



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

**RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO), REALIZADO NA
CLÍNICA VETERINÁRIA CARDEAL PET, MUNICÍPIO DE RECIFE – PE, BRASIL**

DERMATOFITOSE POR MICROSPORUM CANIS EM UM FELINO - RELATO DE CASO

ROSEANE DA SILVA ARAÚJO

RECIFE, 2022



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

**RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO), REALIZADO NA
CLÍNICA VETERINÁRIA CARDEAL PET, MUNICÍPIO DE RECIFE – PE, BRASIL**

DERMATOFITOSE POR MICROSPORUM CANIS EM UM FELINO - RELATO DE CASO

Relatório final referente à disciplina de Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO), como requisito parcial para a obtenção do grau de Bacharela em Medicina Veterinária, sob orientação da Prof^ª. Dra. Maria Betânia de Queiroz Rolim e supervisão da Médica Veterinária e Patologista Patrícia Delgado Falcão.

ROSEANE DA SILVA ARAÚJO

RECIFE, 2022



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO), REALIZADO NA
CLÍNICA VETERINÁRIA CARDEAL PET, MUNICÍPIO DE RECIFE – PE, BRASIL

DERMATOFITOSE POR MICROSPORUM CANIS EM UM FELINO - RELATO DE CASO

Relatório elaborado por
ROSEANE DA SILVA ARAÚJO

Aprovado em __/__/__

BANCA EXAMINADORA

MARIA BETÂNIA DE QUEIROZ ROLIM (Presidente)

Professora Adjunta do DMV - UFRPE

ROSEANA TEREZA DINIZ DE MOURA

Professora Adjunta do DMV - UFRPE

PATRÍCIA DELGADO FALCÃO

Médica Veterinária – Clínica Veterinária Cardeal Pet

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por ter colocado o amor pelos animais em meu coração e por ter me dado a oportunidade e o privilégio de poder ajudá-los de forma tão bela e tão nobre. A meus pais, Juraci Maria e Genival Fernandes, por terem compartilhado comigo o pouco que tinham e por terem investido na minha educação, mesmo sem condições, para que eu pudesse aprimorar meus estudos e ingressar na faculdade. À minha filha, Sofia Chapran, por ser o motivo pelo qual eu renovo minhas forças todos os dias e não desisto dos meus objetivos. A meu esposo David Chapran por me ajudar em tudo que eu precisei durante minha formação e por me incentivar a continuar em meio a tantas adversidades. Aos familiares e amigos que acreditaram em mim e me ajudaram, me incentivando em diversos momentos da minha vida e principalmente à minha amiga Sharlyana Ramos que esteve ao meu lado durante tantos anos e sempre me estendeu a mão quando precisei.

À Universidade Federal Rural de Pernambuco – Campus SEDE, a todos os mestres que me ensinaram os conteúdos necessários para minha formação, em especial à professora Maria Betânia de Queiroz Rolim, por ter aceitado me orientar em meu Estágio Obrigatório, à professora Roseana Diniz e todos que aceitaram compor minha banca. Aos meus colegas e amigos que conheci durante os anos de curso, que compartilharam comigo seus conhecimentos e emoções.

A minha supervisora e amiga Patrícia Falcão, por ter me permitido fazer o ESO em sua clínica e laboratório, por ter compartilhado comigo seus conhecimentos e por ter me ajudado em tantos momentos da minha vida. A todos os profissionais e amigos que fiz na Cardeal pet, em especial ao meu amigo Carlos Falcão por sua colaboração e acolhimento.

A todos os animais que fizeram e fazem parte de minha vida, deixando meus dias mais alegres com todo seu amor incondicional e que me fizeram ser o ser humano que hoje eu sou e em especial ao meu gato Puff com quem eu aprendi muito com sua vida e com sua partida. É por esse amor aos animais que espero cada dia mais contribuir para melhorar a vida deles aqui na terra e assim também poder melhorar a vida de todos ao meu redor.

EPÍGRAFE

*“Chegará o tempo em que o homem conhecerá o íntimo de um animal e nesse dia todo crime contra um animal será um crime contra a humanidade.”
(Leonardo Da Vinci).*

“A compaixão para com os animais é das mais nobres virtudes da natureza humana.” (Charles Darwin).

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 - Fachada da Clínica Veterinária Cardeal Pet.....	14
FIGURA 2 - Animal com atadura após procedimento de drenagem de otohematoma..	17
FIGURA 3 - Sarcopenia aparente na região frontal da cabeça de paciente canino com leishmaniose, lesão ocular e nasal.....	18
FIGURA 4 - Onicogribose em paciente canino com leishmaniose.....	19
FIGURA 5 - Paciente canino com leishmaniose ao lado de teste rápido que resultou positivo.....	19
FIGURA 6 – Citologia de pele – Presença de formas amastigotas de Leishmania sp fagocitadas por macrófagos.....	19
FIGURA 7 – Canino da raça Cocker Spaniel picado por escorpião no membro anterior direito.....	21
FIGURA 8 - Canina da raça Pinscher após cirurgia de OSH e piometra.....	24
FIGURA 9 - Exposição do útero de uma canina fêmea com piometra, durante o procedimento de OSH patológica.....	24
FIGURA 10 – Ovariosalpingohisterectomia.....	25
FIGURA 11 – Incisão da mama com bisturi elétrico.....	25
FIGURA 12 – Ferida cirúrgica após incisão com bisturi elétrico.....	25
FIGURA 13 – Exérese mamária.....	25
FIGURA 14 – Bisturi Elétrico.....	25
FIGURAS 15 A, B, C – Raios x de uma gata com relato de atropelamento.....	25
FIGURAS 16 A, B, C, D – Cirurgia de estabilização óssea em felino.....	26
FIGURA 17 – Felino caminhando 45 dias após procedimento cirúrgico.....	26
FIGURA 18 – Laboratório de Patologia Clínica Veterinária Analisapet.....	26
FIGURA 19 – Centrífuga para micro-hematócrito da marca Centribio®.....	28
FIGURA 20 – Analisador hematológico, modelo SDH-3 VET Labtest®.....	28
FIGURA 21 – Analisador Bioquímico semiautomático da marca GTgroup®, modelo SX 3000M.....	28
FIGURA 22 - Analisador Bioquímico Semi-automatico TermoPlate® Tp-analyzer Basic.....	28
FIGURA 23 – Centrífuga semiautomática, da marca Centrilab® 80-2b-15mL.....	28
FIGURA 24 – Analisador bioquímico da marca Vcheck® Analyser v200.....	28
FIGURA 25 – Lesão circular em membro anterior direito de um felino, causada por	

<i>Microsporium canis</i>	31
FIGURA 26 – Lesão em membro posterior direito de um felino com <i>Microsporium canis</i>	31
FIGURA 27 – Laminocultivo da marca Dermatobac®.....	31
FIGURAS 28 A e B – Crescimento de cultura para fungos em meio de cultura.....	31
FIGURA 29 – Haste de pelo com presença de esporos de artroconídeos (endotrix) com solução de KOH a 10% em lâmina de vidro, visualizada em microscopia óptica (objetiva 40x).....	32
FIGURA 30 – <i>Microsporium canis</i> em lâmina de vidro visto em microscopia óptica (objetiva 40x).....	32

LISTA DE ABREVIATURAS

BID – 2 vezes ao dia

CCPA – Clínica Cirúrgica de Pequenos Animais

CMPA – Clínica Médica de Pequenos Animais

ELISA – *Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay* – teste sorológico imunoenzimático

ESO – Estágio Supervisionado Obrigatório

FIV – Vírus da Imunodeficiência Felina

FeLV – Vírus da Leucemia Felina

KOH – Hidróxido de potássio

MPA - Medicação pré-anestésica

OSH – Ovário salpingo histerectomia

SC - Subcutânea

SID – Uma vez ao dia

TID – Três vezes ao dia

USG – Ultrassonografia

VO – Via oral

RESUMO

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) é a disciplina obrigatória do décimo primeiro período do curso de Bacharelado em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) que tem por base a vigência prática de 420 horas, cujo enfoque é tornar o discente apto a exercer sua função mediante a aquisição do título de Médico Veterinário. O presente relatório tem como objetivo demonstrar as atividades práticas desenvolvidas pela aluna Roseane da Silva Araújo na área de Clínica Médica de Pequenos Animais, período de 14 de fevereiro de 2022 a 03 de maio de 2022, na Clínica Veterinária Cardeal Pet, localizada na cidade de Recife. O ESO teve supervisão da Médica Veterinária Patrícia Delgado Falcão e orientação da Professora Dra. Maria Betânia de Queiroz Rolim. Os objetivos específicos foram a descrição da estrutura e do funcionamento da clínica e do laboratório de patologia clínica, bem como a casuística acompanhada, iniciando pelo acompanhamento da rotina médica e cirúrgica de pequenos animais e a rotina do laboratório anexo da empresa. Também foi relatado um caso clínico de dermatofitose por *Microsporum canis* em um felino, sobre o qual foi realizada discussão sobre os achados, tratamento e as considerações finais.

