

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA**

MARIANA LIMA RICARTI

**MUCOSA LABIAL COMO SÍTIO ALTERNATIVO PARA MONITORAÇÃO DA
GLICEMIA DE FELINOS DOMÉSTICOS NO TRANSCIRÚRGICO**

**UBERLÂNDIA - MG
2018**

MARIANA LIMA RICARTI

**MUCOSA LABIAL COMO SÍTIO ALTERNATIVO PARA MONITORAÇÃO DA
GLICEMIA DE FELINOS DOMÉSTICOS NO TRANSCRÚRGICO**

Projeto de pesquisa apresentado à coordenação do curso graduação em Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia, como requisito à aprovação na disciplina de Trabalho de conclusão de curso II.

Orientadora: Prof.^a Dra. Sofia Borin Crivellenti

**UBERLÂNDIA-MG
2018**

**MUCOSA LABIAL COMO SÍTIO ALTERNATIVO PARA MONITORAÇÃO DA
GLICEMIA DE FELINOS DOMÉSTICOS NO TRANSCIRÚRGICO**

Trabalho de Conclusão de Curso II
aprovado para obtenção do título de
graduada em Medicina Veterinária do
curso de Medicina Veterinária, da
Universidade Federal de Uberlândia (MG)
pela banca examinadora formada por:

Uberlândia, 26 de novembro de 2018.

Prof.^a Dr.^a. Sofia Borin Crivellenti (UFU-MG)

Prof.^a Dr.^a. Carolina Franchi João (UFU-MG)

Médica Veterinária Esp. Mestranda Paula Barbosa Costa (UFU-MG)

AGRADECIMENTOS

Primeiramente quero agradecer a Deus pela minha vida, pelas bênçãos a mim concedidas, para que com fé e foco eu tenha conseguido realizar o meu sonho.

Agradecimentos sem fim aos meus pais José Eduardo e Marli por todo o apoio, paciência e por depositarem em mim toda confiança, não medindo esforços para que eu pudesse ter a oportunidade de estudar, pelo amor incondicional no decorrer dessa trajetória e em toda a minha vida que foi o que me deu forças para chegar até aqui.

Ao meu irmão Paulo, que me apoiou e contribuiu para a realização deste trabalho.

A minha orientadora Sofia Borin Crivellenti, por ser minha inspiração como profissional, por todo ensinamento, suporte, paciência, carinho, pela constante ajuda e orientação nesse trabalho, pois tudo isso foi fundamental para a minha formação.

A minha parceira de pesquisa Paula Barbosa Costa (Paulinha), por toda a ajuda, paciência, parceria, amizade, ensinamentos, tornando esse caminho mais fácil.

A Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) pelo apoio financeiro concessão da Bolsa de Iniciação Científica (PIBIC/FAPEMIG/UFU), ao Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia (UFU), em especial ao Projeto de Castração Eletiva de Pequenos Animais e ao Laboratório de Patologia Clínica pela colaboração no trabalho.

Agradeço também a minha instituição (UFU) e todos os meus professores, que me deram suporte e todas as ferramentas que me permitiram chegar ao final desse ciclo de maneira satisfatória.

RESUMO

O objetivo deste estudo foi investigar o valor clínico e a precisão das medidas de glicose mensuradas com glicosímetro comparadas com o padrão ouro para mensuração da glicemia que é o método colorimétrico de Trinder, em amostras de sangue obtidas da mucosa labial como alternativa à amostragem obtidas do sangue periférico e das pinas auriculares na espécie felina no transcirúrgico. Foram colhidas amostras de 32 felinos saudáveis, onde os valores glicêmicos médios não mostraram diferença significativa entre os diferentes locais de coleta de sangue e métodos ($P=0,2738$). A glicemia obtida na mucosa labial exibiu alta correlação com a glicemia do ensaio enzimático colorimétrico ($r=0,70$, $p=<0,0001$), bem com a glicemia venosa e da pina auricular obtidas pelo glicosímetro ($r=0,88$, $p=<0,0001$ e $r=0,89$, $p=<0,0001$, respectivamente) e todos os valores obtidos se ajustam perfeitamente aos intervalos clinicamente aceitáveis na análise da grade de erros (94 % na zona A e 6% na zona B). A obtenção da amostra da mucosa labial para aferição da glicemia mostrou-se eficaz e, portanto, uma alternativa viável para monitoração da glicemia transcirúrgica em felinos.

