological systems, sex chromosomes, and restriction sites. **Bulletin of the American Museum of Natural History**, 2000.

WIBBELT, G.; SPECK, S.; FIELD, H. 2009. Methods for assessing diseases in bats. In: KUNZ, T. H., and S. PARSONS (eds), **Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats**, 2 ed, p. 775–794. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, MD. 01.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). Executive Summary: The Selection and Use of Essential Medicines 2019: Report of the 22nd WHO Expert Committee on the Selection and Use of Essential Medicines: WHO Headquarters, Geneva, 1–5 April 2019; World Health Organization: Geneva, Switzerland, 2019.

YON, L.; DUFF, J.P.; ÅGREN, E.O.; ERDÉLYI, K.; FERROGLIO, E.; GODFROID, J.; HARS, J.; HESTVIK, G.; HORTON, D.; KUIKEN, T.; LAVAZZA, A.; MARKOWSKA-DANIEL, I.; MARTEL, A.; NEIMANIS, A.; PASMANS, F.; PRICE, S.J.; RUIZ-FONS, F.; RYSER-DEGIORGIS, M.P.; WIDÉN, F.; GAVIER-WIDÉN, D. Recent changes in infectious diseases in european wildlife. **J Wildl Dis.** v. 55, n. 1, p.3-43, 2019.

ZETUN, C.; HOFFMANN, J.; SILVA, R.; SOUZA, L.; LANGONI, H. *Leptospira* spp. and *Toxoplasma gondii* antibodies in Vampire bats (*Desmodus rotundus*) in Botucatu region, Brazil. **Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases**, v. 15, p. 546–552, 2009.

ZHAO, M.; XIAO, X.; HAN, H-J.; WANG, L-J; LEI, S-C; LIU, J-W; QI, R.Q; YU, H.; YU, X-L. *Leptospira* in bats from Hubei Province, China, 2018. **Journal of Wildlife Diseases**, v.55, ed.4, p.940-943, 2019.

ZINSSTAG, J.; SCHELLING, E.; WALTNER-TOEWS, D.; TANNER, M. From “one medicine” to “one health” and systemic approaches to health and well-being. **Preventive Veterinary Medicine**, v.101, p.148–156, 2011.

APÊNDICE A - Morcegos listados de acordo com data de captura, local, espécie, guilda trófica, peso, tamanho de antebraço, idade e sexo, oriundos de vigilância epidemiológica e projetos de colegas parceiros

ID	Data	Área	Estado	Espécie	Guilda trófica predominante	Peso (g)	Antebraço (mm)	Idade	Sexo
C1	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C2	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C3	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C4	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C5	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C6	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C7	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C8	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C9	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C10	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C11	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C12	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C13	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C14	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C15	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C16	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C17	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C18	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C19	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C20	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C21	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C22	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C23	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C24	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C25	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C26	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				
C27	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago				

C28	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C29	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C30	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C31	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C32	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C33	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C34	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C35	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C36	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C37	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C38	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C39	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C40	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C41	24/11/2020	Potiretama	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C42	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C43	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C44	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C45	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C46	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C47	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C48	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C49	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C50	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C51	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C52	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C53	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C54	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C55	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C56	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C57	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C58	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C59	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C60	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C61	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago

C62	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C63	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C64	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C65	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C66	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C67	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C68	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C69	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C70	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C71	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C72	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C73	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C74	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C75	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C76	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C77	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C78	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C79	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C80	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C81	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C82	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C83	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C84	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C85	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C86	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C87	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C88	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C89	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C90	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C91	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C92	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C93	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C94	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C95	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago

C96	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C97	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
C98	13/12/2019	Tauá	CE	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago
EM1	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM2	22/12/2020	Recife	PE	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM3	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM4	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM5	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM6	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM7	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM8	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM9	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM10	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM11	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM12	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM13	04/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM14	11/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM15	11/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM16	11/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM17	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM18	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM19	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM20	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM21	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM22	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM23	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM24	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM25	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM26	17/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM27	18/11/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM28	09/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM29	09/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM30	09/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro
EM31	09/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro

