

MARCELO TAVARES DE LIRA

**ANÁLISE DOS NÍVEIS GLICÊMICOS POR MEIO DO
GLICOSÍMETRO PORTÁTIL EM PEQUENOS RUMINANTES**

GARANHUNS – PE

2019

MARCELO TAVARES DE LIRA

**ANÁLISE DOS NÍVEIS GLICÊMICOS POR MEIO DO
GLICOSÍMETRO PORTÁTIL EM PEQUENOS RUMINANTES**

**Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao
Curso de Medicina Veterinária da Unidade
Acadêmica de Garanhuns, Universidade Federal
Rural de Pernambuco como parte dos requisitos
exigidos para obtenção do título de graduação em
Medicina Veterinária.**

**ORIENTADORA: Prof^a Dr^a Taciana Rabelo Ramalho Ramos
CO-ORIENTADOR: Prof Dr Luiz Carlos Fontes Baptista Filho**

GARANHUNS – PE

2019

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca **Ariano Suassuna**, Garanhuns - PE, Brasil

L768a Lira, Marcelo Tavares de

Análise dos níveis glicêmicos por meio do glicosímetro portátil em
pequenos ruminantes / Marcelo Tavares de Lira. - 2019.

41 f. : il.

Orientador(a): Taciana Rabelo Ramalho Ramos.

Coorientador(a): Luiz Carlos Fontes Baptista Filho.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Medicina
Veterinária) – Universidade Federal Rural de Pernambuco,
Departamento de Medicina Veterinária, Garanhuns, BR - PE, 2019.

Inclui referências e apêndices

1. Glicemia 2. Caprino 3. Ovino 4. Ruminante I. Ramos, Taciana
Rabelo Ramalho, orient. II. Baptista Filho, Luiz Carlos Fontes coorient.
III. Título

CDD 636.2

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

ANÁLISE DOS NÍVEIS GLICÊMICOS POR MEIO DO
GLICOSÍMETRO PORTÁTIL EM PEQUENOS RUMINANTES

Trabalho de conclusão de curso elaborado por:

MARCELO TAVARES DE LIRA

Aprovado em 05/02/2019

BANCA EXAMINADORA

ORIENTADORA: Prof^a. Dr^a. Tacina Rabelo Ramalho Ramos
Unidade Acadêmica de Garanhuns – UFRPE

Gliére Silmara Leite Soares, MSC
Médica Veterinária Autônoma

Poliana Araújo Silva
Médica Veterinária Autônoma



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS

FOLHA COM A IDENTIFICAÇÃO DO ESO

1. ESTÁGIO

NOME: Marcelo Tavares de Lira

MATRÍCULA Nº 056.188.524-97

CURSO: Medicina Veterinária

PERÍODO LETIVO: 11º

ENDEREÇO: Sítio Olho D'Água da Mata, SN, Zona Rural, Terezinha-PE

FONE: (87) 98127-4502

E-MAIL: marcelotlira@hotmail.com

ORIENTADORA: Profa. Dra. Taciana Rabelo Ramalho Ramos

SUPERVISOR: Dr. Jobson Filipe de Paula Cajueiro

FORMAÇÃO: Médico Veterinário, Dr.

II. EMPRESA/INSTITUIÇÃO

NOME: Clínica de Bovinos de Garanhuns - UFRPE

ENDEREÇO: Av. Bom Pastor, SN, Boa Vista.

CIDADE: Garanhuns

ESTADO: PE

CEP: 55292-270

FONE: (87) 3761-3233

III. FREQUÊNCIA

INÍCIO E TÉRMINO DO ESTÁGIO: 01/10/2018 a 30/11/2018

TOTAL DE HORAS ESTAGIADAS: 336 horas

IV. COMPLEMENTAÇÃO DA CARGA HORÁRIA

INÍCIO E TÉRMINO DO ESTÁGIO: 18/09/2018 a 28/09/2018

TOTAL DE HORAS ESTAGIADAS: 72 horas

LOCAL: Hospital Veterinário Universitário – UAG/UFRPE

SUPERVISOR: Prof. Dr. Luiz Carlos Fontes Baptista Filho

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus pela realização desse sonho, pelo ingresso e todo decorrer dentro de uma instituição pública e agora pela conclusão dessa etapa em minha vida.

Aos meus familiares pelo apoio, principalmente meu pai Joaquim Tavares, minha mãe Edilma Lira e ao meu irmão Márcio Tavares, por todo incentivo e paciência em minhas lutas diárias. Tanto quanto meus amigos de vida “Cumpade” Dedé (Adriano Oliveira), Douglas Freitas, Reinaldo Vasconcelos, Joselândio Lopes, Dênis Oliveira, José Alves, Juliana Gomes e Ana Cláudia Leite.

Aos meus amigos, sempre tão importantes e presentes, tanto nos momentos de confraternização, como nas longas madrugadas de estudos e aventuras neste decorrer do tempo, Wesley Moraes, Suzana Cavalcante, Samuel Dellane, Dária Pereira, Hellen Almeida, Priscila Borges, Sthênio Braga e Marcílio Jair. Em especial a Wal (Waléssia Oliveira) que durante todo curso me apoiou e sempre me incentivou no estudo, até quando eu mesmo não acreditava que daria certo.

Aos professores que contribuíram para minha formação profissional, fornecendo todos os seus conhecimentos e nos preparando para tornar, a mim e meus colegas de curso, excelentes profissionais, tanto quanto ao Dr. Bruno Wanderley, Dr. Roberto Nascimento e Dra. Bárbara Oliveira pelos seus ensinamentos práticos e confiança.

Além disso, agradeço pela contribuição à Clínica de Bovinos de Garanhuns por minha formação pessoal e profissional durante o estágio obrigatório, repassando experiências determinantes nesta conclusão de curso. Aos residentes e técnicos que me receberam muito bem, estando dispostos a me ajudar em tudo que fosse preciso. Agradeço especialmente ao Dr. Rodolfo Souto e aos residentes Darlan Rodrigues, Lucas Dutra e Lucas Spósito por ter me acompanhando e acrescentando na minha formação.

Por fim, agradeço a minha orientadora Profa. Dra. Taciana Ramalho e supervisor Prof. Dr. Luiz Baptista pelos conselhos, parceria e disposição em me orientar para o êxito desse trabalho.

*Os grandes feitos são conseguidos não pela força,
mas pela perseverança.*

Samuel Johnson

RESUMO

A glicose é um monossacarídeo importante como fonte de energia para o metabolismo de vários sistemas, principalmente o nervoso, o que torna sua disponibilização no sangue imprescindível. Vários mecanismos são responsáveis por manter a glicemia em níveis adequados, e a determinação destes níveis permitem ao profissional identificar o status energético do animal além de enfermidades que podem causar hipoglicemia ou hiperglicemia. A utilização de métodos mais ágeis e práticos permitem ao médico veterinário uma rápida tomada de decisão e auxílio imediato ao animal, sem a necessidade de esperar dias para diagnóstico da alteração metabólica. Objetivou-se nesse estudo comparar a determinação de glicose em pequenos ruminantes pelos métodos enzimático-colorimétrico e glicosímetro portátil, avaliando se há diferença significativa entre a utilização de sangue capilar ou venoso e a confiabilidade do teste portátil. Foram colhidas amostras sanguíneas de 53 caprinos e 51 ovinos, da jugular e da face interna orelha, com os animais devidamente contidos, sendo as amostras processadas no local e armazenadas em freezers até a realização do teste laboratorial. Os ovinos não apresentaram estatisticamente diferença significativa entre o método enzimático-colorimétrico e o glicosímetro portátil, já nos caprinos houve diferença significativa ($p=0,0113$) entre o método laboratorial e a determinação de glicose capilar pelo glicosímetro portátil. Entretanto a linearidade do teste esteve abaixo do preconizado pelo órgão regulamentador nacional ($<15\%$), demonstrando a boa correlação do aparelho portátil e o exame laboratorial em pequenos ruminantes.

Palavras-chave: glicemia, caprino, ovino, métodos de mensuração.