Palavra-chave: Felino, Glicemia, Mucosa Labial.

ABSTRACT

The objective of this study was to investigate the clinical value and accuracy of blood glucose (BG) measurements measured with a glucometer compared to the gold standard Trinder's test for BG (enzymatic colorimetric method) in blood samples obtained from the labial mucosa as an alternative to sampling obtained from peripheral blood and auricular pinnae in feline species in the trans-surgical. Blood samples were collected from 32 healthy cats, where mean glycemic values showed no significant difference between different sampling sites and methods ($P=0.2738$). BG obtained from labial mucosa exhibited a high correlation with the BG from colorimetric enzymatic assay ($r=0.70$, $p<0.0001$), as well as with the venous and pinna auricular BG measured by glucometer ($r=0.88$, $p<0.0001$ e $r=0.89$, $p<0.0001$, respectively). Otherwise, values obtained fit perfectly within the clinically acceptable intervals by Parkes' error grid analysis (94% in zone A). Labial mucosa proved to be effective as a sampling site to measured BG and, therefore, a viable alternative for the monitoring BG in transsurgical in felines.

Key-words: Feline, Blood Glucose, Lip.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	5
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	7
3. RESULTADOS	10
4. DISCUSSÃO.....	13
5. CONCLUSÃO.....	15
6. REFERÊNCIAS	15
7. ANEXO 1-	
PROTOCOLO CEUA -----	18

1. INTRODUÇÃO

A glicose é considerada a principal fonte de carboidrato do organismo animal para a produção energética. Ela possui basicamente três destinos: oxidação no ciclo de Krebs para formação de energia (ATP); polimerização molecular e consequente formação de glicogênio; e transformação em outros açúcares que serão utilizados no metabolismo celular (STEIL et al., 2005). Alguns órgãos são extremamente dependentes de glicose, como é o caso do cérebro, que graças a sua alta capacidade de sentir variações da glicemia, participa na regulação da homeostase da glicose (LEVIN et al., 1999).

A glicose plasmática nos mamíferos é, basicamente, resultado da absorção de glicose da ingesta, produção de glicose pelo fígado, e utilização dela pelos tecidos (BERGER; RODBARD, 1989). A dinâmica da glicose no organismo é complexa e influenciada por vários fatores. Dentre esses fatores os principais são os hormonais, tanto os hipoglicemiantes (insulina) quanto os hiperglicemiantes (glucagon, corticosteroides, adrenalina, GH) (ROSEN; SPIEGELMAN, 2006). Didaticamente é possível dividir o organismo em três compartimentos, no que se diz respeito ao equilíbrio glicêmico: capilares, fluido intersticial e células. A glicose se move dos capilares para o fluido intersticial de acordo com as variáveis concentrações em ambos. Do fluido intersticial, é apanhada pelas células, tendo sua taxa de absorção aumentada ou diminuída na presença dos hormônios citados acima (STEIL et al., 2005).

Como visto anteriormente, a glicose participa de processos fisiológicos de vital importância. Assim sendo, a sua mensuração deve ser o mais próximo possível do valor real, evitando erros diagnósticos e terapêuticos, já que ela tem grande importância na monitoração de animais diabéticos ou com outras doenças endócrinas, obesos ou anoréxicos, em casos de resistência insulínica devido ao uso de progestágenos e animais que precisam ficar internados ou serem submetidos a procedimentos cirúrgicos (ALEIXO et al., 2007).

O método mais utilizado e considerado padrão ouro para a aferição de glicose nos animais é o ensaio laboratorial enzimático-colorimétrico (método de Trinder, ou também chamado de glicemia de bancada), porém essa alternativa requer uma quantidade considerável de sangue e tempo de encaminhar ao laboratório para obtenção dos resultados, limitando o uso da glicemia de bancada durante uma cirurgia (SANTOS et al., 2000).

Tais circunstâncias, tornam o glicosímetro uma ferramenta fundamental devida suas características de praticidade, rapidez, baixo custo e da necessidade de pequena quantidade de sangue (SANTOS et al., 2000). Vários estudos avaliaram a fidedignidade do uso de glicosímetros portáteis para aferição de glicose periférica (capilar), comparando com a análise

laboratorial de glicose venosa. Esses estudos não encontraram diferença significativa entre os valores obtidos em ambas análises, sendo o glicosímetro portátil um bom meio de mensuração da glicemia dos mamíferos (ALEIXO et al., 2007; BORIN-CRIVELLENTI; CRIVELLENTI; TINUCCI-COSTA, 2012; LUPPI et al., 2007). Além disso, para que a aferição de glicose seja feita da maneira correta e não haver interferência nos resultados, é preciso que as fitas reagentes sejam armazenadas de maneira correta, ou seja, fora de temperaturas extremas, umidade e luz. O aparelho deve ser calibrado e higienizado com frequência e é preciso também treinar a pessoa que vai manipula-lo. Outro aspecto importante que deve ser considerado é o tempo entre a colocação da fita no aparelho e a colocação do sangue na mesma, que sendo demorado o resultado não é confiável (COHN et al., 2000).