Palavras-chaves: Pequenos animais, clínica, cirurgia, patologia.

ABSTRACT

The Mandatory Supervised Internship (MSI) is the compulsory subject of the eleventh period of the Bachelor's Degree in Veterinary Medicine at the Federal Rural University of Pernambuco (UFRPE) which is based on a practical duration of 420 hours, whose focus is to make the student able to exercise their function by acquiring the title of Veterinary Doctor. This report aims to demonstrate the practical activities developed by the student Roseane da Silva Araújo in the area of Small Animal Medical Clinic, from February 14, 2022 to May 3, 2022 at Cardeal Pet Veterinary Clinic, located in the city of Recife. The MSI had the supervision of veterinary Patrícia Delgado Falcão and guidance of Doctor Teacher Maria Betânia de Queiroz Rolim. As specific objectives are the description of the structure and functioning of the clinic and the clinical pathology laboratory, as well as the accompanied casuistry, starting with the monitoring of the medical and surgical routine of small animals and the routine of the laboratory attached to the company. A clinical case of dermatophytosis by *Microsporum canis* in a feline was also reported, on which a discussion was held about the findings, treatment and final considerations.

Keywords: Small animals, clinic, surgery, pathology.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
2. DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO.....	13
2.1 Rotina da Clínica Veterinária Cardeal Pet.....	14
2.2 Instalações.....	15
3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	15
3.1 Clínica Médica de Pequenos Animais.....	15
3.2 Clínica Cirúrgica de Pequenos Animais.....	23
3.3 Laboratório de Patologia Clínica Veterinária	26
II. CAPÍTULO 2 - DERMATOFITOSE POR MICROSPORUM CANIS EM UM FELINO: RELATO DE CASO.....	28
1. Resumo	28
2. Introdução	29
3. Metodologia	29
4. Resultados e discussão	30
5. Conclusão	32
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	32
7. REFERÊNCIAS.....	33

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

A663vr

Araújo, Roseane da Silva

RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO), REALIZADO NA CLÍNICA VETERINÁRIA CARDEAL PET, MUNICÍPIO DE RECIFE – PE, BRASIL .: DERMATOFITOSE POR MICROSPORUM CANIS EM UM FELINO - RELATO DE CASO. / Roseane da Silva Araújo. - 2022.

40 f. : il.

Orientadora: Maria Betania de Queiroz Rolim.

Coorientadora: Patrícia Delgado Falcao.

Inclui referências.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Bacharelado em Medicina Veterinária, Recife, 2020.

1. Pequenos animais. 2. Clínica. 3. Cirurgia. 4. Patologia. 5. Microsporum canis. I. Rolim, Maria Betania de Queiroz, orient. II. Falcao, Patrícia Delgado, coorient. III. Título

CDD 636.089

I. CAPÍTULO 1 – RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO)

1. INTRODUÇÃO

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) é realizado no último semestre do curso de Medicina Veterinária na Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) e tem como objetivo proporcionar ao estudante a prática de conhecimentos adquiridos durante a graduação, bem como apresentar uma visão real da atuação do médico veterinário no mercado de trabalho, sob orientação e supervisão de profissionais experientes da área.

As atividades realizadas na área de clínica médica de pequenos animais englobam a realização de consultas, exames físicos e complementares, coletas de materiais para análise laboratorial, curativos, emergências e discussões de casos e tratamentos instituídos; preparação do animal para cirurgia, auxílio no decorrer dos procedimentos cirúrgicos, medicação e cuidados pós-cirúrgicos e alta do paciente; recebimento de amostras para hematologia, bioquímica, citologia, urinálise, exames parasitológicos de pele e fezes, processamento das amostras, elaboração e envio de laudos para os tutores.

Este relatório de ESO tem como objetivo descrever a estrutura e funcionamento da Clínica Veterinária Cardeal Pet e laboratório de análises Analisapet, bem como a casuística acompanhada, por meio do acompanhamento da clínica médica de pequenos animais.

O período do estágio foi entre 14 de fevereiro de 2022 e 03 de maio de 2022, sob supervisão da Médica Veterinária Patrícia Delgado Falcão e orientação da Professora Dra. Maria Betânia de Queiroz Rolim.

2. DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO

A Clínica Veterinária Cardeal Pet (Figura 1) localiza-se em Recife-PE, na Rua Aurora Caçote, 632, Bairro de Areias. As consultas veterinárias ocorrem por ordem de chegada e as cirurgias eletivas e exames como ultrassom e raio-x necessitam de agendamento prévio.

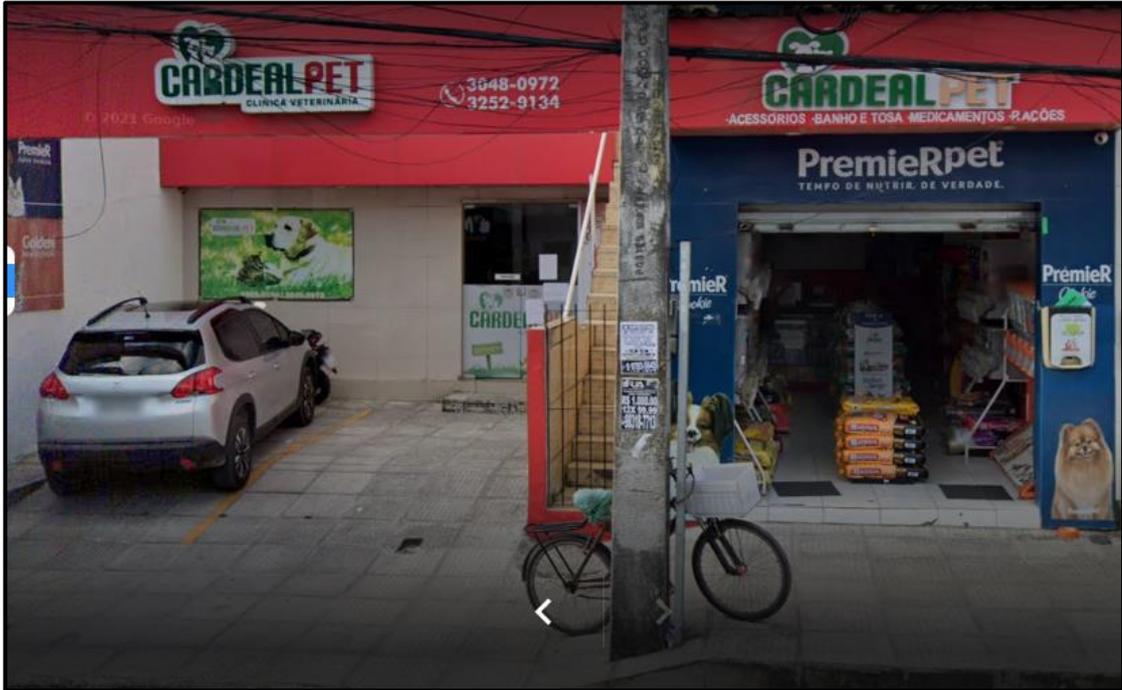


FIGURA 1 - Fachada da Clínica Veterinária Cardeal Pet - Areias (2022). Fonte: <https://www.google.com.br/maps>

2.1. Rotina da Clínica Veterinária Cardeal Pet

A Clínica Veterinária Cardeal Pet e o laboratório Analisapet permanecem abertos de segunda a sábado das 08:00h às 17:00h. Durante o período de estágio foi possível acompanhar a rotina da clínica e laboratório das 08:00h às 17:00h, de segunda a sexta-feira, totalizando 40 horas semanais.

Ao chegarem à Clínica os tutores aguardam atendimento na recepção e informam seus dados e os dados do animal para preencherem uma ficha no sistema *SimpleVet*[®]. As emergências possuem prioridade no atendimento.

Durante a consulta, a médica veterinária responsável realiza a anamnese dos animais, exame físico e solicita exames complementares, caso sejam necessários. Também são realizados pequenos procedimentos cirúrgicos com anestesia local, como drenagem de otohematoma.

Em casos de intervenção cirúrgica de grande porte, após agendamento prévio, o animal é levado para a sala de cirurgia onde se realizam os preparos necessários para anestesiá-lo com aplicação da MPA. Os procedimentos cirúrgicos são realizados pela veterinária e um auxiliar. Quando há cirurgias de maior porte, um cirurgião especialista é contratado para realizá-las. A clínica não possui serviço de internamento e os animais que necessitam de monitoramento são acompanhados pelo tutor até o final do expediente, quando são liberados

com encaminhamento para internamento em clínica veterinária 24 horas ou orientados para retornarem no dia seguinte, caso necessário.