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Hospital Veterinário Universitário – UAG/UFRPE (A), sala de estudos para estagiários e residentes (B), auditório (C), ambulatórios clínicos (D).....	14
Figura 2. Clínica de Bovinos de Garanhuns – CBG/UFRPE.....	15
Figura 3. Locais para realização do exame físico de bovinos (A) e equinos (B), baias do curral (C), instalações do brete de contenção (D), balança (E), e sala Cirúrgica (F).....	16
Figura 4. Agentes que alteram a concentração de glicose no sangue.....	22
Figura 5. Princípios da espectrofotometria.....	22
Figura 6 Lacetador, tira-teste, e glicosímetro portátil BAYER® Contuor Plus...	23
Figura 7. Rebanho de ovinos no curral (A), colheita de sangue capilar da face interna da orelha (B).....	27
Figura 8. Comportamento das variáveis quanto aos métodos utilizados para mensurar a glicemia nos ovinos e caprinos.....	31
Figura 9. Correlação entre sangue capilar ou venosos e o teste colorimétrico em ovinos e caprinos.....	32

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Diagnóstico clínico e procedimentos cirúrgicos, por espécie animal, atendidos na Clínica de Bovinos de Garanhuns no período de 01 de outubro a 30 de novembro.....	17
Tabela 2. Atividades desenvolvidas na área de laboratório clínico durante o período de 01 de outubro a 30 de novembro.....	18
Tabela 3. Atividades desenvolvidas na área de anatomia patológica durante o período de 01 de outubro a 30 de novembro.....	19
Tabela 4. Comparação entre médias da glicemia obtidas por glicosímetro portátil de acordo com os sítios de colheita e pelo método enzimático-colorimétrico.....	29
Tabela 5. Variação dos resultados obtidos com glicosímetro portátil e enzimático-colorimétrico utilizando sangue de origem capilar e venoso entre ovinos e caprinos.....	31

SUMÁRIO

	Página
CAPÍTULO I – Descrição dos locais e atividades realizadas durante o estágio supervisionado obrigatório – ESO.....	13
1 Hospital Veterinário Universitário – UAG/UFRPE.....	13
1.1 Atividades Desenvolvidas.....	14
2 Clínica de Bovinos de Garanhuns – CBG/UFRPE.....	15
2.1 Atividades Desenvolvidas.....	17
CAPÍTULO II - Análise dos níveis glicêmicos por meio do glicosímetro portátil em pequenos ruminantes.....	20
1 INTRODUÇÃO.....	20
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	21
2.1 Glicose e seu metabolismo em ruminantes.....	21
2.2 Mensuradores de Glicemia.....	22
2.3 Aparelho portátil para mensuração da glicemia.....	23
2.3.1 Contextualização histórica.....	23
2.3.2 Utilização do glicosímetro portátil.....	24
2.4 Colheita da amostra.....	25
3 OBJETIVOS.....	26
3.1 Objetivo Geral.....	26
3.2 Objetivo Específico.....	26
4 MATERIAL E MÉTODOS.....	27
4.1 Área de estudo e amostra.....	27
4.2 Animais e colheita de amostras.....	27
4.3 Utilização do glicosímetro portátil e espectrofotômetro.....	28
4.4 Análise de dados.....	29
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	29
6 CONCLUSÃO.....	31
7 REFÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	32

APÊNDICE I	37
APÊNDICE II	38
APÊNDICE III	39

CAPÍTULO I – DESCRIÇÃO DOS LOCAIS E ATIVIDADES REALIZADAS DURANTE O ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO-ESO

O ESO foi realizado no período de 18 de setembro a 30 de novembro, com carga horária diária de 8 horas, em dois locais. Inicialmente no Setor de Patologia Clínica do Hospital Veterinário Universitário, da Unidade Acadêmica de Garanhuns - Universidade Federal Rural de Pernambuco-UAG/UFRPE, no período de 18 a 28 de setembro apresentando carga horária de 72 horas, sob supervisão do Prof. Dr. Luiz Carlos Fontes Baptista Filho, e posteriormente na Clínica de Bovinos de Garanhuns – Universidade Federal Rural de Pernambuco-CBG/UFRPE, no período de 01 outubro a 30 de novembro, apresentando carga horária de 336 horas, sob supervisão do Médico Veterinário Dr. Jobson Filipe de Paula Cajueiro, totalizando uma carga horária de 408 horas, sob a orientação na UAG/UFRPE da profa. Dra. Taciana Rabelo Ramalho Ramos.

1 HOSPITAL VETERINÁRIO UNIVERSITÁRIO – UAG/UFRPE

O Hospital Veterinário Universitário-HVU (Fig. 1) está localizado à Avenida Bom Pastor, Boa Vista, em Garanhuns-PE. Atende a comunidade local e todo o Agreste Meridional de Pernambuco, prestando serviços a pequenos animais, nas áreas de clínica médica e cirúrgica, anestesiologia, diagnóstico por imagem e análises clínicas. Além do serviço de extensão, oferece por meio de processo seletivo aos discentes da instituição, estágios extracurriculares, assim como dá suporte às atividades de ensino e pesquisas desenvolvidas na Instituição pelos professores e técnicos.

A equipe técnica é composta por seis médicos veterinários, três assistentes administrativos, um auxiliar de enfermagem, um farmacêutico e seis funcionários terceirizados, sob a direção atual do Prof. Dr. Almir Chalegre de Freitas.

Sua estrutura física é composta por bloco administrativo e bloco hospitalar. O bloco administrativo contém estacionamento, recepção; sala de direção, sala para médicos veterinários, sala de apoio a docentes, sala de estudo para residentes e estagiários (Fig. 1B), alojamento da residência médica veterinária banheiros, depósito de material de limpeza, almoxarifado, copa, hall e auditório (Fig. 1C). O bloco hospitalar, conta com farmácia, sala de fluidoterapia, ambulatórios clínicos (Fig. 1D), laboratório de medicina veterinária preventiva, laboratório de patologia clínica, centro cirúrgico, sala de preparo dos animais, sala de paramentação, salas de cirurgias, sala de recuperação anestésica, expurgo, lavanderia, central de esterilização de material, salas de ultrassonografia e eletrocardiografia, radiografia e interpretação de laudos e externamente a casa de gás.



Figura 1. Hospital Veterinário Universitário-UAG/UFRPE (A), sala de estudos para estagiários e residentes (B), auditório (C), ambulatórios clínicos (D).

Fonte: Arquivo Pessoal, 2018

1.1 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

Durante o estágio, foram acompanhadas aulas expositivas e práticas da disciplina Patologia Clínica Veterinária e as atividades desenvolvidas no setor de patologia clínica do HVU durante sua rotina, sempre acompanhadas e assistidas pelo técnico da área, no horário de funcionamento do Hospital (7h30 às 11h30min e das 13h30min às 17h30min, de segunda a sexta-feira). As mesmas consistiram em colheita de materiais biológicos (sangue, fluido

ruminal, urina), remessa, processamento e interpretação dos resultados, como hemograma e leucograma.

2 CLÍNICA DE BOVINOS DE GARANHUNS – CBG

A CBG (Fig. 2), está localizada no Município de Garanhuns, Agreste Pernambucano vinculada a Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE). Situa-se, na Avenida Bom Pastor, S/N, estando a aproximadamente 230 Km da capital, Recife. Realiza atividades de extensão, pesquisa e ensino, nas áreas de clínica médica e cirúrgica, patologia clínica, anatomia patológica e diagnóstico por imagem; realizando atendimento a ruminantes e equídeos do município e regiões vizinhas, ao participar do Programa de Mestrado em Sanidade e Reprodução de Ruminantes e Doutorado pelo Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária e programa da residência em medicina veterinária, que conta hoje com oito residentes, sendo 4 R1 e 4 R2. Promove também, palestras para criadores e cursos para veterinários, dentre eles, o de treinamento em “Métodos de Diagnóstico e Controle de Brucelose, Tuberculose animal e Encefalopatias”.



Figura 2. Clínica de Bovinos de Garanhuns - CBG/UFRPE
Fonte: Arquivo Pessoal, 2018

Atualmente a CBG encontra-se sob a coordenação do médico veterinário Dr. Nivaldo de Azevêdo Costa, sendo a equipe técnica constituída também pela Dra. Carla Lopes Mendonça, Dr. José Augusto Bastos Afonso, Dr. Jobson Felipe de Paula Cajueiro, MSC Luiz Teles Coutinho, MSc Maria Isabel de Souza, MSc. Nivan Antônio Alves da Silva, Dr. Rodolfo José Cavalcanti Souto e oito residentes. Conta ainda com funcionários terceirizados, do setor administrativo, além de mensalmente receber estagiários de instituições acadêmicas de dentro e fora do Brasil.

O período de funcionamento da CBG é das 7:30 às 12:00 horas e das 14:00 às 17:30 horas. Os estagiários acompanham os residentes e técnicos em todas as atividades realizadas diariamente na CBG e em atendimento a propriedades rurais, quando solicitados. Adicionalmente há o esquema de plantão para atendimento 24 horas, onde os residentes e estagiários permanecem na clínica e o técnico responsável fica de sobreaviso durante o horário de almoço e após o horário comercial, realizando todas as atividades que necessitem urgência dentro das quatro áreas dispostas na CBG.

A estrutura física da CBG é composta por um prédio administrativo e seus anexos. Locais para realização de exame clínico (Fig. 3A e 3B), baias para equinos, currais (Fig. 3C), piquetes, área de isolamento, aprisco para experimentação animal da pós-graduação e ainda conta com tronco e brete de contenção (Fig. 3D), balança (Fig. 3E), bloco cirúrgico (Fig. 3F), sala de esterilização, sala de necropsia, capineiras e silos. Dispõe também de alojamento para médicos veterinários residentes e para estagiários.





Figura 3. Locais para realização do exame físico de bovinos (A) e equinos (B), Baías do Curral (C), Instalações do Brete de Contenção (D), Balança (E), e Sala Cirúrgica (F)
Fonte: Arquivo Pessoal - CBG/UFRPE, 2018.

