



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO RESIDÊNCIA EM MEDICINA VETERINÁRIA

MARIA DANIELLE CHAGAS DOS SANTOS

**COMPARAÇÃO ENTRE OS MÉTODOS
LABORATORIAL E PORTÁTIL NA ANÁLISE DA
GLICEMIA EM *TYTO FURCATA*, EM MOSSORÓ, RIO
GRANDE DO NORTE.**

MOSSORÓ

2024

MARIA DANIELLE CHAGAS DOS SANTOS

**COMPARAÇÃO ENTRE OS MÉTODOS
LABORATORIAL E PORTÁTIL NA ANÁLISE DA
GLICEMIA EM *TYTO FURCATA*, EM MOSSORÓ, RIO
GRANDE DO NORTE.**

Tese apresentada à Residência em Clínica Médica e Cirúrgica de Animais Silvestres do Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de especializado.

Orientador: Carlos Iberê Alves Freitas, Prof. Dr.

MOSSORÓ

2024

© Todos os direitos estão reservados a Universidade Federal Rural do Semi-Árido. O conteúdo desta obra é de inteira responsabilidade do (a) autor (a), sendo o mesmo, passível de sanções administrativas ou penais, caso sejam infringidas as leis que regulamentam a Propriedade Intelectual, respectivamente, Patentes: Lei nº 9.279/1996 e Direitos Autorais: Lei nº 9.610/1998. O conteúdo desta obra tomar-se-á de domínio público após a data de defesa e homologação da sua respectiva ata. A mesma poderá servir de base literária para novas pesquisas, desde que a obra e seu (a) respectivo (a) autor (a) sejam devidamente citados e mencionados os seus créditos bibliográficos.

C237c Chagas dos Santos, Maria Danielle.
COMPARAÇÃO ENTRE OS MÉTODOS LABORATORIAL E
PORTÁTIL NA ANÁLISE DA GLICEMIA EM TYTO FURCATA,
EM MOSSORÓ, RIO GRANDE DO NORTE. / Maria Danielle
Chagas dos Santos. - 2024.
30 f. : il.

Orientador: Carlos Iberê Alves Freitas .
Monografia (graduação) - Universidade Federal
Rural do Semi-árido, Curso de Medicina
Veterinária, 2024.

1. Bioquímica . 2. Exames. 3. Sangue. 4. Aves.
5. Clínica. I. Alves Freitas , Carlos Iberê ,
orient. II. Título.

Ficha catalográfica elaborada por sistema gerador automático em conformidade
com AACR2 e os dados fornecidos pelo) autor(a).
Biblioteca Campus Mossoró / Setor de Informação e Referência
Bibliotecária: Keina Cristina Santos Sousa e Silva
CRB: 15/120

MARIA DANIELLE CHAGAS DOS SANTOS

**COMPARAÇÃO ENTRE OS MÉTODOS
LABORATORIAL E PORTÁTIL NA ANÁLISE DA
GLICEMIA EM *TYTO FURCATA*, EM MOSSORÓ, RIO
GRANDE DO NORTE.**

Tese apresentada à Residência em Clínica Médica e Cirúrgica de Animais Silvestres do Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de especializado.

Defendida em: 28/02/2024.

BANCA EXAMINADORA

Carlos Iberê Alves Freitas, Prof. Dr. (UFERSA)
Orientador

Glenison Ferreira Dias, Me. (SUDEMA)
Membro Examinador

John Gustavo Lima de Jesus Santos, Me.
Membro Examinador

AGRADECIMENTOS

A Deus por ter me dado saúde e forças para chegar até aqui. Aos animais, por existirem e mostrarem o real significado de pureza, sendo um dos grandes motivadores para eu seguir firme na área, principalmente meus pacientes, por me ensinarem diariamente e me tornarem a profissional que sou hoje.

Aos meus pais por todo amor, apoio, incentivo e investimento, por sempre torcerem pelo meu sucesso e acreditarem em mim.

Sou grata ao meu melhor amigo e companheiro, Vinicius, por todo suporte, por acreditar que eu sou capaz, estar sempre ao meu lado alegrando meus dias, e principalmente pela paciência em me ouvir nos dias difíceis.

A minha turma de residência, por todo suporte nos dias de luta, por todos os momentos que passamos, pelo apoio, aprendizado, por me ajudarem a não desistir e por terem tornado a residência mais leve. Em especial, gostaria de agradecer a minha amiga e parceira de apartamento, Susy, por nosso destino ter se cruzado, pela paciência e companheirismo. E aos amigos Moisés e Napô, por terem sido luz na minha vida e estarem comigo em momentos importantes, serei sempre grata por tudo que passamos juntos.

Aos meus estagiários do coração, Ícaro, Isadora, Antônio, Guilherme, Glícia e Samuel, por terem me acolhido, por termos compartilhado muitos momentos felizes juntos e por se tornarem meus grandes amigos.

Aos meus amigos, Dani, Aksa, Lucas, João Vitor, Paula, Savana, por terem me acompanhado em diferentes fases e termos vivido momentos tão especiais.

Ao meu orientador, Iberê, por todo apoio, por ter confiado em mim para desenvolver esse trabalho e por todo suporte ao longo desses dois anos.

Por fim, agradeço a todos que direta ou indiretamente me acompanharam e que se sentem felizes com minhas conquistas.

“Os sonhos não determinam o lugar onde iremos chegar, mas produzem a força necessária para tirar-nos do lugar em que estamos”.

