

meu tcc



Serviço Público Federal
Ministério da Educação
Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul



**TRABALHO DE CONCLUSÃO DO CURSO DE GRADUAÇÃO EM MEDICINA
VETERINÁRIA E RELATÓRIO FINAL DE ESTÁGIO OBRIGATÓRIO**

MARIANA AMADUCI TINÓS

CAMPO GRANDE –

MS 2024

MARIANA AMADUCI TINÓS

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO DE GRADUAÇÃO EM MEDICINA
VETERINÁRIA**

RELATÓRIO FINAL DE ESTÁGIO OBRIGATÓRIO

MARIANA AMADUCI TINÓS

**Orientadora: Prof^a. Dr^a. Juliana Arena
Galhardo**

Trabalho de Conclusão de Curso de
Graduação em Medicina Veterinária
apresentado à Universidade Federal do Mato
Grosso do Sul, como requisito à obtenção do
título de Bacharel em Medicina Veterinária

CAMPO GRANDE – MS

2024

Mariana Amaduci Tinós

Relatório final de estágio obrigatório apresentado no dia 25 de novembro de 2024
e aprovado pela banca examinadora:

Prof.^a Dr.^a . Juliana Arena Galhardo
Presidente

Prof.^a Dr.^a Cássia Rejane Leal Brito
Membro

Prof.^a Dr.^a Verônica Jorge Babo Terra
Membro

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	7
2.	ESTÁGIO OBRIGATÓRIO	8
2.1.	Estrutura geral e localização	8
2.2.	Casuística dos atendimentos por espécie	13
2.2.1.	Casuística dos atendimentos de caninos	13
2.2.2.	Casuística dos atendimentos de felinos	14
2.2.3.	Casuística dos atendimentos no setor de dermatologia	15
2.2.4.	Casuística dos atendimentos no setor de oftalmologia	16
2.2.5.	Casuística dos atendimentos no setor de oncologia	18
3.	TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO	22
3.1.	Resumo	22
3.2.	Introdução	23
3.2.1.	Revisão bibliográfica	23
3.2.2.	Epidemiologia	26
3.2.3.	Patogenia e sinais clínicos	29
3.2.4.	Diagnóstico	31
3.2.5.	Controle e profilaxia	33
3.3.	Materiais e Métodos	34
3.3.1.	Amostras e desenvolvimento de estudo	34
3.3.2.	Diagnóstico	37
3.4.	Resultados e discussão	37
3.5.	Conclusão	41
4.	CONSIDERAÇÕES FINAIS	42
5.	REFERÊNCIAS	43

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, expresso minha eterna gratidão à minha mãe, mulher guerreira e meu maior exemplo, cuja dedicação e amor incondicional foram fundamentais para minha jornada, sempre com o alicerce de uma família unida e amorosa. Sua força e apoio me impulsionaram a seguir em frente, mesmo nos momentos mais desafiadores. Ao meu pai (in memoriam), que, embora ausente fisicamente, permanece vivo em cada uma das minhas conquistas. Sinto uma imensa saudade e gostaria que ele tivesse a chance de testemunhar este momento, pois sei que sua presença e orientação me acompanharam durante toda a caminhada. Agradeço também à minha avó e aos meus tios, cujo apoio e incentivo tornaram possível minha jornada de estudos longe de casa, oferecendo-me o alicerce necessário para seguir adiante.

À professora Juliana Galhardo, manifesto meu sincero agradecimento pela oportunidade de ingressar no campo da pesquisa através da iniciação científica voluntária, experiência que ampliou meus horizontes acadêmicos e despertou em mim um olhar investigativo.

Agradeço à Professora Cássia Rejane, que, durante o internato, me ajudou a perceber o meu gosto pela área laboratorial, especialmente em microbiologia.

À Professora Verônica, minha gratidão por ter sido a primeira a despertar meu interesse pela dermatologia veterinária. Foi durante suas aulas que percebi o quanto essa área me fascinava, antes mesmo de iniciar o estágio. Agradeço pela sua contribuição para o meu caminho na veterinária.

Aos dedicados profissionais da clínica NEOVETS, agradeço imensamente pelos valiosos ensinamentos práticos e teóricos na área de pequenos animais e suas especializações, os quais foram essenciais para minha formação. Em especial, à MV Camila Antoniazzi, minha eterna gratidão pela paciência, generosidade e dedicação. Foi com ela que descobri minha verdadeira paixão pela dermatologia veterinária, e

através de seus ensinamentos, encontrei a certeza do caminho que devo seguir. Seu exemplo de comprometimento e carinho pela profissão foi uma inspiração constante, e sou profundamente grato por tudo que aprendi ao seu lado."

Agradeço ainda à Maria Aparecida e à Aline cujas contribuições foram fundamentais ao longo de todo o projeto de pesquisa. A generosidade com que compartilharam seus conhecimentos e a paciência em me orientar durante os testes e metodologias foram essenciais para o sucesso deste trabalho.

Aos amigos Ana Luiza, Carla, João Victor, Luísa e Maykko, sou grata por cada momento de alegria e pelas trocas de aprendizado, que tornaram este percurso mais leve e significativo. Carla, mesmo à distância, com sua amizade verdadeira e apoio constante, foi uma presença que iluminou minha jornada, trazendo leveza nos dias mais desafiadores.

Por fim, ao Pedro, meu companheiro de vida, registro minha profunda gratidão por seu apoio incondicional e presença constante, que foram fundamentais em cada passo desta jornada. Seu incentivo me deu o impulso necessário para iniciar muitas das minhas conquistas na veterinária, e sem ele, certamente não teria adquirido as experiências e o conhecimento que hoje possuo. Sou imensamente grata por tê-lo ao meu lado em todas as etapas dessa caminhada.

1. INTRODUÇÃO

O estágio curricular obrigatório é uma disciplina da grade curricular do curso de Bacharelado em Medicina Veterinária, cujo objetivo é vivenciar a experiência extramuros da universidade e a preparação para a dinâmica do mercado de trabalho, com finalidade de desenvolvimento pessoal e profissional por meio da experiência prática.

O estágio obrigatório foi realizado entre os dias 1º de agosto a 04 de outubro de 2024 no Centro de Especialidades Veterinárias (NEOVETS), onde foram cumpridas 307 horas. A escolha do local de estágio foi motivada pela excelência e pela ampla gama de especialidades oferecidas na clínica, que proporcionam um ambiente rico em aprendizado técnico e clínico. A possibilidade de acompanhar casos variados e de alta complexidade, além de contar com recursos avançados, como a tomografia computadorizada. A diversidade de especialidades da clínica permitiu-me mergulhar na área de dermatologia veterinária, despertando ainda mais meu interesse por essa especialidade. A excelência e inovação observadas ao longo do estágio reforçaram minha determinação em expandir meus conhecimentos e aprimorar competências práticas em distintas especializações.

Inicialmente, neste trabalho, é relatado a estrutura física dos locais de estágio e as atividades desenvolvidas. Subsequentemente, será apresentado o trabalho de conclusão de curso no formato de artigo, produto de minha iniciação científica, com o título: “Anticorpos anti-*Leptospira* spp. em amostras de tatus e tamanduás de vida livre de Mato Grosso do Sul: uma abordagem em saúde única”.

2. ESTÁGIO OBRIGATÓRIO

2.1. Estrutura geral e localização

O estágio foi realizado no Centro de Especialidades Veterinárias (NEOVETS), uma clínica veterinária com internação, de funcionamento de 24h. Está localizada na rua Rui Barbosa, N° 4050 (Figura 1.A), Centro, em Campo Grande, Mato Grosso do Sul. A orientação e supervisão do estágio foram confiadas à Dra. Thais Viviani Sena de Souza Dembogurski, médica veterinária radiologista detentora do CRMV 7100.

A clínica apresenta dois andares e um elevador. No primeiro andar estão dispostos recepção, três banheiros, farmácia, lavanderia, depósito, cinco consultórios (Figura 2): anestesiologia dermatologia, fisioterapia e medicina integrativa, oftalmologia, oncologia, sala de UTI e salas de ultrassonografia, radiologia e tomografia. A estrutura de recepção compreende área geral e integrada de atendimento (Figura 1.B).



Figura 1: (A) Fachada da empresa à esquerda. (B) Sala de recepção aos clientes à direita. NEOVETS.

Fonte: acervo pessoal (2024).





Figura 2: Estrutura física da clínica NEOVETS, em Campo Grande-MS, 2024. (A) Consultório de oncologia, (B) Consultório de anestesiologia. (C) Sala de radiologia. (D) Aparelho de tomografia.

Fonte: acervo pessoal (2024).

No segundo andar ficam dispostos as salas de reunião e de descanso, quatro banheiros, sala de espera, cozinha e copa, dois consultórios: nutrição e gastroenterologia e odontologia (Figura 3), centro cirúrgico, sala de célula tronco, laboratório de patologia clínica e internação.



Figura 3: Estrutura do segundo andar da clínica NEOVETS, em Campo Grande, MS. (A) Consultório de nutrição e gastroenterologia. (B) Consultório de odontologia.

Fonte: acervo pessoal (2024).

O estágio foi realizado principalmente nas áreas de dermatologia e oftalmologia. Os consultórios (Figura 4) são compostos por mesas onde ficam os computadores para realização da ficha de anamnese do paciente pelo sistema Simplesvet, bancadas com pias e armários equipados com agulhas, seringas, escalpes, cateteres, esparadrapos, tubos para coleta de sangue, frascos de soluções fisiológicas, lâminas para microscopia, papel toalha, lâminas de

tricotomia, soluções de higiene e antissepsia (frascos de álcool 70%, clorexidina, água oxigenada), termômetro digital, potes com algodão e gaze e Descarpack®. Além disso, cada consultório conta com equipamentos para uso da própria especialidade.