2.1 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

Durante os dois meses de ESO no local, foram realizadas visitas clínicas aos animais internos com o corpo técnico, residentes e demais estagiários diariamente, debatendo em conjunto cada caso acompanhado, até sua resolução clínica. Auxiliando ainda no protocolo terapêutico, organização e limpeza do ambiente de trabalho e do material utilizado, e acompanhando necropsias e colheita de material para análise laboratorial.

Foram realizadas também visitas técnicas às propriedades rurais para atendimento de rebanhos da região acompanhando técnicos e residentes, e a cada semana foi realizado rodízio nas áreas de clínica médica, clínica cirúrgica e laboratório clínico em ruminantes e equídeos, permitindo vivenciar cada área ao menos duas semanas.

Alguns dos casos clínicos e procedimentos cirúrgicos realizados pela equipe técnica da CBG e acompanhados pelos estagiários durante o estágio, encontram-se nas tabelas abaixo.

Tabela 1. Diagnóstico clínico e procedimentos cirúrgicos, por espécie animal, atendidos na Clínica de Bovinos de Garanhuns, no período de 01 de outubro à 30 de novembro.

Diagnóstico	Espécie Animal				Total (%)
	Bovina	Ovina	Caprina	Equino	
Abomasite	2	-	-	-	2 (1,56)
Actinomicose	1	-	-	-	1 (0,78)
Afecções Podais	4	-	-	-	4 (3,13)
Artrite	-	-	2	-	2 (1,56)
Cetose	1	-	-	-	1 (0,78)
Clostridiose	-	2	-	-	2 (1,56)
Cólica	-	-	-	3	3 (2,34)
Complexo Tristeza Parasitária	12	-	-	-	12 (9,38)
Deslocamento de Abomaso	5	-	-	-	5 (3,91)
Diarreia dos Bezerros	2	-	-	-	2 (1,56)
Dilatação de ceco	1	-	-	-	1 (0,78)

Endocardite	1	-	-	-	1 (0,78)
Enterotomia	2	-	-	-	2 (1,56)
Esgarçamento do músculo oblíquo abdominal interno	-	1	-	-	1 (0,78)
Estomatite	1	-	-	-	1 (0,78)
Ferida lacerocortante	-	-	-	3	3 (2,34)
Fratura de Tíbia	1	-	-	-	1 (0,78)
Gangrena Gasosa	1	-	-	-	1 (0,78)
Hernia umbilical	5	-	-	2	7 (5,47)
Indigestão Vagal	6	-	-	-	6 (4,69)
Laparotomia	7	-	-	-	7 (5,47)
Leucose enzootica bovina	2	-	-	-	2 (1,56)
Linfadenite Caseosa	-	1	1	-	2 (1,56)
Necrobacilose	1	-	-	-	1 (0,78)
Obstrução do Colón maior	-	1	-	-	1 (0,78)
Onfalopatia	1	-	-	-	1 (0,78)
Orquiectomia	1	1	-	1	3 (2,34)
Periostite	-	-	1	-	1 (0,78)
Pneumonia	7	-	-	-	7 (5,47)
Pneumorroto	-	-	-	1	1 (0,78)
Procedimentos Obstétricos	19	-	-	-	19 (14,84)
Prolapso de Útero, bexiga e vagina	1	-	-	-	1 (0,78)
Raiva	1	-	-	-	1 (0,78)
Reticulite	4	-	-	-	4 (3,13)
Retirada da cauda do epidídimo	2	-	-	-	2 (1,56)
Retoplastia	-	-	-	1	1 (0,78)
Ruptura do Tendão pré-púbico	-	-	-	1	1 (0,78)
Síndrome da Cauda Equina	1	-	-	-	1 (0,78)
Tétano	1	-	-	-	1 (0,78)
Timpanismo	8	-	-	-	8 (6,25)
Tripanomose	2	-	-	-	2 (1,56)
Tuberculose	1	-	-	-	1 (0,78)
Tumor de células escamosas	1	-	-	-	1 (0,78)
Vermínose	-	-	1	-	1 (0,78)
Total	105	6	5	12	128 (100)

1

2

3

Tabela 2. Atividades desenvolvidas na área de Laboratório Clínico durante o período de 01 de outubro à 30 de novembro.

Exames laboratoriais	Espécie Animal				Total (%)
	Bovina	Ovina	Caprina	Equina	
Análise de fluido ruminal	8	-	-	-	8 (7,07)
Esfregaço sanguíneo com pesquisa de hematozoários	13	4	-	-	17 (15,04)
Gama Glutamil Transferase (GGT)	1	-	-	-	1 (0,89)
Hemograma	25	2	2	2	31 (27,43)
Paracentese	2	-	-	-	2 (1,77)
Parasitológico de fezes	6	-	5	1	12 (10,62)
Proteína Plasmática	25	-	-	-	25 (22,13)

Teor de Cloreto	6	-	-	-	6 (5,30)
Urinálise	10	1	-	-	11 (9,73)
Total	96	7	7	3	113 (100)

Tabela 3. Atividades desenvolvidas na área de Anatomia Patológica durante o período de 01 de outubro à 30 de novembro.

Diagnóstico necroscópico	Espécie Animal				Total (%)
	Bovina	Ovina	Caprina	Equina	
Abscesso esofágico	1	-	-	-	1 (9,09)
Artrite	-	-	1	-	1 (9,09)
Diarreia dos Bezerros	1	-	-	-	1 (9,09)
Endocardite	1	-	-	-	1 (9,09)
Leucose Enzoótica	1	-	-	-	1 (9,09)
Bovina					
Obstrução de Colón maior	-	1	-	-	1 (9,09)
Raiva	1	-	-	-	1 (9,09)
Tristeza Parasitária	3	-	-	-	3 (27,28)
Tuberculose	1	-	-	-	1 (9,09)
Total	9	1	1	0	11 (100)

CAPÍTULO II – ANÁLISE DOS NÍVEIS GLICÊMICOS POR MEIO DO GLICOSÍMETRO PORTÁTIL EM PEQUENOS RUMINANTES

1 INTRODUÇÃO

A glicose é um monossacarídeo considerado como importante fonte de energia para o metabolismo de vários órgãos de mamíferos, sendo a principal fonte de energia metabólica para o cérebro e tecidos do sistema nervoso, o que torna imprescindível sua disponibilização no sangue em níveis adequados (NASCIMENTO et al., 2016; NIED, 2016).

Sua homeostase se dá pela absorção intestinal em animais monogástricos, produção a nível renal, e principalmente pela produção hepática, através da gliconeogênese e a glicogenólise (THRALL et al., 2012). Nos ruminantes a fermentação dos carboidratos no rúmen libera para absorção epitelial o principal precursor da glicose, o propionato, que utiliza a via gliconeogênica para produção da energia metabólica (CAÑIZARES et al., 2009; NIED, 2016).

Para regulação da glicemia dois hormônios atuam em conjunto, a insulina e o glucagon, sinalizando quando há necessidade de aumentar a concentração glicêmica, como em casos de estresse, ou armazenamento do glicogênio no fígado. Em ruminantes dentre as enfermidades que reduzem a glicemia estão a cetose e toxemia da prenhez, e que aumentam a glicemia, o estresse, liberação de catecolaminas, obstrução duodenal (THRALL et al., 2012) e até raros casos de pancreatite crônica (ALVES et al., 2011).

Dentre as relevâncias indagadas sobre a importância da glicose e sua metabolização em pequenos ruminantes, cita-se a sua concentração em ovelhas gestantes e não gestantes, e alterações geradas pelo tempo de gestação, sendo verificado a resistência à insulina no terço final da gestação e conseqüentemente a diminuição da metabolização da glicose (SCHMIT et al., 2012).

Portanto, a mensuração da glicemia tornou-se um marcador de eleição para avaliação energética em ruminantes. Estando entre os metabólitos para determinação de status energético, sendo capaz de indiciar balanço energético negativo ao apresentar sua diminuição no sangue (NASCIMENTO et al., 2016).

Existem vários métodos capazes de mensurar a glicose sanguínea, cada um apresentando vantagens e desvantagens, almejando sempre tecnologias que determinem valores precisos e rápidos (ALEIXO, 2006).

Em pequenos ruminantes, tem-se poucas pesquisas sobre a utilização de glicosímetro portátil e sua confiabilidade no resultado, que apontem os melhores métodos e protocolos para sua utilização. Sendo a glicemia um dos indicadores metabólicos que ajuda o médico veterinário

a avaliar, diagnosticar e prevenir enfermidades de origem metabólica e status nutricional dos seus pacientes, do rebanho e assim, da sua produção (CONTRERAS et al., 2018; NASCIMENTO et al., 2016).

Diante disto, objetiva-se neste estudo comparar os valores glicêmicos, com origem capilar e venosa pelo glicosímetro portátil, ao método enzimático-colorimétrico em pequenos ruminantes, conferindo a confiabilidade do glicosímetro quanto ao teste convencional, fornecendo assim à comunidade acadêmica e a classe profissional informações práticas sobre qual o mais confiável sítio de colheita em cada espécie e a segurança do resultado.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Glicose e seu metabolismo em ruminantes

A glicose é um monossacarídeo considerado como principal fonte de energia pela oxidação respiratória para o metabolismo do cérebro e tecidos nervosos e essencial na síntese de polissacarídeos estruturais, glicoproteínas e glicolipídeos de membranas celulares, cartilagens, mucopolissacarídeos dentre outras funções (ARAÚJO et al., 2008; CAÑIZARES et al., 2009).