EM32	16/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM33	16/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM34	17/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM35	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM36	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Phyllostomus discolor</i>	Onívoro				
EM37	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM38	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM39	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM40	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM41	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
EM42	22/12/2020	João Pessoa	PB	<i>Artibeus planirostris</i>	Frugívoro				
Z01	17/10/2021	Monte Mor	SP	<i>Vespertilionidae</i>	Insetívoro	2,46	19	Filhote	F
Z04	17/10/2021	Itapira	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	3,76	33,5	Juvenil	M
Z05	17/10/2021	Espírito Santo do Pinhal	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	3,12	30,5	Juvenil	F
Z07	17/10/2021	Varzea Paulista	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	4,84	35	Adulto	F
Z10	17/10/2021	Sorocaba	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	3,18	33	Adulto	M
Z11	17/10/2021	Valinhos	SP	<i>Eptesicus furinalis</i>	Insetívoro	8,51	39	Adulto	M
Z14	17/10/2021	São João da Boa Vista	SP	<i>Eptesicus furinalis</i>	Insetívoro	7,76	40	Adulto	F
Z16	17/10/2021	Campo Limpo Paulista	SP	<i>Myotis albescens</i>	Insetívoro	5,12	35	Adulto	M
Z20	17/10/2021	Valinhos	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	3,48	29	Juvenil	M
Z21	17/10/2021	São Bernardo dos Campos	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	4,33	35	Adulto	F
Z22	17/10/2021	Mogi Guaçu	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	3,33	31	Juvenil	F
Z24	17/10/2021	Cotia	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	4,12	30	Juvenil	F
Z25	17/10/2021	Franca	SP	<i>Eptesicus furinalis</i>	Insetívoro	5,79	36,5	Juvenil	M
Z27	17/10/2021	Itapetininga	SP	<i>Eptesicus furinalis</i>	Insetívoro	6,93	39	Adulto	M
Z28	17/10/2021	Paulínia	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	4,2	33	Adulto	M

Z35	17/10/2021	Olimpia	SP	<i>Vespertilionidae</i>	Insetívoro	3,04	30	Filhote	M
Z37	17/10/2021	Louveira	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	4,63	34	Adulto	F
Z38	17/10/2021	Jundiaí	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	3,03	30	Juvenil	F
Z47	17/10/2021	Hortolandia	SP	<i>Vespertilionidae</i>	Insetívoro	5,02	31	Filhote	F
Z59	17/10/2021	Varzea Paulista	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	3,55	34	Adulto	M
Z68	17/10/2021	Araras	SP	<i>Myotis albescens</i>	Insetívoro	4,75	35	Juvenil	M
Z70	17/10/2021	Mauá	SP	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	4,66	34	Adulto	M

APÊNDICE B – Morcegos listados de acordo com data de captura, local, número da anilha, espécie, guilda trófica, peso, tamanho de antebráço, idade, sexo e *status* reprodutivo, capturados na Região Metropolitana de São Paulo/SP

ID	Data	Área	UF	Anilha	Espécie	Guilda trófica predominante	Peso (g)	Antebraço (mm)	Idade	Sexo	Status reprodutivo
B001	16/06/2021	Represa Pedro Beicht	SP	101	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	42,05	Adulto	M	TA
B002	16/06/2021	Represa Pedro Beicht	SP	-	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	6	34,89	Adulto	M	TE
B003	16/06/2021	Represa Pedro Beicht	SP	001	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	8	35,30	Adulto	M	TE
B004	17/06/2021	Condomínios	SP	102	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	25	45,50	Adulto	M	TE
B005	17/06/2021	Condomínios	SP	301	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	66,24	Juvenil	F	I
B006	17/06/2021	Condomínios	SP	302	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	69	68,73	Adulto	M	TA
B007	17/06/2021	Condomínios	SP	303	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	64	69,90	Adulto	F	I
B008	17/06/2021	Condomínios	SP	304	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	75	72,97	Adulto	F	I
B009	17/06/2021	Condomínios	SP	103	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	31	47,75	Juvenil	M	TA
B010	17/06/2021	Condomínios	SP	305	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	75	74,42	Adulto	M	TA
B011	17/06/2021	Condomínios	SP	306	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	57	71,15	Adulto	F	L
B012	17/06/2021	Condomínios	SP	307	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	61	66,14	Adulto	F	I
B013	17/06/2021	Condomínios	SP	308	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	56	65,86	Adulto	M	TE
B014	17/06/2021	Condomínios	SP	309	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	85	72,55	Adulto	M	TA
B015	17/06/2021	Condomínios	SP	-	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	68,19	Adulto	M	TA
B016	17/06/2021	Condomínios	SP	310	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	75	68,60	Adulto	M	TA
B017	17/06/2021	Condomínios	SP	-	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	75	72,45	Adulto	M	TA
B018	17/06/2021	Condomínios	SP	311	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	55	63,33	Juvenil	F	I
B019	17/06/2021	Condomínios	SP	-	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	26	46,37	Adulto	F	I
B020	17/06/2021	Condomínios	SP	104	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	31	48,25	Adulto	F	I
B021	17/06/2021	Condomínios	SP	105	<i>Platyrrhinus recifinus</i>	Frugívoro	27	46,90	Adulto	M	TA