2.2. Instalações

As instalações da clínica são compostas por uma sala de recepção, dois consultórios para atendimento, dos quais um possui uma sala anexa para realização de cirurgias. Há uma área específica para venda de ração e medicamentos (petshop), para banho e tosa e para o Laboratório Analisapet.

Os consultórios dispõem de mesas para atendimento, armários para armazenamento de medicamentos e materiais de uso na rotina, como gaze, algodão, agulhas; dispõem de bancada e cadeiras para espera.

O ambulatório cirúrgico possui um armário para guardar materiais como solução fisiológica, álcool, iodopolvidona, clorexidina, gaze estéril, fios de sutura, lâminas de bisturi, luvas estéreis e sondas uretrais; possui aparelho de anestesia inalatória, de eletrocardiograma e de ultrassom; bisturi elétrico, refletor, mesa e calhas para cirurgias.

3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

As atividades realizadas durante o estágio incluíram o acompanhamento de: consultas médicas, aplicação de vacinas, coleta de sangue, exames de ultrassonografia e eletrocardiografia, monitoramento de pacientes críticos estabilizados, exames no laboratório e auxílio a procedimentos cirúrgicos.

As atividades desenvolvidas ocorriam de acordo com a demanda dos setores. Porém, pela manhã, na maioria dos casos, era acompanhada a rotina de Clínica Médica de Pequenos Animais (CMPA) e havia aplicação de vacinas. Pela tarde, acompanhavam-se as análises no laboratório e cirurgias. Quando chegavam casos clínicos urgentes ou raros, em qualquer período do dia, as intervenções eram acompanhadas.

3.1. Clínica Médica de Pequenos Animais

No setor de CMPA, foi possível acompanhar a rotina da médica veterinária em seus atendimentos e levantar questões sobre os casos clínicos. O estagiário era responsável pela contenção do paciente, pelo auxílio nos procedimentos de coleta de materiais para exames ou

outras amostras, encaminhamento destas ao laboratório clínico, preparo do paciente para realizar exames de imagem, auxílio em procedimentos clínicos gerais e em manobras emergenciais quando solicitado. Poderia também acompanhar anamnese, exame físico, aplicação de medicamentos e vacinas, monitorar pacientes críticos e participar de discussões de casos clínicos. Todas estas atividades eram supervisionadas pela médica veterinária responsável.

Também foi possível auxiliar pequenos procedimentos cirúrgicos com anestesia local, como drenagem de otohematoma.

No momento da consulta a veterinária preenche o histórico do paciente no sistema *SimplesVet*[®], e adiciona a queixa clínica, exame físico, suspeita clínica, diagnóstico atual, tratamento e data prevista para retorno. Também é possível ter acesso ao histórico dos pacientes e receitas prescritas anteriormente, utilizando nome do animal ou do proprietário, a fim de efetuar a busca.

Neste período foram acompanhados diversos casos clínicos e dentre eles foi possível listar alguns casos mais importantes que foram de grande valia para o aprendizado. Abaixo estão listados alguns casos mais interessantes vivenciados na CMPA.

Foi atendido na clínica um canino, macho, 5 anos, SRD com inchaço na orelha direita e foi verificado que se tratava de um otohematoma (Figura 2), afecção muito comum em cães, na qual se faz necessária a drenagem do sangue acumulado e envolvimento do local com atadura para evitar recidivas. Foi realizada a drenagem do sangue com uma seringa e em seguida foi feita a atadura do local e foram prescritas algumas medicações como enrofloxacina VO (5mg/kg SID) durante 7 dias e prednisolona VO (1mg/kg BID) durante 7 dias (Romatowski, 1994). A tutora foi orientada a deixar o animal com colar elizabetano por alguns dias. Porém, após alguns dias a tutora voltou à clínica com o animal informando que não conseguiu colocar o colar elizabetano e que o animal havia retirado a atadura, o que acarretou novo acúmulo de sangue. Neste caso optou-se por realizar uma pequena cirurgia com aplicação de anestésico local, na qual foram realizados alguns cortes com bisturi e foi deixado um dreno para que o sangue não acumulasse novamente. Também foram receitadas algumas medicações tópicas para limpeza e aplicação na orelha do animal após a retirada da atadura, como solução salina e Aurigen[®] pomada (Ribeiro, 2011).

O otohematoma canino é uma entidade clínica comum, sendo a lesão que mais afeta o pavilhão auricular dos canídeos (Lanz e Wood, 2004). O mesmo consiste na formação de uma coleção de sangue entre a cartilagem auricular e a pele, decorrente de contusão de segundo grau, principalmente na face interna do pavilhão auricular. O aparecimento do otohematoma, na

maioria das vezes, está relacionado a traumas decorrentes de prurido e agitação da cabeça em cães acometidos por otite externa ou algumas síndromes sistêmicas, sarnas auriculares e traumas provenientes de brigas entre cães (Harvey et al., 2004).



FIGURA 2 - Animal com atadura após procedimento de drenagem de otohematoma. Fonte: Arquivo pessoal (2022).

Durante todo o período de estágio foram atendidos diversos casos de otite e a queixa dos tutores, na maioria dos relatos, era de que o animal apresentava mau cheiro na região auricular e constante balançar da cabeça. No exame clínico era possível observar, rubor e exsudato na orelha externa, inclinação da cabeça nos casos mais graves e aumento de linfonodos submandibulares. Diante dessas observações, o diagnóstico sugestivo era de otite, e quando autorizado pelo cliente era realizada uma citologia otológica, na qual era coletado material do ouvido do animal com um *swab* e realizado um esfregaço em lâmina de vidro, que era identificada e levada ao laboratório para posterior coloração e análise microscópica, permitindo assim a verificação da presença de bactérias, fungos e ácaros. A maioria das otites acompanhadas no estágio era de origem fúngica, tendo como principal agente leveduras de *Malassezia spp.*

A microbiota do canal auditivo externo normal é constituída em sua maior parte por bactérias e leveduras como *Staphylococcus spp.* e *Malassezia pachydermatis*, sendo esta pouco variável e estável. Quando a microbiota natural sofre alterações por conta do microclima auricular, como variações de temperatura, umidade e potencial hidrogeniônico (pH), prolifera-se de forma intensa, resultando em patógenos oportunistas (Carvalho, 2017).

Independente da etiologia, o tratamento da otite incluía limpeza prévia do conduto auditivo com soluções de limpeza (Bessoli, 2008). Em casos complicados era necessária uma lavagem otológica com o animal sedado, tendo o cuidado com a integridade da membrana timpânica, pois se a mesma não estiver intacta alguns medicamentos com corticoides não

podem ser utilizados (Bessoli, 2008). Depois de retirado o excesso de cerúmen aplica-se o produto terapêutico de acordo com a suspeita etiológica, sendo a via tópica a mais utilizada; porém, quando há o rompimento do tímpano, opta-se pela terapia sistêmica à base de sulfonamidas que são potencializadas com trimetopim, ou antifúngica como o cetoconazol. Corticóides são utilizados para reduzir o edema e a dor que a otite causa nos pacientes, porém, deve-se ter cuidado com imunossupressão (Rhodes, 2002). O prognóstico varia de favorável a reservado, de acordo com o grau de inflamação e infecção do conduto auditivo e da integridade da membrana timpânica.

A erliquiose e a anaplasmose são doenças transmitidas pelo carrapato e foram diagnosticadas em vários animais durante o período de estágio. Estes pacientes apresentavam apatia, hiporexia, fezes pastosas a líquidas e com sangue e alguns apresentavam petéquias na pele, sendo estas visualizadas principalmente no ventre e na região medial dos membros. No hemograma era observado trombocitopenia e leucopenia. Os caninos foram tratados com doxiciclina na dose de 10 mg/kg VO BIB, durante 28 a 30 dias (Sherding, 2008). Com o esfregaço sanguíneo também era possível avaliar a presença de *Babesia sp.*

Também foi possível acompanhar um caso de leishmaniose comprovada através de teste rápido ELISA. O canino, macho, 7 anos, da raça labrador apresentava quadro de emagrecimento, hiperqueratose nasal, lesões dermatológicas, problemas de locomoção, caquexia, sarcopenia aparente na região frontal da cabeça, perda de peso, lesões oculares (Figura 3) e onicogribose (Figura 4), porém seu apetite permanecia normal. A tutora informou que morou um tempo na Zona Norte da Região Metropolitana de Recife, em Paulista, uma área endêmica da doença (Dantas-Torres et al, 2006). Portanto foi levantada a suspeita clínica, a qual foi confirmada através do teste rápido de leishmaniose (Who, 2002).



