

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINARIA**

Juliana Okubo Sabatin

EXAMES DERMATOLÓGICOS NA CLÍNICA DE CÃES E GATOS

UBERLÂNDIA

2021

Juliana Okubo Sabatin

**EXAMES DERMATOLÓGICOS NA CLÍNICA DE CÃES E GATOS:
REVISÃO DE LITERATURA**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado a Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia, como pré-requisito a obtenção do grau de Médica Veterinária.

Orientadora: Prof. Dra. Carolina Franchi João

UBERLÂNDIA

2021

JULIANA OKUBO SABATIN

Exames dermatológicos na clínica de cães e gatos: revisão de literatura

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia como requisito parcial para obtenção do título de bacharel em Medicina Veterinária.

Uberlândia, 17 de junho de 2021

Banca Examinadora:

Fernando Cristino Barbosa – Professor Associado (UFU)

Matheus Matioli Mantovani – Professor Adjunto (UFU)

Carolina Franchi João – Professora Associada (UFU)

RESUMO

Os casos dermatológicos são predominantes dentro das modalidades clínicas em pequenos animais, seja como queixa principal ou secundária. Fatores como maior facilidade de reconhecimento das lesões pelos tutores e exposição da pele como agente predisponente à injúrias externas estão ligados à maior procura de atendimentos. Dentre as classificações mais atendidas estão as doenças alérgicas, bacterianas, parasitárias, fúngicas e autoimunes. As dermatopatias expressam lesões que muitas vezes se assemelham e/ou apresentam mais de um padrão lesional na mesma circunstância, o que pode gerar dificuldades no raciocínio clínica para profissionais não habituados na rotina e, dessa forma, exames complementares se fazem necessários para guiar o diagnóstico, podendo auxiliar na conduta imediata enquanto exames mais sofisticados que necessitam de estrutura laboratorial complexa demoram a fornecer resultados. O objetivo desse trabalho é discorrer sobre os exames dermatológicos de fácil realização e que podem ser empregados em nível ambulatorial.

Palavras-chave: Dermatologia; Exames complementares; Pequenos animais.

ABSTRACT

Dermatological cases are prevalent within the clinical modalities in small animals, either as a primary or secondary complaint. Factors such as easier recognition of injuries by tutors and exposure of the skin as a predisposing agent to external injuries are linked to the greater demand for care. Among the most popular classifications are allergic, bacterial, parasitic, fungal and autoimmune diseases and can present lesions that often resemble and / or present more than one lesion pattern in the same circumstance, which can generate difficulties in clinical reasoning for non-professionals. accustomed to the routine and, thus, complementary exams are necessary to guide the diagnosis, being able to assist in the immediate conduct while more sophisticated exams that require complex laboratory structure take time to provide results. The objective of this work is to discuss dermatological exams that are easy to perform and inexpensive and that can be used on an outpatient basis.

Key-words: Dermatology; Complementary exams; Small animals.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	1
2 REVISÃO DE LITERATURA	2
2.1 Citologia	2
2.1.1 Coleta das amostras	2
2.1.2 Coloração	4
2.1.3 Identificação bacteriana	4
2.1.4 Identificação de Malassézias	6
2.1.5 Pênfigo foliáceo.....	8
2.1.6 Citologia do conduto auditivo	9
3.1 Diagnóstico das dermatopatias parasitárias.....	10
3.1.1 Raspado de pele.....	10
3.1.2 Fita adesiva	12
4.1 Tricograma	13
4.1.1 Avaliação geral da raiz, haste e ponta.....	14
4.1.2 Identificação de microrganismos.....	15
4.1.3 Identificação do ciclo do pelo e defluxos anagênicos e telogênicos.....	15
5.1 Lâmpada de Wood.....	16
6.1 Laminocultivo (Dermatobac®).....	16
6.1.1 Coleta de material para laminocultivo de dermatófitos	17
CONCLUSÃO	19
REFERÊNCIAS.....	20

1 INTRODUÇÃO

Dentre as especialidades veterinárias, os casos dermatológicos se sobressaem, sendo como queixa principal ou secundária. Independentemente da localização ou do desenvolvimento socioeconômico da região, os atendimentos dermatológicos são estimados entre 30-75%, sendo as piodermites bacterianas as mais frequentes (FEITOSA, 2004; LARSSON et al., 2018; WILLEMSE, 2002).

A maioria das dermatopatias possuem sinais clínicos muito semelhantes entre si, dificultando o diagnóstico e o raciocínio clínico e a solicitação de exames laboratoriais precisos (SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996). O notável número de casos dermatológicos correlaciona-se devido a comunicação da pele com outros sistemas, repercutindo externamente alterações patológicas de outros órgãos, o que facilita a visualização e reconhecimento de alterações cutâneas pelos tutores (SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996). Além disso, o prurido é um dos principais motivos dos quais tutores procuram assistência veterinária, pois acarreta grande incômodo para os animais, que acaba por refletir nos tutores (GUAGÉRE; BESINGNOR, 2005) como avaliado por Noli et al (2011a, b). Neste trabalho, ao serem entrevistados, tutores referiram impacto na vida de seus animais em relação a mudança de comportamento, diminuição da qualidade do sono e atividade. O reflexo na vida dos tutores foi descrito em relação ao aumento de despesas com tratamentos, maior tempo voltado aos animais, exaustão física e a angústia emocional.

Scott, Miller e Griffin (1996) classificam as dermatopatias em parasitárias, bacterianas, fúngicas, endócrinas e metabólicas, neoplásicas, psicogênicas, congênitas e hereditárias, autoimunes e imunomediadas, nutricionais, distúrbios de queratinização, doenças dos condutos auditivos e sacos anais, doenças cutâneas diversas e alopecias adquiridas.

Em estudos internacionais, as dermatopatias mais frequentes em cães são as alérgicas, bacterianas e parasitárias (SCOTT; PARATIS, 1990; HILL et al., 2006; SISCHO; IHRKE; FRANTI et al, 1989). No Brasil, as principais doenças dermatológicas também estão entre as três mais citadas pelos estudos estrangeiros, porém a prevalência varia de acordo com a localização dos trabalhos (AMARANTE, 2012; CARDOSO et al., 2012; VASCONCELOS et al., 2014)

Em felinos, as dermatites parasitárias, bacterianas e alérgicas, nessa ordem, são as mais comuns de acordo com Scott e Paradis (1990) e Hill et al. (2006). Outros estudos (SCOTT; MILLER; ERB, 2013) colocam as dermatopatias alérgicas como mais frequentes em felinos.

As lesões cutâneas podem causar incertezas para profissionais não habituados na rotina dermatológica e assim dificultando o raciocínio clínico para guiar o diagnóstico, uma vez que elas podem adquirir caráter polimórfico e apresentar mais de um tipo de lesão em uma mesma circunstância (PATEL; FORSYTHE, 2010). Assim, os testes diagnósticos se fazem necessários diante das injúrias dérmicas, seja para triagem, diagnóstico e monitoramento da terapia empregada (BARILLAS et al., 2019; BUDACH; MUELLER, 2012;).

A maioria dos exames dermatológicos complementares são acessíveis e com possibilidade de realização a nível ambulatorial pelo clínico. Dentre eles estão citologia, raspado de pele, fita de acetato, lâmpada de Wood, tricograma e cultivo fúngico sobre os quais serão percorridos ao longo desse trabalho. Através desses métodos é possível triar e muitas vezes diagnosticar as lesões cutâneas bacterianas, fúngicas e parasitárias, distúrbios de crescimento do pelo e, em casos mais específicos, doença autoimune como o pênfigo foliáceo. Além da triagem, a maioria deles também auxiliam em tomada de conduta imediata e no acompanhamento da terapêutica prescrita e evolução das lesões.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Citologia

A análise citológica auxilia na caracterização de microrganismos presentes na lesão e do tipo de infiltrado inflamatório, podendo identificar condições neoplásicas, dermatites fúngicas, parasitárias e autoimunes (pênfigo). Deve ser um parâmetro a ser utilizado antes das biópsias, pois a infecção pode alterar os resultados histopatológicos, mascarando a doença primária.