B022	17/06/2021	Condomínios	SP	106	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	29	50,12	Adulto	M	TA
B023	17/06/2021	Condomínios	SP	107	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	26	48,46	Adulto	F	I
B024	17/06/2021	Condomínios	SP	108	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	27	46,92	Adulto	M	TA
B025	03/10/2021	Condomínios	SP	305	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	78	74,70	Adulto	M	TE
B026	03/10/2021	Condomínios	SP	312	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	56	67,8	Adulto	M	TA
B027	03/10/2021	Condomínios	SP	109	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	26	42,2	Adulto	M	TE
B028	03/10/2021	Condomínios	SP	108	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	26	46,9	Adulto	M	TE
B029	03/10/2021	Condomínios	SP	313	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	74	71,8	Adulto	M	TE
B030	03/10/2021	Condomínios	SP	110	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	25	42,4	Juvenil	M	TA
B031	03/10/2021	Condomínios	SP	104	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	31	48,6	Adulto	F	L
B032	03/10/2021	Condomínios	SP	314	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	91		Adulto	F	P
B033	03/10/2021	Condomínios	SP	111	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	32	45,1	Adulto	F	P
B034	03/10/2021	Condomínios	SP	307	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	69	66,9	Adulto	F	L
B035	03/10/2021	Condomínios	SP	315	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	56	67,9	Juvenil	M	TA
B036	03/10/2021	Condomínios	SP	112	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	24	46,2	Adulto	M	TE
B037	03/10/2021	Condomínios	SP	002	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	13	35,4	Adulto	M	TA
B038	03/10/2021	Condomínios	SP	113	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	29	42,9	Adulto	M	TA
B039	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	003	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	7	33,3	Adulto	M	TA
B040	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	114	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	27	47,8	Adulto	M	TE
B041	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	316	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	66,3	Adulto	M	TA
B042	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	115	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	41,7	Adulto	M	TA
B043	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	116	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	26	44,0	Adulto	M	TA
B044	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	117	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	27	44,7	Adulto	F	P
B045	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	118	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	43,6	Juvenil	M	TA
B046	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	317	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	74	71,5	Adulto	M	TA

B047	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	318	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	86	70,3	Adulto	F	P
B048	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	319	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	69	72,6	Adulto	M	TA
B049	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	320	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	84	74,1	Adulto	F	I
B050	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	321	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	94	71,7	Adulto	F	P
B051	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	322	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	81	71,7	Adulto	M	TA
B052	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	119	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	40,3	Adulto	F	P
B053	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	120	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	25	43,0	Adulto	F	P
B054	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	323	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	50	62,5	Adulto	M	TA
B055	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	324	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	55	64,5	Adulto	M	TA
B056	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	325	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	72	67,5	Adulto	F	P
B057	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	326	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	56	67,1	Adulto	M	TA
B058	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	129	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	42,8	Adulto	F	P
B059	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	327	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	99	69,6	Adulto	F	P
B060	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	328	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	63	63,2	Adulto	F	I
B061	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	329	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	65	65,4	Adulto	F	P
B062	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	330	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	58	63,5	Adulto	F	P
B063	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	331	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	62	67,5	Adulto	M	TE
B064	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	122	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	44,1	Juvenil	M	TA
B065	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	332	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	76	73,5	Adulto	M	TA
B066	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	123	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	24	46,7	Adulto	M	TA
B067	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	004	<i>Myotis nigricans</i>	Insetívoro	6	35,1	Adulto	F	I
B068	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	333	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	62	66,0	Adulto	M	TA
B069	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	005	<i>Anoura caudifera</i>	Nectarívoro	9	37,8	Adulto	M	TA
B070	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	334	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	100	71,0	Adulto	F	P
B071	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	006	<i>Myotis riparius</i>	Insetívoro	7	34,5	Adulto	F	P