FIGURA 3 – Sarcopenia aparente na região frontal da cabeça de paciente canino com leishmaniose, lesão ocular e nasal. Fonte: arquivo pessoal (2022)

O animal foi tratado anteriormente por outro médico veterinário para doença do carrapato e dermatite, porém sem êxito, pois segundo a tutora não foram realizados exames mais específicos no mesmo. Na Cardeal Pet foi realizada anamnese do animal e foi levantada a suspeita de leishmaniose, realizando-se o teste rápido que resultou positivo (Figura 5).



FIGURA 4 - Onicogribose em paciente canino com leishmaniose. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 5 - Paciente canino com leishmaniose ao lado de teste rápido que resultou positivo. Fonte: arquivo pessoal (2022).

Também foi coletado material do linfonodo poplíteo superficial através de punção por capilaridade com agulha fina, punção aspirativa por agulha fina (PAAF), na qual o material foi colocado em lâmina e foi realizado o *squash* para coloração posterior. Também foi realizado um *imprint* de pele em lâmina das lesões com descamação para realização do exame citológico de pele. No exame parasitológico foram encontradas formas amastigotas em todos os tecidos coletados (linfonodos, granulomas e pápulas). No exame microscópico foi observada presença de formas amastigotas de *Leishmania* sp fagocitadas por macrófagos (Figura 6) e também foi observada presença de leveduras sugestivas de *Malassesia* sp. (Dubugras et al, 1992).

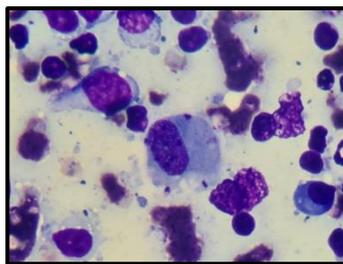


FIGURA 6 – Citologia de pele – Presença de formas amastigotas de *Leishmania* sp fagocitadas por macrófagos. Fonte: arquivo pessoal (2022).

Foi passado o protocolo para tratamento do animal que consiste na administração de alopurinol (10mg/kg) VO, BID e domperidona (1 mg/kg) VO, BID e a tutora decidiria se iria ou não realiza-lo devido aos altos custos do mesmo. Após alguns dias a tutora retornou à clinica com o animal e optou pela eutanásia, visto que não possuía condições de realizar o tratamento

do mesmo. Por se tratar de uma zoonose (COSTA, 2011), o procedimento foi realizado conforme a lei 14.228/2021 que autoriza a eutanásia em cães com doenças graves ou enfermidades infectocontagiosas incuráveis que coloquem em risco a saúde humana e a de outros animais.

A Leishmaniose Visceral Canina (LVC), também conhecida como Calazar, é uma zoonose causada por um protozoário do gênero *Leishmania*. Acomete os cães, os quais são considerados, no ciclo urbano de transmissão, os principais reservatórios, através dos quais o homem pode se infectar. É transmitida através da picada de mosquitos flebotomídeos, principalmente do gênero *Lutzomyia*, onde se destaca a espécie *Lutzomyia longipalpis*. Este é conhecido popularmente como mosquito-palha, birigui ou tatuquiras. O espectro clínico da LVC progressiva inclui linfadenopatia (que é um sinal muito importante), epistaxe, anemia não regenerativa, diarreia, hepatoesplenomegalia, problemas de locomoção, conjuntivite, lesões oculares e lesões dermatológicas. Os sintomas como a caquexia, a atrofia muscular (mais notória na cabeça) e a perda de peso são devidos, em grande parte, à proteinúria decorrente da disfunção glomerular, como na glomerulonefrite membranoproliferativa, por deposição de imunocomplexos ao nível da membrana basal do endotélio glomerular, que perde assim a capacidade de filtração. A doença evolui gerando síndrome nefrótica ou insuficiência renal crônica (N.S.D. Silveira et al. 2021).

Houve um caso de um canino da raça Cocker Spaniel que foi picado no membro anterior por um escorpião (Figura 7) e chegou à clínica imediatamente após a picada sem conseguir apoiar o membro no chão e com muita dor. Foi realizado acesso endovenoso para administração de solução fisiológica ringer com lactato e foram administradas algumas medicações por via endovenosa, dentre elas: dexametasona (0,5mg/kg), dipirona (25mg/kg), cloridrato de tramadol (2mg/kg) para alívio imediato da dor e da inflamação, e também foram aplicadas outras medicações como cloridrato de prometazina (0,2mg/kg) IM, Ornil® (1mL/kg) IV e também foi colocado gelo no local da picada, reforçando o que Palozzi et al., 2011 e Fantoni, 2016 recomendam em casos de picada de escorpião. Foi aplicada pomada Vetaglós® na lesão, visto que a mesma possui o antibiótico sulfato de gentamicina e foi colocada uma atadura a fim de evitar lambeduras. Após o procedimento o animal permaneceu na clínica por algum tempo em observação. Após estabilização do quadro, foi dada alta ao mesmo. Foram prescritos alguns medicamentos para uso em casa como prednisolona (1mg/kg) VO, BID, durante 7 dias, antitóxico (2,5ml/animal) VO, BID, cloridrato de tramadol (2mg/kg) VO, BID, durante 5 dias e também foi recomendada aplicação de gelo no local da picada e curativos diários.



FIGURA 7 – Canino da raça Cocker Spaniel picado por escorpião no membro anterior direito. Fonte: arquivo pessoal (2022).

Foi atendido na clínica médica um cão da raça pastor alemão com suspeita de envenenamento. O animal apresentava sialorreia, incoordenação, dificuldade respiratória e fasciculações. Para estabilizar o animal e reverter a sintomatologia da intoxicação o mesmo recebeu fluidoterapia com Ringer + Lactato e algumas medicações injetáveis, como ondansetrona (0,5mg/kg), citrato de maropitant (1mg/kg), furosemida para ação diurética (2 mg/kg) IV, sulfato de atropina (0,2mg/kg), parte SC e parte IV para bloquear os efeitos muscarínicos centrais e periféricos, Ornitol[®] (1mL/kg) SC, para auxiliar no metabolismo hepático, Bionew[®](0,2mL/kg) IV lenta diluído na solução fisiológica, vitamina k (2,5mg/kg) SC, dexametasona (0,5mg/kg) SC, e carvão ativado via oral. Também foi administrado oxigênio, visto que o animal estava muito ofegante. Após restabelecimento do animal, foi recomendado que o tutor procurasse um internamento, visto que a clínica não dispõe desse atendimento, porém o mesmo informou que não tinha condições de levar o animal para ser internado, então foi dada alta ao mesmo e foi prescrita uma receita com algumas medicações para uso em casa, tais como carvão ativado e antitóxico, prednisolona (1mg/kg) VO, silimarina (5mg/kg) VO, SID, para auxiliar no metabolismo do agente tóxico, e alimentação com Recovery[®] para facilitar a digestão.

Segundo Osweiler (1998), a taxa de mortalidade nesses casos é elevada, porém o prognóstico melhora com um bom tratamento de apoio e de desintoxicação precocemente. O sucesso no tratamento ocorreu devido ao rápido atendimento prestado, tanto pelo tutor quanto pela veterinária. O antídoto de escolha para as intoxicações por inibidores da colinesterase é a atropina. O sulfato de atropina atua nos receptores muscarínicos e sistema nervoso central, como antídoto farmacológico, contrabalanceando os efeitos de excesso de acetilcolina no organismo não tendo efeito nos receptores nicotínicos (Moraes, 1999).

Foi atendida na clínica uma canina da raça Pinscher, pesando 3,15 kg, com queixa de apatia, mucosas hipocoradas, vulva edemaciada e sangramento. Foi realizado um hemograma e verificado que o animal apresentava anemia, com 10% de hematócrito, leucocitose intensa de 53 mil cél/ μ l, com desvio à esquerda degenerativo, e verificado que a mesma estava com uma descarga vaginal sanguinolenta intensa indicando possível hemometra/piometra. Foi realizada oxigenioterapia para estabilização do animal e o mesmo foi encaminhado para realizar transfusão sanguínea para posterior procedimento cirúrgico de OSH patológica que foi realizado no dia seguinte e será relatado adiante, sendo a cirurgia o tratamento de eleição nesses casos (Fransson e Ragle, 2003).