Trata-se de uma técnica de fácil manuseio, acessível, rápida e não invasiva, podendo ser utilizada como método de resposta terapêutica (BUDACH; MUELLER, 2012).

2.1.1 Coleta das amostras

Diferentes padrões lesionais conferem diferentes modos de coleta, os quais podem ser por meio de *imprinting*, raspado, *swab*, aspiração com agulha fina e biópsia (BAJWA, 2017).

A técnica de *imprinting* é usada quando há dermatite exsudativa, crostas, pápulas ou pústulas, colocando uma lâmina de microscópio pressionada diretamente sobre a lesão em único

movimento (Figura 1). Na presença de pústulas intactas, o auxílio de uma agulha para liberar o material purulento é importante para melhor adesão na lâmina (BAJWA, 2017; SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996).

O uso de *swab* é feito para coletar materiais também exsudativos e purulentos. Em lesões não exsudativas sugere-se umedecer o cotonete com solução salina estéril para minimizar danos as células (SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996). Hiller et al. (2014) propõem como coletar de acordo com diferentes padrões lesionais:

- a) Pústulas: a coleta se dá por meio da perfuração da pústula com uso de agulha estéril de fino calibre pela qual o material purulento sairá no bisel e poderá ser transferido à lâmina de microscópio por meio de um *swab* ou *imprinting* direto. A punção de pústulas muito pequenas pode advir secreção hemopurulenta, o que não deixa de ser uma amostra adequada.
- b) Crostras: a borda da crosta é levantada e coleta-se o material exsudativo logo abaixo diretamente com *swab* ou auxílio de uma agulha estéril.
- c) Colaretes epidérmicos: os pelos devem ser avulsionados primeiramente e em seguida friccionar rolando *swab* sobre a lesão.
- d) Pápulas: o método mais confiável é por meio de biópsia, necessitando de desinfecção e anestesia local.

O uso de calor para fixar amostras com conteúdo cerosos, gordurosos ou exsudativos é controverso, pois o aquecimento inadequado pode causar alterações na morfologia celular. Para Mendelsohn, Rosenkrantz e Griffin (2006), a fixação por calor auxilia fixar as amostras na lâmina e evita perda durante o processo de coloração. Os autores sugerem bico de Bunsen, secador de cabelo e até mesmo chama de fósforo para fixar. Em estudos comparando fixação por calor e fixação ao ar livre não encontraram diferenças no número de contagens de bactérias, malassezias, neutrófilos e queratinócitos (TOMA et al., 2006) e nenhum efeito óbvio na aparência visual das amostras após conclusão do procedimento de coloração (GRIFFIN; SCOTT; ERB, 2007).

FIGURA 1 – Método de *imprinting* na lâmina em lesão ulcerada e exsudativa em região labial de cão.



Fonte: A autora.

2.1.2 Coloração

Os corantes de mais fácil utilização e acesso são os Panótico Rápido e Wright-Giemsa cujos métodos baseiam-se no princípio de coloração hematológica estabelecida por Romanowsky.

O kit Panótico Rápido apresenta três soluções (I, II e III) nas quais as lâminas devem ser submergidas (5 imersões de 1 segundo cada) sequencialmente com intervalo de escorrimento entre cada uma. Após a imersão na solução III, deve-se lavar a lâmina com água destilada e então, aguardar secar. (LABORCLIN, 2018).

Para a coloração Giemsa simples deve-se cobrir a lâmina com metanol puro e aguardar agir por 3 minutos e, em seguida, escorrer. A solução Giemsa deve ser diluída 1 gota para cada 1mL de água destilada para, então, cobrir a lâmina e deixar atuar por 15 minutos. E por fim, lavar com água destilada e deixar secar em posição vertical. (LABORCLIN, 2018).

As bactérias coram-se de azul-púrpura, ou seja, não se diferenciam em gram-positivos ou gram-negativos, o reconhecimento se dá pela morfologia e pela compreensão dos microrganismos prováveis da amostra (BECO, et al., 2013).

2.1.3 Identificação bacteriana

As dermatopatias bacterianas estão entre as mais frequentes na rotina dermatológica e o principal uso de antimicrobianos na clínica de pequenos animais (RANTALA, et al, 2004). São classificadas de acordo com a profundidade das lesões em piodermite superficial, foliculite bacteriana superficial e piodermite profunda (BLOOM, 2014).

O principal patógeno é o *Staphylococcus pseudintermedius* (BLOOM, 2014; FAZAKERLEY, 2010; PINCHBECK, 2006) e em menor ocorrência *Staphylococcus aureus* e *Staphylococcus schleiferi* coagulase positiva ou coagulase negativa. Esses agentes são considerados comensais da pele, porém em condições de desequilíbrio tornam-se patógenos oportunistas (CODNER; RHODES, 2003; ROSSER, 2004). As causas primárias mais comuns incluem hipersensibilidades, ectoparasitas, endocrinopatias e distúrbios de queratinização (BLOOM, 2014). Em raras ocasiões, agentes como *Streptococcus canis*, *Pseudomonas aeruginosa* e outras bactérias gram-negativas podem estar associadas (HILLER et al, 2014).

Como diversos agentes fazem parte da microbiota normal da pele, é indispensável diferenciar a infecção bacteriana da colonização bacteriana, bem como avaliar quanto ao grau de infecção. Em geral, bactérias são de difícil visualização na análise citológica de pele saudáveis, a média de cocos e bastonetes no campo de imersão é inferior a 2 de cada tipo de microorganismo (COLOMBO, 1997, apud BAJWA, 2017; MUELLER et al., 2020). Considera-se supercrescimento bacteriano quando há uma média de 5 ou mais bactérias extracelulares por campo em aumento de 1000x (BAJWA, 2017; BUDACH; MUELLER, 2012; UDENBERG et al., 2014).

A citologia é imprescindível quando lesões em pústulas estão pouco presentes ou não estão presentes e ainda há suspeita de piodermite e foliculite; quando lesões típicas estão presentes, mas não responde ou há pouca resposta ao tratamento antimicrobiano; ou quando cultura e antibiograma está para serem realizados (HILLER, 2014).

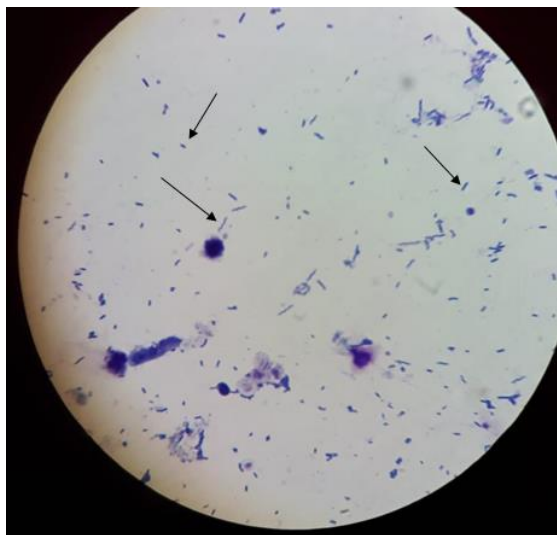
As amostras devem ser preferencialmente coletadas de lesões em pústulas após incisão com agulha estéril, mas na ausência delas pode-se coletar amostras de crostas pela qual deve-se procurar pus logo abaixo, em colaretes epidérmicos ou papúlas (HILLER, 2014), mas com ressalvas de que na ausência de pústulas, outras lesões pode levar ao isolamento de múltiplas espécies de bactérias e cepas *Staphylococcus pseudintermedius* que não estão necessariamente envolvidas na infecção, pois são mais expostas a contaminação do meio ambiente e microbiota comensal da pele (BECO et al., 2013; BLOOM, 2014).

Neutrófilos predominam na lâmina nos casos de infecção bacteriana e, apesar de neutrófilos não degenerados representando inflamação asséptica, Beco et al. (2013) consideram que não há diferenciação entre neutrófilos degenerados e não degenerados, ambos podem ser vistos na mesma amostra, e mesmo na ausência ou presença de neutrófilos não devem ser excluídas possibilidades de infecção. A presença de grande número de macrófagos e células gigantes demonstrando inflamação piogranulomatosa são consistentes com infecções por micobactérias ou fungos (MENDELSON; ROSENKRANTZ; GRIFFIN, 2006).