Sua disponibilização no organismo do ruminante se dá pela fermentação, no rúmen, de carboidratos, gerando principalmente o ácido prôpionico, que no fígado é convertido a glicose pela via gliconeogênica. O carboidrato não estrutural que escapa da fermentação ruminal pode ser convertido em glicose pela ação de enzimas presentes no abomaso e intestinos, como a amilase pancreática, α -dextrinase, maltase e a isomaltase, sendo absorvida pelos intestinos e atendendo a demanda energética do fígado e outros órgãos e tecidos drenados pelo sistema porta-hepático: como o trato gastrointestinal, pâncreas, baço, gordura mesentérica e omento (CAÑIZARES et al., 2009; OLIVEIRA, 2011; NIED, 2016).

Para que ocorra o equilíbrio da glicemia, o organismo utiliza processos de retroalimentação, com ação de hormônios capazes de manter a glicose sanguínea em níveis adequados (Fig. 4). O glucagon e o hormônio do crescimento estimulam o aumento dos níveis de glicose, associados à precusores para suprir a síntese deste importante monossacarídeo, e para sua redução, apenas a insulina age diminuindo a sua concentração sanguínea (ALEIXO, 2006; CAÑIZARES et al., 2009).

Em casos de quadros de diabetes mellitus, hipo e hiperadrenocorticismos, estresse, hiperinsulinismo, subnutrição e deficiência de alguns precusores pode alterar esse equilíbrio glicêmico (ARAÚJO et al., 2008).

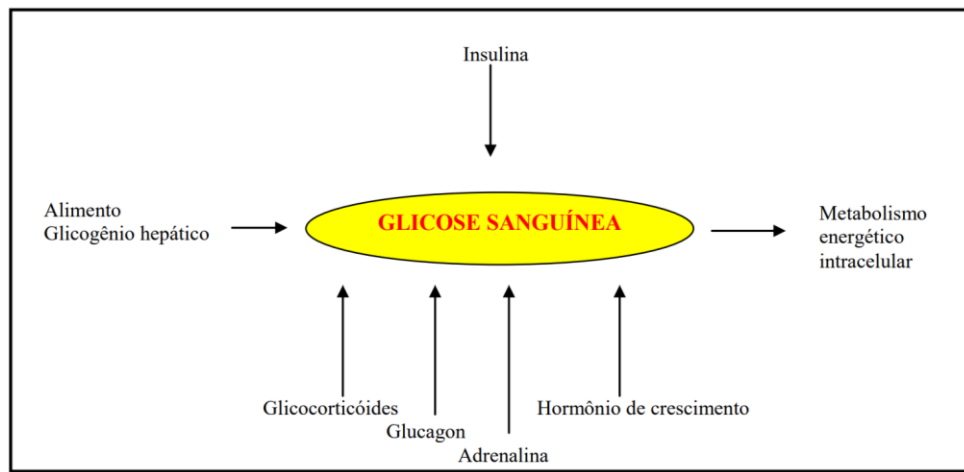


Figura 4. Agentes que alteram a concentração de glicose no sangue
Fonte: Aleixo, 2006.

2.2 Mensuradores de Glicemia

Pode se classificar a mensuração de glicose sanguínea pelos métodos invasivos, não invasivos e minimamente invasivos, estando os dois últimos métodos citados em estudos de desenvolvimento (MELO, 2016)

As técnicas invasivas são amplamente conhecidas, em que se obtém uma amostra através da punção sanguínea tanto venosa quanto capilar, a qual é usada por métodos laboratoriais e domiciliares. Os métodos invasivos apresentam vantagens e desvantagens, causam dor ao paciente e exigem destreza do usuário para evitar erros no resultado (EIZERIK, 2012; MELO, 2016).

O método laboratorial possui maior confiabilidade, sendo realizado com aparelho de espectrofotometria (Fig. 5), e teste enzimático-colorimétrico, determinando o nível glicêmico do plasma. Porém o custo elevado do aparelho, além de outros aparelhos necessários para o tratamento da amostra, junto a rotina de testes e sua viabilidade financeira, torna-se comum a solicitação do teste à um laboratório, podendo tornar o processo mais demorado e amostra susceptível a erros na fase pré-analítica quando se leva em consideração o tempo da colheita até o processamento da amostra, a forma de armazenamento e transporte (MELO, 2016; SANTOS 2017).

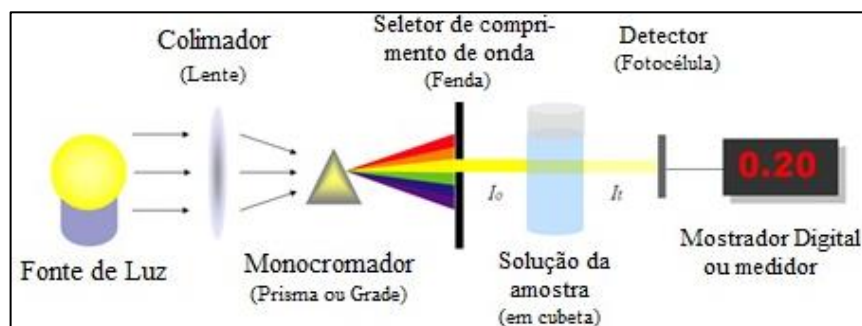


Figura 5. Princípios da espectrofotometria
Fonte: Adaptado de Santos, 2017.

Outro método invasivo bastante difundido é o medidor automático de glicose sanguínea, o glicosímetro portátil, por seu fácil manuseio, resultado imediato e baixo custo, que utiliza sangue capilar obtidos de áreas periféricas através de um lancetador, o qual é aplicado em tiras-teste e lido no monitor (Fig. 6). Há duas formas de leitura pelo glicosímetro portátil, por amperometria e colorimetria, onde usa-se a diferença de carga para detecção da glicose e reagente para produção de pigmento em contato com a glicose respectivamente (SANTOS, 2017).

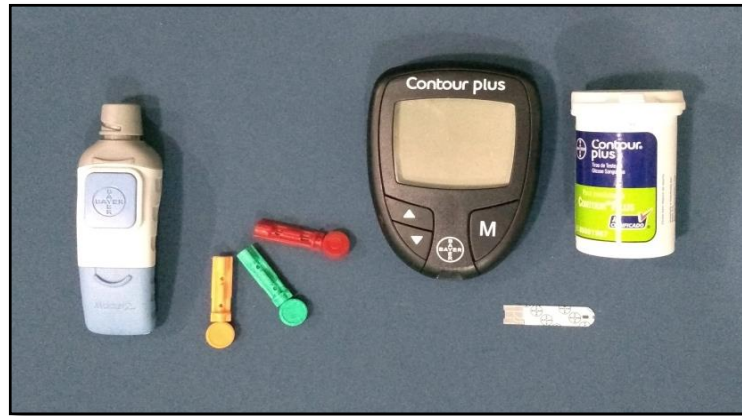


Figura 6. Lacetador, tira-teste, glicosímetro BAYER® Contour Plus

Fonte: Arquivo pessoal, 2019.

Intuindo a diminuição da dor causada por cada aferição glicêmica, pesquisas buscam desenvolver métodos que sejam minimamente invasivos ou completamente invasivos, detectando a concentração de glicose através de feixes luz pelas técnicas de espectroscopia *mid-infrared*, *raman*, polarimetria, iontoforese inversa e sonoforese (MELO, 2016)

2.3 Aparelho portátil para mensuração da glicemia

2.3.1 Contextualização Histórica

O glicosímetro portátil foi desenvolvido com o intuito de simplificar a medição glicêmica, e tornar possível a monitoração da glicemia pelos próprios pacientes humanos diagnosticados com diabetes. Sua fabricação iniciou em 1963 com o Dextrostix, onde era utilizado uma tira de papel que adquiria uma tonalidade de azul quando reagia com a glicose, a qual variava de acordo com a concentração glicêmica, e era comparada a um catálogo de tonalidades que indicavam intervalos de valores glicêmicos (MELO, 2016; SANTOS, 2017).

Logo após foi desenvolvido o primeiro medidor de glicose, o qual analisava a tira Dextrostix e mostrava a interpretação do valor glicêmico. Tal avanço reduziu os erros de interpretação de resultados pela leitura, que eram condicionados a capacidade visual do usuário, e pela luz ambiente. O medidor era um biossensor que consistia em um eletrodo enzimático de

glicose, capaz de refletir luz na tira Dextrostix, e capta-la através de uma célula fotoelétrica e reproduzir o resultado no visor com um ponteiro em movimento (MELO, 2016; SANTOS, 2017).

Novas versões de glicosímetros portáteis foram produzidos ao passar das décadas, visando melhorias em seu tamanho, peso, custo, precisão e rapidez ao determinar o resultado (SANTOS, 2017).