É necessário que a qualidade do sangue das amostras esteja perfeita para que o teste seja válido. Animais com hematócrito menor que 20% podem adulterar os resultados, pois em animais em choque, hipoperfusão capilar, com anemia ou desidratados coletar uma amostra representativa de sangue se torna complicada, então é necessário avaliar a condição de saúde de cada animal antes da mensuração (BRIGGS & CORNELL, 2004).

Um dos locais de eleição para coleta de sangue periférico nos cães e gatos é a pina auricular, muitas vezes referido na rotina clínica como “ponta de orelha” (WESS & REUSH 2000). Locais alternativos à pina auricular foram descritos, pela possível dificuldade de coleta de sangue periférico neste local, por conta de traumas, tumores, animais que não aceitam ter suas orelhas manipuladas ou que não possuem orelha. Um desses locais alternativos de coleta é o coxim (metacárpico ou metatársico), sendo que não foi encontrada diferença significativa entre a glicemia encontrada no sangue de ambos os pontos de coleta. Porém durante alguns procedimentos cirúrgicos, devido diversas situações, tais como tipos de decúbito, regiões encobertas pelo campo cirúrgico, etc., tais sítios podem não ser facilmente acessados. Pensando nestas situações, hipotetizou-se que a mucosa labial poderia possibilitar melhor acesso, já que a cabeça do paciente fica, na maioria das vezes exposta, já que o animal fica entubado para manutenção de anestesia inalatória e também para o acompanhamento de parâmetros pelo anestesista (ZEUGSWETTER; REBUZZI; KARLOVITS, 2010).

Assim, este estudo teve por objetivo investigar o valor clínico e a precisão das medidas de glicose mensuradas com glicosímetro em amostras de sangue obtidas da mucosa labial como alternativa à amostragem obtida do sangue periférico e das pinas na espécie felina, validando assim, esse novo sítio de aferição para monitoração de glicemia transcirúrgica.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido nas dependências do Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia (HV-UFU) no período compreendido entre junho e julho de 2018, com animais que foram submetidos ao projeto de castração eletiva, após aprovação do comitê local de ética e experimentação animal (CEUA) (Protocolo número 096/17).

Após autorização dos tutores por meio de assinatura do Termo de Consentimento Livre e Esclarecido, foram coletadas amostras de 37 felinos (machos ou fêmeas), adultos (idade superior a 5 meses) e com peso superior a 1 kg, os quais 100% (n=37) tratavam-se de animais sem raça definida, com idade média de $1,38 \pm 1,24$ anos (variação de 5 meses a 5 anos) e peso médio de $3,28 \pm 0,8$ kg (variação de 2 a 5 kg). Destes, 5 gatos foram excluídos por apresentarem anemia (n=4) e desidratação (n=1), resultando no n final experimental de 32 animais, os quais tiveram parâmetros hematológicos e bioquímicos dentro dos valores de referência para a espécie (Tabelas 1).

Tabela 1. Parâmetros hematológicos e bioquímicos (média±desvio padrão (mínimo-máximo) dos animais com os valores de referência para a espécie.