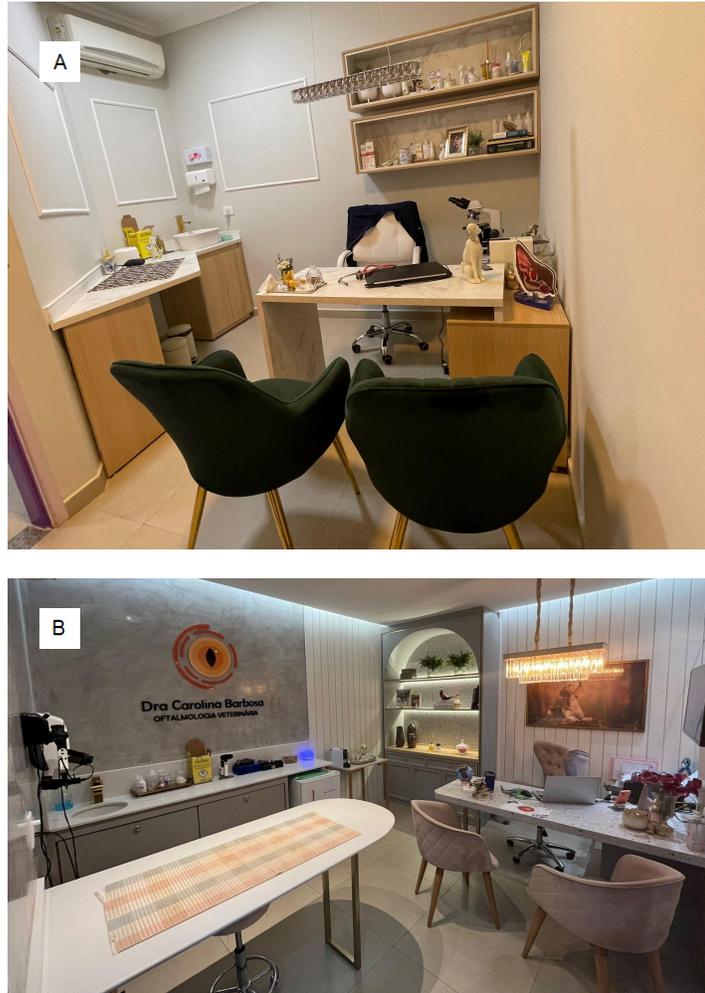


Figura 4: (A) Consultório de dermatologia. (B) Consultório de oftalmologia.

Fonte: acervo pessoal (2024).

As atividades no estágio abrangeram o acompanhamento de atendimentos clínicos de cães e gatos nos consultórios, englobando a observação e participação na realização de anamnese, exames físicos e diversos procedimentos ambulatoriais. Entre esses, destaco a coleta de amostras sanguíneas, raspados de pele e citologia, além de exames especializados nas áreas oftálmica e

dermatológica. Também acompanhei práticas terapêuticas complementares, como acupuntura, moxa e homeopatia, bem como a administração de medicamentos.

2.2. Casuística dos atendimentos por espécie

A NEOVETS apresenta uma grande demanda de atendimentos ao público, incluindo consultas gerais e retornos. Durante o período de estágio supervisionado, foi acompanhado o número total de 160 animais, sendo eles 149 (93,1%) caninos e 11 (6,9%) felinos.

2.2.1. Casuística dos atendimentos de caninos

Foram acompanhados 149 caninos, totalizando 93,1% dos atendimentos no setor de clínica médica. A tabela a seguir mostra a casuística por especialidade veterinária, com alguns animais apresentando mais de um sistema acometido, apresentando um maior número de enfermidades em relação ao número de animais atendidos na NEOVETS– Centro de Especialidades Veterinárias.

Tabela 1. Casuística de pacientes caninos atendidos por especialidade no período de estágio em NEOVETS.

Especialidade	Quantidade de cães atendidos	Porcentagem em relação ao total (%)
Dermatologia	55	36,91%
Oftalmologia	39	26,17%
Oncologia	15	10,06%
Fisioterapia e medicina integrativa	10	6,71%
Ecocardiograma e Eletrocardiograma	5	3,25%
Endocrinologia	5	3,25%
Radiografia	5	3,25%

Ultrassonografia	5	3,25%
Nutrologia e gastroenterologia	4	2,68%
Odontologia	3	2,01%
Tomografia computadorizada	3	2,01%
Total	149	100%

2.2.2. Casuística dos atendimentos de felinos

Foram acompanhados 11 felinos, totalizando 6,9% dos atendimentos no setor de clínica médica. O gráfico a seguir mostra a casuística por especialidade veterinária, com alguns animais apresentando mais de um sistema acometido, apresentando um maior número de enfermidades em relação ao número de animais atendidos na NEOVETS.

Tabela 2. Casuística de pacientes felinos atendidos por especialidade no período de estágio em NEOVETS.

Especialidade	Número de gatos atendidos	Porcentagem em relação ao total (%)
Oftalmologia	4	36,36%
Dermatologia	3	27,27%
Oncologia	2	18,18%
Odontologia	1	9,09%
Fisioterapia	1	9,09%
Radiografia	1	9,09%
Tomografia computadorizada	1	9,09%
Total	11	100%

Pode-se observar a maior incidência em atendimentos oftálmicos (36,36%) e dermatológicos (27,27%) nos felinos atendidos. Nos atendimentos oftálmicos em felinos, foram acompanhados 04 casos.

2.2.3. Casuística dos atendimentos no setor de dermatologia

Foram acompanhados 55 atendimentos dermatológicos em cães (Tabela 3), sendo a otite e a dermatite atópica as patologias mais frequentes. Alguns animais apresentaram mais de uma enfermidade simultaneamente. Além dos atendimentos, foi possível acompanhar exames ambulatoriais como citologias, *prick* e *patch test*, biópsia de pele, otoscopia, entre outros.

Tabela 3. Casuística dos atendimentos dermatológicos em caninos no período de estágio em NEOVETS.

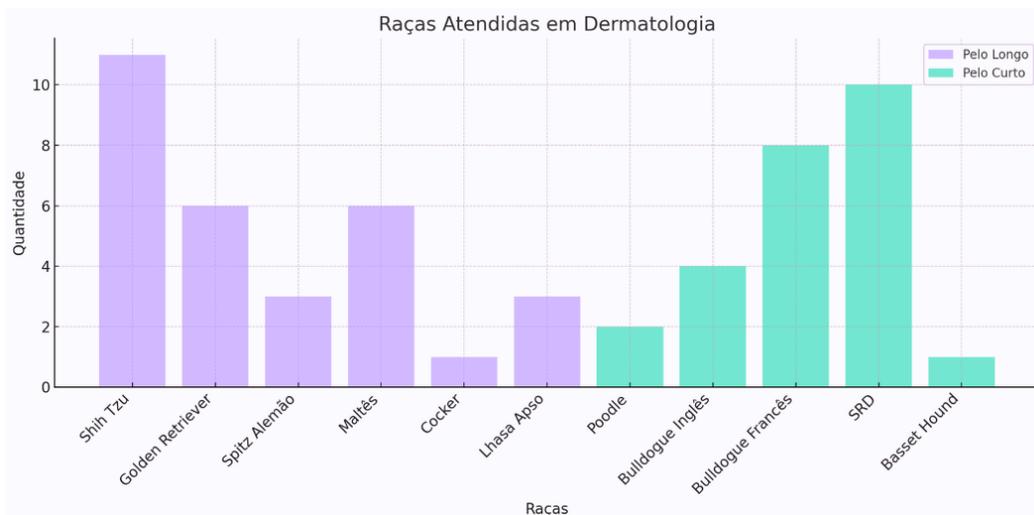
Enfermidade	Número de casos	Porcentagem em relação ao total (%)
Triagem de dermatite atópica canina*	13	19,40%
Otite causada por leveduras	8	11,94%
Otite recorrente	7	10,44%
Dermatite atópica canina*	7	10,44%
Piodermite	5	7,46%
Otite mista	5	7,46%
Otite causada por bactérias	4	5,97%
Dermatite de dobras	3	4,47%
Inflamação da glândula adanal	3	4,47%
Hipersensibilidade alimentar	3	4,47%
Foliculite bacteriana	3	4,47%

Sensibilidade dermatológica	3	4,47%
Alterações decorrentes de hipotireoidismo	2	2,98%
Dermatofitose	1	1,49
Pênfigo	1	1,49
Dermatite farmacodérmica	1	1,49
Lágrima ácida	1	1,49
Total	67	100%

*Enfermidade que acomete exclusivamente cães

Além disso, foi possível observar que 29 (52,7%) dos animais atendidos na dermatologia eram de pelo longo (Figura 5), com predomínio do Shih Tzu, que representou 11 casos. Essa raça é frequentemente associada à dermatite atópica canina (DAC), uma condição inflamatória crônica mediada por hipersensibilidade a alérgenos ambientais. Esse quadro é potencializado pela alta densidade de pelos, que facilita o acúmulo de partículas alergênicas e dificulta a ventilação da pele (VANVOORHIS et al., 2021).

Figura 5 – Distribuição dos animais atendidos na dermatologia por tipo de pelagem



Adicionalmente, cães da raça Golden Retriever, que compuseram seis

atendimentos, apresentam predisposição para foliculite bacteriana, uma infecção secundária comum em cães de pelo longo, devido à retenção de umidade e ao comprometimento da barreira cutânea (HSU & LARSEN, 2020).

Além disso, foi possível acompanhar três atendimentos de felinos na área de dermatologia, com a síndrome atópica felina sendo a afecção mais recorrente, estando presente em 66% dos pacientes (Tabela 4).

Tabela 4. Casuística dos atendimentos dermatológicos em felinos atendidos no período de estágio em NEOVETS.

Enfermidade	Número de Casos	Porcentagem em relação ao total (%)
Síndrome atópica felina**	2	66,6%
Dermatofitose	1	33,3%
Total	3	100%

** Enfermidade que acomete exclusivamente felinos

2.2.4. Casuística dos atendimentos no setor de oftalmologia

Durante o período de estágio, foram assistidas 39 consultas oftálmicas de cães (Tabela 5), sendo a catarata a patologia mais frequente, estando presente em 10 pacientes atendidos. Alguns animais apresentaram mais de uma enfermidade simultaneamente. Além dos atendimentos, foi possível acompanhar exames ambulatoriais tais quais teste de Schirmer, tonometria, teste de fluoresceína, teste de Jones, avaliação de fundo de olho, entre outros.

Tabela 5. Casuística dos atendimentos oftálmicos em caninos no período de estágio em NEOVETS.