2.3.2 Utilização do Glicosímetro Portátil

O glicosímetro portátil tem sido descrito e utilizado como ferramenta auxiliar na clínica médica de diversas espécies. Por se tratar de um método de baixo custo, com imediato resultado e possibilitando rápida intervenção, pesquisa-se a confiabilidade no diagnóstico do teor glicêmico por este método na medicina veterinária (ALEIXO et al., 2010; BUZZI et al., 2013).

Estudos descrevem diversas marcas de glicosímetro portátil e tiras testes, comparando o resultado obtido com resultados feitos em laboratório pelo método enzimático-colorimétrico por espectrofotômetro, não apresentando diferença significativa nas espécies bovina, caprina, ovina, suína e peixes, assegurando a confiabilidade do método por glicosímetro portátil (BUZZI et al., 2013). Entretanto em equinos não há uma boa correlação entre os métodos (BUZZI et al., 2013; TEIXEIRA-NETO, et al., 2011).

A amostra sanguínea adaptada ao glicosímetro portátil comercial é de origem capilar, a qual é colhida em animais domésticos da ponta da orelha, porém, tem resultados comprovadamente equivalentes ao do sangue venoso da jugular, veias cefálica e safena, em cães, de acordo com a margem estabelecida pelos órgãos reguladores (ALEIXO et al., 2007a; ALEIXO et al., 2007b; ALEIXO et al., 2010). Entretanto, Soubhia et al. (2016) em seu experimento, colhendo sangue venoso em vasos da região coccígea em bovinos leiteiros enfatiza que houve diferença significativa entre os resultados obtidos por glicosímetro portátil (valor superior) e os obtidos por método enzimático-colorimétrico (SOUBHIA et al., 2016)

Diversos fatores podem interferir no resultado da glicemia, desde o método utilizado enzimático por colorimetria ou utilização de glicosímetro portátil, o local da colheita de sangue, capilar ou venoso, o tempo, desde a colheita até sua mensuração, o diluente presente no tubo de colheita, a qualidade do aparelho, das tiras teste, e seu armazenamento, o treinamento do usuário e utilização de lancetador e seu estado físico. Equívocos ocorrem desde a calibragem do aparelho, sua higienização, respeito ao tempo mínimo para realização da mensuração, e aplicação correta da amostra de sangue na fita e em quantidade suficiente (ALEIXO et al., 2006).

1 Outro fator que altera a concentração de glicose no sangue é o estresse, causado desde
2 manipulação no momento da colheita e número de punções para colher a amostra, o qual resulta
3 em hiperglicemia transitória, recomendando-se realizar a intervenção de forma rápida e o
4 menos doloroso possível (ALEIXO et al., 2007a; ALEIXO et al., 2010; CONTRERAS et al.,
5 2018).

6 Não se recomenda realizar mensuração da glicemia pelo método com glicosímetro
7 portátil em animais com hipotensão, em estado de choque, e desidratados, devido baixa
8 percussão sanguínea ocasionada por estes distúrbios nas periferias corporais, favorecendo
9 resultados não confiáveis por insuficiente volume de amostra (ALEIXO et al., 2006).

10 A ANVISA (Agência Nacional de Vigilância Sanitária) responsável por regulamentar
11 todos os produtos e serviços sujeitos a agência sanitária em todo país com o intuito de proteger
12 a saúde da população, cancelou em 2018 o registro de dezessete glicosímetro portáteis que não
13 estavam de acordo com a ISO 15.197:2013, entretanto o aparelho BAYER® Contour Plus
14 destinado a este estudo encontra-se regularmente registrado até março de 2025 e suas tiras-teste
15 até outubro de 2021 (BRASIL, 2018).

16 Soubhia et al. (2016) enfatiza a carência na comprovação do uso confiável do
17 glicosímetro portátil em ruminantes, quando comparando-se com estudos publicados em cães.
18 Apontando que sua utilização pode se tornar uma ferramenta de extrema importância para
19 clínica médica de ruminantes, ao exigir menor tempo para o resultado, facilidade na forma e
20 local de colheita. Aleixo et al. (2010) argumentam em seu trabalho que para aprovar a segurança
21 do resultado de um glicosímetro a Food and Drug Administration (FDA) recomenda uma
22 variação entre os métodos de até 20%, enquanto a American Diabetes Association (ADA) já
23 recomendava que esta variação não ultrapassasse 15%, como estabelece atualmente a ANVISA
24 (BRASIL, 2018).

26 **2.4 Colheita da amostra**

27 Para processar a amostra pelo método enzimático utiliza-se sangue venoso, podendo ser
28 utilizado agulha em seringa, sistemas de colheita à vácuo, com deposição em tubo específico,
29 contendo antiglicolítico, com ou sem anticoagulante (EDTA), sendo relatado ainda tubos
30 contendo fluoreto de potássio (ALEIXO et al., 2006; ALEIXO et al., 2007a; ALEIXO et al.,
31 2007b; ALEIXO, 2010; ANGULO et al., 2011; BUZZI et al., 2013; ORTUNHO et al., 2013;
32 SCHMITT et al., 2012; SOUBHIA et al., 2016).

33 No momento da colheita, o local a ser puncionada a agulha deve ser limpo e higienizado
34 com algodão embebido em álcool à 70°INPM sendo colhido a quantidade de sangue suficiente
35 indicado pelo tubo para análise laboratorial, respeitando o tempo de até duas horas para amostra

não refrigerada, e até 24 horas se refrigerada. Quando obtido o plasma por centrifugação, este pode ser armazenado sob refrigeração e permanecer viável até 72 horas (ALEIXO et al., 2006; ALEIXO et al., 2007b; ALEIXO et al., 2010; BUZZI et al., 2013; ORTUNHO et al., 2013).

No estudo sobre a glicemia de ovelhas feito por Ortunho (2009) cita-se que ainda há divergências entre a necessidade de jejum prévio, analisando em seu experimento o jejum *overnight* e em três horas após alimentação, demonstrando que não houve diferença significativa, por compreender-se que a homeostase da glicemia em ruminantes é altamente eficaz (NASCIMENTO et al., 2016; ORTUNHO et al., 2013).

Aleixo et al. (2006) em seu experimento, utilizando o glicosímetro Accu-Chek® Advantage (Roche®), relatam que para análise no glicosímetro deve ser aplicada a gota na fita em até 15 segundos. Passando disso, deve-se descartar a tira em local adequado e realizar nova punção. Todavia, o método realizado pelo glicosímetro necessita de treinamento do usuário para sua eficácia, tornando-se um dos principais fatores que resultam em erro de mensuração da glicemia, quando não se realiza o procedimento sugerido pelo fabricante do aparelho (ALEIXO et al., 2006).

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

Comparar a determinação de glicose pelo glicosímetro portátil e método enzimático-colorimétrico, em pequenos ruminantes.

3.2 Objetivos Específicos

- ✓ Verificar a concentração de glicose em amostras de sangue capilar e venoso pelo glicosímetro portátil em pequenos ruminantes;
- ✓ Comparar por análise estatística os valores obtidos de glicose capilar e venoso ao método enzimático-colorimétrico em pequenos ruminantes;
- ✓ Verificar se o glicosímetro portátil (BAYER® Contour Plus) tem boa correlação em pequenos ruminantes com o teste enzimático-colorimétrico.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Área de estudo e amostra

Foram utilizados no estudo 53 caprinos e 51 ovinos oriundos de propriedades nos municípios de Garanhuns (Latitude 08°53'25"Sul, Longitude 36°29'34"Leste), Terezinha (Latitude 09°03'22" Sul, Longitude 36°37'22"Leste) e Bom Conselho (Latitude 09°10'11"Sul, Longitude 36°40'47"Leste), no Estado de Pernambuco selecionando animais em idade produtiva, de ambos os sexos, escolhidos por conveniência.

Os proprietários que aceitaram participar da pesquisa assinaram o termo de consentimento livre e esclarecimento (Apêndice I), permitindo a manipulação dos animais e colheita de material.

4.2 Animais e colheita de amostras

Os animais inicialmente foram presos em curral, contidos um por vez pela contenção física convencional, segundo Dirksen et al. (1993) (Fig. 7A). Sendo avaliado neste momento as mucosas, oral e oculares, para descartar da pesquisa animais com mucosas hipocoradas.

A equipe foi distribuída em contenção, realização de venopunção da jugular externa e apenas um indivíduo ficou responsável pela utilização do glicosímetro portátil¹ para mensuração do sangue de origem capilar e venoso de cada animal (Fig. 7B).



Figura 7. Rebanho de ovinos no curral (A), Colheita de sangue capilar da face interna da orelha (B)
Fonte: Arquivo pessoal, 2019.

O tempo de deslocamento da equipe à propriedade foi averiguado para calcular o tempo de colheita e chegada do material ao laboratório, respeitando o tempo máximo de duas horas, desde a primeira colheita até a última amostra ser centrifugada. Os períodos de colheita da primeira e última amostra foi cronometrado a partir da primeira venopunção.

Os locais utilizados para a colheita de sangue foram submetidos à antissepsia prévia

¹ BAYER® Contour-Plus

com álcool a 70°INPM e a colheita foi realizada utilizando-se sistema a vácuo, constituído de agulha hipodérmica 25 x 8 mm e acoplador nos ovinos e agulha 25 x 7 mm acoplada a seringa nos caprinos. A punção do sangue capilar foi realizada na face interna da orelha, em ambas espécies, utilizando-se agulha 25 x 7 mm.