PARÂMETROS	MÉDIA±DP (Mínimo-Máximo)	VALORES DE REFERÊNCIA (> 6 meses)
Hemácias $\times 10^6$ (mm ³)	6,698±0,9194 (5,190-9,040)	5 a 10
Hemoglobina (g%)	9,741±1,096 (7,800-12,80)	8 a 15
Hematócrito (%)	29,91±3,687 (24,20-40,90)	24 a 45
VCM (um ³)	44,81±3,187 (35,00-50,00)	39 a 55
CHCM (%)	32,65±1,023 (30,80-34,90)	30 a 36
HCM (pg)	14,64±1,125 (11,70-17,00)	12,5 a 17,5
RDW (%)	14,70±1,023 (10,50-17,00)	14 a 17
Plaquetas (mm ³)	273,469±184,587 (57,000-900,000)	150,000 a 700,000
VPM (um ³)	11,03±1,754 (7,100-15,80)	6,7 a 11,1
Leucócitos (mm ³)	10119±4652 (3200-18100)	5,500 a 19,500
Mielócitos (mm ³)	0,0±0,0 (0,0-0,0)	0
Metamielócitos (mm ³)	0,0±0,0 (0,0-0,0)	0
Bastonetes (mm ³)	97,59±246,7 (0,0-1375)	0 a 750
Segmentados (mm ³)	6721±3619 (1836-13612)	2,500 a 12,500
Eosinófilos (mm ³)	784,4±531,5 (55,00-1991)	0 a 1,500
Basófilos (mm ³)	9,875±33,14 (0,0-151,0)	0 a 0
Monócitos (mm ³)	170,8±196,6 (0,0-840,0)	0 a 850
Linfócitos (mm ³)	2337±1495 (525,0-6493)	1,500 a 7,000
Albumina (g/dL)	2,288±0,3803 (1,520-3,050)	2,1 a 3,3
Creatinina (mg/dL)	1,336±0,2923 (0,7300-2,170)	0,5 a 1,7
A.L.T (TGP) (U/L)	94,63±100,2 (32,00-615,0)	10 a 88
Proteína Total (g/dL)	6,803±0,4547 (6,200-8,000)	5,4 a 7,8

As aferições da glicemia foram realizadas utilizando o método colorimétrico de Trinder (TRINDER, 1969) e o glicosímetro Accu-Chek Performa© (Roche Diagnóstica Brasil Ltda) cujo intervalo de aferição é de 36-569 mg/dL, volume da amostra de 0,6 µL de sangue e obtenção dos resultados dentro de 5 segundos.

O experimento foi feito com o volume mínimo de 2 mL de sangue periférico, obtido de vasos de grande e médio calibre (veias jugular, safena ou cefálica cranial), para cada 0,02 mL de fluoreto de sódio (1 gota/5 mL de sangue) é necessário para a realização da mensuração da glicemia pelo método colorimétrico de Trinder em ambiente laboratorial (TRINDER, 1969), o que é relativamente significativo e de limitada obtenção na espécie em questão.

Agulhas hipodérmicas estéreis de 20x5,5 mm foram utilizadas para punctura auricular e da mucosa labial e escalpes 24G acoplados à uma seringa de 3 mL foram utilizados para obtenção das amostras de sangue venoso.

As aferições foram realizadas com o animal em decúbito lateral na mesa cirúrgica na sala de técnica operatória do HV-UFU. Os gatos foram minimamente manipulados pelos pesquisadores durante a realização das coletas, já que os mesmos estavam sob efeito de medicação pré-anestésica (Acepromazina + Midazolam + Cloridrato de Tramadol) juntamente com um agente anestésico dissociativo (acepromazina 0,05mg/kg, midazolam 0,3mg/kg, tramadol 4mg/kg, IM) e com o anestésico dissociativo cetamina (10 mg/kg, IM), para realização do procedimento de ovariectomia ou orquiectomia. A ordem de obtenção das amostras sanguíneas foi aleatória, seguindo os seguintes procedimentos:

Amostra VP – Vaso Periférico: após tricotomia regional, antissepsia com álcool 70% e espera para sua completa secagem, obtivemos, com auxílio de seringa, amostra de 2 mL de sangue proveniente da veia jugular, cefálica ou safena para aferição de glicemia venosa. Desta amostra, uma gota de sangue foi imediatamente destinada à mensuração da glicemia pelo glicosímetro. Ato contínuo, o sangue restante foi acondicionado em um tubo de plástico contendo 0,02 mL de fluoreto de sódio, sendo então delicadamente homogeneizado e levado imediatamente ao Laboratório de Patologia Clínica do HV-UFU para mensuração da glicemia pelo método colorimétrico de Trinder.

Amostra CA – Capilar Auricular: após tricotomia regional, antissepsia com álcool 70%, completa secagem da região e identificação de vaso periférico auricular, obtivemos amostra de sangue capilar do pavilhão auricular externo (veia marginal periférica da orelha) para aferição da glicemia pelo glicosímetro.

Amostra ML – Mucosa Labial: após exposição da mucosa labial superior com auxílio do dedo indicador e secagem da região com gaze estéril e seca, obtivemos amostra de sangue da mucosa labial para aferição da glicemia pelo glicosímetro (Figura 1).