(Augusto Cury)

RESUMO

A mensuração da glicemia é importante na avaliação clínica do animal, podendo trazer informações sobre a condição nutricional de aves em tratamento e ocorrência de doenças, auxiliando nas estratégias de manejo e consequente recuperação do paciente. Para aferição da glicemia é possível utilizar tanto o método laboratorial quanto o portátil. Aparelhos portáteis possuem fácil manipulação e transporte, baixo custo e determinam os níveis séricos de forma rápida, porém, é necessário que estudos sejam feitos para verificar a eficácia desse método em comparação com o laboratorial classicamente utilizado. O presente trabalho tem como objetivo principal comparar os métodos laboratorial e portátil na análise da glicemia em corujas-suindara (*Tyto furcata*) de vida livre na região de Mossoró, Rio Grande do Norte. Para o estudo, serão utilizadas amostras biológicas do tipo sangue venoso provenientes de animais da espécie *Tyto furcata* de vida livre encaminhados para atendimento veterinário no Setor de Animais Silvestres do Hospital Veterinário da UFERSA no período de dezembro de 2023 a fevereiro de 2024. Serão coletados aproximadamente 1ml de sangue de cada espécime através de venopunção da veia jugular direita ou veia ulnar, sendo uma gota da amostra utilizada para aferição pelo método portátil usando o glicosímetro G-Tech Lite, e a outra parte acondicionada em tubo de fluoreto de sódio e enviada ao Laboratório de Patologia Clínica do mesmo hospital para dosagem glicêmica através da técnica de espectrofotometria utilizando o analisador bioquímico da Bioplus, modelo BIO-2000 e os resultados posteriormente interpretados. A realização deste estudo constitui novos dados aplicáveis sobre o conhecimento da eficácia do método portátil em comparação ao laboratorial na dosagem de glicemia para a espécie em questão, proporcionando subsídios técnicos e contribuindo com novas pesquisas relacionadas ao tema.

Palavras-chave: Bioquímica. Exames. Sangue. Aves. Clínica.

ABSTRACT

Measuring blood glucose is important in the clinical evaluation of the animal, and can provide information about the nutritional condition of birds undergoing treatment and the occurrence of diseases, assisting in management strategies and consequent recovery of the patient. To measure blood glucose, it is possible to use both the laboratory and portable methods. Portable devices are easy to handle and transport, low cost and determine serum levels quickly, however, studies need to be carried out to verify the effectiveness of this method in comparison with the classically used laboratory method. The main objective of this work is to compare laboratory and portable methods for analyzing blood glucose levels in free-ranging barn owls (*Tyto furcata*) in the region of Mossoró, Rio Grande do Norte. For the study, biological samples of the venous blood type will be used from free-living animals of the *Tyto furcata* species sent for veterinary care in the Wild Animals Sector of the UFERSA Veterinary Hospital from December 2023 to February 2024. They will be collected approximately 1ml of blood from each specimen through venipuncture of the right jugular vein or ulnar vein, with one drop of the sample used for measurement by the portable method using the G-Tech Lite glucometer, and the other part packed in a sodium fluoride tube and sent to the Clinical Pathology Laboratory of the same hospital for glycemic measurement using the spectrophotometry technique using the Bioplus biochemical analyzer, model BIO-2000 and the results subsequently interpreted. Carrying out this study constitutes new applicable data on the knowledge of the effectiveness of the portable method compared to the laboratory method in measuring blood glucose levels for the species in question, providing technical support and contributing to new research related to the topic.

Keywords: Biochemistry. Exams. Blood. Birds. Clinic.

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1	–	Quantidade de espécimes de acordo com a faixa etária.....	18
-----------	---	---	----

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	– Estatística descritiva dos níveis de glicose de acordo com os grupos experimentais sem considerar as categorias etárias.	19
Tabela 2	– Estatística descritiva de acordo com os grupos experimentais para cada categoria etária.	19
Tabela 3	– Valores de média $\pm$ desvio padrão (mediana) para todos os grupos	20

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	Erro! Indicador não definido.
2 REFERENCIAL TEÓRICO.....	Erro! Indicador não definido.
2.1 CORUJA-SUINDARA (<i>Tyto furcata</i>).....	Erro! Indicador não definido.
2.2 GLICEMIA EM AVES.....	Erro! Indicador não definido.
2.3 MÉTODOS DE DOSAGEM GLICÊMICA	Erro! Indicador não definido.
3 OBJETIVOS.....	16
3.1 OBJETIVO GERAL	16
3.2 OBJETIVO ESPECÍFICO	16
4 METODOLOGIA	16
4.1 LOCAL DE COLETA DAS AMOSTRAS.....	16
4.2 COLETA E ANÁLISE DOS DADOS.....	17
5 RESULTADOS.....	18
6 DISCUSSÃO	20
7 CONSIDERAÇÕES FINAIS	24
REFERÊNCIAS	25

1. INTRODUÇÃO

A glicose é um carboidrato simples monossacarídeo frequentemente usado pelas células do organismo como fonte de energia (ALEIXO, 2010). Nas aves, suas concentrações séricas variam bastante, podendo estar entre 200 a 500 mg/dL, ou até valores mais elevados dependendo da espécie (ANGELO, 2016).

Diferente do que ocorre em mamíferos, o glucagon é o principal hormônio regulador da glicemia, sendo responsável pela gliconeogênese hepática nas aves. Sua secreção pelo pâncreas endócrino é estimulada pela hipoglicemia, aminoácidos específicos e acetilcolina, e é inibido pela presença da glicose, insulina e também pela somatostatina em algumas espécies de aves (RAE, 1995; MENDES-DE-ALMEIDA et al., 2007).

A mensuração da glicemia é importante na avaliação clínica do animal, podendo trazer informações sobre a condição nutricional de aves em tratamento e ocorrência de doenças, auxiliando nas estratégias de manejo e consequente recuperação do paciente (NOVELINO, 2015).