Também houve um caso de uma cadela da raça Pitbul com diminuição do apetite e lesão no focinho. Foi verificado que as mamas estavam edemaciadas e que as mesmas continham uma secreção esbranquiçada. Na anamnese foi visto que o animal apresentava comportamento característico de pseudociese, como procurar locais para se esconder. Foi coletado material para exame de pele e foi realizada prescrição de alguns medicamentos como metergolina (0,1mg/kg) e a tutora foi orientada a colocar iodo nas mamas do animal uma vez ao dia. Os sintomas encontrados na cadela relatada também são descritos na literatura consultada (Hafez, 1995; Cunningham, 2004; Silva et al., 2019). Para a lesão na pele foi prescrito shampoo Micodine[®] para aplicar no local das lesões duas vezes na semana (Bond et al., 1995).

Foi atendido um canino da raça Dachshund pesando 16 kg apresentando sobrepeso, sem movimentos dos membros posteriores e com histórico de dano das articulações traseiras. Foi verificado que o animal estava sem reflexo de propriocepção dos membros posteriores, porém o mesmo sentia os membros e estava com dor nos mesmos. Também apresentava um nódulo no pescoço e foi coletado material para citologia, cujo resultado posterior foi lipoma, e foi coletado sangue para hemograma e testes bioquímicos. Foi administrado Firocoxib (2,5mg/kg) SC, cloridrato de tramadol (2mg/kg) SC e acetato de metilprednisolona (2mg/kg) IM. Para uso em casa foi prescrito prednisolona (1mg/kg) VO, SID, e cloridrato de tramadol (2mg/kg) VO, TID.

Também foi atendido um felino com queixa de prurido intenso na região dorsal entre as escápulas, alopecia e hiperemia na região. Foi administrado acetato de metilprednisolona (1mg/kg) IM, dose imunossupressora, para minimizar o processo alérgico, devido à suspeita de granuloma eosinofílico desencadeado por picada de inseto. O tutor foi orientado a retornar com o animal posteriormente para que o mesmo pudesse permitir a coleta de material para exame, visto que ele estava com muita dor e não permitia a manipulação (Foster, 2004). Posteriormente, com menos dor, o animal retornou à clínica e foi coletado material para exame

parasitológico de pele e micológico, que resultou negativo. Foi prescrito enrofloxacina (5mg/kg) VO, BID, a fim de evitar infecção secundária e prednisolona (1mg/kg) VO, SID.

Foi atendida uma cadela mestiça da raça labrador, com 4 anos de idade e queixa de urina com coágulos de sangue. Foi realizada uma USG de rotina e verificou-se a presença de cristais e coágulos na bexiga do animal. A mesma apresentava temperatura elevada. Foram administrados enrofloxacina (5mg/kg) SC e meloxicam (0,2mg/kg) SC e foi prescrito tratamento com as mesmas medicações para uso em casa (Souza GP, 2019).

3.2. Clínica Cirúrgica de Pequenos Animais

Na Cardeal Pet também foi possível acompanhar alguns procedimentos cirúrgicos realizados. O estagiário era responsável pela contenção do paciente para realização do acesso venoso, tricotomia, organização dos materiais e equipamentos, antissepsia prévia e auxílio ao veterinário para antissepsia pré-cirúrgica. O paciente era encaminhado ao ambulatório cirúrgico mediante autorização para procedimento assinado pelo tutor e hemograma completo. Em casos de pacientes com mais de 8 anos era solicitado ecocardiograma ou eletrocardiograma.

Na sala de preparo, o paciente recebia a medicação pré-anestésica (MPA) e logo após realizava-se a tricotomia do local cirúrgico, cateterização intravenosa e indução anestésica pelo anestesista. Posteriormente o animal era levado à sala de cirurgia, onde era entubado, quando necessário, e realizada a anestesia inalatória com isoflurano. Realizava-se a antissepsia e paramentação cirúrgica. Após o procedimento cirúrgico e depois da completa recuperação anestésica, os pacientes submetidos a cirurgias simples e eletivas eram liberados, e recebiam receitas prescritas pelo cirurgião responsável. Pacientes de cirurgias mais complexas ou que apresentavam alterações significativas durante o procedimento cirúrgico permaneciam em observação até o final do expediente e/ou era solicitado encaminhamento para internamento em clínicas veterinárias particulares 24 horas.

No setor foi possível acompanhar vários casos de cirurgias de OSH, dentre eles o da canina com piometra, caso citado anteriormente, a qual recebeu transfusão sanguínea e foi submetida à cirurgia de emergência no dia seguinte (Figuras 8 e 9). Na MPA foi administrado Acepram[®] (0,02mg/kg) e cloridrato de tramadol (2mg/kg) para o animal. Para indução foi administrado diazepam (0,3ml) e cetamina (0,3ml). Foram administrados alguns medicamentos após a cirurgia como Amoxicilina + Clavulanato de Potássio (20mg/kg) SC e meloxicam (0,2mg/kg), SC e para para uso após a cirurgia foram prescritas as mesmas medicações por via

oral. Após 15 dias o animal voltou à clínica para retirada de pontos e foi verificado que ela apresentou melhora significativa do quadro de apatia.



FIGURA 8 – Canina da raça Pinscher após cirurgia de OSH e piometra. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 9 - Exposição do útero de uma canina fêmea com piometra, durante o procedimento de OSH patológica. Fonte: arquivo pessoal (2022).

A piometra é um processo inflamatório associado com infecção bacteriana que ocorre no útero de cadelas e gatas, causado pelo acúmulo de secreções purulentas no lumén do órgão, estando seu aparecimento relacionado com desordens hormonais (Ettinger; Feldman, 2004); havendo risco de septicemia com choque, hipotermia e colapso. O tratamento instituído nesses casos deve ser a ovário-salpingo-histerectomia (OSH) de urgência, sabendo que esta afecção, se não tratada com urgência, tem alto índice de mortalidade, principalmente quando na piometra fechada (Nelson; Couto, 2006).

As OSH's acompanhadas, eletivas ou por motivo de piometra, eram realizadas através de celiotomia retro-umbilical por meio da linha média ventral, sendo esta abordagem a mais utilizada, segundo Howe (2006). Os órgãos reprodutivos eram retirados e a cavidade era fechada em dois planos de sutura. Cirurgias de OSH realizadas por motivo de piometra eram manipuladas de modo bem mais cauteloso devido ao risco de ocorrer vazamento do conteúdo luminal do útero para cavidade abdominal.

Também foi possível acompanhar uma OSH (Figuras 10, 11 e 12) junto com uma mastectomia, na qual foi realizada a exérese da mama superior esquerda do animal a qual continha um nódulo (Figura 13). Para a exérese mamária foi utilizado bisturi elétrico (Figura 14). A casuística encontrada durante o estágio no setor de CCPA condiz com a literatura, que afirma que a OSH é o procedimento mais realizado no setor (Goethem et al., 2006).

Foi realizada uma cirurgia de um felino, macho, SRD, com histórico de atropelamento. O raio x foi utilizado para verificar os locais da fratura (Figuras 15 A, B, C). Como MPA foi utilizado acepromazina (0,02mg/kg) e tramadol (2mg/kg) e para indução foi administrado diazepam (0,5mg/kg) e cetamina (5mg/kg). Com o auxílio de uma furadeira de baixa rotação foram introduzidos pinos nos ossos fraturados para estabilizar os mesmos e promover a

cicatrização óssea (Figuras 16 A, B, C D). Foi utilizado acrílico para estabilizar os pinos (Severo et al, 2010). Após o procedimento a tutora foi orientada a realizar o curativo com a troca das gazes e iodo diariamente para evitar infecção (Fossum, 2001). Após 45 dias da cirurgia o animal retornou à clínica para avaliação e foi verificado que o mesmo vem se recuperando bem do procedimento cirúrgico e já voltou a caminhar (Figura 17).



FIGURA 10 – Ovariosalpingohisterectomia. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 11 – Incisão da mama com bisturi elétrico. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 12 – Ferida cirúrgica após incisão com bisturi elétrico. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 13 – Exérese mamária. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 14 – Bisturi Elétrico. Fonte: arquivo pessoal (2022).



Figuras 15 A, B e C – Raios x de uma gata com relato de atropelamento. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURAS 16 A, B, C, D – Cirurgia de estabilização óssea em felino. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 17 – Felino caminhando 45 dias após procedimento cirúrgico. Fonte: arquivo pessoal (2022).

3.3. Laboratório de Patologia Clínica Veterinária



FIGURA 18 – Laboratório de Patologia Clínica Veterinária Analisapet. Fonte: arquivo pessoal (2022).

No laboratório Analisapet (Figura 18) foi possível acompanhar a rotina de patologia clínica veterinária. No setor, o estagiário acompanhou exames laboratoriais como hemograma,

bioquímica sérica, urinálise, fezes, análise de derrames cavitários, exame parasitológico de tegumento cutâneo, além de exames citológicos de amostras colhidas por aspiração ou biópsia, bem como testes rápidos Idex[®] e Alere[®] para detecção de doenças como Leishmaniose, Anaplasmose, Dirofilariose, Borreliose, Ehrlichiose, Giardíase, FIV/FELV e Cinomose.