Nas piодermites superficiais, as bactérias são facilmente observadas (Figura 2), diferente das piодermites profundas em que há tecido cicatricial e fibrose. Um indicador definitivo de infecção é a presença de bactérias intracitoplasmáticas, ao contrário, bactérias extracelulares indica contaminação superficial da pele, principalmente quando em pouca quantidade. Cocos e bacilos são facilmente diferenciados, sendo a grande maioria dos bastonetes patogênicos gram negativos (BECO et al., 2013; MENDELSON; ROSENKRANTZ; GRIFFIN, 2006; PAPPALARDO; MARTINO; NOLI, 2002). No entanto, na rotina clínica, a coloração de Gram não é comumente utilizada, pois não confere decisão terapêutica imediata (MENDELSON; ROSENKRANTZ; GRIFFIN, 2006; SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996)

Apesar de infrequente em cães, foi verificada infecção de *Dermatophilus congolensis* em cães por Costa e Silva (1979), primeiro e único relato no Brasil, e em três outros trabalhos estrangeiros por (BLANCOU, 1976; CHATAIN et al., 1976 apud COSTA; SILVA, 1979; HASSAN, 1982). Como as lesões são ulcerativas e exsudativas, a técnica de *imprinting* é de grande valia para o diagnóstico de dermatofilose, Cowell e Tyler (1989) colocam a técnica de *imprinting* como avaliação rápida do agente.

FIGURA 2 - Bactérias presentes em citologia por *swab* de conduto auditivo, corado pelo panótico rápido. Aumento de 40x. Imagem cedida pelo Laboratório de Patologia Clínica do Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia (HOVET-UFU).



Fonte: A autora.

2.1.4 Identificação de Malassézias

As espécies de malassezias são habitantes da pele e mucosa saudáveis em cães e também é predominante na pele de felinos. *Malassezia pachydermatis* é a espécie mais representativa na rotina, sendo detectada isoladamente ou associada a outras (CAFARCHIA, 2005; NARDONI et al., 2007).

As populações comensais variam conforme os sítios anatômicos e podem se proliferar de forma oportunista e induzir resposta inflamatória sob vários fatores predisponentes, como presença de dobras cutâneas, distúrbios de hipersensibilidade, defeitos de cornificação e endocrinopatias (BOND et al., 2020). A diferença de composição dos lipídios da pele também pode ser um fator predisponente (NARDONI et al., 2007), apesar da *M. pachydermatis* ser uma espécie não dependente de lipídios.

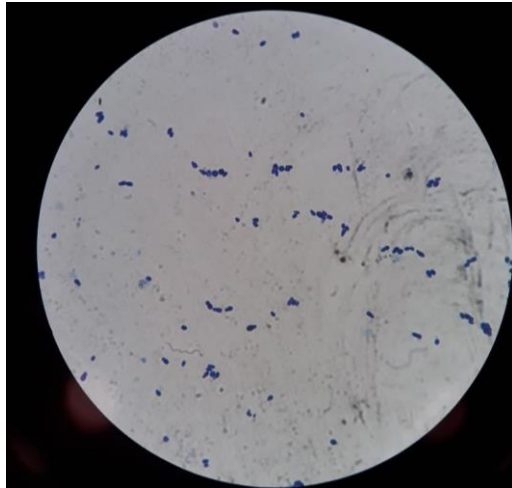
A técnica da fita adesiva ou raspado de pele na coloração de Wright Giemsa, são os testes mais efetivos para detecção de malassézias. A citologia por *swab* é mais indicada para uso no conduto auditivo, pois a captação das leveduras da pele pelo *swab* é inferior ao obtido pela fita adesiva e raspado (BOND et al., 2020; BAJWA, 2017; GUILLOT e BOND, 2020).

Por ser um microorganismo comensal da pele, a presença de 1 ou 2 malassézias por campo (aumento de 100x) não é caracterizado como causadora de dermatite, mas quando encontradas na citologia, inclui potencial hipersensibilidade malasseziase. O diagnóstico confirmatório é quando são visualizadas entre 3 e 5 ou mais por campo (BENSIGNOR et al., 2002; KENNIS et al., 1996). Cafarchia et al. (2005) considera diagnóstico de otite por malassezia quando há pelo menos 10 malassézias presentes em 5 campos com ampliação de 40x.

Em casos de citologia negativa para malassézia e ainda havendo suspeita clínica, Bensignor et al., 2002 sugerem realização de cultura fúngica para eliminar hipótese, pois trata-se de uma técnica mais sensível.

Em felinos usa-se o mesmo critério para supercrescimento de malassezias na superfície da pele (ORDEIX, et al., 2007).

FIGURA 3 - Malassézias em amostra de citologia de conduto auditivo por *swab*, coradas pelo panóptico rápido. Aumento de 100x. Imagem cedida pelo Laboratório de Patologia Clínica do HOVET-UFU.



Fonte: A autora.

2.1.5 Pênfigo foliáceo

Pênfigo foliáceo compreende a forma mais comum do complexo pênfigo, sendo a doença autoimune mais frequente na dermatologia de cães e gatos (GRIFFIN; CAMPBELL; MILLER, 2013). A doença se desenvolve com aspecto de dermatite pustular, erosões superficiais e crostas através produção inadequada de autoanticorpos que destroem desmossomos cuja função é manter os queratinócitos aderidos. A destruição dessas moléculas de adesão resulta em acantólise, desprendimento e perda da coesão entre as células epidérmicas, levando a formação de vesículas subcorneais (MILLER; GRIFFIN; CAMPBELL, 2013; ROSENKRANTZ, 2004).

Panwar et al. (2017) recomendam citologia como investigação de primeira linha para lesões vesiculobolhosas, erosivas e pustulosas, sendo assim, a citologia pode indicar, mas não é um método diagnóstico, pois piodermites e dermatofitose podem ocasionalmente resultar em acantólise secundária à liberação e enzimas de neutrófilos (BAJWA, 2017; MUELLER et al, 2006;), sendo necessário excluí-los da lista de suspeitas. O diagnóstico definitivo é baseado na histologia, por onde visualiza-se maior número de acantócitos e pústulas abrangendo vários folículos pilosos (KHUL; SHOFER; GOLDSHIMIDT, 1994). Mueller et al. (2006) mencionam a citologia direta como método fortemente sugestivo de pênfigo foliáceo, encontrando queratinócitos acantolíticos em 77% das amostras citológicas; e ainda reiteram que a presença de acantócitos em lesões crostosas podem aumentar o índice de suspeita.

2.1.6 Citologia do conduto auditivo

Otite externa é definida como inflamação do canal externo da orelha, que compreende desde o pavilhão até a membrana timpânica. Já a otite média inclui a membrana timpânica e bula timpânica (MURPHY, 2001).

O diagnóstico de otite bacteriana externa é geralmente incompleto devido a infecção secundária. Entre os patógenos mais comuns estão *Staphylococcus pseudointermedius*, *Pseudomonas* spp, *Proteus* spp, *Klebsiella* spp e *Escherichia coli*. Da mesma forma, as infecções por fungos são consideradas secundárias, sendo *Malassézia pachydermatis* o patógeno mais encontrado (COLE et al., 1998; MURPHY, 2001). A contagem de bactérias na citologia de conduto auditivo é considerada normal até 5 bactérias cócoides e até 1 bastonete por campo de imersão. E considera-se normal contagem até 3 leveduras por campo de imersão em cães e até 1 levedura por campo de imersão em felinos (MUELLER et al., 2020).

A citologia com *swab* geralmente refletem apenas o exsudato no canal auditivo vertical (Figura 4) e não é representativo para amostragem do ouvido médio (horizontal) (COLE et al., 1998). Um método para coletar amostras do ouvido médio é por meio de uma cureta com ponta em alça para raspagem da parede do ouvido médio. Esse recurso deve ser utilizado junto com otoscópio cirúrgico para minimizar riscos de trauma ao tímpano e visualização deste (GRIFFIN, 2006).