Existem vários fatores que podem interferir nos resultados e na interpretação dos exames bioquímicos, como espécie, idade, sexo, sazonalidade, alimentação, habitat, período reprodutivo, traumas, contenção física e estresse ambiental (VILA, 2013). Baixos níveis de glicose sanguínea podem indicar desnutrição, hepatopatias, neoplasias, septicemia, ou algumas doenças fúngicas, como a aspergilose. Já nos casos de hiperglicemia, pode-se pensar em endocrinopatias, traumatismo cranioencefálico ou estresse (MENDES-DE-ALMEIDA et al., 2007).

Para aferição da glicemia é possível utilizar tanto o método laboratorial quanto o portátil. Aparelhos portáteis possuem fácil manipulação e transporte, baixo custo e determinam os níveis séricos de forma rápida, porém, é necessário que estudos sejam feitos para verificar a eficácia desse método em comparação com o laboratorial classicamente utilizado (SANTOS et al., 2008).

De acordo com a American Diabetes Association (ADA), todos os glicosímetros portáteis devem apresentar variação inferior a 15% em relação aos métodos bioquímicos laboratoriais na concentração da glicose plasmática para valores entre 30 e 400 mg/dL. A Food and Drug Administration (FDA) recomenda que essa variação seja de até 20% para a mesma concentração. A Internacional Organization for Standardization (ISO)

estabelece que os valores glicêmicos obtidos pelos aparelhos portáteis não podem variar mais que 20% dos valores encontrados pelo método laboratorial padrão (OLIVEIRA et al., 2015).

Diante do exposto e a falta de trabalhos relacionados ao tema, torna-se relevante a realização desse estudo, que tem como objetivo comparar os diferentes métodos de dosagem da glicemia em corujas-suindara (*Tyto furcata*), bem como contribuir com subsídios técnicos para o aperfeiçoamento dos esforços das atividades de reabilitação desses animais.

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 CORUJA-SUINDARA (*Tyto furcata*)

A espécie *Tyto furcata*, popularmente conhecida coruja-suindara, coruja-de-igreja, coruja-das-torres, rasga-mortalha, entre outros, pertence a Ordem Strigiformes e Família Tytonidae. Possui dorso de coloração cinza ou pardo, região inferior branca, peitoral branco ou marrom claro, hábitos noturnos e uma vocalização bem marcante. Apresenta ampla distribuição, podendo ser encontrada em todos os biomas do Brasil, porém, tem preferência por áreas abertas e campos, sendo bastante encontrada em áreas antropizadas (ALMEIDA, 2022).

Sua alimentação é baseada em roedores, aves pequenas e insetos, e tem como hábito alimentar a ingestão da presa inteira, sendo que partes não digeríveis como pelos e ossos, são compactadas e regurgitadas, material conhecido como pelota (ALMEIDA, 2022). Seus discos faciais possuem formato de coração, e conseguem conduzir os sons das suas presas em direção aos ouvidos, além de possuir uma ótima visão e olhos relativamente grandes, facilitando a caça durante a noite (NACHTIGALL et al., 2018).

Com a expansão das áreas urbanas, tem-se observado declínio populacional da espécie, principalmente devido à descaracterização de seus habitats naturais, atropelamentos, eletrocussões, turismo e maus-tratos. Essas ameaças podem causar um desequilíbrio na cadeia alimentar, pois, assim como outras aves de rapina, as suindaras desempenham um grande papel no controle de roedores em áreas urbanas, fundamental na relação homem-animal, diminuindo as chances de transmissão de doenças de roedores para humanos (SANTOS, 2009; ALMEIDA, 2022).

2.2 GLICEMIA EM AVES

As células de um organismo precisam de um fornecimento energético rápido e eficiente para a manutenção da homeostase. Dessa forma, a glicose se caracteriza como uma das principais fontes utilizadas para manter o funcionamento das atividades orgânicas essenciais, sendo sua concentração o resultado do equilíbrio entre taxas de entrada e de remoção da circulação (NOGUEIRA, 2003).

As aves utilizam a glicose para produzir energia através da oxidação celular e síntese de glicogênio e ácidos graxos. As concentrações de glicose plasmática desses animais em jejum são 150 a 300% maiores do que mamíferos (variando entre 200 a 500mg/dL), uma disparidade que pode estar relacionada à evolução de voo e alto metabolismo (LILL, 2011).

Nas aves, 1 a 2% do pâncreas possui origem endócrina. O glucagon, secretado pelas células A (anteriormente conhecidas como células alfa-2) das ilhotas pancreáticas, desempenha um papel central na regulação da glicose nesses animais. As concentrações plasmáticas de glucagon em aves são de 10 a 50 vezes superiores às encontradas em mamíferos. O glucagon atua principalmente de forma gliconeogênica, glicogenolítica e lipotítica em aves, elevando, assim, os níveis de glicose sanguínea e ácidos graxos livres (RAE, 1995).

A insulina, por sua vez, é sintetizada pelas células B (anteriormente conhecidas como células beta) das ilhotas pancreáticas, embora também possam existir fontes extrapancreáticas desse hormônio. A importância da insulina não é totalmente compreendida nas aves, pois sua liberação ocorre em resposta a uma variedade ampla de estímulos. Esses estímulos podem incluir aminoácidos, colecistocinina, glucagon e glicose. No entanto, ao contrário dos mamíferos, a glicose não parece ser o principal estímulo para a secreção de insulina em aves (RAE, 1995).

Existem muitas teorias que tentam explicar os altos níveis de glicose em aves, incluindo a baixa secreção de insulina e alto glucagon pelo pâncreas, dependência de gordura e aminoácidos para energia, gliconeogênese no fígado e rins e a falta de uma proteína de transporte GLUT4 responsiva à insulina funcional. Vale ressaltar que apesar desses altos níveis glicêmicos, eles são geralmente resistentes ao estresse oxidativo devido a maiores antioxidantes e menor produção de radicais livres. Ademais, a baixa captação de glicose pelas hemácias contribui para a baixa glicação de hemoglobina em

aves e algumas adicionalmente apresentam baixos níveis de proteínas glicadas em geral (SWEAZE, 2022).