Para realizar o diferencial leucocitário no hemograma é realizado o esfregaço sanguíneo com extensão de uma gota de sangue em lâmina, posteriormente corado com panótico rápido (*Newprov*[®]). É realizada a análise microscópica com contagem de 100 células. No mesmo esfregaço é avaliada a morfologia das hemácias e dos leucócitos, a pesquisa de hemoparasitas e inclusões virais, presença de inclusões como corpúsculos de Lentz. A dosagem de proteínas plasmáticas totais é realizada através da refratometria, após centrifugação (a 10.000 RPM por 5 minutos) dos tubos capilares para micro-hematócrito contendo o sangue do animal e vedados com a queima de uma das extremidades utilizando um maçarico a gás. Para centrifugação dos mesmos são utilizadas as máquinas centrífugas de micro-hematócrito da Centribio (Figura 19). O percentual do hematócrito é contabilizado através de uma régua de leitura para micro-hematócrito.

O Laboratório Analisapet presta serviços internos e para clínicas veterinárias particulares da região. O laboratório é composto por duas salas, uma contendo equipamentos de hematologia, bioquímica e microscopia, e outra sala destinada à centrifugação e digitação dos laudos. O equipamento de hematologia é um analisador hematológico, da marca Labtest modelo SDH-3 VET[®] (Figura 20). O equipamento realiza hemograma (eritrograma completo e leucograma) de no mínimo 13 espécies (Cão, Gato, Cavalo, Boi, Porco, Rato, Camundongo, Coelho, Ferret, Chimpanzé, Cabra, Ovelha, Cobaia), sendo que outros perfis também podem ser definidos pelo operador. Um dos aparelhos de bioquímica é um semi-automático da marca GTgroup[®], modelo SX 3000M (Figura 21), que contém uma incubadora e atualmente é utilizado para as dosagens de alanina aminotransferase (ALT), aspartato aminotransferase (AST), ureia e glicose, mas também pode ser configurado para outras funções. Antes de realizar os exames bioquímicos é necessário realizar a centrifugação do sangue nos tubos tampados por 10 minutos a 3000rpm e os tubos utilizados são os de tampa vermelha, amarela ou cinza para que seja separado o soro das hemácias. A centrífuga utilizada no laboratório era da marca Centrilab 80-2b-15ml (Figura 23).



FIGURA 19 – Centrífuga para micro-hematócrito da marca Centribio®. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 20 – Analisador hematológico, modelo SDH-3 VET Labtest®. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 21 – Analisador Bioquímico semiautomático da marca GTgroup®, modelo SX 3000M. Fonte: arquivo pessoal (2022).

O outro aparelho é um Analisador Bioquímico Semi-automático TermoPlate® Tp-analyzer Basic (Figura 22) e é utilizado para dosagens de alanina aminotransferase (ALT), aspartato aminotransferase (AST), ureia, creatinina, albumina, fosfatase alcalina (FA), gama glutamil transferase (GGT), fósforo, cálcio, glicose, triglicérides, colesterol total, proteína total ou fração e proteína urinária e também pode ser configurado para outras funções.

O laboratório também realiza análise de TSH e T4 canino, cortisol basal, lipase pancreática específica canina e felina, SDMA e progesterona; para isso utiliza-se a máquina da marca Vcheck Analyser v200 (Figura 24).

/



FIGURA 22 – Analisador Bioquímico Semi-automático TermoPlate® Tp-analyzer Basic®. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 23 – Centrífuga semiautomática, da marca Centrilab® 80-2b-15mL. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 24 – Analisador bioquímico da marca Vcheck® Analyser v200. Fonte: arquivo pessoal (2022).

II. CAPÍTULO 2 - DERMATOFITOSE POR MICROSPORUM CANIS EM UM FELINO: RELATO DE CASO

1. RESUMO

A dermatofitose é uma doença zoonótica causada por infecção fúngica das camadas mais queratinizadas da pele, além de pelos e unhas. Em condições favoráveis ao desenvolvimento, os fungos são capazes de invadir o tecido cutâneo e degradar a queratina, causando alopecia, eritema, crostas e prurido de intensidade variável. Podem ser transmitidos pelo contato direto com as lesões, por fômites contaminados ou por animais assintomáticos, dentro dos quais destaca-se o gato como o principal carreador passivo do *Microsporum canis*. A associação dos fatores individuais como pelagem longa, comportamento selvagem e falha na defesa imunológica com os fatores socioeconômicos e climáticos, contribuem para o aumento da sua casuística em cães e gatos. Os animais com esta suspeita clínica são submetidos a exames parasitológicos e micológicos diretos com solução de KOH a 10%, nos quais são observados pelos com ausência de definição e com organismos em forma de conta e do tipo endotrix em seu interior, sugerindo infecção por dermatófitos. O tratamento para esta afecção é por meio da associação tópica e sistêmica de antifúngicos, limpeza e desinfecção do ambiente onde o animal vive. O antifúngico de eleição na terapia sistêmica é o cetoconazol, porém também pode ser utilizado o itraconazol. A griseofulvina ainda é utilizada por alguns médicos veterinários. Na terapia tópica utilizam-se xampus, sprays e cremes à base de cetoconazol, miconazol e clorexidine associados à terapia sistêmica. O presente estudo tem como objetivo relatar um caso clínico de dermatofitose por *Microsporum canis* em felino, incluindo a discussão sobre os achados e tratamento. Com a suspeita clínica e posterior confirmação do exame é possível prescrever o tratamento adequado ao animal e melhora do quadro clínico.

2. INTRODUÇÃO

As dermatofitoses acometem o homem e diversas espécies domésticas, tendo como agentes etiológicos uma grande variedade de fungos denominados dermatófitos (Moraes et al., 2001). Estes fungos estão reunidos nos gêneros *Microsporum*, *Trichophyton* e *Epidermophyton*. São ceratinofílicos e assemelhados morfológicamente entre si (Lacaz et al., 1998).

Os dermatófitos são a maior e mais prevalente causa de micose em animais e no homem (Rinaldi et al., 1983). Os zoofílicos, como *M. canis*, são encontrados principalmente nos cães e nos gatos, pois estas espécies são consideradas seus hospedeiros naturais, aos quais estes microrganismos estão altamente adaptados (Dvorák e Otcenášek, 1982).

Estima-se que existam cerca de 30 a 80% de portadores assintomáticos, sendo estes considerados os principais transmissores da doença para os seres humanos, apresentando assim importante potencial zoonótico. O diagnóstico é baseado no tricograma, na cultura fúngica ou exame histopatológico. Várias drogas vêm sendo preconizadas no tratamento da dermatofitose, dentre elas o miconazol (Frymus et al., 2013; Moriello et al., 2017).

O objetivo desse trabalho é relatar um caso de dermatofitose por *Microsporum canis* em um felino, incluindo a discussão sobre os achados e tratamento.

3. METODOLOGIA

Um felino macho de nome Thomas Shelby, SRD, 4 meses de idade, foi atendido na clínica veterinária Cardeal Pet para avaliação geral. A queixa principal da tutora era a presença de lesões na pele. Ao exame clínico o animal apresentava-se com lesões circulares, alopecias, eritematosas e com descamação (Figuras 25 e 26). Devido às características das lesões, suspeitou-se de dermatofitose e foi coletado material da área afetada em lâmina de vidro, para exame parasitológico e micológico direto com solução clarificante de KOH a 10%, no qual foi verificada haste de pelo com presença de esporos de artrocoídeos (endotrix) (Figura 29), e também foi coletado material para cultura fúngica em laminocultivo da marca Dermatobac[®] (Figura 27).



FIGURA 25 – Lesão circular em membro anterior direito de um felino, causada por *Microsporium canis*. Fonte: arquivo pessoal (2022).



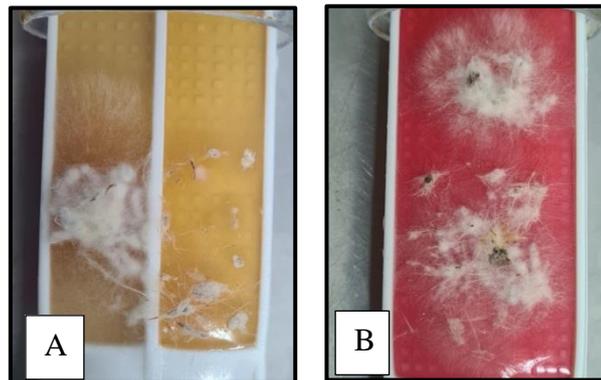
FIGURA 26 – Lesão em membro posterior direito de um felino com *Microsporium canis*. Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 27 – Laminocultivo da marca Dermatobac®. Fonte: arquivo pessoal (2022).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Ao exame microscópico da lâmina, observou-se a presença de fungos sugestivos de dermatófitos. Para uma maior precisão do diagnóstico o material coletado para cultura fúngica foi colocado em meio de cultura e, após 8 dias, foi possível observar a presença de fungos (Figuras 28 A e B). A coleta dos pelos foi realizada por fita adesiva transparente. Foram corados com corante específico Azul Algodão, e colocados em lâmina de vidro para análise microscópica, na qual foi observada a presença de *Microsporium canis* (Figura 30).