B072	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	335	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	58	66,1	Adulto	M	TA
B073	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	336	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	85	71,7	Adulto	F	I
B074	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	337	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	60	66,3	Juvenil	M	TA
B075	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	007	<i>Myotis riparius</i>	Insetívoro	6	33,7	Adulto	M	TA
B076	04/10/2021	Floresta Nagmo	SP	338	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	74	70,0	Adulto	F	P
B077	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	008	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	9,5	35,1	Adulto	M	TA
B078	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	349	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	72,5	69,7	Adulto	M	TA
B079	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	124	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22,5	40,6	Adulto	F	I
B080	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	125	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	42,2	Adulto	F	P
B081	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	126	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	43,8	Adulto	F	I
B082	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	009	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	11	35,3	Adulto	M	TA
B083	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	010	<i>Myotis riparius</i>	Insetívoro	6,5	34,8	Adulto	F	I
B084	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	011	<i>Eptesicus diminutus</i>	Insetívoro	7	35,7	Adulto	M	TA
B085	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	012	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	8	34,1	Juvenil	M	TE
B086	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	013	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	13	33,9	Adulto	M	TA
B087	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	339	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	61	67,5	Adulto	M	TE
B088	05/10/2021	Represa Pedro Beicht	SP	340	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	75	69,1	Adulto	F	P
B089	06/10/2021	Raia	SP	341	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	65,9	57,0	Adulto	M	TA
B090	07/10/2021	FMVZ	SP	342	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	70,6	74,0	Adulto	M	TA
B091	07/10/2021	FMVZ	SP	127	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	43,6	20,5	Juvenil	M	TA
B092	07/10/2021	FMVZ	SP	128	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	41,9	19,0	Adulto	F	I
B093	07/10/2021	FMVZ	SP	129	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	46,1	27,0	Adulto	F	P
B094	07/10/2021	FMVZ	SP	130	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	43,5	22,0	Adulto	F	I
B095	07/10/2021	FMVZ	SP	131	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	40,6	20,5	Adulto	F	L
B096	07/10/2021	FMVZ	SP	132	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	42,7	21,0	Adulto	M	TA
B097	30/01/2022	Condomínios	SP	308	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	65,9	Adulto	M	TE

B098	30/01/2022	Condomínios	SP	014	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	10	36,4	Adulto	F	PL
B099	30/01/2022	Condomínios	SP	015	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	10	35,7	Adulto	M	TA
B100	30/01/2022	Condomínios	SP	108	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	22	46,9	Adulto	M	TA
B101	30/01/2022	Condomínios	SP	016	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	9	35,5	Adulto	F	L
B102	30/01/2022	Condomínios	SP	343	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	66,5	Adulto	F	L
B103	30/01/2022	Condomínios	SP	017	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	12	36,8	Adulto	F	P
B104	30/01/2022	Condomínios	SP	344	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	68	71	Adulto	M	TA
B105	30/01/2022	Condomínios	SP	018	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	14	36,4	Adulto	F	L
B106	30/01/2022	Condomínios	SP	019	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	13	35,5	Adulto	F	P
B107	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	327	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	105	69,6	Adulto	F	P
B108	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	345	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	60	69,7	Adulto	M	TE
B109	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	020	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	42,2	Juvenil	M	TA
B110	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	324	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	59	64,0	Adulto	M	TE
B111	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	352	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	63,0	Adulto	M	TA
B112	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	134	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	41,6	Juvenil	M	TA
B113	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	133	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	19	42,3	Juvenil	M	TA
B114	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	351	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	60	65,0	Adulto	F	L
B115	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	135	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	42,0	Adulto	F	I
B116	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	136	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	42,2	Adulto	F	I
B117	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	137	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	44,1	Adulto	F	PL
B118	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	138	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	42,1	Adulto	M	TA
B119	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	353	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	56	66,0	Adulto	M	TA
B120	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	149	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	43,8	Adulto	M	TA
B121	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	354	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	54	61,8	Juvenil	M	TA
B122	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	355	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	68	78,5	Adulto	M	TA
B123	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	356	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	69	74,1	Juvenil	M	TA