Conhecer as concentrações glicêmicas é bastante importante para avaliação da saúde, condição e estado nutricional de populações de animais ameaçadas por diversos fatores, pensando também em ações adequadas de manejo e conservação (LILL, 2011).

Apesar de não ser frequente, como em mamíferos, diversas enfermidades ou situações podem ocasionar alterações nos níveis de glicose em aves. Quando não identificadas e corrigidas, tais condições podem resultar em complicações com risco de morte para o paciente (ALEIXO, 2010). A hipoglicemia, que se refere à diminuição da concentração de glicose no sangue, é diagnosticada quando a glicemia é inferior a 200 mg/dL. Em contrapartida, a hiperglicemia é caracterizada por concentrações que excedem 500 mg/dL na maioria das espécies aviárias (ANGELO, 2016).

Nas aves, baixos níveis de glicose sanguínea podem estar vinculados à inanição, enterotoxemia, má digestão e absorção, deficiências nutricionais, distúrbios hepáticos, septicemia, neoplasias, aspergilose, falta de vitamina A e disfunções endócrinas. Por sua vez, a elevada glicemia pode ser desencadeada por fatores como estresse, traumatismo cranioencefálico, condições climáticas extremas, diabetes mellitus, restrição física, administração de glicocorticoides e uma alimentação com elevado teor de carboidratos (CUBAS, 2007; VALLE, 2008; VILA, 2013;).

2.3 MÉTODOS DE DOSAGEM GLICÊMICA

A determinação da glicemia é essencial para o diagnóstico e controle de qualquer condição que interfira na homeostase glicêmica. Atualmente, existem dois sistemas de aferição: laboratorial ou portátil (CASELLA; WESS; REUSCH, 2002).

O sistema laboratorial, através de espectrofotometria, baseia-se no método colorimétrico enzimático, também chamado de metodologia de Trinder, e tem como princípio básico a oxidação da glicose sob ação catalisadora da glicose-oxidase. A partir desta reação forma-se o peróxido de hidrogênio que, em presença da peroxidase como enzima catalisadora, sofre reação oxidativa de acoplamento com a 4-aminoantipirina e fenol, formando um cromógeno vermelho cereja. A intensidade da cor é proporcional à concentração de glicose. Esse método requer volumes maiores de sangue, além do tempo e custo para obtenção dos resultados (SANTOS, 2008).

Já os medidores portáteis de glicose (glicosímetros) surgiram com a finalidade de facilitar a mensuração glicêmica. Esse método utiliza fitas reagentes descartáveis funcionando através de tecnologias de fotometria de reflexão ou de amperometria eletroquímica, ou seja, as fitas interagem com o sangue, produzindo uma reação química na qual são gerados elétrons. O aparelho mede a reação com uma pequena corrente elétrica e calcula o nível correspondente de glicose automaticamente (SANTOS, 2008). Dentre os benefícios desse método, podemos citar o fato de serem pequenos, fácil manuseio e transporte, rapidez na obtenção dos resultados e necessitam de pouca quantidade de sangue (geralmente de 1 a 5 μ L) (OLIVEIRA et al., 2015).

Os sistemas laboratoriais são mais precisos, e por isso adotados como parâmetros de referência, porém, tendo em vista que os glicosímetros tem sido bastante utilizados na medicina veterinária, seus resultados devem ser confiáveis para garantir a segurança da saúde do paciente e estudos devem ser feitos para afirmar sua eficácia (MEDEIROS, 2016).

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GERAL

Comparar os métodos laboratorial e portátil na análise da glicemia em corujas-suindara (*Tyto furcata*) de vida livre na região de Mossoró, Rio Grande do Norte.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar os parâmetros glicêmicos para a espécie estudada;
- Analisar a eficácia do método portátil na aferição de glicemia
- Elucidar as causas de variação dos valores encontrados.
- Contribuir com subsídios técnicos para o aperfeiçoamento dos esforços na reabilitação desses animais.

4. METODOLOGIA

4.1. LOCAL DE COLETA DAS AMOSTRAS

As amostras foram coletadas no Setor de Animais Silvestres do Hospital Veterinário Jerônimo Dix-Huit Rosado Maia, na Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), localizada na cidade de Mossoró, Rio Grande do Norte (05°11'15"S e 37°20'39"W), onde recebe animais de vida livre resgatados pelo Pelotão de Ação Ambiental, tanto municipal quanto estadual, para atendimento veterinário. Neste referido setor, realiza-se também internação, exames, cirurgias, reabilitação e reintrodução desses animais na natureza, bem como pesquisas científicas.

4.2. COLETA E ANÁLISE DOS DADOS

Todos os procedimentos adotados nesse trabalho seguiram as normas descritas pela Comissão de Ética no Uso de Animais em Pesquisa da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (CEUA-UFERSA).

Para aferição da glicemia, foram utilizadas amostras biológicas do tipo sangue venoso provenientes de animais da espécie *Tyto furcata* de vida livre encaminhados para atendimento veterinário no Setor de Animais Silvestres do Hospital Veterinário da UFERSA no período de dezembro de 2023 a fevereiro de 2024. Foram coletados aproximadamente 1ml de sangue de cada espécime através de venopunção da veia jugular direita ou veia ulnar, sendo uma gota da amostra utilizada para aferição pelo método portátil usando o glicosímetro G-Tech Lite, e a outra parte acondicionada em tubo de fluoreto de sódio e enviada ao Laboratório de Patologia Clínica do mesmo hospital para dosagem glicêmica através da técnica de espectrofotometria utilizando o analisador bioquímico da Bioplus, modelo BIO-2000.

Os animais que chegaram muito debilitados passaram por um período de estabilização e tratamento adequado até que fosse possível a coleta de sangue, optando sempre por animais que estavam estáveis clinicamente.