Salienta-se que foi determinado que o máximo de três tentativas para obter uma amostra de sangue satisfatória no mesmo sítio de amostragem seriam feitas por animal, e o número de tentativas iniciais malsucedidas foi registrado para análise comparativa. Ressalta-se ainda que como critério de exclusão considerou-se gatos desidratados, ictericos ao exame físico, ou que após obtenção dos exames bioquímicos e hematológicos manifestassem qualquer alteração previamente referida na literatura como potencialmente causadora de alterações na leitura dos glicosímetros (anemia, desidratação).

As médias obtidas dentro de cada grupo estudado foram comparadas pelo teste pela análise de variância de via única (*One-way Anova*) ou Kruskal-Wallis, de acordo com o teste de normalidade de Kolmogorov-Smirnov para os valores que tiveram e não tiveram distribuição Gaussiana, respectivamente. Posteriormente, foram utilizados, também respectivamente, os *post hoc tests* de Tukey ou Dunn's onde valores de P inferiores ou iguais a 0,05 foram considerados significativos. Os coeficientes de correlação de Pearson (paramétrico) ou Spearman (não paramétrico) foram utilizados para analisar a relação entre as glicemias e demais parâmetros laboratoriais hematológicos e bioquímicos analisados (GraphPad Prism version 6.00 for Windows, GraphPad Software, La Jolla California USA). A precisão clínica das glicemias obtidas pelo glicosímetro (mucosa labial, pina auricular e sangue venoso) foram avaliadas pela análise de grade de erros modificada por Parkes et al. (2000), a qual é constituída por zonas que representam o risco decorrente de uma mensuração incorreta: zona A representa erros sem efeito clínico (precisão analítica); zona B representa valores que se desviaram em mais que 20% dos valores de referência, mas que mesmo assim não representariam repercussões negativas no tratamento; zona C, cujos valores poderiam induzir a um tratamento desnecessário; zona D, considerada de perigo para ocorrência de erros graves no tratamento e a zona E, cujos erros poderiam induzir a conduta clínica de consequências perigosas aos pacientes.

Figura 1. Representação da técnica realizada para aferição de glicemia na mucosa labial superior de gatos saudáveis. (A) Punção na mucosa labial com agulha hipodérmica e (B) Aferição da glicemia pelo glicosímetro Accu Check Performa[®].



3. RESULTADOS

A mensuração da glicemia na mucosa labial superior dos felinos foi de fácil acesso e expôs uma rica quantidade de sangue, assim como na pina auricular.

Nenhum dos animais apresentou sinais de infecção ou inflamação nos locais de coleta de sangue para aferição da glicemia dentro de sete dias após as punções. Reações físicas e posturais dos animais não foram notadas, devido a todos estarem sob efeito de medicação pré-anestésica.

Todas as aferições glicêmicas mantiveram-se dentro do intervalo de normalidade para a espécie felina, não havendo nenhuma diferença entre os diferentes sítios e métodos investigados ($P= 0,2738$) (Tabela 2).

Tabela 2. Análise de dados e estatística descritiva da glicemia de felinos domésticos, pelo método laboratorial enzimático colorimétrico (venoso) e os outros sítios através do glicosímetro.

SÍTIO DE COLETA	MÉDIA±DP	MEDIANA (MÍNIMO-MÁXIMO)
Glicemia venosa – laboratorial	92,73 ± 19,48	(87,85) 60,60-149,4
Glicemia mucosa labial – glicosímetro	85,63 ± 12,71	(82,50) 69,00-120,0
Glicemia auricular – glicosímetro	88,94 ± 10,16	(88,00) 68,00-108,0
Glicemia venosa – glicosímetro	88,66 ± 10,52	(87,00) 71,00-114,0

*Não houve diferença significativa entre as glicemias obtidas nos diferentes sítios e métodos de aferição ($p>0,05$).

A glicemia da mucosa labial dos felinos apresentou alta correlação tanto com as demais glicemias obtidas pelo glicosímetro - amostras de sangue venoso ($r=0,88$; $p<0,0001$) e pavilhão auricular externo ($r=0,89$; $p<0,0001$), quanto com as de sangue venoso obtidas através de teste enzimático colorimétrico ($r=0,70$; $p<0,0001$). Tal medida, ainda se correlacionou negativamente com a concentração sérica de creatinina ($r= - 0,38$; $p=0,0337$) e contagem absoluta de linfócitos ($r= -0,55$; $p=0,0012$).