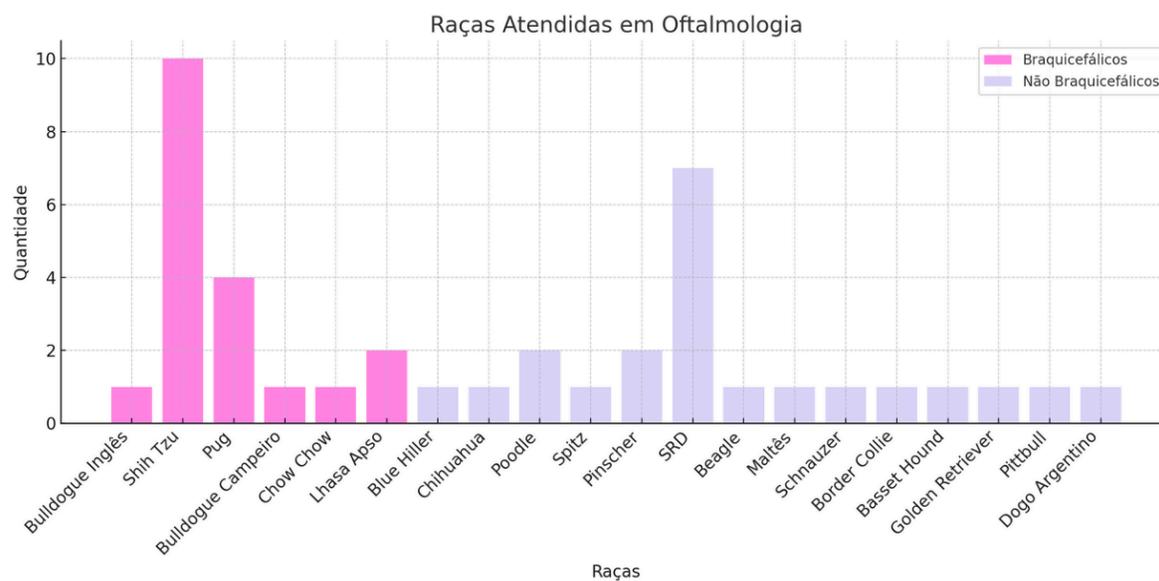
Enfermidade	Número de Casos	Porcentagem em relação ao total (%)
Catarata	10	21,2%
Megabléfaro	6	12,7%
Glaucoma	5	10,6%
Úlcera de córnea	5	10,6%
Úlcera refratária	4	8,5%
Ceratoconjuntivite seca (CCS)	3	6,3%
Catarata juvenil	2	4,2%
Nevos	2	4,2%
Ceratite pigmentar	2	4,2%
Uveíte facoclástica	1	2,1%
Atrofia de retina	1	2,1%
<i>Phthisis bulbi</i>	1	2,1%
<i>Melting</i> corneano	1	2,1%
Granuloma corneano	1	2,1%
Exposição de terceira pálpebra	1	2,1%
Luxação de cristalino	1	2,1%
Ptose palpebral	1	2,1%
Total	47	100%

Além disso, foi possível observar que, na oftalmologia, 39 animais foram atendidos, sendo 21 (53,8%) classificados como braquicefálicos (Figura 6), com predominância da raça Shih Tzu, que representou 10 casos. Animais braquicefálicos demonstraram predisposição a condições oftalmológicas

específicas, como ceratite pigmentar, comum em Pugs, e úlcera de córnea, frequente em Shih Tzus. Entre os Pugs, a ceratite pigmentar foi um achado recorrente. Essa condição é caracterizada pelo acúmulo de pigmento na córnea, geralmente secundário à exposição crônica devido à incapacidade de fechamento completo das pálpebras (lagofalmia) e à fragilidade da barreira lacrimal. Tais fatores resultam em irritação constante e inflamação da superfície ocular (ANDRADE et al., 2018). Já as úlceras de córnea observadas nos Shih Tzus são frequentemente relacionadas ao formato buftálmico dos olhos, que facilita traumas e exposição, agravados pela fragilidade da barreira lacrimal. Essa predisposição anatômica torna essas raças especialmente vulneráveis a lesões oculares (SANTOS et al., 2020).

Adicionalmente, raças não braquicefálicas, como Golden Retriever e Beagle, também foram atendidas, mas em menor frequência, destacando a diversidade de diagnósticos oftalmológicos encontrados. Esses dados enfatizam a necessidade de acompanhamento preventivo, especialmente em raças braquicefálicas, devido à sua maior suscetibilidade a doenças oculares.

Figura 6 – Distribuição dos animais atendidos na oftalmologia por classificação anatômica (braquicefálicos e não braquicefálicos).



Além disso, foi possível acompanhar quatro atendimentos de felinos na área de oftalmologia, com variadas afecções (Tabela 6).

Tabela 6. Casuística dos atendimentos oftálmicos em felinos atendidos no período de estágio em NEOVETS.

Enfermidade	Número de Casos	Porcentagem em relação ao total (%)
Conjuntivite folicular por <i>Chlamydia</i>	1	25%
Ceratite eosinofílica	1	25%
Sinblefaro	1	25%
Carcinoma de células escamosas periocular	1	25%
Total	4	100%

2.2.5. Casuística dos atendimentos no setor de oncologia

Foram acompanhados 16 atendimentos oncológicos em cães (Tabela 7), sendo o mastocitoma o tipo de tumor mais frequente, correspondendo a cinco casos totais.

Tabela 7. Casuística dos atendimentos oncológicos em caninos no período de estágio em NEOVETS.

Enfermidade	Número de Casos	Porcentagem em relação ao total (%)
Mastocitoma	5	31,25%
Carcinoma de células escamosas	4	25%
Sarcoma	2	12,50%
Linfoma	1	6,25%

Lipoma	1	6,25%
Melanoma	1	6,25%
Carcinoma inflamatório	1	6,25%
Nódulo em cadeia mamária	1	6,25%
Total	16	100%

Também foi possível acompanhar dois atendimentos de felinos na área de oncologia, onde observei dois casos que ilustram a prevalência do carcinoma de células escamosas nessa espécie. Ambos os pacientes apresentavam essa afecção, que é uma das neoplasias mais comuns em gatos, especialmente em áreas de pele despigmentada ou expostas ao sol. A experiência permitiu uma visão aprofundada sobre as abordagens diagnósticas e terapêuticas utilizadas, destacando a importância da detecção precoce e do manejo clínico adequado nesses casos.

3. TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

INVESTIGAÇÃO DE ANTICORPOS ANTI-*Leptospira* spp. EM AMOSTRAS TATUS E TAMANDUÁS DE VIDA LIVRE DE MATO GROSSO DO SUL

Mariana Amaduci Tinós¹, Ana Luiza Neves da Costa¹, Aline de Oliveira Figueiredo², Maria Aparecida Abdo Sandim Gomes², Arnaud Leonard Jean Desbiez³, Danilo Kluyber³, Débora Regina Yogui³, Mario Henrique Alves³, Mayara Grego Cayaffa³, Leila Sabrina Ullmann, Juliana Arena Galhardo¹

¹ Universidade Federal de Mato Grosso do Sul

² Agência Estadual de Defesa Sanitária Animal e Vegetal

³ Instituto de Conservação de Animais Silvestres

3.1 RESUMO

A leptospirose é uma zoonose bacteriana cosmopolita, causada por espiroquetas Gram-negativas do gênero *Leptospira*, a qual afeta diversos mamíferos, incluindo humanos, representando um risco significativo à saúde pública e animal. A interação entre animais silvestres e domésticos contribui para a disseminação da doença. Embora bem estudada em algumas espécies, a infecção em tatus (*Dasypodidae*) e tamanduás (*Myrmecophagidae*) permanece pouco compreendida. Esses animais, devido à destruição de seus habitats e à

consequente proximidade com ambientes habitados pelo homem, podem ter um papel relevante na epidemiologia da leptospirose, potencialmente ampliando o risco de transmissão entre espécies. A abordagem de Saúde Única é essencial para entender a dinâmica dessa zoonose, mas a escassez de estudos sobre a leptospirose nesses mamíferos limita a compreensão de seu papel na transmissão ou manutenção da doença em seus habitats. Este estudo investigou a presença de anticorpos anti-*Leptospira* spp. em tatus e tamanduás de vida livre no Mato Grosso do Sul. Foram analisadas 109 amostras de soro de 81 animais, coletadas entre 2011 e 2020, obtidas pelo Instituto de Conservação de Animais Selvagens (ICAS). Das amostras, 48 eram de *Priodontes maximus* (44,03%), 39 de *Myrmecophaga tridactyla* (37,77%), 19 de *Euphractus sexcinctus* (17,4%), duas de *Tamandua tetradactyla* (1,9%) e 1 de *Cyclopes dorsalis* (0,8%). O diagnóstico sorológico foi realizado por soroaglutinação microscópica (SAM), utilizando 21 sorovares de *Leptospira* spp., sendo consideradas positivas amostras com título \geq 1:100 e aglutinações \geq 50%. Das 109 amostras, 16 (14,6%) foram positivas para 8 sorovares: Bratislava (1), Autumnalis (2), Butembo (2), Whitcombi (1), Cynopteri (1), Grippytyphosa (1), Pomona (11) e Shermani (1). As amostras positivas foram, em sua maioria, de *P. maximus* (87,5%), além de 1 amostra de *M. tridactyla* e 1 de *T. tetradactyla*. Três amostras (18,75%) foram reagentes a mais de um sorovar, com títulos variando de 100 a 1.600. A identificação de 8 sorovares de *Leptospira* em tatus e tamanduás sugere que esses animais podem atuar como sentinelas da circulação de *Leptospira* spp. no ambiente, possivelmente devido ao contato com reservatórios, como javalis, bovinos e outras espécies selvagens e domésticas. Pesquisas adicionais são necessárias para integrar a saúde humana, animal e ambiental, elucidando o papel desses mamíferos na epidemiologia da leptospirose.

Palavras-chave: leptospirose; sentinela; soroaglutinação microscópica; sorovar; reservatórios.

3.2 INTRODUÇÃO

3.2.1 REVISÃO DE LITERATURA

As *Leptospira* são bactérias gram-negativas, podendo ser saprófitas ou causadoras de infecções agudas ou crônicas em mamíferos domésticos e selvagens (ZUERNER, 2010). Essas bactérias possuem uma estrutura de parede celular caracterizada por uma fina camada de peptidoglicano localizada entre duas membranas: a interna, a qual é a membrana citoplasmática, e a externa, que contém lipopolissacarídeos (LPS) (PARTE et al., 2020). Essa configuração estrutural impede que a coloração de Gram seja retida, resultando em uma coloração rosada após o uso do corante de contraste (TRENHOLM et al., 2017). Os lipopolissacarídeos presentes na membrana externa são responsáveis pela indução de respostas inflamatórias nos hospedeiros, desempenhando um papel fundamental na virulência da bactéria (FARAH et al., 2017).

Além disso, as bactérias têm formato de espiroqueta, ou seja, um formato helicoidal que favorece a locomoção em ambientes úmidos e viscosos, facilitando a colonização de tecidos (MACKIE et al., 2021). No que tange às exigências de cultivo, a *Leptospira* é uma bactéria considerada fastidiosa, demandando condições específicas de nutrição e temperatura para o crescimento, como meios enriquecidos que frequentemente contêm ácidos graxos de cadeia longa, sendo o meio Ellinghausen-McCullough-Johnson-Harris (EMJH) um exemplo comum (RIVERA et al., 2022). O cultivo de *Leptospira* é demorado e requer condições de microaerofilia, o que limita sua cultura a laboratórios especializados (LOPES et al., 2019).