Foram anotados os dados de cada indivíduo incluindo faixa etária, classificados como filhote, juvenil ou adulto, peso e identificação para controle e registro dos animais que dão entrada no setor. Todos os dados e resultados foram computados e organizados em tabela do Excel para posterior análise estatística.

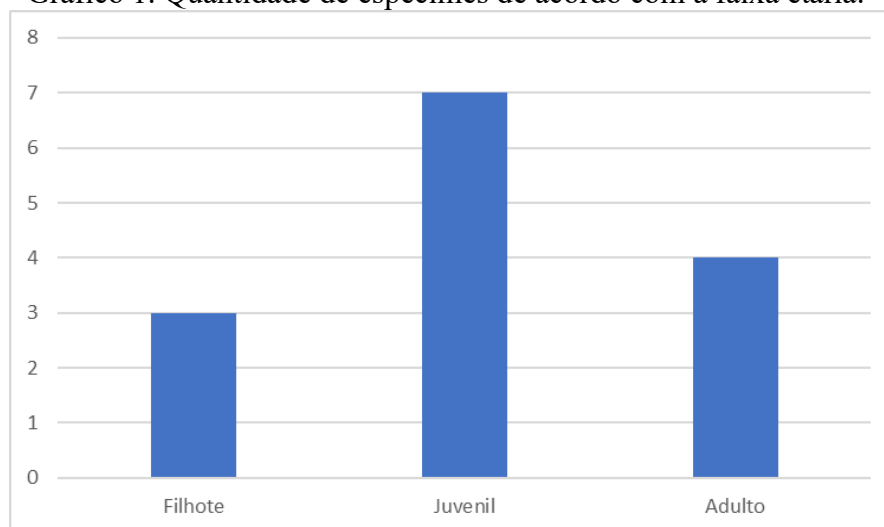
Os dados foram expressos em valores de média $\pm$ desvio padrão (mediana) bem como mínimos, máximos, coeficiente de variação % (CV %) e intervalos de confiança através dos programas estatísticos SPSS (Armonk, NY: IBM Corp.) e SAS v8 (System for Windows - SAS Institute Cary, North California; USA) versão 23.0. Após análise dos pressupostos paramétricos, diferenças estatísticas entre e dentro dos grupos experimentais (Glicosímetro e Laboratório) para as categorias etárias (filhote, juvenil e adulto) foram obtidas por teste t pareado e análise de variância (One-Way ANOVA) seguida por Tukey respectivamente. A análise por modelo de efeito mistos para medidas

repetidas (Proc Mixed of SAS program) foi utilizada para verificar diferença estatística entre grupos “Glicosídeo” e “Laboratório”. Quando rompida a distribuição gaussiana, os dados sofreram transformação logarítmica. O nível de significância estabelecido foi de 5%.

5. RESULTADOS

Foram recebidos 14 espécimes de suindaras vivas durante o período do estudo. Desses, três foram filhotes (21,43%), sete juvenis (50%) e quatro adultos (28,57%) (Gráfico 1).

Gráfico 1. Quantidade de espécimes de acordo com a faixa etária.



(Fonte: Elaborado pela autora)

Não foi realizada sexagem dos animais, uma vez que não possuem dimorfismo sexual e sua identificação seria possível apenas através do DNA, mas inviabilizada nessa pesquisa devido à falta de recursos.

Para todos os animais desse estudo, a glicemia pelo método laboratorial variou de 164,3 a 348,3mg/dL. Quando avaliado pelo aparelho portátil, os valores glicêmicos foram de 157 a 271mg/dL. As médias e desvio padrão alcançados pelos métodos utilizados estão representados na Tabela 1.

Com relação aos filhotes, a glicemia pelo método laboratorial variou entre 206,4 a 231,3mg/dL. Já com uso do glicosímetro, os valores foram de 157 a 182mg/dL.

Para os animais juvenis, a glicemia variou de 164,3 a 342,5mg/dL pelo método laboratorial. Já no método portátil, os valores foram de 157 a 267mg/dL.

As corujas adultas tiveram glicemia variando entre 200 a 248,3mg/dL nas análises laboratoriais. Com relação ao método portátil, variou de 166 a 271mg/dL.

A tabela 1 sumariza os resultados obtidos nas avaliações de todos os animais após testes estatísticos.

Tabela 1 – Estatística descritiva dos níveis de glicose de acordo com os grupos experimentais sem considerar as categorias etárias.

Estatística descritiva	Glicosímetro	Laboratório	Diferença média entre grupos
Média	192,4	244,5	52,1
Mediana	173,5	228,5	
Desvio padrão	41,2	60,7	
Mínimo -máximo	157 - 271	164,3 – 348,3	
CV%	21,4%	24,8%	
IC95%	170,8 – 214,0	212,7 – 276,3	

CV% = Coeficiente de variação %; IC95% = Intervalo de confiança 95%.

Com relação à média, foi possível observar valor maior no teste laboratorial quando comparado ao portátil. O desvio padrão observado pode ser considerado levemente alto, tendo em vista que os valores se apresentam um pouco distantes entre si a partir da média verificada, demonstrando leve heterogeneidade dos dados. Porém, ao avaliar o coeficiente de variação (CV%), pode-se dizer que houve consistência e grau positivo de homogeneidade dos dados, considerando que apontam a variabilidade dentro do grupo e em todos os momentos se mostraram abaixo de 30%, indicando um controle experimental sem discrepâncias incomuns.

Com base na tabela 2 é possível avaliar os resultados obtidos para cada categoria etária e, na tabela 3, uma análise geral incluindo tanto os grupos experimentais (laboratorial e glicosímetro) quanto as categorias etárias.

Tabela 2 – Estatística descritiva de acordo com os grupos experimentais para cada categoria etária.