B124	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	357	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	54	62,8	Adulto	M	TA
B125	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	-	<i>Myotis riparius</i>	Insetívoro			Adulto	M	TA
B126	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	139	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	25	42,9	Adulto	M	TA
B127	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	140	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	42,9	Juvenil	M	TA
B128	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	141	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	42,3	Juvenil	M	TA
B129	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	358	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	68	69,7	Juvenil	F	I
B130	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	114	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	28	47,7	Adulto	M	TA
B131	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	142	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	43,3	Juvenil	M	TA
B132	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	143	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	42,6	Adulto	M	TA
B133	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	144	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	43,6	Juvenil	M	TA
B134	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	145	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	45,2	Adulto	F	PL
B135	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	359	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	56	70,7	Juvenil	M	TA
B136	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	146	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	42,4	Juvenil	F	I
B137	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	360	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	62	68,3	Adulto	M	TA
B138	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	361	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	65	68,2	Adulto	F	L
B139	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	362	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	65	66,2	Adulto	M	TA
B140	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	363	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	65,9	Adulto	M	TA
B141	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	364	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	55	66,0	Adulto	M	TA
B142	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	365	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	52	67,3	Adulto	M	TA
B143	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	147	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	41,3	Juvenil	F	I
B144	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	148	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	41,1	Adulto	F	I
B145	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	150	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	42,4	Juvenil	F	I
B146	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	151	<i>Carollia perspicillata</i>	Frugívoro	17	41,5	Adulto	M	TA
B147	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	152	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	43,9	Juvenil	M	TA
B148	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	153	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	43,7	Juvenil	M	TA

B149	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	366	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	59	66,6	Adulto	F	I
B150	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	367	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	63	68,7	Adulto	F	L
B151	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	154	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	44,2	Juvenil	M	TA
B152	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	155	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	43,7	Adulto	M	TA
B153	31/01/2022	Floresta Nagmo	SP	156	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	19	41,3	Adulto	F?	I
B154	01/02/2022	FMVZ	SP	368	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	72	74,2	Adulto	F	I
B155	01/02/2022	FMVZ	SP	157	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	27	41,3	Adulto	F	P
B156	01/02/2022	FMVZ	SP	021	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	8	34,7	Adulto	M	TA
B157	01/02/2022	FMVZ	SP	158	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	26	45,6	Adulto	M	TA
B158	01/02/2022	FMVZ	SP	159	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	12,7	Adulto	M	TA
B159	01/02/2022	FMVZ	SP	160	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	41,6	Adulto	M	TA
B160	01/02/2022	FMVZ	SP	161	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	42,9	Adulto	F	I
B161	02/02/2022	Raia	SP	346	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	60	65,3	Adulto	F	L
B162	02/02/2022	Raia	SP	347	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	65,6	Adulto	M	TA
B163	02/02/2022	Raia	SP	348	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	82	73,2	Adulto	M	TE
B164	02/02/2022	Raia	SP	350	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	61	69,3	Adulto	F	L
B165	02/02/2022	Raia	SP	369	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	56	69,9	Adulto	M	TE
B166	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	162	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	40,2	Adulto	M	TA
B167	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	163	<i>Carollia perspicillata</i>	Frugívoro	19	41,8	Adulto	M	TA
B168	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	-	<i>Eptesicus brasiliensis</i>	Insetívoro	24	45,0	Adulto	F	PL
B169	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	-	<i>Myotis levis</i>	Insetívoro	6	40,1	Adulto	M	TA
B170	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	164	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	19	41,1	Juvenil	F	I
B171	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	370	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	76	70,9	Adulto	M	TA
B172	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	371	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	79	74,9	Adulto	M	TA
B173	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	372	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	77	72,3	Adulto	M	TA