Em 1914, foi relatado, pela primeira vez, o isolamento de *Leptospira* (WOLBACH e BINGER, 1914). A bactéria foi nomeada *Spirochaeta biflexa* e, posteriormente, organismos semelhantes foram isolados do sangue de mineiros que sofriam da doença de Weil, no Japão (INADA e IDO, 1915). Esses organismos foram nomeados *Spirochaeta icterohaemorrhagiae*. Em 1917, Noguchi

propôs o nome do gênero *Leptospira* após estudos de isolamento no Japão, Europa e Estados Unidos.

Após uma variedade de testes de aglutinação, foi possível realizar a diferenciação entre cepas e, às antigenicamente distintas, foi atribuído o status de espécie. Em 1948, quatro espécies eram reconhecidas: *L. icterohaemorrhagiae*, *L. hebdomadis*, *L. biflexa* e *L. canicola*. (ROBINSON, 1948). Em 1954, já eram reconhecidos 32 sorotipos distintos. Wolff e Broom sugeriram ainda que sorotipos estreitamente relacionados poderiam ser agrupados em sorogrupos.

Até 1989, as *Leptospira* spp. permaneceram divididas entre duas espécies, a partir de uma classificação fenotípica: *L. interrogans*, que compreendia todos os sorovares patogênicos e *L. biflexa*, que continha os sorovares saprófitas isolados do meio ambiente (FAINE et al., 1982; JOHNSON & FAINE, 1984; LEVETT, 2001). A diferenciação entre as espécies ocorria pelo crescimento de *L. biflexa* a 13°C e a presença de 8-azaguanina (JOHNSON, 1964).

Ambas as espécies foram divididas em numerosos sorovares, ou seja, grupos de *Leptospira* com reatividade semelhante a anticorpos, a partir dos carboidratos da membrana externa. Um conjunto de sorovares que possuem carboidratos em comum é denominado sorogrupo e, em decorrência dessa semelhança, podem apresentar reação cruzada em testes diagnósticos como o ELISA-IgM e a microaglutinação (MAT), os quais verificam a presença de anticorpos anti-*Leptospira* spp..

Os sorovares foram definidos pela aglutinação, seguida de adsorção cruzada com antígenos homólogos (DIKKEN & KMETY, 1978; JOHNSON e FAINE, 1984; KMETY & DIKKEN, 1993; LEVETT, 2001): se mais de 10% do título homólogo permanecer em ao menos um de dois anti-soros em testes repetidos, é possível dizer que duas cepas pertencem a diferentes sorovares (WOLFF & BROOM, 1954 e 1958).

Atualmente, existem mais de 80 espécies de *Leptospira* e 260 sorovares antigenicamente distintos, os quais foram agrupados de acordo com os diferentes

níveis de patogenicidade para animais e humanos: saprófitas, intermediários e patogênicos (GUGLIELMINI et al., 2019; VINCENT et al., 2019; PARTE et al., 2020; CILIA et al., 2021) sendo estes últimos os causadores da leptospirose, uma zoonose negligenciada e cosmopolita.

3.2.2 EPIDEMIOLOGIA

A leptospirose é considerada um problema de saúde pública, uma vez que conta com o envolvimento de humanos e animais domésticos e silvestres, que podem ser hospedeiros acidentais ou de manutenção, ou seja, portadores renais assintomáticos, que contribuem para a manutenção e disseminação da *Leptospira* spp. a partir da urina no ambiente. O contato acidental com a urina infectada pela bactéria representa a causa primária da infecção, podendo produzir a doença clínica.

A prevalência e a incidência da zoonose variam de acordo com as condições ambientais, sociais e regionais de um determinado espaço geográfico. Em regiões tropicais e subtropicais, as taxas de infecção tendem a ser maiores, em decorrência do clima favorável para a sobrevivência e proliferação da *Leptospira*, ou seja, com temperaturas elevadas e umidade contínua (KATZ et al., 2018). No Brasil, é possível observar um aumento da incidência em períodos de maior pluviosidade, especialmente em áreas urbanas propensas a inundações, uma vez que a água contaminada propicia a disseminação da bactéria (SOCIEDADE BRASILEIRA DE MEDICINA TROPICAL, 2021).

A sazonalidade da enfermidade está diretamente associada à presença de água parada, que serve como meio de transmissão da bactéria, veiculada pela urina de animais infectados (GRIMES, 2019). Nas áreas urbanas, os roedores destacam-se como os principais reservatórios, perpetuando a doença e transmitindo a bactéria principalmente em áreas de vulnerabilidade socioeconômica. Em áreas rurais, os reservatórios silvestres, como tatus e tamanduás, podem atuar tanto como sentinelas quanto como vetores indiretos de

transmissão da doença, afetando diretamente a epidemiologia da leptospirose nesses ambientes naturais (BERTASIO et al., 2020; RAMOS et al., 2020).

A interação entre os animais que são considerados reservatórios urbanos e/ou silvestres, bem como a proximidade com o homem é um aspecto crítico para a compreensão da disseminação da leptospirose. Em áreas onde a expansão urbana provoca a invasão de habitats naturais, causando uma exposição de humanos e animais ao contato direto com o microorganismos, esse fenômeno se intensifica (VIEIRA, 2009).

Dessa forma, a epidemiologia da leptospirose está intimamente relacionada com a espécie hospedeira de manutenção, a qual comumente está ligada a um sorovar específico, como por exemplo os sorovares Pomona e Tarassovi que estão associados a porcos e suínos asselvajados (BERTASIO et al. 2020).

O Pantanal é uma região com maior índice pluviométrico anual e umidade em relação ao Cerrado, o que favorece a sobrevivência e a disseminação de bactérias como *Leptospira*, que prospera em ambientes úmidos e em solos saturados de água (LEVETT, 2001; SONG et al., 2010). Períodos de alta precipitação e a presença de corpos d'água promovem condições que favorecem a persistência da *Leptospira* spp. no ambiente, criando um cenário ideal para a sobrevivência das espiroquetas e facilitando a contaminação de solos e superfícies aquáticas, que funcionam como reservatórios temporários da bactéria. Essas características ambientais aumentam a chance de exposição para humanos e animais, ampliando o risco de disseminação em regiões mais úmidas (MONAHAN et al., 2009).

No Pantanal Sul-Mato-Grossense, os sorovares Pomona e Butembo foram predominantes em amostras de veado campeiro (*Ozotoceros bezoarticus*); Hardjobovis em cachorro-do-mato (*Cerdocyon thous*), Icterohaemorrhagiae em jaguatirica (*Leopardus pardalis*) e Pomona em quati (*Nasua nasua*), demonstrando que a bactéria circula entre os animais da região (VIEIRA, 2009). Além disso, amostras de tatus também foram sororreagentes para *Leptospira* spp.,

demonstrando potencial risco de transmissão a seres humanos, uma vez que são utilizados como fonte de proteína na alimentação humana em diversas regiões do Brasil (DA SILVA, 2008).

Em contraste, o Cerrado, com clima predominantemente mais seco e de estiagem mais prolongada, oferece um ambiente menos favorável para a persistência e transmissão da leptospirose. Nessas condições, a bactéria enfrenta mais dificuldades para se manter viável fora do hospedeiro, especialmente na estação seca, o que reduz sua incidência em regiões semiáridas e afeta a dinâmica de transmissão na região (MCCLURE et al., 2019).

No Brasil, encontram-se três das quatro espécies de tamanduás conhecidas: o tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*), o tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*) e o tamanduá-de-colete (*Tamandua nigra*). Além disso, o país também abriga uma significativa diversidade de tatus, das 21 espécies catalogadas globalmente, das quais 10 ocorrem em território brasileiro. O presente estudo abrangeu amostras de todas as três espécies de tamanduás nativas do Brasil, além de incluir duas das dez espécies de tatus que ocorrem no país, das quais foi possível encontrar anticorpos anti-*Leptospira* em uma espécie de tatu (Tatu-Canastra) e duas, das três espécies de tamanduás.

Tatus são animais fossoriais, ou seja, são adaptados para se locomover em ambientes subterrâneos e habitando túneis, o que os expõe mais frequentemente à umidade e aos solos contaminados (EISENBERG & REDFORD, 1999). Além desse fato, esses animais apresentam uma dieta generalista e oportunista, que inclui o consumo ocasional de carcaças, constituindo um fator significativo de risco, uma vez que favorece o contato direto da mucosa oral e da pele com fontes de contaminação, potencializando a transmissão da bactéria (MCDONOUGH & LOUGHRY, 2008).

Em contraste com os tatus, os tamanduás são animais majoritariamente arborícolas ou semi-arborícolas, o que limita seu contato com fontes de água parada e solos úmidos, ambientes que favorecem a sobrevivência da bactéria

(EISENBERG & REDFORD, 1999). Além disso, a dieta dos tamanduás é majoritariamente insetívora, concentrando-se no consumo de formigas e cupins, em contraste com a dos tatus, cuja alimentação revela maior amplitude trófica e flexibilidade adaptativa (MCDONOUGH & LOUGHRY, 2008).

3.2.3 PATOGENIA E SINAIS CLÍNICOS

A *Leptospira* realiza penetração ativa pelas mucosas, pele escarificada ou íntegra. Ao adentrar o organismo, as leptospiras se multiplicam no espaço intersticial e nos fluidos orgânicos (sangue, linfa e líquido), estabelecendo um quadro agudo septicêmico: a leptospiremia (BRASIL, 1995).

A ação mecânica do micro-organismo em células endoteliais de revestimento vascular provoca lesões primárias em pequenos vasos, cuja consequência é o extravasamento sanguíneo para os tecidos (hemorragias), a formação de trombos e o bloqueio do aporte sanguíneo nas áreas acometidas na fase aguda da infecção (BRASIL, 1995).

A leptospiremia é encerrada quando anticorpos opsonizantes surgem na circulação sanguínea, cerca de dez dias após o início da infecção, viabilizando a eliminação das bactérias da corrente sanguínea e da maioria dos órgãos acometidos. Contudo, quando as leptospiras se encontram em sítios imunoprivilegiados, como os rins e o trato genital, podem permanecer viáveis por períodos prolongados, evadindo da ação do sistema imunológico e ocasionando desde infiltrados inflamatórios focais discretos até lesões extensas, caracterizadas por necrose celular, atrofia tubular hemorragia renal, seguidas por cicatrização, com a localização das bactérias na superfície luminal das células tubulares (FAINE, 1982).