Estatística descritiva	Glicosímetro			Laboratório		
	Filhotes	Juvenil	Adulto	Filhotes	Juvenil	Adulto
Média	171,7	198,9	196,8	222,3	239,4	270,1
Mediana	170,0	177,0	175,0	229,2	218,6	266,0
Desvio padrão	9,6	46,2	49,9	13,8	71,6	64,3

Mínimo - máximo	163 – 182	157 – 267	166 – 271	206,4 – 231,3	164,3 – 342,5	200,0 – 348,3
CV%	5,6	23,2	25,4	6,2	29,9	23,8
IC95%	160,8 – 182,5	164,5 – 233,1	147,8 – 245,7	206,7 – 237,9	186,3 – 292,4	207,0 – 333,1

CV% = Coeficiente de variação %; IC95% = Intervalo de confiança 95%.

Com relação ao intervalo de confiança (IC95%), pode-se inferir que este seja um dos dados expressivos para esta pesquisa, trazendo contribuições clínicas significativas a partir de uma janela de valores mínimos e máximos que podem ser considerados normais e fisiológicos para esta espécie.

Tabela 3 – Valores de média $\pm$ desvio padrão (mediana) para todos os grupos.

Variável	Grupos	Tempos experimentais			p-valor (ANOVA One-Way)	¥p- val or
		Filhotes	Juvenil	Adulto		
Glicose	Glicosímetro	171,7 $\pm$ 9,6 (170) ^a	198,9 $\pm$ 46,2 (177) ^a	196,8 $\pm$ 49,9 (175) ^a	0,651	0,0 13 **
	Laboratório	222,3 $\pm$ 13,8 (229,2) ^{a*}	239,4 $\pm$ 71,6 (218,6) ^a	270,1 $\pm$ 64,3 (266,0) ^a	0,598	

^{a,b} Médias seguidas de letras minúsculas diferentes na linha significa diferença estatística ($p < 0,05$ – Tukey) e * significa diferença estatística entre grupos experimentais (Glicosímetro e Laboratório) na coluna ($p < 0,05$ – Teste t pareado); ¥ Modelo de efeito mistos para medidas repetidas entre os grupos experimentais (Glicosímetro e Laboratório) com ** indicando significância estatística.

Quando comparado as categorias etárias no grupo experimental glicosímetro, não houveram diferenças estatísticas, da mesma forma que quando comparado as categorias etárias no grupo experimental laboratorial também não houveram diferenças estatísticas. Porém, quando olhamos de uma forma global e analisamos de forma mútua, existe diferença entre os grupos glicosímetro e laboratorial, entretanto, essa diferença é evidenciada em filhotes, não ocorrendo em juvenis ou adultos.

6. DISCUSSÃO

Os valores de referência para glicose sérica em aves da ordem Strigiformes ainda carecem de uma definição abrangente para todas as espécies dentro desse táxon. No entanto, para algumas espécies como *Tyto alba*, *Pulsatrix perspicillata*, *Bubo virginianus*, e outras aves

exóticas, esses valores já foram investigados. A *Tyto alba*, uma coruja pertencente à família Tytonidae, apresenta concentrações séricas de glicose inferiores em comparação com as espécies da família Strigidae, com intervalo variando de 181,37mg/dL a 425,18mg/dL (AMMERSBACH et al., 2015).

Para a *T. furcata*, um trabalho realizado por Gurgel et al. (2023) evidenciou a glicemia através de glicosímetro num jejum de 24 horas, onde variou entre 147,3 a 187mg/dL. Esses resultados foram um pouco parecidos com os encontrados nessa pesquisa, onde variou de 170,8 a 214mg/dL. A falta de estudos prévios destaca a necessidade de pesquisas adicionais para estabelecer de maneira mais abrangente os valores de referência para a glicose sérica em aves da ordem Strigiformes, considerando as particularidades de cada espécie.

A regulação metabólica da glicose nas aves ocorre de maneira fisiologicamente semelhante à dos mamíferos, sendo mediada pela insulina e pelo glucagon. No entanto, existem diferenças numéricas expressivas entre esses dois grupos, uma vez que as aves podem apresentar níveis glicêmicos mais elevados e, ainda assim, permanecer dentro do padrão considerado como normal, devido ao seu metabolismo acelerado. A concentração sanguínea de glicose em aves saudáveis varia, em média, de 200 a 500 mg/dL, podendo chegar até 800 mg/dL em colibris (SCHMIDT et al., 2007), resultado da dieta rica em açúcares monoméricos de rápida absorção associada às necessidades orgânicas inerentes a um metabolismo acelerado.

Em um estudo avaliativo que considerou 139 espécies diferentes de aves, a média glicêmica obtida foi de 277,45 mg/dL para esta classe. Dentro das ordens Falconiformes e Accipitriformes, as médias foram de 362,12 mg/dL e 320,68 mg/dL, respectivamente (SCANES, 2014). Aves granívoras, que se alimentam de grãos, apresentam maior concentração de células alfa no pâncreas, responsáveis pela produção de glucagon, resultando em uma menor proporção de insulina: glucagon em comparação com aves carnívoras, como corujas, que possuem uma distribuição celular pancreática semelhante à dos mamíferos, divergindo, portanto, do metabolismo da glicose em aves granívoras (LUMEIJ, 1997).

Para algumas espécies de aves, as concentrações circulantes de glicose diminuem consideravelmente durante o jejum. Em pardais domésticos (*Passer domesticus*) adultos em jejum de 24 horas, as concentrações circulantes de glicose foram reduzidas em 25,3% (KHALILIEH et al., 2012). Já em outras espécies, ocorre uma redução na utilização da glicose, como na Codorna japonesa (*Coturnix japonica*), onde houve uma diminuição de 57,6% na utilização da glicose durante um jejum de 2 dias (SARTORI et al., 1996).