B174	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	373	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	69	71,2	Adulto	M	TA
B175	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	374	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	73	70,3	Adulto	M	TA
B176	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	375	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	78	71,7	Adulto	F	L
B177	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	376	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	80	75,3	Adulto	F	L
B178	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	377	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	103	72,2	Adulto	F	P
B179	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	378	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	105	73,5	Adulto	F	P
B180	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	379	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	76	72,4	Adulto	F	I
B181	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	22	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	14	42,8	Juvenil	F	I
B182	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	380	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	71	69,0	Adulto	M	TA
B183	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	381	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	84	76,3	Adulto	F	L
B184	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	165	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	14	41,3	Juvenil	F	I
B185	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	166	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	43,9	Adulto	M	TA
B186	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	167	<i>Carollia perspicillata</i>	Frugívoro	15	40,5	Adulto	M	TA
B187	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	168	<i>Carollia perspicillata</i>	Frugívoro	16	39,7	Juvenil	F	I
B189	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	382	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	77	69,4	Adulto	M	TA
B190	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	169	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	41,0	Adulto	M	TA
B191	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	170	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	18	41,3	Juvenil	F	I
B192	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	171	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	43,3	Adulto	M	TA
B193	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	172	<i>Pygoderma bilabiatum</i>	Frugívoro	14	39,2	Juvenil	F	I
B194	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	173	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	17	41,4	Adulto	F	I
B195	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	383	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	52	68,0	Juvenil	M	TA
B196	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	384	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	73	72,9	Adulto	F	I
B197	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	174	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	44,8	Adulto	F	P
B198	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	175	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	18	42,5	Juvenil	F?	I
B199	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	176	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	27	42,2	Adulto	F	P

B200	03/02/2022	Represa Pedro Beicht	SP	385	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	63	69,6	Adulto	M	TA
B201	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	386	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	77	72,3	Adulto	M	TA
B202	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	023	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	9	33,7	Adulto	M	TA
B203	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	387	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	81	73,6	Adulto	F	I
B204	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	388	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	65	71,1	Juvenil	F	I
B205	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	177	<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Frugívoro	28	48,6	Adulto	F	I
B206	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	389	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	78	69,3	Adulto	F	PL
B207	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	178	<i>Platyrrhinus recifinus</i>	Frugívoro	19	43,8	Adulto	M	TA
B208	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	179	<i>Platyrrhinus recifinus</i>	Frugívoro	23	42,9	Adulto	F	I
B209	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	138	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	25	42,4	Adulto	M	TA
B210	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	201	<i>Desmodus rotundus</i>	Hematófago	35	64,7	Juvenil	F	I
B211	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	390	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	76	71,4	Adulto	F	I
B212	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	330	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	50	64,1	Adulto	F	I
B213	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	391	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	70	68,1	Adulto	F	I
B214	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	180	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	29	43,8	Adulto	M	TA
B215	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	360	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	65	68,7	Adulto	M	TE
B216	25/04/2022	Floresta Nagmo	SP	181	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	19	41,7	Adulto	F	I
B217	26/04/2022	Represa Pedro Beicht	SP	182	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	24	43,8	Adulto	F	I
B218	26/04/2022	Represa Pedro Beicht	SP	183	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	43,3	Adulto	M	TA
B219	26/04/2022	Represa Pedro Beicht	SP	184	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	42,8	Adulto	F	PL
B220	26/04/2022	Represa Pedro Beicht	SP	185	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	19	44,7	Adulto	F	I
B221	26/04/2022	Represa Pedro Beicht	SP	186	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	42,3	Adulto	M	TA
B222	26/04/2022	Represa Pedro Beicht	SP	392	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	65	68,5	Adulto	F	I
B223	27/04/2022	FMVZ	SP	130	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	43,4	Adulto	F	I
B224	27/04/2022	FMVZ	SP	187	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	17	41,7	Juvenil	F	I
B225	27/04/2022	FMVZ	SP	188	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	21	41,1	Adulto	F	PL