A grade de erros foi utilizada tanto para comparar os resultados de todos os sítios de aferição de glicemias pelo glicosímetro com a glicemia obtida pelo método padrão ouro laboratorial, quanto entre a glicemia obtida na mucosa labial com os demais sítios de avaliação pelo glicosímetro. Em ambas as situações, 100% das amostras aferidas pelos glicosímetros encaixaram-se nas zonas clinicamente aceitáveis, distribuindo-se 94% na zona A e 6% na zona B (Figura 2) quando comparada à glicemia de bancada (método colorimétrico), e 100% na zona A quando comparada às demais glicemias aferidas pelo glicosímetro (Figura 3).

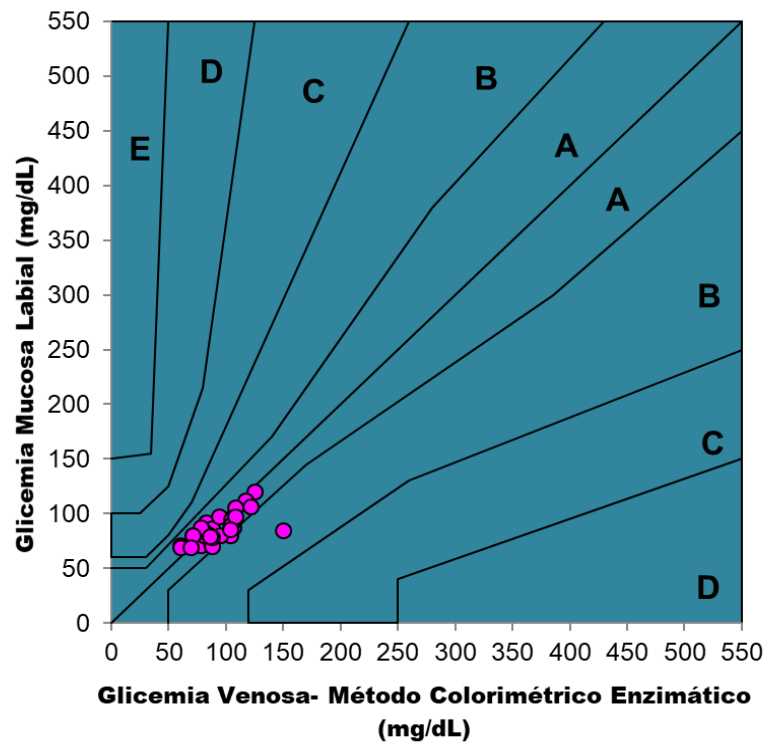


Figura 2. Representação gráfica das glicemias aferidas através da mucosa labial pelo glicosímetro Accu Check Performa® comparada com a glicemia venosa pelo ensaio colorimétrico enzimático de gatos saudáveis analisados por meio da grade de erro modificada por Parkes (2000).

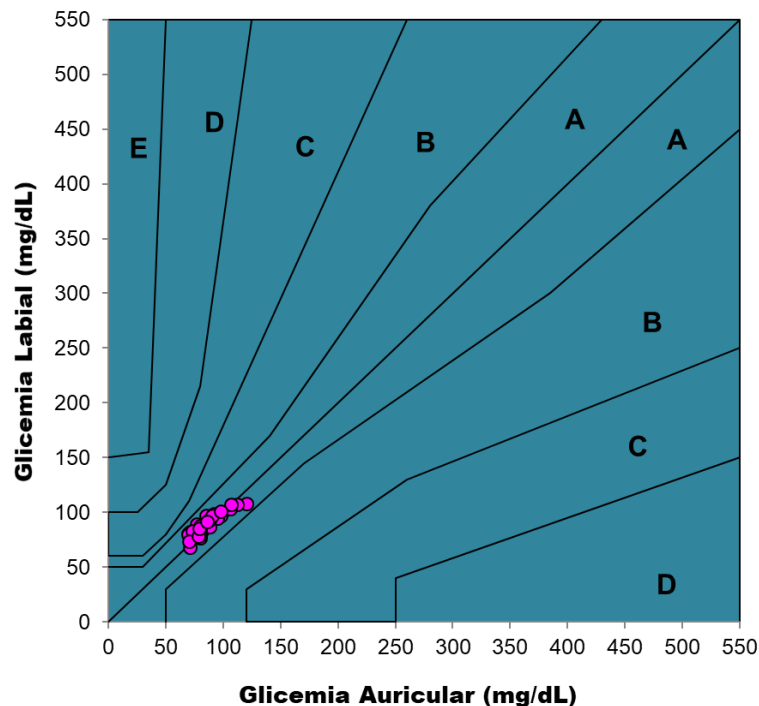


Figura 3. Representação gráfica dos valores glicêmicos da mucosa labial e da pina auricular de gatos saudáveis aferidas pelo glicosímetro Accu Check Performa® analisados por meio da grade de erro modificada por Parkes (2000).