A multiplicação destes micro-organismos é propiciada pela ausência de fagócitos na urina, levando à formação de microcolônias nos túbulos contorcidos renais e à eliminação da *Leptospira* pela urina (leptospirúria), por um período que varia entre dias a anos. Tais ocorrências elucidam a existência de portadores

renais, fator crucial para a epidemiologia da doença, na qual a transmissão ocorre a partir da exposição à urina de animais infectados, em ambientes contaminados pela mesma (PLANK & DEAN, 2000; ACHA & SZTFRES, 2003).

Em animais de produção, como os bovinos, o sorovar mais frequentemente identificado é o Hardjo, o qual possui dois tipos geneticamente distintos: *Leptospira interrogans* sorovar Hardjo (Hardjoprajitno) e *Leptospira borgpetersenii* sorovar Hardjo (Hardjobovis). Devido à similaridade sorológica, Hardjobovis e Hardjoprajitno podem induzir reações cruzadas em testes sorológicos, dificultando a distinção entre eles. Os bovinos parecem atuar como hospedeiros primários de manutenção deste sorovar. Além disso, os sorovares Pomona e Grippotyphosa também são comumente responsáveis por causar a doença nesses animais.

Os roedores, em especial as espécies *Rattus norvegicus* e *Rattus rattus*, importantes reservatórios para *Leptospira spp.*, frequentemente abrigam e disseminam vários sorovares patogênicos. Estudos indicam que sorovares como Icterohaemorrhagiae, Copenhageni, Ballum, Grippotyphosa, e Sejroe estão entre os mais comuns em populações de roedores urbanos e silvestres, particularmente em áreas de maior densidade populacional ou baixa condição sanitária, onde esses animais circulam e podem transmitir a leptospirose a outros mamíferos, incluindo humanos e animais domésticos (ADLER & DE LA PEÑA, 2010; ELLIS, 2015).

Por fim, trabalhos realizados com amostras de tatus e tamanduás advindas de regiões como o Pantanal e o Mato Grosso do Sul mostraram a presença de anticorpos anti-*Leptospira spp.* nesses animais, indicando uma exposição significativa aos sorovares Pomona, Bratislava, Autumnalis, e Grippotyphosa (MOURA et al., 2020).

Dados epidemiológicos, tais quais baixa eficiência reprodutiva dos rebanhos, alta infestação de roedores, associação de casos suspeitos com estações de maior índice pluviométrico e a presença de manifestações clínicas sugestivas, tais quais: abortamento, nascimento de bezerros desnutridos, febre,

anemia, icterícia, entre outras, podem orientar o diagnóstico presuntivo de enfermidade (GUIMARÃES et al., 1982; 1983).

Em animais de produção, o quadro clínico da leptospirose é similar a outras doenças infecciosas da esfera reprodutiva, de forma que o diagnóstico da infecção deve relacionar a sintomatologia do rebanho, as evidências epidemiológicas e os resultados de exames laboratoriais (FAINE et al, 1982; ELIS, 1984).

A forma grave da doença é conhecida como síndrome de Weil, caracterizada pela presença de desidratação, insuficiência renal, icterícia, miocardite, meningite e hemorragia pulmonar nos pacientes afetados.

3.2.4 DIAGNÓSTICO

A confirmação do diagnóstico é feita a partir de diferentes métodos laboratoriais que incluem a detecção de anticorpos, bem como a identificação direta ou indireta do agente etiológico ou de seu material genético em amostras de urina ou tecidos (SANTA ROSA, 1970; FAINE et al., 1999).

A microscopia de campo escuro é frequentemente utilizada para a visualização direta de *Leptospira* spp. em amostras de urina durante a fase de leptospiúria. Além disso, esse método também pode ser aplicado à análise de tecidos ou do conteúdo gástrico de fetos abortados. Quando realizado logo após a coleta da urina, este exame eleva as chances de um resultado positivo, uma vez que o diagnóstico depende da morfologia e motilidade das bactérias. Contudo, esse teste possui algumas limitações significativas, incluindo baixa sensibilidade, a necessidade de um observador experiente para distinguir as leptospiros de artefatos nas amostras e a eliminação intermitente das leptospiros na urina (SANTA ROSA, 1970; THIERMANN, 1982).

O isolamento da bactéria permite o diagnóstico definitivo da leptospirose e a identificação do sorovar infectante, sendo essa informação essencial para orientar as estratégias de controle e profilaxia da doença. (VASCONCELLOS, 1997; FAINE

et al., 1999). As bactérias têm sido predominantemente isoladas de amostras de urina, rins, útero e de produtos de abortamento em bovinos (ELIS et al., 1982).

Entre as técnicas de diagnóstico fundamentadas na detecção de anticorpos, a prova de soroaglutinação microscópica (SAM) é reconhecida como o método de referência estabelecido pela Organização Mundial da Saúde (SANTA ROSA, 1970; FAINE et al., 1999). A interação entre os antígenos de natureza lipopolissacarídica, localizados na superfície das leptospiros, e os respectivos anticorpos constitui a base do teste (BALDWIN et al., 1987). O ideal é que as coleções de antígenos devam ser constituídas de ao menos um representante por sorogrupo e, se possível, sorovares locais (FAINE et al., 1999).

A soroaglutinação microscópica se trata de um teste sorogrupo-específico com interpretação complexa, uma vez que podem ocorrer reações cruzadas entre sorogrupos diferentes, especialmente durante a fase aguda da leptospirose (FAINE, 1994). Embora seja um teste de elevada especificidade, a SAM apresenta algumas limitações, tais quais: declínio na sensibilidade à medida em que o tempo de infecção passa, impossibilidade de distinguir a titulação entre animais vacinados e não vacinados infectados, além de que infecções latentes podem não ser identificadas (WILLIAN & BERNARD, 1995).

Além disso, é possível realizar o diagnóstico sorológico, através do teste ELISA (ensaio de imunoadsorção enzimática), uma vez que o mesmo utiliza frações bacterianas e não carece de antígenos vivos. Esse método permite, ainda, a detecção específica de anticorpos das classes IgM ou IgG, possibilitando a correlação dos resultados com o tempo de infecção (YAN et al. 1999).

O rastreamento de rebanhos para a leptospirose constitui uma medida diagnóstica e preventiva fundamental, uma vez que permite o monitoramento da prevalência da infecção em animais de produção, viabilizando intervenções de controle direcionadas e eficazes. Esse tipo de rastreio tem como propósito a identificação de animais portadores da bactéria *Leptospira* por meio de exames sorológicos, como a microaglutinação (SAM) para detecção de anticorpos

específicos, além de testes moleculares como o PCR, capaz de identificar o DNA bacteriano (FAINE et al., 1999; ADLER, 2015). A realização desses exames viabiliza diferenciação entre animais infectados e não infectados, promovendo práticas de manejo sanitário, tais quais a separação dos indivíduos portadores, administração de terapias antibióticas e imunização dos rebanhos. Embora a vacinação não elimine totalmente o risco de infecção renal ou a transmissão bacteriana entre os animais, reduz substancialmente a gravidade dos surtos e a incidência da leptospirose (GOMES et al., 2021).

Provas de interação antígeno-anticorpo marcados por imunofluorescência e imunoperoxidase são capazes de detectar as bactérias na urina e em órgãos dos animais infectados (BASKERVILLE, 1986).

Por fim, o método de soroaglutinação macroscópica em placa, que é baseado somente na detecção de imunoglobulina M (IgM) pode ser utilizado como método de triagem, embora não seja comumente utilizado.

3.2.5 CONTROLE E PROFILAXIA

Para controle e prevenção da leptospirose, é fundamental compreender a epidemiologia da enfermidade, identificando as fontes de infecção e monitorando os animais que podem atuar como potenciais reservatórios (EDWARDS & LEVETT, 2004). Diversas medidas eficazes podem ser implementadas em diferentes contextos, como o controle das populações animais que servem de reservatórios, a modificação de estruturas para evitar a entrada de animais, a imunização, o desenvolvimento de campanhas informativas voltadas para profissionais da saúde e o conceito de saúde única, além da promoção de programas educativos dirigidos a grupos de risco. No entanto, em certas situações, é possível que essas medidas de controle não consigam eliminar completamente o risco de leptospirose (LEVETT, 2004).

A vacinação em animais de produção é uma prática amplamente adotada, sendo essencial a realização de doses de revacinação para garantir a eficácia do

imunizante. Embora a imunização ofereça proteção contra a manifestação clínica da doença, ela não impede completamente a infecção e a colonização renal, além de apresentar eficácia limitada na manutenção e transmissão da leptospirose entre a população animal (NAIMAN, 2001).

A seleção de cepas para inclusão em vacinas depende dos sorovares prevalentes na população-alvo. Atualmente, vacinas para cães protegem contra os sorovares Canicola e Icterohaemorrhagiae (V8), com adição dos sorovares Pomona e Grippotyphosa na vacina V10 e Autumnalis e Bratislava na V12, a depender do fabricante (ALMEIDA, 2019; NASCIMENTO, 2020). No caso dos bovinos, os sorovares Hardjobovis, Hardjoprajitno, Pomona, Grippotyphosa e Icterohaemorrhagiae são amplamente reconhecidos por sua relevância na infecção de bovinos por leptospirose (ZACARIAS et al., 2008; MINEIRO et al., 2010).

3.3 MATERIAL E MÉTODOS

3.3.1 AMOSTRAS E DESENVOLVIMENTO DE ESTUDO

Foram analisadas, em um estudo ecológico observacional, 109 amostras únicas, de 81 animais oriundos do estado de Mato Grosso do Sul, sendo que 38 eram provenientes da região Cerrado e 71 do Pantanal. Todas as amostras foram obtidas pelo Instituto de Conservação de Animais Selvagens (ICAS).

Todos os procedimentos de captura e manejo dos animais foram devidamente autorizados pelo Ministério do Meio Ambiente (MMA) e pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), por meio da licença de número 53798–16. As práticas de contenção física, bem como os métodos de imobilização química para coleta de material biológico, seguiram as diretrizes estabelecidas por Kluyber et al. (2021). Além disso, cada um dos animais passou por um exame físico conduzido por um veterinário, com o objetivo de garantir seu bem-estar e a integridade durante os procedimentos realizados.

Das 109 amostras totais, 48 (44,2%) eram de Tatu-canastra (*Priodontes maximus*) 39 (35,7%) de Tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*), 19 (17,4%) de Tatupeba (*Euphractus sexcinctus*), duas (1,9%) de Tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*) e uma (0,8%) de Tamanduáí (*Cyclopes dorsalis*). Todos os animais de vida livre apresentavam-se em estado hígido e sem alterações físicas ou clínicas detectáveis. No que tange às amostras oriundas do Cerrado, uma correspondia a Tamanduáí, duas a Tatupeba e duas Tatu-canastra e 33 eram de Tamanduá-bandeira (Figura A).