Cada animal foi identificado por numeração de acordo com ordem de colheita, identificando na ficha (Apêndice II) a espécie, nome da propriedade e endereço. Nesta ficha foi anotado a numeração do animal, os valores da glicemia pelo glicosímetro portátil em duas situações: utilizando sangue capilar de ponta de orelha e sangue venoso da jugular externa no momento da colheita e, posteriormente, o resultado obtido pelo método enzimático-colorimétrico.

As amostras de sangue venoso foram depositadas em tubos acrílicos de 4mL contendo solução de fluoreto de sódio³, sendo identificadas seguindo a numeração da ficha individual, espécie e data, as quais foram acondicionadas em caixas isotérmicas com gelo reciclável. As amostras sanguíneas destinadas a mensuração pelo glicosímetro portátil foram depositadas na tira teste, sendo inserida imediatamente no aparelho.

4.3 Utilização do glicosímetro portátil e espectrofotômetro

Com uma seringa de 1mL, colhia-se aproximadamente 0,1mL de sangue venoso da jugular, rapidamente uma gota era depositada na luva de procedimento e colhida com a fita inserida no glicosímetro portátil. O resultado obtido seguia para ficha e o animal continuava contido para colheita da amostra capilar.

Após a antisepsia, uma área sem protuberâncias venosas da face interna da orelha era puncionada e a área pressionada até a formação de uma gota de sangue, pressionando imediatamente a fita inserida no glicosímetro na amostra, sendo o resultado anotado na ficha.

Para o teste enzimático-colorimétrico foi coletada uma amostra sanguínea de 4mL de cada animal, sendo estas centrifugadas a 3000 rpm por 10 minutos. O plasma foi distribuído em alíquotas de 1mL, distribuído em microtubo tipo Eppendorf, em duplicata, armazenado em caixa isotérmica com gelo e levado ao laboratório, para armazenamento em freezer a -20°C.

No laboratório de patologia clínica da CBG as amostras foram descongeladas a temperatura ambiente, junto ao kit Glicose Liquiform Labtest®, adicionado em tudo de ensaio 1mL do reagente e 10µL da amostra previamente homogeneizada, como recomendado no manual, seguido de banho maria por 10 minutos e leitura no BioPlus 2000, calibrado para este fim. Os resultados obtidos foram tabulados para análise estatística.

4.4 Análise de dados

Os dados foram processados utilizando o programa estatístico MINITAB® 18. Para todas as análises estatísticas foi adotado o nível de significância de 5%. Inicialmente foram testados quanto à normalidade de distribuição utilizando-se o teste de *Kolmogorov-Smirnov*. Em seguida, as variáveis que apresentaram normalidade na sua distribuição foram submetidas à análise de variância (ANOVA), havendo significância neste teste, o contraste entre as médias foi realizado pela diferença mínima significativa (DMS) do teste de *Tukey*. A correlação entre a determinação da glicose sanguínea no sangue capilar e venoso, utilizando glicosímetro portátil, com o método enzimático-colorimétrico foi estimada pelo cálculo do coeficiente de Pearson. Ficando estabelecido que exista uma correlação de alta intensidade entre as variáveis quando $r > 0,60$; média intensidade quando $0,30 < r < 0,60$; e de baixa intensidade quando $r < 0,30$, também ao nível de significância (p) de 5%.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Neste estudo observou-se que os ovinos ($n=51$) a glicose mensurada pelo glicosímetro nas amostras pela face interna da orelha variaram de 26 a 64mg/dL, e as de origem venosa entre 28 e 70mg/dL, enquanto que no método enzimático-colorimétrico os valores foram de 25 a 63,52mg/dL. Foi observado também que apenas um animal apresentou glicemia abaixo de 30mg/dL, limite mínimo recomendado pela ISO (International Organization for Standardization) (OLIVEIRA et al., 2015), e que as médias dispostas na tabela 4 para essa espécie estão abaixo do intervalo de referência (KANEKO et al., 1997). Já nos caprinos ($n=53$) os intervalos obtidos foram respectivamente de 33-72mg/dL, 38-70mg/dL e 38,96-75,75mg/dL.

Tabela 4. Comparação entre médias da glicemia obtidas por glicosímetro portátil, de acordo com os sítios de colheita, e pelo método colorimétrico.

	Sangue capilar	Sangue Venoso	Colorimétrico	<i>P</i>
Ovino	45,47 ± 0,86 ^B	49,06 ± 1,03 ^A	48,86 ± 1,04 ^{AB}	0,0267
Caprino	50,72 ± 1,35 ^B	52,60 ± 1,25 ^{AB}	56,02 ± 1,14 ^A	0,0113

Letras diferentes na mesma linha representa diferença significativa entre os grupos ($p < 0,05$).

Para os ovinos, a determinação da glicose no glicosímetro portátil não diferiu estatisticamente do método colorimétrico (Tab. 4). Como observado em algumas espécies no estudo de Buzzi et al. (2013), em grupos de bovinos, ovinos, caprinos, suínos e espécies de peixes utilizando amostra colhida da veia caudal em glicosímetro Accu-Chek® Active e Ferreira

et al. (2013) com cães adultos com o glicosímetro Accu-Chek® Performa. Observou-se ainda que houve diferença significativa ($p=0,0267$) entre o sangue capilar e jugular.

As amostras sanguíneas de origem capilar resultaram em uma média inferior na espécie ovina quando comparada com as de sangue venoso e as amostras processadas pelo método laboratorial (Tab. 4). Tal resultado pode se justificar pela característica bioquímica de sangue venoso próximo a calibração do aparelho, a qual é destinada a sangue capilar humano (SANTOS, 2017) e pela interferência da pressão parcial de oxigênio (pO_2) nos aparelhos portáteis (OLIVEIRA et al., 2015). O sangue capilar apresenta fisiologicamente maior pO_2 que o sangue venoso, e ao utiliza-los em glicosímetros que mensuram a glicose por amperometria, o resultado obtido poderá ser inferior ao do sangue de origem venosa. A relação se dá pela competição do oxigênio por elétrons durante a reação eletroquímica na tira teste, quão mais elevada a pO_2 na amostra menor será a intensidade da corrente elétrica, a qual determina o resultado glicêmico (OLIVEIRA et al., 2015).

A ligação do oxigênio à hemoglobina pode sofrer influência pelas variantes HbA e HbB, havendo ainda dúvidas se estas apresentam ou não diferenças funcionais para o transporte de oxigênio (LACERDA e SOTO-BLANCO, 2006) e o quanto isto pode interferir na leitura glicêmica pelo glicosímetro portátil. Lacerda e Soto-Blanco (2006) e Luz et al. (2010) demonstraram que há na região nordeste diferenças entre a hemoglobina de pequenos ruminantes, e esta variação é influenciada pelas raças de cada espécie.

Outros fatores pertinentes ao animal e/ou a amostra podem alterar o valor glicêmico, como o volume globular que altera a leitura dependendo da quantidade de células x plasma na amostra, e o volume da amostra que a depender do aparelho utilizado pode não notificar o erro e fornecer um resultado inferior para glicemia (Oliveira et al., 2015). E fatores referentes a capacidade de preenchimento capilar, pois é reconhecido que a baixa perfusão periférica é influente nos valores de glicemia capilar, podendo estar associada a outros fatores como pressão arterial parcial de oxigênio (PaO_2), o sítio de colheita, pH, temperatura, e elementos sanguíneos como conteúdo celular, proteico, lipídico e líquido (ARGOLLO et al., 2010)

Sabendo-se disso, erros de averiguação da glicemia por zonas periféricas podem ter alterado o resultado, necessitando de um número de amostras maior para verificar se a diferença se repete e está associado a algum fator no momento do teste. Além de obter maiores informações sobre o estado do animal (ALEIXO et al., 2006).

Nos caprinos houve diferença significativa ($p=0,0113$) entre o método colorimétrico e a determinação da glicose capilar no glicosímetro portátil, demonstrado na tabela 4, da mesma forma que em 2016 no experimento de Soubhia et al. com bovinos utilizando sangue de vasos da região coccígena. Pela utilização de sangue total no glicosímetro espera-se uma redução de

até 15% no valor quando comparado ao método laboratorial, pela natureza densa apresentada nas hemácias, resultando em um conteúdo de glicose menor. Enquanto no método enzimático colorimétrico, por mensurar a glicose presente no plasma não sofre interferência das células sanguíneas no resultado obtido (ALEIXO, 2006; OLIVEIRA et al., 2015).

A espécie caprina apresentou diferença estatística entre o sangue capilar mensurado pelo glicosímetro e o método laboratorial que não foi observada na espécie ovina, sugerindo que as diferenças morfológicas nas células sanguíneas e seu perfil bioquímico pode ter apresentado alterações significativas na tira-teste, obtendo um resultado menos confiável (SANTOS, 2017).