FIGURAS 28 A e B – Crescimento de cultura para fungos em meio de cultura. Fonte: arquivo pessoal (2022).

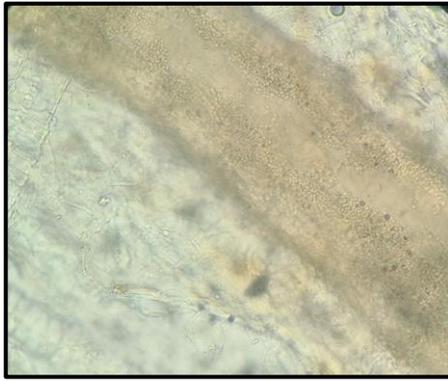


FIGURA 29 – Haste de pelo com presença de esporos de artroconídeos (endotrix) com solução de KOH a 10% em lâmina de vidro, visualizada em microscopia óptica (Objetiva 40x). Fonte: arquivo pessoal (2022).



FIGURA 30 – *Microsporium canis* em lâmina de vidro visto em microscopia óptica (Objetiva 40x). Fonte: arquivo pessoal (2022).

De acordo com Reis-Gomes et al (2012), a dermatofitose é uma enfermidade infecciosa de difícil controle e erradicação, tanto no homem quanto nos animais. Cães e gatos são conhecidos como reservatórios potenciais de diversas patologias humanas, os quais favorecem a transmissão de patógenos por dividirem o mesmo “nicho urbano” (Chinelli et al., 2003; Pinheiro et al., 1997). O felino, seguido pelos seres humanos, apresenta-se como a espécie mais frequentemente envolvida nos surtos de dermatofitose (Costa et al., 1994).

Reis-Gomes et al. (2012), reforçam a utilização do diagnóstico laboratorial nos casos suspeitos de dermatofitose, pois somente a avaliação clínica das lesões pode levar ao erro diagnóstico. Assim, exame direto dos pelos e crostas, cultura fúngica, lâmpada de Wood e biópsia cutânea são consideradas técnicas diagnósticas para dermatofitose em associação ao histórico e exame clínico (Reis-Gomes et al., 2012)

Por ser um fungo zoofílico de distribuição mundial, *M. canis* é frequentemente encontrado na pelagem de caninos, felinos e equinos assintomáticos (Sharma et al., 2007). As infecções humanas por dermatófitos zoofílicos são esporádicas e estão diretamente associadas a animais infectados, o que torna essencial a adoção de exames complementares para o diagnóstico micológico. (Pinheiro et al., 1997).

Os achados micológicos do relato revelaram a presença do *Microsporium canis* ao exame microscópico e cultura fúngica, corroborando as citações de Dvorák; Otcenásek, 1982 e Reis-Gomes et al., 2012. A presença de lesões cutâneas circulares, eritematosas, alopecicas e com descamação, condiz com os relatos de literatura (Balda et al., 2004; Neves et al., 2011; Palumbo et al., 2010). Crostas, pápulas e colarete epidérmico também podem ser observados em caninos com dermatofitose (Balda et al., 2004; Cafarchia et al., 2006; Neves et al., 2011).

Com a suspeita clínica e posterior confirmação do exame foi possível prescrever o tratamento adequado para o animal. Para uso oral foi prescrito Hepatox[®] (0,5mL uma vez ao

dia), itraconazol na dose de 10mg/kg, via oral- VO, após as refeições, pois é mais eficiente em meio ácido, SID por 30 dias para ser manipulado, Lysin Cat Emulgel[®] (1mL uma vez ao dia). Para uso auricular foi prescrito Surosolve[®] para limpeza e para uso tópico foi prescrito Revolution gatos[®] (aplicar no dorso a cada 30 dias), shampoo Micodine[®] (banhar o animal deixando agir por 5 a 10 minutos, enxaguar bem e secar com toalha) (Santurio et al., 2006; Martins, 2010).

O tratamento sistêmico tem como objetivo cessar a infecção fúngica e sua proliferação. Os antifúngicos mais utilizados na medicina veterinária são: itraconazol, cetoconazol, terbinafina e griseofulvina (Patel, 2011; Moriello et al., 2017). O itraconazol apesar de ser o medicamento mais caro é geralmente o mais seguro e mostra-se mais eficiente em relação ao cetoconazol, não se fazendo necessária a associação de outros fármacos na terapia sistêmica de dermatofitose (Patel, 2011; Moriello et al., 2017).

Após o término do tratamento o animal apresentou melhora do quadro clínico.

5. CONCLUSÃO

Diante do exposto pode-se considerar que a dermatofitose por *Microsporium canis* é mais comum em gatos na fase de crescimento ou quando há uma queda na imunidade do animal ou um desequilíbrio nos microorganismos presentes na sua pele, visto que os mesmos são considerados hospedeiros naturais e convivem bem com o fungo (Bond, 2010). O diagnóstico preciso e o tratamento específico são fundamentais ao prognóstico favorável.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A junção da vivência prática na Clínica Médica de Pequenos Animais permite a aquisição de um amplo conhecimento em diversas áreas da Medicina Veterinária, portanto é de grande importância para a formação profissional do Médico Veterinário.

Durante o estágio foi possível colocar em prática todos os conhecimentos adquiridos em sala de aula, bem como adquirir conhecimentos que a vivência prática proporciona.

O contato direto do futuro profissional com profissionais experientes e com os tutores mostra a realidade do mercado de trabalho com a qual o Médico Veterinário interage e permite que o futuro profissional participe das diversas situações diárias presentes na Clínica Médica de Pequenos Animais.

7. REFERÊNCIAS

BALDA, A.C. et al. Estudo retrospectivo de casuística das dermatofitoses em cães e gatos atendidos no Serviço de Dermatologia da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo. *Acta Scientiae Veterinariae*, v.32, n.2, p.133-140, 2004.

BESSOLI, E. D. G. Apostila de Patologia Clínica Médica e terapêutica de pequenos animais. São Paulo. 2008. 200p.

BOND, R.; ROSE, J.F.; ELLIS, J.W., et al. Comparison of two shampoos for treatment of *Malassezia pachydermatis* associated seborrhoeic dermatitis in basset hound. *J Small Anim Pract*, v.36, n.3, p.99-104, 1995.

BOND R. Superficial veterinary mycoses. *Clin Dermatol*. Mar 4;28(2):226-36. doi: 10.1016/j.clindermatol.2009.12.012. PMID: 20347667, 2010.

CAFARCHIA, C. et al. Isolation of *Microsporum canis* from the hair coat of pet dogs and cats belonging to owners diagnosed with *M. canis* tinea corporis. *Veterinary Dermatology*, v.17, n.5, p.327- 331, 2006.

CARVALHO, L. C. A. Etiologia e perfil de resistência de bactérias isoladas de otite externa em cães. 2017. 97 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Ciências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2017.

CHINELLI, P. A. V.; SOFIATTI, A. A.; NUNES, R. S.; MARTINS, J. E. C. Dermatophyte agents in the city of São Paulo, from 1992 to 2002. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, v. 45, n. 5, p. 259-263, 2003.

COSTA, C.H.N. How effective is dog culling in controlling zoonotic visceral leishmaniasis? A critical evaluation of the science, politics and ethics behind this public health policy. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v.44, n.2, p.232-242, 2011.

COSTA, E. O., DINIZ, L. S. M., BENITES, N. R., COUTINHO, S. D., CARVALHO, V. M., DUTRA, L. F., SERRA, E. G. Surto interespecífico de dermatomicoses por *Microsporum canis* e *Microsporum gypseum*. *Revista de Saúde Pública*, v.28, p.337-40, 1994.

CUNNINGHAM, J.G. Tratado de fisiologia veterinária. 3ª edição. Editora Guanabara Koogan. Rio de Janeiro. p. 397-398, 2004.

DANTAS-TORRES F, FRANCISCO D, BRANDÃO-FILHO SP. Análise situacional da leishmaniose visceral no município de Paulista, Pernambuco, nordeste do Brasil. In: Resumos do I Congresso Norte-Nordeste de Zoonoses e Bem Estar Animal, Natal, 1 CD-ROM, 2006.