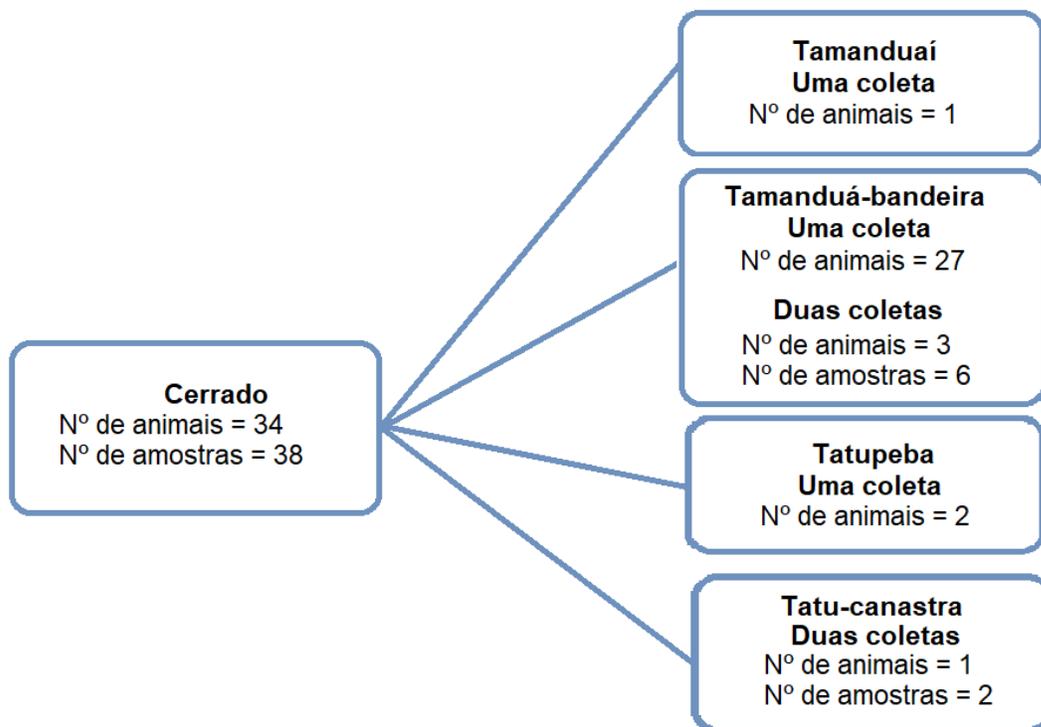


Figura A: Desenho esquemático do estudo de investigação de anticorpos anti-*Leptospira* spp. em amostras de tatus e tamanduás de Mato Grosso do Sul, Brasil, obtidas no bioma Cerrado entre 2011 e 2020.

Já as amostras da região do Pantanal, 17 correspondiam a amostras de Tatupeba, 46 eram de Tatu-canastra, seis eram de Tamanduá-bandeira e duas eram de Tamanduá-mirim (Figura B). As amostras de soro foram armazenadas em microtubos e mantidas a uma temperatura de -20°C até o início da análise

laboratorial. Destaca-se que as alíquotas de soro não foram empregadas para qualquer outro propósito antes da presente pesquisa, sendo descongeladas exclusivamente para a execução dos experimentos descritos, assegurando, assim, a integridade e a precisão dos resultados obtidos.

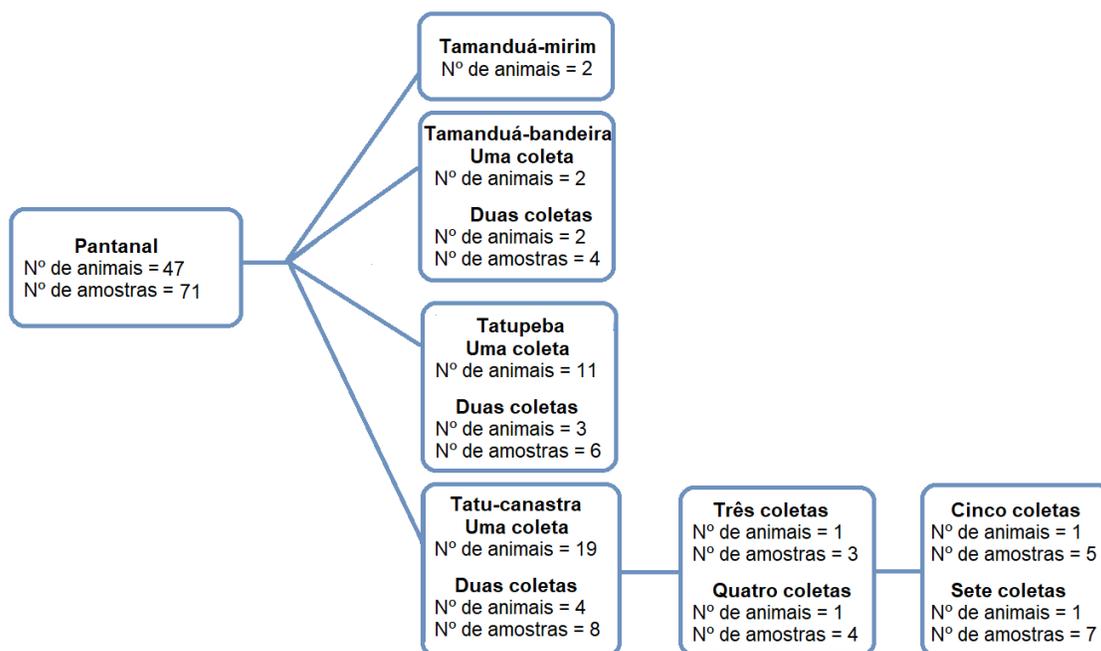


Figura B: Desenho esquemático do estudo de investigação de anticorpos anti-*Leptospira* spp. em amostras de tatus e tamanduás de Mato Grosso do Sul, Brasil, obtidas no bioma Pantanal entre 2011 e 2020.

Das 39 amostras de soro obtidas de tamanduás-bandeira de vida livre, foi possível realizar o seguimento de outros seis animais por duas vezes (12 amostras) e de um animais por três vezes (três amostras), 48 foram obtidas de tatus-canastras de vida livre, os quais foi possível realizar o seguimento de outros cinco animais por duas vezes (dez amostras), de um animal por três vezes (três amostras), de dois animais por quatro vezes (oito amostras), de um animal por cinco vezes (cinco amostras) e de um animal por sete vezes (sete amostras) e 19 foram obtidas de tatupebas, das quais foi possível realizar o seguimento de outros três animais por duas vezes, totalizando seis amostras.

3.3.2 DIAGNÓSTICO

O método diagnóstico adotado neste estudo foi o padrão ouro reconhecido na literatura (FAINE et al., 1999). As amostras foram analisadas frente a 21 sorovares de *Leptospira* spp., incluindo Australis, Bratislava, Autumnalis, Butembo, Castellonis, Bataviae, Canicola, Whitcombi, Cynopteri, Grippotyphosa, Hebdomadis, Copenhageni, Icterohaemorrhagiae, Javanica, Pomona, Tarassovi, Hardjoprajitno, Hardjovovis, Shermani, Pyrogenes e Guaricura, utilizando a técnica de soroaglutinação microscópica (SAM) acompanhada de microscopia de fundo escuro. A triagem inicial foi realizada com titulação de 100 e as amostras que apresentaram resultados positivos foram diluídas e testadas até uma titulação de 1600, sendo consideradas positivas amostras com título ≥ 100 e aglutinações $\geq 50\%$.

3.4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Das amostras analisadas, um total de 16 apresentou resultados positivos para anticorpos anti-*Leptospira* spp., identificando a presença de 8 sorovares distintos: Bratislava (1), Autumnalis (2), Butembo (2), Whitcombi (1), Cynopteri (1), Grippotyphosa (1), Pomona (11) e Shermani (1). A distribuição das amostras positivas entre as espécies revelou uma predominância significativa de *Priontes maximus*, com 14 das 16 amostras positivas (87,5%) oriundas dessa espécie, enquanto *Myrmecophaga tridactyla* e *Tamandua tetradactyla* apresentaram, respectivamente, 6,25% das amostras positivas, totalizando uma amostra positiva para cada uma dessas espécies. As amostras de *Priontes maximus* apresentaram uma variação nas titulações dos anticorpos, que variaram de 100 a 1600. Em termos de distribuição, seis amostras (37,5%) apresentaram titulação de 100, quatro (25%) de titulação 200, uma (6,25%) de titulação 400, uma (6,25%) de titulação 800 e quatro (25%) com titulação 1600 (Tabela A).

Tabela A. Distribuição de amostras positivas e titulação por sorovar e espécie

Quantidade de amostras	Espécie	Sorovar	Titulação
1	Tatu-canastra	Bratislava	200
2	Tatu-canastra	Autumnalis	100
1	Tatu-canastra	Butembo	100
2	Tatu-canastra	Whitcombi	100
1	Tatu-canastra	Cynopteri	100
4	Tatu-canastra	Pomona	100
2	Tatu-canastra	Pomona	200
1	Tatu-canastra	Pomona	800
4	Tatu-canastra	Pomona	1600
1	Tamanduá-bandeira	Shermani	200
1	Tamanduá-mirim	Grippotyphosa	400

Estudos realizados na mesma área registraram uma predominância dos sorovares Pomona, Autumnalis e Cynopteri (DALAZEN et al., 2020). No presente estudo, o sorovar Pomona destacou-se com as maiores titulações observadas, embora outras amostras também tenham exibido títulos elevados. Seis amostras apresentaram titulações iguais ou superiores a 400, o que é sugestivo de infecção ativa ou recente exposição ao patógeno (BOQVIST et al., 2002; DALAZEN et al., 2020). Os animais, no momento da coleta, não exibiam sinais clínicos compatíveis com leptospirose, o que pode indicar que as altas titulações refletem um contato recente com a bactéria. Além disso, títulos entre 100 e 200 são interpretados como uma resposta sorológica positiva de baixa intensidade, sinalizando uma possível exposição prévia à leptospira, mas em quantidade insuficiente para provocar uma infecção ativa (BOQVIST et al., 2002; DALAZEN et al., 2020).