4. DISCUSSÃO

Neste estudo apresentamos a mucosa labial como um excelente sítio para aferição da glicemia de gatos saudáveis durante a realização de procedimentos cirúrgicos.

Embora se saiba que este sítio tem sido usado na rotina dos médicos veterinários em pequenos animais nas mais diversas situações, nenhum trabalho de validação havia sido realizado até o presente momento.

Vale ressaltar, que os glicosímetros digitais possuem muitas vantagens se comparados aos analisadores automáticos-padrões que são usados nos laboratórios. Alguns dos benefícios são que o aparelho possui tamanho reduzido, o que facilita o manuseio, o transporte, necessita de pouco sangue para gerar o resultado e o mesmo é dado na hora (FERREIRA; MUELLER; FISCHER, 2013). Ou seja, a utilização do glicosímetro é um método rápido e prático para

obtenção dos valores glicêmicos inclusive em centros cirúrgicos, visto que os autores reconhecem o aumento da mortalidade e morbidade em pacientes hospitalizados hipoglicêmicos ou hiperglicêmicos não-diabéticos (VAN DEN BERGHE *et al.* 2001).

Este estudo buscou um sítio alternativo para facilitar o manuseio das glicemias no transcirúrgico, principalmente nos pacientes em que as orelhas (em casos de otites, otohematomas, neoplasias) ou membros torácicos não possam ser utilizados (exemplo, vasoconstricção periférica, posição durante a cirurgia) e devido a mucosa labial ser intensamente capilarizada, a ejeção de sangue foi facilitada.

Observou-se que quanto maior a glicemia labial menor foi a contagem absoluta de linfócitos e a concentração sérica de creatinina. Os autores do trabalho acreditam que essa relação é devido ao leucograma por estresse, representado conjuntamente ou individualmente por alterações nas variáveis hematológicas representadas por leucocitose por neutrofilia sem desvio à esquerda, eosinopenia, monocitose e/ou linfopenia (KOENIG, 2013) induzida pela manipulação do animal para a medicação pré-anestésica.

A grade de erro é uma metodologia adequada para medicina humana (PARKES *et al.*, 2000) e baseia-se no intervalo tolerável glicêmico para humanos diabéticos (90-180 mg/dL/ 5-10 mmol/L) conforme recomendado pela *Standards of medical care in diabetes* (2005). Também se aplica na medicina veterinária (WESS e REUSCH 2000, BORIN-CRIVELLENTI *et al.*, 2012), apesar do intervalo glicêmico tolerável ser estreito para os animais (gatos euglicêmicos 70-170 mg/dL/ 3.9-9.4 mmol/L) (COHEN *et al.*, 2009). A maioria das glicemias obtidas neste estudo distribuíram-se na zona A e subsequente na zona B, consideradas zonas clinicamente estáveis. Nenhum dos sítios de escolhas, especialmente a mucosa labial, teve mensurações fora das zonas clinicamente aceitáveis, logo não representariam interpretações clínicas errôneas, nem gerariam inconsequentes tratamentos.

5. CONCLUSÃO

Conclui-se com os resultados alcançados neste estudo, que a mucosa labial se configura como uma ótima e confiável opção de amostragem para a mensuração da glicemia no transcirúrgico de felinos domésticos, se mostrando promissora para o controle glicêmico de animais portadores de distúrbios glicêmicos.

REFERÊNCIAS

ALEIXO, G. A. DE S. et al. Avaliação comparativa entre o glicosímetro portátil e o método laboratorial enzimático-colorimétrico segundo Trinder na dosagem glicêmica em cães. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, v. 102, p. 351–354, 2007.

BERGER, M.; RODBARD, D. Computer simulation of plasma insulin and glucose dynamics after subcutaneous insulin injection. **Diabetes Care**, v. 12, n. 10, p. 725–736, 1989.