B226	27/04/2022	FMVZ	SP	157	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	19	42,3	Adulto	F	PL
B227	27/04/2022	FMVZ	SP	128	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	19	42	Adulto	F	PL
B228	28/04/2022	Condomínios	SP	311	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	65	63,7	Adulto	F	I
B229	28/04/2022	Condomínios	SP	393	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	63	66,1	Adulto	M	TA
B230	28/04/2022	Condomínios	SP	189	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	43,1	Adulto	M	TA
B231	28/04/2022	Condomínios	SP	024	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	9	34,1	Adulto	M	TE
B232	28/04/2022	Condomínios	SP	190	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	42,8	Adulto	M	TE
B233	28/04/2022	Condomínios	SP	394	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	64	66,0	Adulto	F	I
B234	28/04/2022	Condomínios	SP	-	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	8	35,0	Adulto	M	TA
B235	28/04/2022	Condomínios	SP	025	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	11	36,5	Adulto	F	I
B236	28/04/2022	Condomínios	SP	307	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	67	67,1	Adulto	F	I
B237	28/04/2022	Condomínios	SP	395	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	63	65,3	Adulto	M	TA
B238	28/04/2022	Condomínios	SP	396	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	70	66,3	Adulto	F	I
B239	29/04/2022	Raia	SP	397	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	65	69,3	Adulto	M	TA
B240	29/04/2022	Raia	SP	398	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	75	71,1	Adulto	F	I
B241	30/04/2022	Centro	SP	400	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	78	73,0	Adulto	F	L
B242	30/04/2022	Centro	SP	026	<i>Glossophaga soricina</i>	Nectarívoro	9	34,6	Adulto	M	TE
B243	30/04/2022	Centro	SP	401	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	70	71,6	Adulto	M	TE
B244	30/04/2022	Centro	SP	402	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	74	71,0	Adulto	F	PL
B245	30/04/2022	Centro	SP	399	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	73	69,9	Adulto	M	TA
B246	30/04/2022	Centro	SP	403	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	65	68,8	Adulto	M	TA
B247	30/04/2022	Centro	SP	191	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	42,4	Adulto	M	TA
B248	30/04/2022	Centro	SP	404	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	80	74,8	Adulto	F	PL
M-01	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	28	<i>Histiopus velatus</i>	Insetívoro	10	47,4	Adulto	F	PL
M-02	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	193	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	26	42,6	Adulto	F	L
M-03	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	405	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	60	69,7	Adulto	M	TE

M-04	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	406	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	85	72,8	Adulto	F	L
M-05	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	192	<i>Carollia perspicillata</i>	Frugívoro	20	40,8	Adulto	M	TA
M-06	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	194	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	29	44,1	Adulto	F	I
M-07	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	29	<i>Histiotus velatus</i>	Insetívoro	12	47,3	Adulto	F	L
M-08	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	49	<i>Micronycteris microtis</i>	Insetívoro	11	39,5	Adulto	M	TA
M-09	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	195	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	42,7	Adulto	F	L
M-10	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	197	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	27	43,1	Adulto	M	TA
M-11	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	407	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	70	71,3	Adulto	M	TA
M-12	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	408	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	70	71,4	Adulto	M	TA
M-13	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	409	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	90	74,2	Adulto	F	L
M-14	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	198	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	22	42,3	Adulto	F	L
M-15	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	30	<i>Histiotus velatus</i>	Insetívoro	8	44,1	Adulto	M	TA
M-16	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	-	<i>Carollia perspicillata</i>	Frugívoro	24	39,9	Adulto	F	P
M-17	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	410	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	73	72,1	Adulto	F	L
M-18	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	381	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	84	-	Adulto	F	L
M-19	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	411	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	85	72,6	Adulto	F	L
M-20	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	412	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	77	72,2	Adulto	M	TE
M-21	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	196	<i>Mimon bennetti</i>	Insetívoro	25	57	Adulto	F	P
M-22	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	370	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	73	-	Adulto	M	TA
M-23	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	413	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	83	73,2	Adulto	F	L
M-24	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	414	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	90	74,6	Adulto	F	L
M-25	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	415	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	74	72,5	Adulto	M	TA
M-26	17/11/2022	Represa Pedro Beicht	SP	31	<i>Histiotus velatus</i>	Insetívoro	13	47,5	Adulto	F	L
M-27	18/11/2022	FMVZ	SP	-	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	23	42,7	Adulto	F	L
M-28	18/11/2022	FMVZ	SP	-	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	20	42,6	Adulto	F	L
M-29	18/11/2022	FMVZ	SP	416	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	72	70,1	Adulto	M	TE

M-30	18/11/2022	FMVZ	SP	417	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	57	65,7	Adulto	M	TE
M-31	18/11/2022	FMVZ	SP	418	<i>Artibeus lituratus</i>	Frugívoro	68	70,9	Adulto	M	TA
M-32	18/11/2022	FMVZ	SP	419	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	52	65,7	Adulto	M	TA
M-33	18/11/2022	FMVZ	SP	-	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	17	42,8	Juvenil	F	I
M-34	18/11/2022	FMVZ	SP	-	<i>Artibeus fimbriatus</i>	Frugívoro	58	67,7	Adulto	M	TA
M-35	18/11/2022	FMVZ	SP	-	<i>Sturnira lilium</i>	Frugívoro	29	43,2	Adulto	F	P
M-36	19/11/2022	Centro	SP	32	<i>Eptesicus diminutus</i>	Insetívoro	6	35,3	Adulto	M	TE