Apenas uma amostra positiva foi proveniente do bioma Cerrado, a qual foi positiva para o sorovar Pomona, com titulação de 200. A análise sorológica

também revelou que, das amostras com resultados positivos, três (18,75%) tiveram a presença de múltiplos sorovares, destacando a variedade de cepas encontradas em *Priontes maximus*. Uma amostra apresentou positividade para os sorovares Autumnalis e Pomona, com titulações respectivas de 100 e 800; a segunda amostra foi positiva para Whitcombi e Pomona, ambos com titulação de 100; e a terceira amostra foi positiva para os sorovares Bratislava, Butembo e Pomona, com titulações respectivas de 200, 100 e 1600.

O Pantanal, com sua alta umidade e precipitação, proporciona condições ideais para a manutenção de *Leptospira* spp. no ambiente, o que aumenta a exposição de animais e humanos a fontes de contaminação (MONAHAN et al., 2009). Já o Cerrado, com um clima mais seco e de estiagem prolongada, oferece um ambiente menos favorável à persistência da bactéria, o que pode explicar a menor prevalência de amostras positivas oriundas dessa região (MCCLURE et al., 2019).

Por fim, das 16 amostras com resultados positivos obtidos, sete eram oriundas de quatro animais os quais tiveram coleta de material biológico (sangue), sendo possível observar o acompanhamento sorológico (Tabela B). Este acompanhamento permitiu a análise da evolução dos níveis de anticorpos ao longo do tempo, fornecendo uma visão dinâmica sobre a exposição e a resposta imunológica dos animais à infecção por *Leptospira* spp.

Tabela B. Identificação e análise de amostras repetidas: datas de coletas, sorovares e titulações.

Identificação da amostra	Data de coleta	Sorovar(es)	Titulação(ões)
TC22, amostra 1	17/11/2016	Pomona	200
TC22, amostra 2	5/11/2017	-	-
TC23, amostra 1	12/05/2016	Whitcombi e Pomona	100 em ambos
TC23, amostra 2	18/03/2019	Whitcombi	100

TC23, amostra 3	22/05/2019	Pomona	1600
TC23, amostra 4	19/07/2020	-	-
TC26, amostra 1	11/12/2017	-	-
TC26, amostra 2	07/11/2018	-	-
TC26, amostra 3	11/03/2019	Pomona	1600
TC26, amostra 4	22/05/2019	Pomona	1600
TC26, amostra 5	15/05/2020	-	-
TC30, amostra 1	08/12/2017	Pomona	100
TC30, amostra 2	18/06/2019	-	-

A maior incidência de amostras positivas em tatus pode ser atribuída ao seu comportamento fossorial, que os expõe frequentemente a ambientes subterrâneos úmidos e contaminados, ambientes propícios à sobrevivência da bactéria *Leptospira* spp. (EISENBERG & REDFORD, 1999). Além disso, a dieta oportunista dos tatus, que inclui o consumo de carcaças, pode ser um fator relevante na transmissão da leptospirose, ao promover o contato direto da mucosa oral com fontes de contaminação (MCDONOUGH & LOUGHRY, 2008). Esse comportamento alimentar, aliado à exposição constante a solos saturados e a corpos d'água, contribui para sua maior vulnerabilidade à infecção.

Em contrapartida, os tamanduás, com comportamentos e hábitos alimentares distintos, apresentaram uma prevalência significativamente menor de anticorpos contra *Leptospira* spp.. Sendo animais majoritariamente arborícolas ou semi-arborícolas, os tamanduás têm seu contato com solos úmidos e fontes de água parada reduzido, o que limita a exposição a ambientes favoráveis à sobrevivência da bactéria (EISENBERG & REDFORD, 1999). Sua dieta predominantemente insetívora, focada no consumo de formigas e cupins, e a ausência de ingestão de carcaças em contato com o solo, minimizam ainda mais o risco de contaminação por leptospirose (MCDONOUGH & LOUGHRY, 2008).

Além disso, tatus e tamanduás podem atuar como sentinelas e/ou reservatórios da leptospirose. Como sentinelas, esses animais podem indicar a presença da bactéria em ecossistemas específicos, alertando para possíveis surtos de leptospirose. Por outro lado, se atuarem como reservatórios, poderão facilitar a transmissão da doença a humanos e outros animais, evidenciando a importância de monitorar suas populações e habitats para o controle da leptospirose em uma perspectiva de saúde única.

3.6 CONCLUSÃO

O presente estudo confirma a presença de anticorpos anti-*Leptospira* spp. em tatus e tamanduás nos biomas Cerrado e Pantanal de Mato Grosso do Sul, evidenciando um quadro epidemiológico relevante da zoonose em animais silvestres. Observou-se uma prevalência mais alta em tatus, em especial nos tatus-canastra (*Priodontes maximus*), o que pode ser atribuído a fatores ecológicos e comportamentais específicos dessa espécie. A falta de dados robustos sobre a leptospirose em tamanduás e tatus limita a elucidação dos mecanismos envolvidos, tornando essencial a realização de investigações adicionais e contínuas sobre a susceptibilidade e possível papel dessas espécies na transmissão da doença, para aprimorar as medidas de controle e prevenção da leptospirose em diversos cenários, assim permitindo o desenvolvimento de estratégias de prevenção mais eficazes e adequadas às realidades ecológicas do Brasil. A integração entre saúde pública, medicina veterinária e ecologia é essencial para desenvolver estratégias de monitoramento e conservação que contemplem a saúde única, visando à prevenção e controle efetivos da leptospirose tanto em ambientes naturais quanto em áreas de interação humano-animal.

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Para realizar a análise dos casos observados durante o estágio, optei por focar nas áreas com maior casuística, uma vez que algumas especialidades foram atendidas em menor quantidade, o que limitou minha oportunidade de acompanhá-las com profundidade. Durante o estágio, concentrei-me principalmente nas áreas de dermatologia, oftalmologia e oncologia, que, além de representarem mais de 70% dos atendimentos, trouxeram casos diversos e complexos, diferenciando-se amplamente das experiências proporcionadas pela universidade. Notou-se uma predominância de atendimentos a cães, com 149 casos, em comparação a apenas 11 felinos. Essa discrepância pode ser atribuída ao fato de que a medicina felina é uma especialidade cada vez mais consolidada dentro da veterinária. Como consequência, é possível que muitos desses pacientes estejam sendo encaminhados para clínicas e profissionais especializados exclusivamente na saúde felina, limitando assim o número de casos observados no estágio.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. ADLER, B.; DE LA PENA MOCTEZUMA, A. ***Leptospira* and leptospirosis.** Veterinary Microbiology, v. 140, n. 3-4, p. 287-296, 2010.
2. ALMEIDA, G. M. "**Leptospirose: Importância clínica e prevenção.**" Revista de Medicina Veterinária, 2019.
3. ALSTON, J. M., and J. C. Broom. 1958. **Leptospirosis in man and animals.** E. & S. Livingstone, Edinburgh, U.K.
4. ANDRADE, A. et al. **Ceratite pigmentar em cães braquicefálicos: etiologia e manejo clínico.** Revista Brasileira de Medicina Veterinária, 2018.
5. BERTASIO C, Papetti A, Scaltriti E, Tagliabue S, D’Incau M, Boniotti MB. **Serological Survey and Molecular Typing Reveal New *Leptospira* Serogroup Pomona Strains among Pigs of Northern Italy.** Pathogens. 2020; 9(5):332. <https://doi.org/10.3390/pathogens9050332>
6. Carillo CG, Meyers DM, Szyfres B. **Bataviae group leptospirae isolated from armadillos in Argentina.** Trop Geogr Med. 1972 Dec;24(4):377-81. PMID: 4567609.
7. CILIA, G., Bertelloni, F., Albini, S., & Fratini, F. (2021). **Insight into the Epidemiology of Leptospirosis: A Review of *Leptospira* Isolations from “Unconventional” Hosts.** *Animals*, 11(1), 191. doi:10.3390/ani11010191

8. DA SILVA RC, Zetun CB, Bosco Sde M, Bagagli E, Rosa PS, Langoni H. ***Toxoplasma gondii* and *Leptospira* spp. infection in freeranging armadillos.** Vet Parasitol. 2008;157(34):2913.
9. Dalazen GT, de Souza Filho AF, Sanchez Sarmiento AM, Fuentes-Castillo D, Gattamorta MA, Kluyber D, Jean Desbiez AL, Heinemann MB, Matushima ER. **Survey of *Leptospira* spp. and *Brucella abortus* in Free-Ranging Armadillos from Pantanal, Brazil.** J Wildl Dis. 2020 Apr;56(2):409-413. Epub 2019 Oct 9. PMID: 31596674.
10. de Oliveira Barbosa W, Coelho TG, da Costa TO, Paiz LM, Fornazari F, Langoni H, de Paula Antunes JMA, Alves Freitas CI. **Antibodies to *Toxoplasma gondii*, *Leishmania* spp., and *Leptospira* spp. in Free-Ranging Six-Banded Armadillos (*Euphractus sexcinctus*) from Northeastern Brazil.** J Wildl Dis. 2020 Apr;56(2):486-488. Epub 2019 Nov 21. PMID: 31750772.
11. de Souza Júnior MF, Lobato ZI, Lobato FC, Moreira EC, de Oliveira RR, Leite GG, Freitas TD, de Assis RA. **Presença de anticorpos da classe IgM de *Leptospira interrogans* em animais silvestres do Estado do Tocantins, 2002.** Rev Soc Bras Med Trop. 2006 May-Jun;39(3):292-4. Portuguese. doi: 10.1590/s0037-86822006000300015
12. DIKKEN, H., and E. Kmety. 1978. **Serological typing methods of leptospire**, p. 259–307. In T. Bergan and J. R. Norris (ed.), Methods in Microbiology, vol. 11. Academic Press, London, U.K
13. EDWARDS, C. N., & Levett, P. N. (2004). **Prevention and treatment of leptospirosis.** Expert Review of Anti-Infective Therapy, 2(2), 293–298.