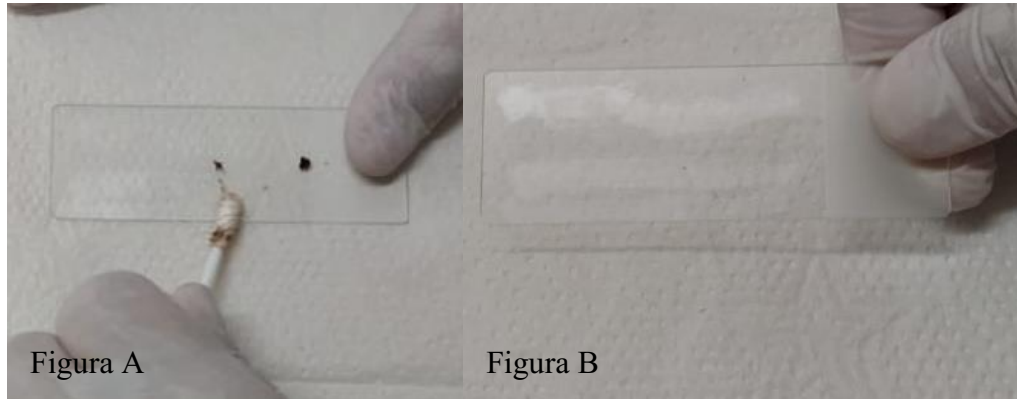
Outro método para acessar a orelha média é através de um tubo maleável. Griffin (2006) sugere uso de sonda orogástrica cortada em cerca de 16 cm e retirando a extremidade mais calibrosa para encaixa-lo na seringa. Através da seringa é possível aspirar o conteúdo do ouvido médio quando o tímpano está rompido.

FIGURA 4 - Citologia de conduto auditivo com *swab*.



Fonte: A autora.

FIGURA 5 - A) Preparo da lâmina de citologia otológica. Nota-se conteúdo de cerúmen ao redor da haste de algodão. O *swab* é rolado sobre a lâmina de forma que o conteúdo seja depositado como uma fina camada. B) Três bandas do conteúdo do mesmo *swab* depositado sobre a lâmina.



Fonte: A autora.

3.1 Diagnóstico das dermatopatias parasitárias

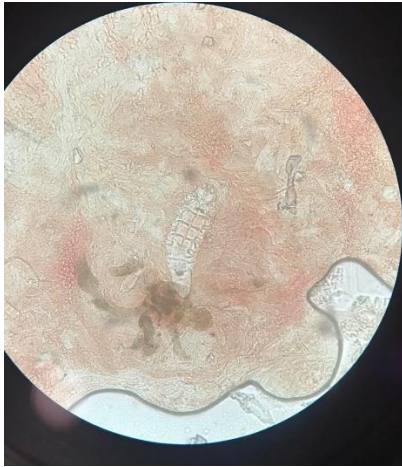
3.1.1 Raspado de pele

Utilizado para detectar presença de ácaros superficiais e profundos como *Cheyletiella*, *Sarcoptes*, *Demodex* spp. (Figura 6) e *Notoedres cati* (Figura 7). Deve ser realizado quando há eritema, descamação, crostas, alopecia, pápulas ou pústulas (SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996). Em lesões condizentes com infecções fúngicas, o raspado também é empregado para coleta de material a ser processado para visualização em microscopia direta e para cultivo fúngico (BEGUM, 2019; MORIELLO et al., 2017).

O raspado de pele é feito geralmente com uma lâmina de bisturi, raspando suavemente a área de transição entre lesão e pele íntegra até a retirada dos pelos completa dos pelos e sangramento capilar. Suspeitando-se de dermatofitose, a escarificação deve ser na borda da lesão. Quando a suspeita é de *Demodex* spp., a ele deve ser comprimida entre o polegar e o indicador para melhor expulsão dos ácaros do folículo piloso. O conteúdo acumulado na lâmina de bisturi é colocado sobre uma lâmina de microscópio. A raspagem geralmente rende muitas células e, para melhor visualização ao microscópio e dispersão do material, uma gota de hidróxido de potássio deve ser instilada sobre o material, seguida da sobreposição de uma lamínula (COWELL; TYLER, 1989; SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996).

Mesmo em cães não acometidos pela demodicose é possível visualizar ocasionalmente *Demodex canis* em amostras de raspado de pele, pois o ácaro faz parte da fauna cutânea normal, no entanto, é raro observar mais de um na mesma amostra. Quando apenas um ácaro é encontrado, o recomendado é realização de raspados subsequentes. Em casos positivos deve-se anotar o local onde foi colhida a amostra e o número de adultos, ninfas, larvas ovos por campo microscópico para acompanhamento da terapia empregada (MUELLER et al., 2020).

FIGURA 6 - Amostra positiva para *Demodex* spp. pela técnica de raspado de pele. Aumento de 10x. Imagem cedida pelo Laboratório de Patologia Clínica do HOVET-UFU.



Fonte: A autora.

FIGURA 7 - Amostra positiva para *Notoedris cati* pela técnica de raspado de pele. Aumento de 10x. Imagem cedida pelo Laboratório de Patologia Clínica do HOVET-UFU.



Fonte: A autora.

3.1.2 Fita adesiva

Trata-se de um método bastante proveitoso para coleta de amostras de áreas de difícil acesso como leito ungueal, região perilabial e pele interdigital, sendo um método útil para amostragem de lesões secas. A técnica consiste na aplicação de um pedaço de fita transparente sobre lesão (Figura 8), pressionando-a contra a lesão várias vezes e seguida de sua remoção (MENDELSON; ROSENKRANTZ; GRIFFIN, 2006). O processo pode ser repetido de 3 a 5 vezes para garantir conteúdo adequado para amostra (BAJWA, 2017; BECO et al., 2013).

Fita permite remoção das camadas externas do estrato córneo e microorganismos aderidos (BECO et al., 2013; MENDELSON; ROSENKRANTZ; GRIFFIN, 2006). Para microrganismos como *Demodex* spp. (Figura 9), recomenda-se o método após a técnica de raspado de pele profundo (Figura 10) seguido da compressão da lesão para aumentar as chances de expulsão do ácaro e captação dele pela fita. Pereira et al. (2012) consideraram a técnica da fita de acetato tão sensível quanto o raspado de pele profundo para demodicose, além da vantagem de menor obtenção de debris celulares, facilitando a contagem dos ácaros.

Para o monitoramento terapêutico da demodicose juvenil generalizada, Barillas et al. (2019) compararam os métodos de raspados de pele, tricograma e fita de acetato com compressão da pele e não encontraram diferenças significativas no número total de ácaros em contagens semanais entre os métodos, sugerindo então, a utilização da fita de acetato com compressão da pele como método de monitoramento terapêutico.

Para lesões úmidas como pústulas, lesões exsudativas, erodidas ou ulceradas a técnica não é recomendada devido a não adesão do material à fita (BECO et al., 2013).

FIGURA 8 - Técnica de fita adesiva aplicada em região de interdígito de cão.



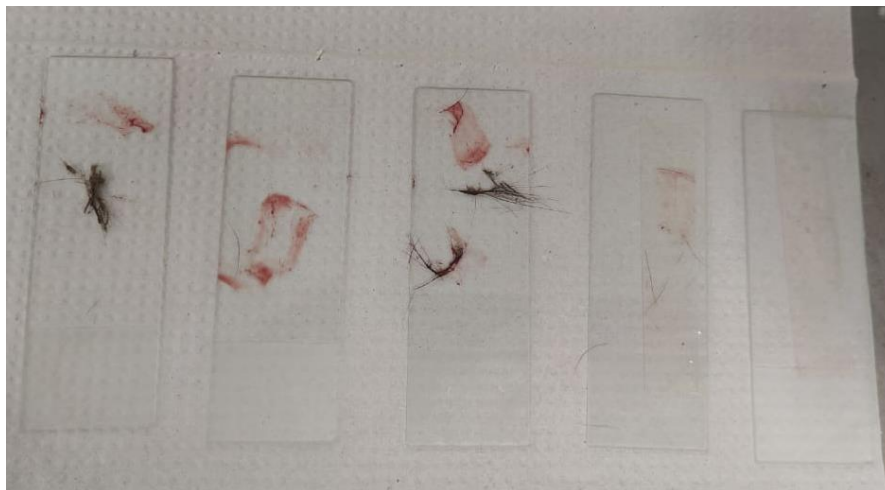
Fonte: A autora.