Em aves saudáveis, a manutenção dos níveis normais de glicose ocorre por meio da glicogenólise hepática, sendo que aves carnívoras apresentam um maior potencial e uma quantidade mais significativa de enzimas hepáticas para conduzir eficientemente esse processo (VEIGA, 1987). Importante destacar que, mesmo durante períodos prolongados de jejum, os

eritrócitos das aves direcionam sua preferência metabólica para ácidos graxos, em detrimento da glicose.

Essa particularidade revela a adaptabilidade metabólica única das aves, onde a glicose liberada pela glicogenólise hepática é predominantemente direcionada para atender às demandas de outros tecidos, enquanto os eritrócitos optam por utilizar ácidos graxos como fonte energética alternativa durante o jejum prolongado.

Diversos fatores externos podem impactar diretamente nas concentrações circulantes de glicose em aves. Por exemplo, pinguins imperadores (*Aptenodytes forsteri*) em processo de muda apresentaram concentrações significativamente elevadas, aumentando de uma média de 354,92 mg/dL para 511,65 mg/dL (GROSCOLAS e RODRIGUEZ, 1981). Alterações patológicas também exercem influência, como observado em faisões comuns (*Phasianus colchicus*), onde a glicemia reduziu em média 38,69%, passando de 285,07 mg/dL em aves saudáveis para 110,31 mg/dL em aves severamente infectadas por Spironucleose (LLOYD e GIBSON, 2006).

Em pesquisas realizadas com patos domésticos (*Anas platyrhynchu*), foi evidenciado que os menores valores de glicemia foram durante a fase reprodutiva (de julho a outubro), indicando uma hipoglicemia considerada uma alteração natural e fisiológica (SIMÕES et al., 2005). Adicionalmente, a temperatura também pode impactar o perfil glicêmico das aves, causando aumento nos níveis de glicose em temperaturas mais elevadas, enfatizando a necessidade de caracterizar a região onde a pesquisa é realizada.

Amostras de sangue medidas por meio do glicosímetro, apresentaram uma média glicêmica inferior à obtida pelo método em laboratório com plasma. Essa discrepância pode ser atribuída à natureza mais densa do sangue devido à presença de hemácias, resultando em uma concentração de glicose no sangue total aproximadamente 10 a 15% menor do que no plasma, que é tradicionalmente utilizado em análises bioquímicas laboratoriais. Este resultado está em desconcordância com o estudo de SANTOS et al. (2008), onde observou média maior no glicosímetro.

Vale ressaltar que embora o fluoreto tenha sido empregado como redutor do metabolismo glicolítico, existe a possibilidade de uma pequena porcentagem de glicose ter sido metabolizada no período até o processamento laboratorial (OLIVEIRA et al., 2015).

Outro ponto importante é que a disparidade observada nos resultados pode ser atribuída à influência da pressão parcial de oxigênio (pO₂) nos glicosímetros, que operam por meio de um sistema amperométrico dependente de glicose-oxidase, conforme explicado por Wess e Reusch (2000). Em situações de alta PO₂ na amostra, a competição do oxigênio durante a reação é intensificada, resultando na formação de menos elétrons ao final do processo. Essa redução na formação de elétrons se reflete na diminuição da intensidade da corrente elétrica e, por

consequente, na redução do resultado glicêmico, uma vez que a intensidade da corrente elétrica é determinante para o resultado (GINSBERG, 2009).

Por outro lado, uma PO2 reduzida na amostra pode resultar em um aumento no resultado, conforme descrito por estes autores (GINSBERG, 2009). Portanto, considerando a influência significativa do oxigênio, é crucial ressaltar que a utilização desses dispositivos portáteis não é recomendada em pacientes críticos ou em oxigenoterapia (FRECKMANN et al., 2013).

Além disso, é importante considerar outros fatores que podem influenciar nos valores glicêmicos, como o volume globular (VG) do paciente. Estudos indicam que animais com baixo VG podem apresentar uma superestimação da glicemia pelo aparelho (STEIN & GRECO, 2002). Essa tendência é atribuída ao aumento da difusão do plasma na área reagente da fita, uma vez que há um menor volume de hemácias ocupando essa região. Vale ressaltar que o plasma possui uma concentração de glicose 10 a 15% maior do que o sangue total (BRIGGS & CORNELL, 2004).

Além do VG, o volume da amostra também se revela um fator relevante. Quando há uma quantidade insuficiente de sangue absorvida pela tira-teste do aparelho, alguns modelos podem não indicar erro no monitor, resultando em uma subestimação do valor da glicemia (FRACASSI et al., 2009). Portanto, é essencial considerar esses elementos para uma interpretação mais precisa dos resultados obtidos.

As diferenças nos resultados obtidos pelos diferentes métodos não são consideradas aceitáveis, uma vez que se situam fora dos limites estabelecidos por importantes entidades reguladoras de glicosímetros, como a Associação Americana de Diabetes (ADA) e a Administração de Alimentos e Medicamentos (FDA). Essas instituições preconizam uma variação de até 15% e 20%, respectivamente, na concentração glicêmica para valores situados entre 30 e 400 mg/dL (BRIGGS & CORNELL, 2004). Esses parâmetros não estão em conformidade com as recomendações da Organização Internacional de Normalização (ISO), que estabelece uma variação de até 20% entre os valores glicêmicos observados por diferentes métodos de mensuração em relação aos obtidos pelo método laboratorial (ALEIXO et al. 2010; FERREIRA et al., 2013).

O tema da acurácia dos dispositivos portáteis de medição de glicose tem sido objeto de diversos debates científicos (THOMPSON et al., 2002). Pesquisas recentes têm avaliado diversos aparelhos, revelando resultados que se aproximam daqueles obtidos pelos métodos laboratoriais. No entanto, é importante salientar que alguns modelos demonstram ser mais precisos do que outros (CASELLA et al., 2002).