14. EISENBERG, J.F. & Redford, K.H. (1999). **Mammals of the Neotropics: The Central Neotropics**. University of Chicago Press.
15. FARAH, M. et al. **Pathogenicity of *Leptospira* spp. and their virulence factors**. Current Microbiology, 2017
16. FARIAS, D. L. et al. **Doenças oculares em cães braquicefálicos: revisão de literatura**. Revista Brasileira de Medicina Veterinária, 2020.
17. Fornazari F, da Silva RC, Richini-Pereira VB, Beserra HE, Luvizotto MC, Langoni H. 2012. **Comparison of conventional PCR, quantitative PCR, bacteriological culture and the Warthin Starry technique to detect *Leptospira* spp. in kidney and liver samples of naturally infected sheep from Brazil**. J Microbiol Meth 90:321–326.
18. Fornazari F, Langoni H, Marson PM, Nobrega DB, Teixeira CR. 2018. ***Leptospira* reservoirs among wildlife in Brazil: Beyond rodents**. Acta Trop 178: 205–212.
19. GRIMES, D. A. **The epidemiology of leptospirosis in developing countries**. International Journal of Infectious Diseases, 2019.
20. GUGLIELMINI, J.; Bourhy, P.; Schiettekatte, O.; Zinini, F.; Brisse, S.; Picardeau, M. **Genus-wide *Leptospira* core genome multilocus sequence typing for strain taxonomy and global surveillance**. PLoS Negl. Trop. Dis. 2019, 13, e0007374.

21. INADA R, Ido Y, Hoki R, Kaneko R, Ito H. **The etiology, mode of infection, and specific therapy of Weil's disease (Spirochaetosis icterohaemorrhagica).** J Exp Med. 1916 Mar 1;23(3):377-402. doi: 10.1084/jem.23.3.377. PMID: 19867994; PMCID: PMC2125418.
22. HEINEMANN, M. B.; et al. **Polymerase chain reaction (PCR) for diagnosis of leptospirosis: development and evaluation in clinical samples.** Journal of Clinical Microbiology, v. 37, n. 6, p. 189-193, 1999.
23. HSU, Y.; LARSEN, C. **Dermatological diseases in Golden Retrievers: A review of common presentations.** Journal of Veterinary Medicine, 2020.
24. JOHNSON RC, ROGERS P. **DIFFERENTIATION OF PATHOGENIC AND SAPROPHYTIC LEPTOSPIRES WITH 8-AZAGUANINE.** J Bacteriol. 1964 Dec;88(6):1618-23. doi: 10.1128/jb.88.6.1618-1623.1964. PMID: 14244050; PMCID: PMC277463.
25. JOHNSON, R. C., and S. Faine. 1984. Leptospira, p. 62–67. In N. R. Krieg and J. G. Holt (ed.), **Bergey's manual of systematic bacteriology, vol. 1.** Williams & Wilkins, Baltimore, Md.
26. KATZ, A. R., et al. **The influence of environmental factors on Leptospira survival and infection rates in tropical climates.** Revista de Saúde Pública, 2018.
27. Kmety, E., and H. Dikken. 1993. **Classification of the species Leptospira interrogans and history of its serovars.** University Press Groningen, Groningen, The Netherlands.

28. LEVETT, P. N. (2001). **Leptospirosis**. *Clinical Microbiology Reviews*, 14(2), 296–326. doi:10.1128/cmr.14.2.296-326.2001
29. Lins ZC, Lopes ML. **Isolation of *Leptospira* from wild forest animals in Amazonian Brazil**. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 1984;78(1):124-6. doi: 10.1016/0035-9203(84)90191-3. PMID: 6710564.
30. MACKIE, M. et al. **Morphological and biological characteristics of *Leptospira***. *Bacterial Pathogenesis*, 2021.
31. MARTINEZ S R, Pérez Sierra A, Baró Suárez M et al. **Evaluación de la efectividad de una nueva vacuna contra la leptospirosis humana en grupos en riesgo**. *Pan. Am. J. Public Health* 8, 385–392 (2000).
32. MCCLAIN JBL, Ballou WR, Harrison SM, Steinweg DL. **Doxycycline therapy for leptospirosis**. *Ann. Int. Med.* 100, 696–698 (1984).
33. MCCLURE, R.L. et al. **Environmental transmission and persistence of leptospirosis in wildlife**. *EcoHealth*, v. 16, n. 3, p. 405-415, 2019.
34. MCDONOUGH, C.M. & Loughry, W.J. (2008). **Behavioral Ecology of Armadillos**. *Mammalian Species*.
35. MINEIRO, A.L.B.B.; VIEIRA, R.J.; FEITOSA, L.C.S.; BEZERRA, E.E.A.; COSTA, F.A.L. **Pesquisa de sorovares de *Leptospiras* em rebanho bovino leiteiro no estado do Piauí, Brasil**. *Arquivos do Instituto Biológico*, v.77, p.129-132, 2010.

36. MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA). **"Controle da Leptospirose em bovinos."**
37. Miashiro AF, Vasconcellos SA, Morais ZM, Souza GO, Filho JML, Figueiredo AD, Pellegrin AO. 2018. **Prevalência de leptospirose em rebanhos bovinos no Pantanal de Mato Grosso do Sul.** Pesq Vet Bras 38: 41–47.
38. MOURA, L. et al. **Antibodies against *Leptospira spp.* in wild mammals from Pantanal, Brazil.** Acta Tropica, v. 204, p. 105320, 2020.
39. MONAHAN, A.M.; MILLER, I.S.; NALLY, J.E. **Leptospirosis: risks during recreational activities.** Journal of Applied Microbiology, v. 107, n. 3, p. 707-716, 2009.
40. Motie A, Myers DM, Storrs EE. **A serologic survey for leptospirae in nine-banded armadillos (*Dasypus novemcinctus L.*) in Florida.** J Wildl Dis. 1986 Jul;22(3):423-4. doi: 10.7589/0090-3558-22.3.423. PMID: 3735592.
41. Myers DM, Caparo AC, Moreno JP. **Isolation of serotype hardjo and other leptospirae from armadillos in Argentina.** Bull Pan Am Health Organ. 1977;11(2):131-9. PMID: 901969.
42. NAIMAN BM, Alt D, Bolin CA, Zuerner R, Baldwin CL. **Protective killed *Leptospira borgpetersenii* vaccine induces potent Th1 immunity comprising responses by CD4 and gammadelta T-lymphocytes.** Infect. Immun. 69, 7550–7558 (2001).

43. NASCIMENTO, R. S. et al. **"Vacinas veterinárias e a leptospirose."**
Revista Brasileira de Ciência Veterinária, 2020.
44. PARTE, A.C., Sardà Carbasse, J., Meier-Kolthoff, J.P., Reimer, L.C. and Göker, M. (2020). **List of Prokaryotic names with Standing in Nomenclature (LPSN) moves to the DSMZ.** *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 70, 5607-5612; DOI: 10.1099/ijsem.0.004332.
45. PEREIRA, J. F. **"Leptospirose em bovinos: Importância e controle."**
Revista Brasileira de Medicina Veterinária, 2022
46. RAMOS, L. V., et al. **Impact of urbanization on leptospirosis transmission in Brazil.** *Journal of Epidemiology and Community Health*, 2020
47. RIVERA, A. et al. **Cultivation of *Leptospira* spp.: Challenges and advances.** *Microbial Ecology*, 2022.
48. SANTOS, R. et al. **Predisposição a úlcera de córnea em raças braquicefálicas: revisão sistemática.** *Arquivo Brasileiro de Oftalmologia Veterinária*, 2020.
49. SOCIEDADE BRASILEIRA DE MEDICINA TROPICAL. **Manual de controle de zoonoses.** 2021.
50. SEGEV G, Foster JD, Francey T, Langston C, Schweighauser A, Cowgill LD. **International renal interest society best practice consensus**

guidelines for intermittent hemodialysis in dogs and cats. Vet J. 2024 Jun;305:106092. doi: 10.1016/j.tvjl.2024.106092. Epub 2024 Mar 3. PMID: 38442779.

51. SYKES JE, Francey T, Schuller S, Stoddard RA, Cowgill LD, Moore GE. **Updated ACVIM consensus statement on leptospirosis in dogs.** J Vet Intern Med. 2023; 37(6): 1966-1982. doi:[10.1111/jvim.16903](https://doi.org/10.1111/jvim.16903)

52. SONG, S.; CASTILLO, C.; KENNEY, T. **Influence of environment and temperature on *Leptospira* spp. survival.** Veterinary Microbiology, v. 141, n. 1-2, p. 72-76, 2010.

53. Sousa MS, Cristiny Rodrigues Silva ML, Santos Azevedo S, Araújo Júnior JP, Malossi CD, Sabrina Ullmann L, Nascimento HHL, Kommers GD, Nery TFL, Lucena RB. ***Leptospira interrogans* infection of southern tamanduas (*Tamandua tetradactyla*, Linnaeus, 1758) in Brazil.** Transbound Emerg Dis. 2020 Sep;67(5):2222-2225. doi: 10.1111/tbed.13523. Epub 2020 Mar 6. PMID: 32078251.

54. TAKAFUJI E T, Kirkpatrick JW, Miller RN et al. **An efficacy trial of doxycycline chemoprophylaxis against leptospirosis.** N. Engl. J. Med. 310, 497–500 (1984).

55. TRENHOLM, A. et al. **Leptospira: Structure, pathogenicity and virulence.** Microbiology, 2017.

56. VANVOORHIS, A. et al. **Canine atopic dermatitis: Pathogenesis and breed predispositions.** Veterinary Dermatology, 2021.

57. VIEIRA AS. **Levantamento de *Leptospira* spp em animais silvestres do Pantanal Sul Mato Grossense por meio de técnicas sorológicas e moleculares [dissertação].** UFMS; 2009. 83 p.
58. VINCENT, A.T.; Schiettekatte, O.; Goarant, C.; Neela, V.K.; Bernet, E.; Thibeaux, R.; Ismail, N.; Mohd Khalid, M.K.N.; Amran, F.; Masuzawa, T.; et al. **Revisiting the taxonomy and evolution of pathogenicity of the genus *Leptospira* through the prism of genomics.** PLoS Negl. Trop. Dis. 2019, 13, e0007270.
59. WILLIAM, V.; BERNARD, D. V. M. **Leptospirosis. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice**, ed. 9, p. 435-443, 1995.
60. WOLBACHSB, Binger CA. **Notes on a filterable Spirochete from fresh Water. *Spirocheta biflexa* (new Species).** J Med Res. 1914 Mar;30(1):23-26.1. PMID: 19972157; PMCID: PMC2094401.
61. WOLFF, J. W. 1954. **The laboratory diagnosis of leptospirosis.** C. C. Thomas, Springfield, Ill.
62. ZACARIAS, F.G.S.; VASCONCELLOS, S.A.; ANZAI, E.K.; GIRALDI, N.; FREITAS, J.C.; HARTSKEERL. **Isolation of *Leptospira* Serovars Canicola and Copenhageni from cattle urine in the state of Paraná, Brazil.** *Brazilian Journal of Microbiology*, v.39, n.4, p.744-748, 2008
63. ZUERNER, A. et al. ***Leptospira*: A review of the virulence factors and pathogenesis.** *Veterinary Microbiology*, 2010