BORIN-CRIVELLENTI, S.; CRIVELLENTI, L. Z.; TINUCCI-COSTA, M. The carpal pad as an alternative sampling site for blood glucose testing in dogs. **Journal of Small Animal Practice**, v. 53, n. 12, p. 684–686, 2012.

BRIGGS, A. L.; CORNELL, S. Self-monitoring blood glucose (SMBG): now and the future. **Journal of Pharmacy Practice**, v. 17, p. 29-38, 2004.

COHEN, T. A., NELSON, R. W., KASS, P. H., CHRISTOPHER, M. M., FELDMAN, E. C. Evaluation of six portable blood glucose meters for measuring blood glucose concentration in dogs. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 235, p. 276-280, 2009.

COHN, L. A. et al. Assessment of five portable blood glucose meters, a point-of-care analyzer, and color test strips for measuring blood glucose concentration in dogs. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 216, n.2, p. 198-202, 2000.

FERREIRA, P. A.; MUELLER, E. N.; FISCHER, E. C. Glicemia do sangue capilar e venoso de cães saudáveis : mensuração por método eletroquímico versus enzimático laboratorial. Capillary and venous blood glucose of healthy dogs : measurement by electrochemical method versus enzymatic laboratory, v.16, n.2, p. 279-286, 2013.

KOENIG, A. Endocrine emergencies in dogs and cats. **Journal of Small Animal Practice** v.43, p. 869-897, 2013.

LEVIN, B. E. et al. **Invited review**. v. 276 n. 102, 1999.

LUPPI, M. M. et al. Estudo comparativo entre métodos de determinação da glicemia em macacos-prego (*Cebus apella*) mantidos em cativeiro. Comparative study of glicemia methods in capuchin-monkey (*Cebus apella*) in captivity. v. 102, p. 75–79, 2007.

PARKES, J., SLATIN, S., PARDO, S., GINSBERG, B. A new consensus error grid to evaluate the clinical significance of inaccuracies in the measurement of blood glucose. **Diabetes care** v. 23, p. 1143-1148, 2000.

ROSEN, E. D.; SPIEGELMAN, B. M. Adipocytes as regulators of energy balance and glucose homeostasis. **Nature**, v. 444, n. 7121, p. 847–853, 2006.

SANTOS T.F. et al. Avaliação comparativa entre o glicosímetro portátil e o método laboratorial enzimático colorimétrico na dosagem glicêmica em cães. **Ciências Agrárias e da Saúde**, v. 8, p. 60-66, 2000.

STEIL, G. M. et al. Interstitial fluid glucose dynamics during insulin-induced hypoglycaemia. **Diabetologia**, v. 48, n. 9, p. 1833–1840, 2005.

TRINDER, P. Determination of glucose in blood using glucose oxidase with an alternative oxygen acceptor. **Annals of clinical Biochemistry**, v. 6, p. 24–27, 1969.

VAN DEN BERGHE, G., WOUTERS, P., WEEKERS, F., VERWAEST, C., BRUYNINCKX, F., SCHETZ, M., BOUILLON, R. Intensive insulin therapy in critically ill patients. **New England journal of medicine** v. 345, p. 1359-1367, 2001.

WESS, G., REUSCH, C. Capillary blood sampling from the ear of dogs and cats and use of portable meters to measure glucose concentration. **Journal of Small Animal Practice** v. 41, p. 60-66, 2000.

ZEUGSWETTER, F. K.; REBUZZI, L.; KARLOVITS, S. Alternative sampling site for blood glucose testing in cats: giving the ears a rest. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 12, p. 710–713, 2010.

ANEXO 1



Universidade Federal de Uberlândia

CEUA (Comissão de Ética no Uso de Animais)

Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação

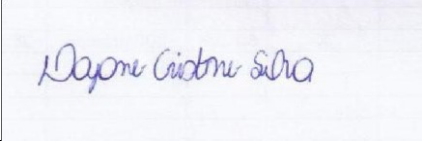
Fone: Ramal (VoIP) 3423; e-mail: ceua@propp.ufu.br; www.comissoes.propp.ufu.br

**COMPROVANTE DE ENTREGA DO
Formulário de Entrega Procedimentos para Uso Científico de Animais
(uso exclusivo da CEUA)**

Protocolo nº **096/17** (uso da CEUA)

Data de Entrega **10/10/17** (uso da CEUA)

Rubrica Funcionário



Observação: Na conclusão do projeto, deverá enviar o Relatório Final do projeto, por e-mail para arquivo da CEUA.