FIGURA 8 - Amostra positiva para *Demodex spp.* pela técnica de fita adesiva. Aumento de 10x. Imagem cedida pelo Laboratório de Patologia Clínica do HOVET-UFU.



Fonte: A autora.

FIGURA 10 - Material coletado pela técnica de raspado de pele (esquerda) e fita adesiva (direita).



Fonte: A autora.

4.1 Tricograma

A técnica consiste na análise de pelos coletados por meio do uso de uma pinça hemostática de forma que saiam íntegros, sendo que para isso a remoção deve ser no mesmo

sentido de crescimento do pelo. Os pelos devem ser removidos próximo a lesão e então colocados sobre uma lâmina de microscópio, fixados com fita adesiva ou óleo mineral e analisados em microscópio em aumento de 10x (MEDLEAU; HNILICA, 2009; SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996). Courinha (2016) sugere coleta de amostras da região dorsal da cabeça também como forma de ser um controle comparativo.

4.1.1 Avaliação geral da raiz, haste e ponta

A estrutura do pelo divide-se em bulbo (raiz), haste e ponta, o que permite conferir a fase de crescimento e defeitos de pigmentação do pelo, podendo diagnosticar alopecia auto-infligida, dermatofitose, demodicose, alopecia por diluição da cor, displasias nutricionais ou congênicas, distúrbios pigmentares e defluxos anagênico e telogênico. (MEDLEAU; HNILICA, 2009; SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996).

Através da avaliação da haste, ao observar pelos enrolados, disformes e malformados é indicativo de doença nutricional ou metabólica subjacente. Hastes quebradas e partidas sugerem traumatismo provocado por prurido, porém não apenas isso, uma vez que má nutrição, processo displásicos propiciam a quebra do pelo (SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996). O consumo de queratina por dermatófitos gera fragilidade e consequente fratura do pelo (MÉNDEZ, 2004).

Tricorrexe nodosa é uma alteração vista na haste decorrente de uma resposta às injúrias externas, aparecendo como tumefações pequenas em forma de gotas. Nesses pontos ocorre a quebra do pelo com facilidade, e após quebrado, forma uma imagem que lembra duas vassouras empurradas juntas como consequência do estilhaçamento das fibras do pelo (SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 2006).

A disposição e proporção de grânulos de melanina distribuídos na haste também são avaliadas e variam de acordo com a cor da pelagem. Alterações de pigmentação são bastante sugestivas de displasia folicular e alopecia por diluição da cor (MEDLEAU; HNILICA, 2003; MILLER; SCOTT; GRIFFIN, 2006).

Além disso, o exame é um auxílio para o clínico quando a anamnese não esclarece se áreas alopécicas ou de hipotricose são decorrentes da queda de pelos ou de prurido. A visualização da extremidade íntegra do pelo indica quadro não pruriginoso, uma vez que o atrito causado pelo prurido tende a romper o pelo (FEITOSA, 2016; PAIS, 2016).

4.1.2 Identificação de microrganismos

Microrganismos como os dermatófitos ectothrix, *Cheyletiella* spp. e *Demodex* spp. podem ser identificados através do tricograma. Ao longo do folículo piloso são observadas estruturas esféricas enfileiradas em casos de dermatofitose. Em casos de infestação por *Cheyletiella* spp., seus ovos podem ser visualizados (MEDLEAU; HNILICA, 2009; PATERSON, 2008).

Na suspeita de demodicose muitas vezes as lesões são encontradas nas áreas perioculares e perilabiais, sendo áreas de difícil acesso para realização de raspado de pele profundo, nesse caso, a análise através do tricograma é valiosa (BENSIGNOR, 2003; GORTEL, 2006). Para Saridomichelakis et al. (2007), a sensibilidade do tricograma para diagnóstico de demodicose é de 85,1%, tendo em vista que a sensibilidade é maior quando a infecção é generalizada ou quando o material é coletado de áreas de maior densidade pilosa. E para Bensignor (2003), a sensibilidade é de 40%, mas ainda superior a biópsia de superfície. Mueller et al. (2020) sugerem coleta de 50 a 100 pelos para aumentar as chances de encontrar o ácaro, porém em casos negativos, a técnica deve ser seguida do raspado de pele.

4.1.3 Identificação do ciclo do pelo e defluxos anagênicos e telogênicos

Os pelos não crescem continuamente, mas em ciclos de fases diferentes:

- a) Fase anagênica: trata-se de um crescimento ativo no qual o folículo está produzindo pelo através de mitoses nas células da papila dérmica.
- b) Fase catagênica: é uma fase de rápida involução pela qual se dá pela apoptose na porção inferior do folículo.
- c) Fase telogênica: quando a papila dérmica se afasta e um filamento epitelial forma um pelo germinativo secundário. É um período de repouso, pois não há atividade mitótica.
- d) Fase exógena: queda da haste.

À observação microscópica permite determinar pelos em anagênese ou telogênese. Na fase anagênica, a raiz se apresenta com bordos lisos e arredondados, e se dobra para um dos lados da haste. Nessa fase, quando o bulbo está presente indica crescimento ativo e sinal de que a alopecia não é de origem de distúrbio no ciclo de crescimento. Em telogênese, a raiz é fina, afilada, podendo adquirir formato cônico, e não pigmentada. Quando há presença de pelos em

telogênese na totalidade da amostra é sugestivo de parada no ciclo folicular, assim, o diagnóstico é conduzido para endocrinopatias e defluxo telogênico, pois essas causam alopecia por inatividade folicular (SANTOS, 2013; SCOTT, MILLER e GRIFFIN, 1996).

No defluxo anagênico a alopecia ocorre repentinamente após alguns dias da injúria causada por drogas antimitóticas, doenças infecciosas e endócrinas, por exemplo, mas o ciclo de crescimento ainda continua. No defluxo telogênico ocorre suspensão repentina e precoce do crescimento de muitos folículos anagênicos devido à uma situação estressante (cirurgia, choque, anestesia, hipertermia), assim, à microscopia, todos os folículos estão em telogênese (SANTOS, 2013; SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996;).

5.1 Lâmpada de Wood

A lâmpada de Wood é filtrada por silicato de bário e óxido de níquel 9% e emite uma luz ultravioleta de comprimento de onda entre 320 e 400nm. A fluorescência ocorre quando a luz de comprimento de onda curto é absorvida e a luz de comprimento de onda longo é emitida, tornando-se visível (MORIELLO et al, 2017; KLATTE, BEEK e KEMPERMAN, 2015).

É uma ferramenta de triagem útil para diagnosticar dermatofitose por *Microsporum canis*, permitindo a fluorescência na cor verde-amarelada do pelo devido a um metabólito produzido pela infecção, a pteridina (MORIELLO et al., 2017).

Diferentes estudos revisados por Moriello et al. (2017) mostram resultados de fluorescências positivas para casos diversos de *Microsporum canis*, variando de 30 a 94% de positividade.

Crostas e descamações não fluorescem, porém fiapos de algodão e substâncias tóxicas como resíduos de sabão fluorescem na cloração branca, podendo resultar em falsos positivos por pessoas não habituadas (SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996; MORIELLO et al, 2017). Moriello et al. (2017) ressalta, ainda, a importância de se levantar as crostas para analisar locais para fluorescência.

6.1 Laminocultivo (Dermatobac®)

O cultivo fúngico convencional já foi considerado método de eleição para diagnóstico de lesões fúngicas. Ensaio de PCR tem demonstrado sensibilidade e especificidade maiores no

diagnóstico de dermatófitos (BEGUM et al., 2019). No entanto, esses métodos necessitam de estrutura laboratorial adequada e aparatos de maior complexidade.