Entretanto, apesar da diferença apresentada estatisticamente, quando se compara as concentrações médias entre os métodos utilizados observa-se que sua variação (Tab. 5) não ultrapassa a taxa aceitável (20%) como observado por Aleixo (2006) e ainda apresenta-se abaixo dos 15% como recomenda a ANVISA (2018), o que torna a utilização do glicosímetro portátil BAYER® Contour Plus confiável para mensuração glicêmica de pequenos ruminantes. A Fig. 8 ilustra o comportamento dessas variações quanto aos métodos aplicados.

Tabela 5. Variação dos resultados obtidos com glicosímetro portátil e enzimático-colorimétrico utilizando sangue de origem capilar e venoso entre ovinos e caprinos.

	Capilar x Colorimétrico	Venoso x Colorimétrico
Ovino	6,93%	0,41%
Caprino	9,46%	6,10%

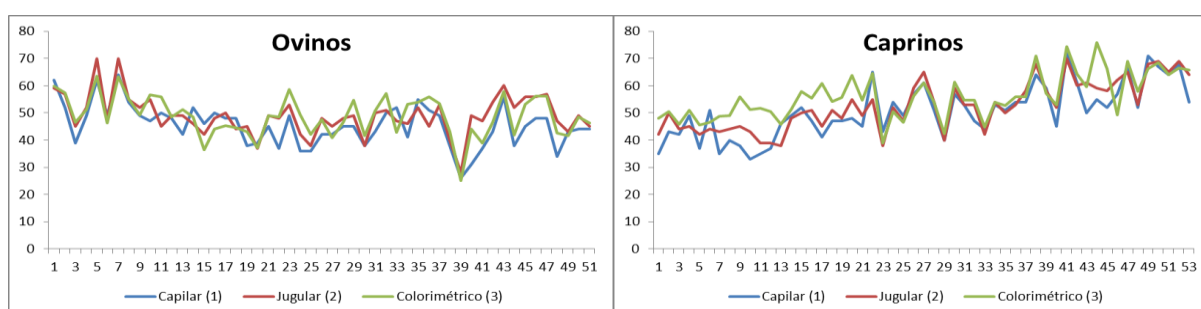


Figura 8. Comportamento das variáveis quanto aos métodos utilizados para mensurar a glicemia nos ovinos e caprinos.

Além disto, observou-se forte correlação positiva entre os métodos em ambas as espécies (Figura 9), demonstrando que a variação entre os métodos aplicados para mensuração da glicemia de pequenos ruminantes foi pequena, indicando a mesma inclinação do resultado, se o animal encontra-se euglicêmico, hipoglicêmico ou hiperglicêmico.

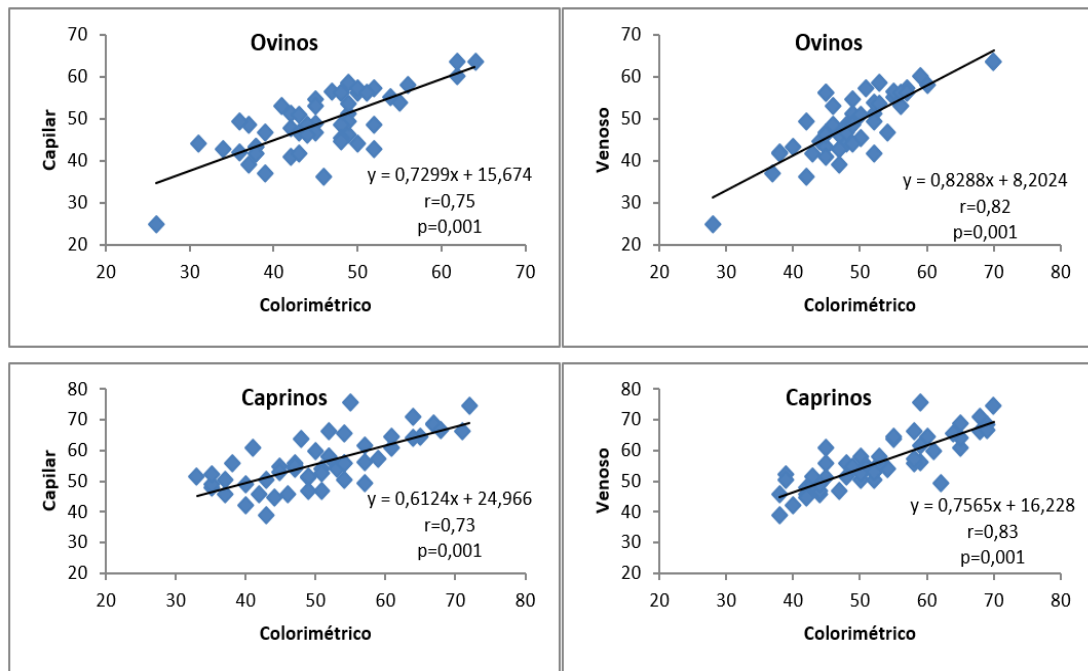


Figura 9. Correlação entre sangue capilar ou venosos e o teste colorimétrico em ovinos e caprinos.

6 CONCLUSÃO

O glicosímetro Bayer® Contour Plus pode ser utilizado para avaliação da glicemia sanguínea de caprinos e ovinos.

Quanto ao método de avaliação da glicemia, tanto o sangue capilar quanto o sangue jugular podem ser utilizados.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aleixo, G.A.S.; Coelho, M.C.O.C.; Guimarães, A.L.N.; Andrade, M.B.; Júnior, C.G.L.; Silva, R.A.A.; Cavalcanti, H.B. Fatores que podem invalidar os resultados da mensuração dos níveis glicêmicos em cães utilizando o glicosímetro portátil. **Revista Ciência Animal Brasileira**, 7(4):447-454, 2006.

Aleixo, G.A.S. Comparação da glicemia em cães utilizando o glicosímetro portátil e o método de referência laboratorial. **Universidade Federal Rural de Pernambuco**, Recife:PE, 2006.

Aleixo, G.A.S.; Coelho, M.C.O.C.; Tenório, A.P.M.; Da Silva, J.A.A.; Guimarães, A.L.N.; Andrade, M.B.; Júnior, C.G.L.; Nascimento, C.R.A. Mensuração da glicemia em cães mediante a utilização do glicosímetro portátil: comparação entre amostras de sangue capilar e venoso. **Revista Medicina Veterinária**, 1(1): 9-13, 2007a.

Aleixo, G.A.S.; Coelho, M.C.O.C.; Guimarães, A.L.N.; Andrade, M.B.; Da Silva, J.A.A. Avaliação comparativa entre o glicosímetro portátil e o método laboratorial enzimático-colorimétrico segundo Trinder na dosagem glicêmica em cães. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, 102, 2007b. Disponível em: http://www.fmv.ulisboa.pt/spcv/PDF/pdf12_2007/351-354.pdf.

Aleixo, G.S.; Coelho, M.C.O.C.; Tenório, A.P.M.; Da Silva, J.A.A.; Guimarães, A.L.N.; Andrade, M.B.; Cavalcanti, H.B. Uso do glicosímetro portátil para determinar a concentração de glicose no sangue de cães. **Revista Ciência Animal Brasileira**, 11(3):537-545, 2010.

Alves, M.B.R.; Traldi, A.S.; Torres, L.N.; Pogliani, F.C.; Libera, A.M.M.P.D.; Benesi, F.J.; Gregory, L.; Mutushima, E.R.; Gomes, V. Pateatite crônica em caprinos: primeiro relato de caso na América do Sul. **Revista Veterinária e Zootecnia**, 18(4) sulp.3:273-276, 2011.

Angulo, L.M., Álvarez, J.C. & Garay, O.V. Análisis del perfil metabólico de hembras ovinas criollas gestantes em condiciones de pastoreo extensivo. **Revista Científica Facultad Ciencias Veterinarias – Universidad del Zulia**, XXI(4):335-339, 2011.

Araújo, D.F.; Silva, I.P. Valores de amilase, glicose, colesterol e triglicérides em soro de cabras de Mossoró, RN. **Acta Veterinaria Brasilica**, 2(3):97-110, 2008.

Argollo, A.P.B.; Faustino, T.N.; Faustino, T.N.; Pedreira, L.C. Valores glicêmicos oferecidos pelo glicosímetro portátil, utilizando sangue de diferentes vias de coleta: estudo de validade. **Revista Brasileira de Terapia Intensiva**, 22(4):351-357, 2010.

Brasil. ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Cancelado registro de 16 modelos de glicosímetro. 14 de dezembro de 2018. Disponível em: http://portal.anvisa.gov.br/rss/-/asset_publisher/Zk4q6UQCj9Pn/content/id/5182108.

Buzzi, M.S., Helayel, M.J.S.A. & Moron, S.E. Análise comparativa dos níveis de glicose pelo método glicosímetro portátil e pelo método enzimático para a dosagem da glicemia em vertebrados. **Universidade Federal do Tocantins: Campus de Palmas**. 9º Seminário de Iniciação Científica. 2013.

Cañizares, G.I.L.; Rodrigues, L.; Cañizares, M.C. Metabolismo de carboidratos não-estruturais em ruminantes. **Archives of Veterinary Science**, 14(1):63-73, 2009.