DUBUGRAS, M.T.B.; LARSSON, C.E.; LEDON, ALB. P.; GAMBALE, W. Dermatofitoses e leveduras de cães e gatos. Aspectos diagnósticos. *Braz. J. vet Res», anim. Sei.*, São Paulo, v.29, n.2, p.273-87, 1992

DVORÁK, J.; OTCENÁSEK, M. Natural relationships of dermatophytes to the milieu of their existence. A review. *Mycoses*, v.25, n.4, p.197-209, 1982.

ETTINGER, S. J.; FELDMAN, E. C. Tratado de medicina interna veterinária. 5 ed, v. 1. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 2004. 424-427p.

FANTONI, D. T.; Anestesia em cardiopata. In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. (org.). *Anestesia em Cães e gatos*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2016. cap. 32, p. 464-494.

FOSSUM, T.W. et al, *Cirurgia de Pequenos Animais*. São Paulo: Roca, 2001, 1195p.

FOSTER, AP. The Skin. In: Chandler, EA, Gaskell CJ, Gaskell RM. *Feline Medicine and Therapeutics*. 3rd ed. Oxford: Blackwell; p.73-123. 2004.

FRANSSON B.A. & RAGLE C.A. Canine Pyometra: an update on pathogenesis and treatment. *Compendium*. 25, p.602-612, 2003.

FRYMUS, T.; GRUFFYDD-JONES, T.; PENNISI, M. G.; ADDIE, D.; BELÁK, S.; BOUCRAUT-BARALON, C.; EGBERINK, H., HARTMANN, K.; HOSIE, M. J.; LIORET,

A.; LUTZ, H.; MARSILIO, F.; MOSTL, K.; RADFORD, A. D.; THIRY, E.; TRUYEN, U.; HORZINEK, M. C. Dermatophytosis in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, v. 15, p. 598-604. 2013.

GOETHEM BV, SCHAEFERS-OKKENS A, KIRPENSTEIJN J. Making a rational choice between ovariectiony and ovariohysterectiony in the dog: A discussion of the benefits of either technique. *Veterinary Surgery*, (2006). 35, 136-143p.

HAFEZ, E.S.E. Reprodução animal. 6ª edição. Editora Manole. São Paulo. p.211. 1995.

HARVEY, R.G.; HARARI, J.; DELAUCHE, A.J. Doenças do ouvido de cães e gatos. 1ª ed., Rio de Janeiro: Editora Revinter, 2004. 272p.

HOWE, L.M. Surgical methods of contraception and sterilization. *Theriogenology*, v.66, p.500-509, 2006.

LACAZ, C.S. et al. Identificação dos fungos. In: Guia para identificação: fungos, actinomicetos, algas de interesse médico. São Paulo: Sarvier-FAPESP, 1998. p. 65-66.

LANZ OI, WOOD BC. Surgery of the ear and pinna. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*. 2004 Mar;34(2):567-99, viii. doi: 10.1016/j.cvsm.2003.10.011. PMID: 15062625; PMCID: PMC7118988.

MARTINS, T. B. Morfologia comparada da pitiose em cavalos, cães e bovinos. 104f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Centro de Ciências Rurais, Programa de Pós-Graduação Medicina Veterinária, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria-RS, 2010.

MORAES, A. C. L. Contribuição para o estudo das intoxicações por carbamatos: o caso do chumbinho no Rio de Janeiro. Rio de Janeiro. 1999. 111 p. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) - Escola Nacional de Saúde Pública, Fundação Oswaldo Cruz.

MORAES, M.A.P. et al. Pseudomicetoma dermatofítico: relato de um caso devido a *Trichophyton tonsurans*. *Rev Soc Bras Méd Trop*, v.34, n.3, p.291-294, 2001.

MORIELLO, K. A. et al. Diagnosis and treatment of dermatophytosis in dogs and cats.: Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology. *Veterinary Dermatology*, v. 28, n. 3, p. 266–268, 2017.

NELSON R. W.; COUTO C. G. Distúrbios da vagina e útero. In: *Fundamentos da medicina interna de pequenos animais*. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan, 2006. 486-87p.

NEVES, R.C.S.M., Cruz, F.A.C.S., Lima, S.R., Torres, M.M., Dutra, V., Sousa, V.R.F. 2011. Retrospectiva das dermatofitoses em cães e gatos atendidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Mato Grosso, nos anos de 2006 a 2008. *Ciênc. Rural.*, 41(8):1405-1410

N.S.D. SILVEIRA, E.M. MENDES, M.L. PEREIRA, ET AL. 2021. Leishmaniose visceral em cães. *Acta Scientiae Veterinariae*. 49 (Suppl 1): 610.

OSWEILER, G.D. Inseticidas e Moluscidas. In: *Toxicologia Veterinária*. 1ª ed. Porto Alegre: Artes Médicas, 1998, cap. 19, p. 259-282.

PALUMBO, M. I. P.; MACHADO, L. H. A.; PAES, A. C.; et al. Estudo epidemiológico das dermatofitoses em cães e gatos atendidos no serviço de dermatologia da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da UNESP – Botucatu. *Semina: Ciências Agrárias*, v. 31, n. 2, p. 459-468, 2010.

PALOZZI, R.J.; CASSU, R.N.; DA CRUZ, F.S.F.; PARRILHA, R.L. Diferentes doses de tramadol em cães: ações analgésicas, sedativas e sobre o sistema cardiorrespiratório. *Ciênc. Rural*, v.41, n.8, p.1417- 1423, 2011.

PATEL, A. Dermatophytosis in cats and dogs. *Companion animal*, v. 2, n. 1, p. 310–316, 2011.

PINHEIRO, A. Q.; MOREIRA, J. L. B.; SIDRIM J. J. C. Dermatofitoses no meio urbano e a coexistência do homem com cães e gatos. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v. 30, n. 4, p. 287-294, 1997.

REIS-GOMES, A.; MADRID, I. M.; MATOS, C. B.; et al. Dermatopatias fúngicas: aspectos clínicos, diagnósticos e terapêuticos. *Acta Veterinaria Brasilica*, v. 6, n. 4, p. 272-284, 2012.

RHODES, K. H. *Dermatologia De Pequenos Animais consulta em 5 minutos*. Rio de Janeiro: Editora Reinter, 2002. 215p.

RIBEIRO, Carolina Marotta. Aspectos clínicos e microbiológicos associados à otite externa em cães domésticos (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758). 2011. 58 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária, Patologia e Ciências Clínicas) - Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica - RJ, 2011.

RINALDI, M.G. et al. Mycetoma or pseudomycetoma. A distinctive mycosis caused by dermatophytes. *Mycopathol*, v.81, n.1, p.41-48, 1983.

ROMATOWSKI, J. Nonsurgical treatment of aural hematomas. *Journal of American Veterinary Medical Association*, 204, 1318, 1994.

SANTURIO, J. M., ALVES, S. H., PEREIRA, D. B., ARGENTA, J. Pitiose: uma micose emergente. *Acta Scientiae Veterinariae*, 34(1):1-14, 2006.

SEVERO, M. S.; TUDURY, E. A.; DE FIGUEIREDO, M. L.; KEMPER, B.; SALVADOR, R. da C. L.; LIMA, D. R. Estabilização de fraturas femorais e umerais de cães e gatos mediante pino intramedular e fixação paracortical com pinos e polimetilmetacrilato. *Ciência Animal Brasileira / Brazilian Animal Science*, Goiânia, v. 11, n. 3, p. 546–553, 2010. Disponível em: <https://revistas.ufg.br/vet/article/view/4894>. Acesso em: 21 abr. 2022.

SHARMA, R.; De HOOG, S.; PRESBER, W.; et al. A virulent genotype of *Microsporum canis* is responsible for the majority of human infections. *Journal of Medical Mycology*, v. 56, n. 1, p. 1377-1385, 2007.

SHERDING, R. G. Riquetsiose, erliquiose, anaplasmoses e neoriquetsiose. In: BIRCHARD, S. J.; SHERDING, R. G. (Organizadores). *Manual Sanders: Clínica de pequenos animais*. 3.ed. São Paulo: Roca, 2008. 184-189p.

SILVA, B.F.; MARQUES, A. F. S.; SOUZA, E. M. O.; DOS-SANTOS, M. C. Mastite Canina: Uma Revisão. *Scientia Amazonia*, v. 8, n.1, MV1-MV7, 2019

SOUZA GP, SUNADA NS. Reincidência de urólitos de estruvita em cão da raça Pug – Relato de Caso. Vet. e Zootec. 2019.; 26: 001-004.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO); Urbanization: an increasing risk factor for leishmaniasis. Weekly Epidemiol Record, Genève, v.77, n.44, p.364-372, Nov.2002.