Um método de cultivo fúngico prático de maior acessibilidade e que dispensa estrutura laboratorial complexa é o kit comercial Dermatobac®, um laminocultivo em tubo cuja composição, segundo bula do fabricante (PROBAC DO BRASIL, 2007), se dá pelos meios Agar D.T.M na face larga da lâmina (meio amarelo intenso), Agar Sabouraud Glicose Seletivo (meio amarelo claro) e Agar BiGGY na face dividida da lâmina (meio branco), sendo que cada meio seleciona para diferentes agentes:

- a) Agar D.T.M.: favorece multiplicação de dermatófitos e inibe crescimento de fungos saprofitos, bactérias e algumas espécies de leveduras. A mudança de cor do indicador de pH de amarelo para vermelho se dá pela alcalinização dos dermatófitos durante sua multiplicação. A mudança de cor pode ser vista em 7 dias, antes do aparecimento de culturas.
- b) Agar Sabouraud Glicose Seletivo: diferencia-se do primeiro pode permitir a multiplicação da maioria das leveduras. Não tem indicador de pH e por isso não há mudança de cor. As colônias aparecem entre 1 a 4 semanas.
- c) Agar BiGGY: recomendado para isolamento de leveduras, principalmente do gênero *Candida*. Em casos positivos, o meio adquire coloração marrom.

Assim como a Lâmpada de Wood, o cultivo Dermatobac® é um método utilizado especialmente para diagnóstico de dermatofitose na clínica de cães e gatos. Os meios são capazes de isolar fungos dos gêneros *Microsporum*, *Epidermophyton* e *Trichophyton* e leveduras do gênero *Candida*.

Chaves (2007) encontrou eficiência de 80,6% e 96,8% entre os métodos de cultura convencional e laminocultivo respectivamente, não revelando diferença estatísticas significante entre os resultados falso-negativos em ambos os métodos. Outro estudo desenvolvido por Lopes, Fausto e Dantas (2018) comparando o uso da cultura convencional utilizando Agar Sabouraud Dextrosado e o kit Dermatobac® para diagnóstico de dermatófitos, encontraram superioridade na cultura convencional, com 100% de isolamento das amostras positivas contra 37,5% das mesmas amostras utilizando o kit.

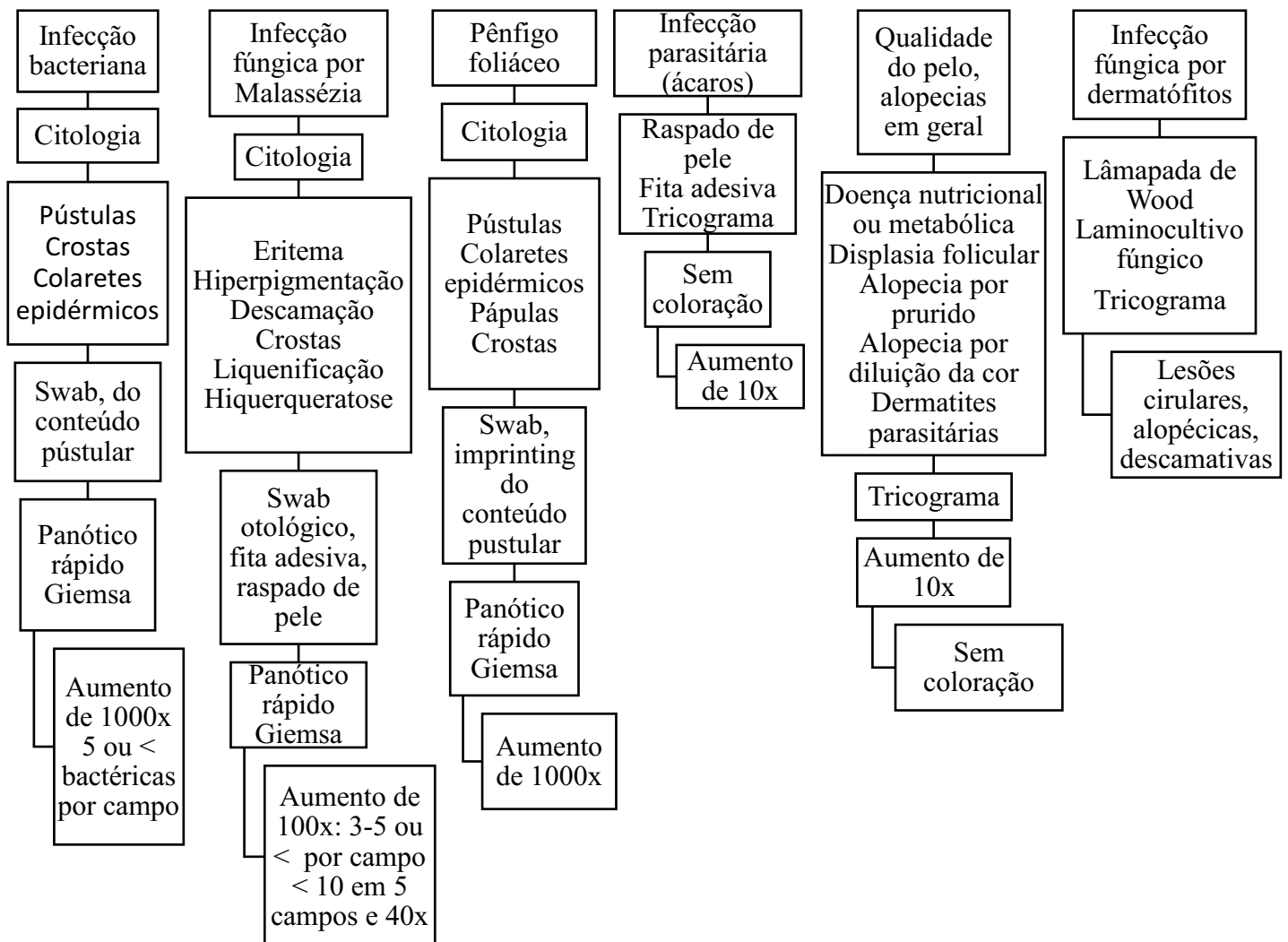
6.1.1 Coleta de material para laminocultivo de dermatófitos

O resultado é limitado pela qualidade da amostra coletada. Recomenda-se limpeza da lesão com álcool 70% para remoção de contaminantes (BEGUM, 2019). As amostras devem ser removidas de maneira asséptica, utilizando pinça previamente flambada ou lâmina de bisturi estéril. Amostras de pele devem ser coletadas por meio do raspado, escarificando a borda avançada das lesões. No caso da coleta de pelos, esses devem de ser arrancados em sua totalidade preservando a raiz. O uso da lâmpada de Wood pode ajudar a selecionar os pelos que apresentem fluorescência (CHAVES, 2007; MORIELLO et al, 2017; SCOTT; MILLER; GRIFFIN, 1996;).

CONCLUSÃO

A realização dos exames complementares dermatológicos resulta em informações práticas ao clínico, permitindo conduta terapêutica rápida até a realização de exames laboratoriais mais elaborados. Por serem acessíveis e sem necessitar de estrutura laboratorial sofisticada, apresentam um bom custo-benefício e podem ser implementados em nível ambulatorial após treinamento para interpretação dos achados.

FIGURA 9 - Guia para solicitação de exames dermatológicos a partir da suspeita clínica, lesões, coleta e técnica de exame e resultado de cada doença.



REFERÊNCIAS

AMARANTE, C. F. D. Análise epidemiológica das dermatopatias de uma população canina atendida no período de 2005 a 2010 no Setor de Dermatologia do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 2012.

BAJWA, J. Cutaneous cytology and the dermatology patient. **The Canadian Veterinary Journal**, v. 58, n. 6, p.625, 2017.

BARILLAS, O. F.; BAJWA, J.; GUILLOT, J.; ARCIQUE, A. J. M. Comparison of acetate tape impression, deep skin scraping, and microscopic examination of hair for therapeutic monitoring of dogs with juvenile generalized demodicosis: A pilot study. **The Canadian Veterinary Journal**, v. 60, n. 6, p. 596, 2019.