Contreras, P.A., Wittwer, F. & Böhmwald. Uso dos perfis metabólicos no monitoramento nutricional dos ovinos. In: Doze leituras em bioquímica clínica veterinária. **Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade de Veterinária**. Porto Alegre:RS. p. 77-82. 2018.

Eizerik, D.P. Análise comparativa de dois métodos de mensuração de glicose, colesterol e triglicerídeos: sangue venoso em laboratório de bioquímica e sangue capilar em aparelho portátil Accutrend GCT®. **Universidade Federal do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: RS, 2012.

Ferreira, P.A.; Mueller, E.N.; Fischer, E.C.; Tillmann, M.T.; Peres, W.; Nobre, M.O. Glicemia do sangue capilar e venoso de cães saudáveis: mensuração por método eletroquímico *versus* enzimático laboratorial. **Semina: Ciências Agrárias**, 34(3):1287-1292, 2013.

Kaneko, J.J.; Harvey, J.W., Bruss, M.L. **Clinical biochemistry of domestic animal**. 5th ed., New York: Academic Press, 1997.

Lacerda, R.M. & Soto-Blanco, B. Determinação das variantes de hemoglobina em ovinos mestiços Santa Inês. **Revista Caatinga**, 19(4):345-349, 2006.

Luz, D.O.; Lacerda, R.M.; Barreto-Júnior, R.A.; Soto-Blanco, B. Eritrograma e variantes de hemoglobina em caprinos da raça Canidé. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, 62(1):208-210, 2010.

Melo, J.I.F.S. Medidor de glicose minimamente invasivo prova de conceito. **Universidade de Coimbra**, 2016.

Nascimento, J.C.S.; Silva, T.G.P.; Rizzo, H.; Fonseca Filho, L.B.; Soares, L.L.S.; Souza, W.M.A.; Amorim, M.J.A.A.L. Indicadores bioquímicos e corporais para avaliação do perfil metabólico e nutricional em ruminantes. **Ciência Veterinária Tropical**, 19(3): 63-74. 2016.

Nied, C.O. Percursos de glicose em ruminantes: aplicações em vacas leiteiras. **Universidade Federal do Rio Grande do Sul**, 2016, 14p.

Oliveira, L.G. Metabolismo do amido em ruminantes. **Universidade Federal de Goiás**, Goiânia:GO, 2011.

Oliveira, Y.S.G.; Júnior, J.D.C.; Santos-Leonardo, A.; Moraes, K.S. Comparação entre os métodos laboratorial e portátil na análise da glicemia em felinos com amostras de sangue venoso central e capilar. **Ciência Animal Brasileira**, 16(2):279-286, 2015.

Ortunho, V.V. Avaliação do ganho de peso e da glicemia de ovinos suplementados com minerais. **Universidade Estadual de Londrina**, Londrina, PR, 2009.

Ortunho, V.V.; Marçal, W.S.; Balarin, M.R.S. & Junior, N.P. Glicemia de ovelhas em dois momentos de colheita. **Publicações em Medicina Veterinária e Zootecnia**, 7(3): Artigo 1497, 2013.

Dirksen, G.; Gründer, H.D.; Stöber, M. **Rosenberger exame clínico dos bovinos**. 3. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1993. 419p.

Santos, J.C.P. Uso de glicosímetro em animais – uma revisão de literatura. **Universidade Federal da Paraíba**, João Pessoa:PB, 2017.

- 1 Schmitt, E.; Schneider, A.; Goulart, M.A.; Schwegler, E.; Pereira, R.A.; Hoffmann, D.A.C.;
2 Lopes, M.S.; Hax, L.T.; Del Pino, F.A.B. & Corrêa, M.N. Correlação entre cálcio e insulina
3 durante o teste de tolerância à glicose entre ovelhas gestantes e não gestantes. **Arquivo**
4 **Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, 64(5): p.1127-1132, 2012.
- 5
6 Soubhia, A.S.P.; Patelli, T.H.C.; Souza, F.A.A.; Oliveira, R.B.; Matsuda, J.; Kiefer, E.
7 Avaliação comparativa entre o método enzimático-colorimétrico e aparelho portátil na
8 mensuração de glicose em bovinos leiteiros. **Archives of Veterinary Science**, 21, Sulp 00:59-
9 61. 2016.
- 10
11 Teixeira, A.R.; Botelho, R.G.; Sousa, K.E.; Gomes, J.L.; Lima, E.M.M. Ineficácia do aparelho
12 portátil accutred® plus na clínica médica de equinos. **ARS Veterinaria**, 27(1):01-21, 2011.
- 13
14 Thrall, M.A.; Weiser, G.; Allison, R.W.; Campbell, T.W. **Veterinary hematology and clinical**
15 **chemistry**. 2^a ed. Iowa:Wiley-Blackwell, 2012.
- 16

APÊNDICE I**TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO**

Eu, _____, residente em _____, portador do RG nº _____ abaixo assinado, atesto que entendi o conteúdo desse consentimento informado e concordo de livre e espontânea vontade em participar do estudo intitulado “ANÁLISE DOS NÍVEIS GLICÊMICOS POR MEIO DO GLICOSÍMETRO PORTÁTIL EM PEQUENOS RUMINANTES”. Atesto que fornecerei amostra sanguínea capilar e venosa realizada pela equipe do estudo. Declaro ainda, que esclareci todas as minhas dúvidas com os responsáveis pela pesquisa e autorizo a publicação dos dados e/ou fotos.

Assinatura do responsável

_____/_____/_____

Testemunha

_____/_____/_____

Assinatura de um dos responsáveis pela pesquisa

_____/_____/_____

APÊNDICE II

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS

MEDICINA VETERINÁRIA

FICHA DE IDENTIFICAÇÃO

Identificação do Proprietário

Nome:			
Endereço:			
Cidade/UF:		Telefone:	

Espécie: _____ Data: ____/____/____

[illegible]

APÊNDICE III

Resultados dos valores glicêmicos em mg/dL obtidos pelo glicosímetro portátil e método laboratorial nas propriedades abrangidas

Propriedade: Sítio Vaginha –Terezinha/PE			
Ovinos			
Amostra	Glicose Capilar	Glicose Jugular	Colorimétrico
1	62	59	59,89
2	52	57	57,39
3	39	45	46,52
4	49	52	51,26
5	62	70	63,52
6	49	47	46,24
7	64	70	63,24
8	54	55	55,16
9	49	52	49,31
10	47	55	56,55
11	50	45	55,99
12	48	49	48,47
13	42	49	51,26
14	52	46	48,47

Propriedade: Fazenda Murinho – Terezinha/PE			
Ovino			
Amostra	Glicose Capilar	Glicose Jugular	Colorimétrico
1	46	42	37,33 e 35,38
2	50	48	44,01
3	48	50	45,41
4	48	44	44,57
5	38	45	43,18
6	39	37	37,61 e 36,49
7	45	49	49,03
8	37	48	48,47
9	49	53	58,5
10	36	42	49,31
11	36	38	42,06
12	42	48	47,64
13	42	45	40,95
14	45	48	46,52
15	45	49	54,6
16	38	38	41,51
17	43	50	50,7
18	50	51	57,11

19	52	47	42,9
20	41	46	53,21
21	55	52	54,04
22	51	45	55,99
23	49	53	53,49
24	38	40	43,18
25	26	28	25,07
26	31	49	44,01
27	37	47	39
28	43	54	46,52
29	56	60	57,94
30	38	52	41,79
31	45	56	53,21
32	48	56	56,27
33	48	57	56,27
34	34	47	42,62
35	43	43	41,51
36	44	49	48,47
37	44	45	46,24

Propriedade: Fazenda experimental da UAG/UFRPE Caprinos			
Amostra	Glicose Capilar	Glicose Jugular	Colorimétrico
1	35	42	47,96
2	43	50	50,41
3	42	44	45,78
4	49	45	50,95
5	37	42	45,5
6	51	44	46,59
7	35	43	48,77
8	40	44	49,05
9	38	45	55,86
10	33	43	51,23
11	35	39	51,77
12	37	39	50,41
13	46	38	45,78
14	49	48	51,23
15	52	50	57,77
16	47	51	55,31
17	41	45	60,76
18	47	51	54,22
19	47	48	55,59
20	48	55	63,76
21	45	49	54,77
22	65	55	64,58
23	72	70	74,39

24	61	60	64,31
25	50	61	59,67
26	55	59	75,75
27	52	58	66,21
28	57	62	49,32
29	67	65	68,94
30	52	53	57,77
31	71	68	66,21
32	67	69	68,39
33	64	65	64,03
34	68	69	66,49
35	54	64	65,67

Propriedade: Sítio Sabiá - Bom Conselho/PE Caprinos			
Amostra	Glicose Capilar	Glicose Jugular	Colorimétrico
1	43	38	38,96
2	54	52	50,41
3	49	47	46,59
4	57	59	56,13
5	61	65	61,04
6	51	54	53,95
7	40	40	42,23
8	57	59	61,31
9	53	53	54,77
10	47	53	54,77
11	44	42	44,69
12	53	54	53,95
13	51	50	52,59
14	54	53	55,86
15	54	58	55,86
16	64	68	70,85
17	59	58	57,22
18	45	52	52,86