BECO, L.; GUAGUERE, E.; MÉNDEZ, C. L.; NOLI, C.; NUTTALL, T.; VROOM, M.. Suggested guidelines for using systemic antimicrobials in bacterial skin infections: part 2—antimicrobial choice, treatment regimens and compliance. **Veterinary Record**, v. 172, n. 6, p. 156-160, 2013.

BEGUM, J.; MIR, N. A.; LINGARAJU, M. C.; BUYAMAYUM, B.; DEV, K. Recent advances in the diagnosis of dermatophytosis. **Journal of basic microbiology**, v. 60, n.4, p.293-303, 2020.

BENSIGNOR, E. Comparaison de trois techniques diagnostiques de demodecose a *Demodex canis* chez le chien. **Pratique médicale & chirurgicale de l'animal de compagnie**, v. 38, n. 2, p. 167-171, 2003.

BENSIGNOR, E.; JANKOWSKI, F.; SEEWALD, W.; TOUATI, F.; DEVILLE, M.; GUILLOT, J. Comparison of two sampling techniques to assess quantity and distribution of *Malassezia* yeasts on the skin of Basset Hounds. **Veterinary dermatology**, v. 13, n. 5, p.237-241, 2002.

BLANCOU, J. Infection du chien par *Dermatophilus congolensis* (Van Saceghem, 1915). **Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux**, v. 26, n. 3, p. 289-291, 1973.

BLOOM, P. Canine superficial bacterial folliculitis: current understanding of its etiology, diagnosis and treatment. **The Veterinary Journal**, v. 199, n. 2, p. 217-222, 2014.

BOND, R.; MORRIS, D. O.; GUILLOT, J.; BENSIGNOR, E. J.; ROBSON, D.; MASON, K. V.; HILL, P. B. Biology, diagnosis and treatment of *Malassezia dermatitis* in dogs and cats Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology. **Veterinary dermatology**, v. 31, n.1, 27-e4, 2020.

BUDACH, S. C.; MUELLER, R. S. Reproducibility of a semiquantitative method to assess cutaneous cytology. **Veterinary dermatology**, v. 23, n. 5, p. 426-e80, 2012.

CAFARCHIA, C.; GALLO, S.; CAPELLI, G.; OTRANTO, D. Occurrence and population size of *Malassezia* spp. in the external ear canal of dogs and cats both healthy and with otitis. **Mycopathologia**, v. 160, n. 2, p.143-149, 2005.

CARDOSO, M. J. L.; MACHADO, L. H. A.; MELUSSI, M.; ZAMARIAN, T. P.; CARNIELLI, C. M.; & JÚNIOR, J. C. M. F. Dermatopatias em cães: revisão de 257 casos. **Archives of Veterinary Science**, p. 66-74, 2011.

CHAVES, L. J. Q. **Dermatomicoses em cães e gatos: avaliação do diagnóstico clínico-laboratorial e dos aspectos epidemiológicos em uma população de portadores de lesões alopecias circulares**. 2007. 88f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Faculdade de Veterinária, Universidade Estadual do Ceará, Fortaleza, 2007.

CODNER, E. C.; RHODES, K. H. Pioderma. In: Tilley, L. P. & Smith Junior, F. W. K. Consulta veterinária em 5 minutos - Espécies canina e felina. (2a ed.). São Paulo: Manole. 2003.

COLE, L. K.; KWOCKHA, K. W.; KOWALSKI, J. J.; HILLIER, A. Microbial flora and antimicrobial susceptibility patterns of isolated pathogens from the horizontal ear canal and

middle ear in dogs with otitis media. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 212, n. 4, p. 534-538, 1998.

COURINHA, M. M. V.. Avaliação do tricograma como método de diagnóstico de prurido em gatos com lesões alopecicas. 2016. Dissertação de Mestrado.

COWELL, R. L.; TYLER, R. D. Cytology of cutaneous lesions. **The Veterinary clinics of North America. Small animal practice**, v. 19, n. 4, p. 769-794, 1989.

DA COSTA, E O.; SILVA, W. T. Dermatite em cães causada pelo *Dermatophilus congolensis*. **Revista da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo**, v. 15, n. 1, p. 127-130, 1978.

FAZAKERLEY, J.; WILLIAMS, N.; CARTER, S.; MCEWAN, N.; & NUTTALL, T. Heterogeneity of *Staphylococcus pseudintermedius* isolates from atopic and healthy dogs. **Veterinary Dermatology**, v. 21, n. 6, p. 578-585, 2010.

FEITOSA, F.L.F. **Semiologia Veterinária: A Arte do Diagnóstico**. São Paulo: Roca, 2004.

GRIFFIN C.E.; CAMPBELL K.L.; MILLER W.H. Autoimmune and immune-mediated dermatoses. In: Muller & Kirk's small animal dermatology. 7th edition. Philadelphia: WB Saunders Co.; p. 438-48, 2013.

GRIFFIN, C. E. Otitis techniques to improve practice. **Clinical Techniques in Small Animal Practice**, v. 21, n. 3, p. 96-105, 2006.

GRIFFIN, J. S.; SCOTT, D. W.; ERB, H. N. Malassezia otitis externa in the dog: the effect of heat-fixing otic exudate for cytological analysis. **Journal of Veterinary Medicine Series A**, v.54, n.8, p.424-427, 2007.

GUILLOT, J.; BOND, R. Malassezia yeasts in veterinary dermatology: an updated overview. **Frontiers in cellular and infection microbiology**, v. 10, n. 79, 2020.

HASSAN, I. C. A case report of *Dermatophilus congolensis* in a dog at the Freetown Veterinary Clinic. A case report of *Dermatophilus congolensis* in a dog at the Freetown **Veterianry Clinic**. **Beitrage zur Tropischen Landwirtschaft und Veterinarmedizin**, v. 20, n. 4, p. 409-411, 1981.

HILL P.B.; LO A.; EDEN C.A.N.; HUNTLEY S.; MOREY V.; RAMSEY S.; RICHARDSON C.; SMITH D.J.; SUTTON C.; TAYLOR M.D.; THORPE E.; TIDMARSH R.; WILLIAMS V. Survey of the prevalence, diagnosis and treatment of dermatological conditions in small animals in general practice. **Veterinary Record**, v. 158, p. 533-539, 2006.

HILLER, A.; LLOYD, D. H.; WEESE, J. S.; BLONDEAU, J. M.; BOOTHE, D.; BREITSCHWERDT, E.; SYKES, J. E. Guidelines for the diagnosis and antimicrobial therapy of canine superficial bacterial folliculitis (A ntimicrobial G uidelines W orking G roup of the I nternational S ociety for C ompanion A nimal I nfectious D iseases). **Veterinary Dermatology**, v. 25, n. 3, p. 163-e43, 2014.

KENNIS, R. A.; ROSSER JR, E. J.; OLIVIER, N. B.; WALKER, R. W. Quantity and distribution of *Malassezia* organisms on the skin of clinically normal dogs. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 208, n. 7, p. 1048-1051, 1996.

KLATTE JL, VAN DER BEEK N, KEMPERMAN PM. 100 years of Wood's lamp revised. **Journal of European Academy of Dermatology and Venereology**. v. 29, n. 5, p.842-7, 2015.

KUHL K. A.; SHOFER F. S.; GOLDSCHMIDT M. H. Comparative histopathology of pemphigus foliaceus and superficial folliculitis in the dog. **Veterinary Pathology**, v31, p. 19-27, 1994.

LABORCLIN. Coloração Panótico Rápido [on-line]. Disponível em < labroclinb.com.br > Acesso em 18.Abr.2021.

LABORCLIN. Coloração May Grunwald-Giemsa [on-line]. Disponível em < laborclin.com.br > Acesso em 18.Abr.2021.

LARSEN, R. F.; BOYSEN, L.; JESSEN, L. R.; GUARDABASSI, L.; DAMBORG, P. Diversity of *Staphylococcus pseudintermedius* in carriage sites and skin lesions of dogs with superficial bacterial folliculitis: potential implications for diagnostic testing and therapy. **Veterinary Dermatology**, v. 29, n.4, p. 291-e100, 2018.

LOPES, C. A.; FAUSTO, M. C.; DANTAS, W. F. Comparação entre métodos de diagnóstico de dermatófitos: cultura convencional e cultura rápida com *Dermatobac*. **ANAIS SIMPAC**, v. 10, n. 1, 2019.

MEDLEAU, L.; HNILICA, K. A. **Dermatologia de pequenos animais: Atlas colorido e guia terapêutico**. São Paulo: Roca, 2003.

MENDELSON, C.; ROSENKRANTZ, W.; GRIFFIN, C. E. Practical cytology for inflammatory skin diseases. **Clinical techniques in small animal practice**, v. 21, n. 3, 117-127, 2006.

MÉNDEZ, C. **Tricograma-técnica e interesse diagnóstico**. *Allerderm*, v. 12, p. 8-11, 2004.

MORIELLO, K. A., COYNER, K., PATERSON, S., & MIGNON, B. Diagnosis and treatment of dermatophytosis in dogs and cats. Clinical Consensus Guidelines of the World Association for Veterinary Dermatology. **Veterinary dermatology**, v. 29, n.3, p. 266-e68, 2017.

MUELLER, R. S.; KREBS, I.; POWER, H. T.; & FIESELER, K. V. *Pemphigus foliaceus* in 91 dogs. **Journal of the American Animal Hospital Association**, v. 42, n. 3, p. 189-196, 2006.

MUELLER, R.S.; ROSENKRANTZ, W.; BENSIGNOR, E.; KARAS-TECZA, J.; PATERSON, T.; SIHPSTONE, M.A. Diagnosis and treatment of demodicosis in dogs and cats. **Veterinary Dermatology**, v. 31, n. 1, p. 4-29, 2020.

MURPHY, K. M. A review of techniques for the investigation of otitis externa and otitis media. **Clinical techniques in small animal practice**, v. 16, n.4, p. 236-241, 2001.

NARDONI, S.; MANCIANTI, F.; CORAZZA, M.; RUM, A. Occurrence of *Malassezia* species in healthy and dermatologically diseased dogs. **Mycopathologia**, v. 157, n. 4, p. 383-388, 2007.

NOLI, C.; COLOMBO, S.; CORNEGLIANI, L.; GHIBAUDO, G.; PERSICO, P.; VERCELLI, A.; GALZERANO, M. Quality of life of dogs with skin disease and of their owners. Part2: administration of a questionnaire in various skin diseases and correlation to efficacy of therapy. **Veterinary Dermatology**, v. 22, n. 4, p. 344- 351, 2011b.

NOLI, C.; MINAFÒ, G.; GALZERANO, M. Quality of life of dogs with skin diseases and their owners. Part 1: development and validation of a questionnaire. **Veterinary Dermatology**, v. 22, n. 4, p. 335- 343, 2011a.

ORDEIX, L.; GALEOTTI, F.; SCARAMPELLA, F.; DEDOLA, C.; BARDAGÍ, M.; ROMANO, E.; FONDATI, A. *Malassezia* spp. overgrowth in allergic cats. **Veterinary dermatology**, v. 18 n. 5, p.316-323, 2007.

PAIS, R. M. M. **Tricograma como método de estudo de alopecia em felinos**. 2016. 101f. Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Lisboa, 2016.

PANWAR, H.; JOSHI, D.; GOEL, G.;ASATI, D.; MAJUMDAR, K.; KAPOOR, N. Diagnostic utility and pitfalls of Tzanck smear cytology in diagnosis of various cutaneous lesions. **Journal of cytology**, v. 34, n4, p. 179, 2017.

PAPPALARDO, E.; MARTINO, P. A.; NOLI, C. Macroscopic, cytological and bacteriological evaluation of anal sac content in normal dogs and in dogs with selected dermatological diseases. **Veterinary Dermatology**, v.13, p. 315-322, 2002.

PATEL, A.; FORSYTHE, P. J. **Dermatologia em pequenos animais**. Rio de Janeiro: Elsevier Brasil, 2001.

PATERSON, S. **Manual of Skin Diseases of the Dog and Cat**. 2nd ed. UK: Blackwell Publishing, 2008.

PEREIRA, A. V.; PEREIRA, S. A.; GREMIÃO, I. D. F.; CAMPOS, M. P.; FERREIRA, A. M. R. Comparison of acetate tape impression with squeezing versus skin scraping for the diagnosis of canine demodicosis. **Australian veterinary journal**, v. 90, n. 11, p. 448-450, 2012.

PINCHBECK, L. R.; COLE, L. K.; HILLIER, A.; KOWALSKI, J. J.; RAJALA-SCHULTZ, P. J.; BANNERMAN, T. L.; YORK, S. Genotypic relatedness of staphylococcal strains isolated from pustules and carriage sites in dogs with superficial bacterial folliculitis. **American Journal of Veterinary Research**, v.67, n. 8, p. 1337-1346, 2006.

PROBAC DO BRASIL . Laminocultivos – Dermatobac. [on-line] Disponível em < www.probac.com.br > Acesso em 14.Mai.2021.

RANTALA, M., HUOVINEN, P., HÖLSÖ, K., LILAS, A., & KAARTINEN, L. Survey of condition-based prescribing of antimicrobial drugs for dogs at a veterinary teaching hospital. **Veterinary Record**, v. 155, n. 9, p. 259-262, 2004.

ROSENKRANTZ, W. S, Pemphigus current therapy. **Veterinary Dermatology**, v. 15, p. 90-98, 2004.

ROSSER JUNIOR, E. J. 2004. Pústulas e Pápulas. In: Ettinger, S. J. & Feldman, E. C. Tratado de medicina interna veterinária doenças do cão e do gato (5a ed.). Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, BR. 2004.

SANTOS, A. C. P. **Tricograma como método de diagnóstico dermatológico para avaliar a presença de prurido em gatos**. 2013. 94f Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Lisboa, 2013.

SARIDOMICHELAKIS, M.; KOUTINAS, A.; FARMAKI, R.; LEONTIDES, L.; KASABALIS, D. (2007). Relative sensitivity of hair pluckings and exudate microscopy for the diagnosis of canine demodicosis. **Veterinary Dermatology**. v. 18, n. 2, p. 138-141, 2007.

SCOTT D.W.; PARADIS M. A survey of canine and feline skin disorders seen in a university practice: Small Animal Clinic, University of Montréal, Saint-Hyacinthe, Québec (1987-1988). **Canadian Veterinary Journal**, v. 31, p. 830-835, 1990.

SCOTT, D. W., MILLER, W. H., & ERB, H. N. Feline dermatology at Cornell University: 1407 cases (1988–2003). **Journal of feline medicine and surgery**, v. 15, n.4, p. 307-316, 2013.

SCOTT, D. W.; MILLER, W. H.; GRIFFIN, C. E. Muller & Kirk. **Dermatologia de pequenos animais**. 5 ed. Rio de Janeiro: Interlivros, 1996.

SISCHO W.M.; IHRKE P.J.; FRANTI C.E. Regional distribution of ten skin diseases in dogs. **Journal of the American Veterinary Medical Association**. v.195, p752-756, 1989.

TOMA, S.; CORNEGLIANI, L., PERSICO, P.; NOLI, C. Comparison of 4 fixation and staining methods for the cytologic evaluation of ear canals with clinical evidence of ceruminous otitis externa. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 35, n. 2, p. 194-198, 2006.

UDENBERG, T. J.; GRIFFIN, C. E.; ROSENKRANTZ, W. S.; GHUBASH, R. M.; ANGUS, J. C.; POLISSAR, N. L.; NERADILEK, M. B. Reproducibility of a quantitative cutaneous cytological technique. **Veterinary dermatology**, v. 25, n.5, p. 435-e67, 2014.

VASCONCELOS, J. S.; SIQUEIRA, R. S.; CLEMENTINO, I. J.; GAMA, A.; ALVES, A.; LUCENA, R. B.; DANTAS, A. F. M. Frequência das doenças de pele não tumorais em cães no município de João Pessoa, Paraíba, Brasil (2014-2016). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 72, n. 4, p. 1172-1184, 2020.

WILLEMSE, T. **Dermatologia clínica de cães e gatos**. 2. ed. São Paulo: Manole, 2002.