É relevante destacar que, ao abordar a questão da acurácia, a necessidade de determinar qual glicosímetro é o mais preciso pode ser mitigada, desde que atenda às demandas clínicas para o controle da glicemia. Isso se torna particularmente pertinente quando a variação

percentual dos valores encontrados em comparação com o laboratório está abaixo das recomendações estabelecidas por associações reguladoras desses dispositivos e padrões internacionais de padronização.

Adicionalmente, conforme evidenciado no presente estudo, o glicosímetro amperométrico apresentou valores fora do intervalo de variação estabelecido pelos órgãos reguladores.

Quanto à avaliação da concentração glicêmica em aves, a eficácia dos glicosímetros portáteis tem sido estudada em comparação aos testes laboratoriais. O aparelho utilizado não demonstrou ser confiável para essa espécie nesse estudo. Outros dispositivos portáteis mostraram resultados aceitáveis na mensuração glicêmica em pacientes veterinários, incluindo felinos, equinos, cães e suínos, mas também não foram feitos estudos comparativos em aves. (WESS e REUSCH, 2000; NUNTAPAITOON et al., 2019; TAVARES et al., 2021).

A variabilidade dos resultados em aves destaca a importância de considerar a espécie específica. Enquanto em galinhas poedeiras os resultados foram considerados confiáveis, em papagaios (*Amazona ventralis*) os valores foram subestimados, desaconselhando o uso dos glicosímetros nessa espécie (OKORIE-KANU et al., 2018). Para pombos, avaliados em estados de normoglicemia, hipoglicemia e hiperglicemia, os valores se mantiveram semelhantes aos obtidos em análises laboratoriais (MOHSENZADEH et al., 2015). A aplicação desses dispositivos em aves de rapina, especialmente em corujas, ainda é desconhecida, mas os resultados desta pesquisa podem servir como referência inicial para investigações futuras.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Por meio das análises estatísticas dos dados obtidos nessa pesquisa, tornou-se viável estabelecer alguns valores de referência de glicemia, de acordo com faixa etária para a espécie *Tyto furcata*. Essas informações podem oferecer contribuições significativas para a abordagem clínica e para as estratégias de conservação, tanto em ambientes ex situ quanto in situ, desta espécie.

Os resultados evidenciaram que o glicosímetro utilizado no estudo não foi positivo para a análise da glicemia de suindaras, sendo o método laboratorial mais indicado. Porém, mais estudos precisam ser feitos para melhor elucidar o que pôde ser observado com essa pesquisa.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALEIXO GAS, COELHO MCOC, GUIMARÃES ALN, ANDRADE MB, SILVA JAA. Avaliação comparativa entre o glicosímetro portátil e o método laboratorial enzimático-colorimétrico segundo Trinder na dosagem glicêmica em cães. *Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias*. 2007a;102(563-564):351-354. Disponível em: http://www.fmv.utl.pt/spcv/PDF/pdf12_2007/351-354.pdf

ALEIXO, G.S. et al. Uso do glicosímetro portátil para determinar a concentração de glicose no sangue de cães. Recife: **Ciência Animal Brasileira**, v. 11, n. 3, 2010.

ALMEIDA, R. C. R. A coruja suindara (*Tyto furcata*) e seus estigmas. **Trabalho de conclusão de curso**. Belém, 2022.

AMMERSBACH, M.; BEAUFRERE, H.; GIONET ROLLICK, A.; TULLY, T. Laboratory blood analysis in Strigiformes Part II: plasma biochemistry reference intervals and agreement between the Abaxis Vetscan V2 and the Roche Cobas c501. *Veterinary Clinical Pathology*, v.44, n.1, p.128-140, 2015.

ANGELO, D. F. S. Avaliação do efeito do tempo, temperatura e uso do fluoreto de sódio em amostras destinadas a dosagem de glicose sanguínea em galinhas (*Gallus gallus domesticus*) e codornas japonesas (*Coturnix coturnix japonica*). **Trabalho de conclusão de curso**. Areia, 2016.

BRIGGS AL, CORNELL S. Self-monitoring blood glucose (SMBG): now and the future. *Journal of Pharmacy Practice*. 2004;17(1):29-38. Disponível em: <http://jpp.sagepub.com/content/17/1/29.short>

CASELLA M, WESS G, REUSCH C.E. Measurement of capillary blood glucose concentrations by pet owners: a new tool in the management of diabetes mellitus. **Journal of the American Animal Hospital Association**. 2002;38(3):239-245. Disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/12022410>

CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CARTÃO-DIAS, J.L. Tratado de animais selvagens: medicina veterinária. São Paulo: **ROCA**, 2007. 1354p.

FRACASSI F, HADAR, GS, PIETRA M, FAMIGLI, BP. Assessment of two portable blood

glucose meters for use in cats and dogs. *Journal of Veterinary Clinical Sciences*. 2009;2(4):108-121.

FRECKMANN G, SCHMID C, BAUMSTARK A, PLEUS S, LINK M, HAUG C. Partial pressure of oxygen in capillary blood samples from the fingertip. *Journal of Diabetes Science and Technology*. 2013;6(7):1648-1649. Disponível em: <http://jdst.org/November2013/PDF/VOL-7-6-LTE3-FRECKMANN.pdf>

GINSBERG BH. Factors affecting blood glucose monitoring: sources of errors in measurement. *Journal of Diabetes Science and Technology*. 2009;3(4):903-913. Disponível em: <http://www.glucorx.co.uk/wpcontent/uploads/2012/02/Factors-effecting-Blood-Glucose-Monitoring-2.pdf>

GROSCOLAS, R.; RODRIGUEZ, A. Glucose metabolism in fed and fasted emperor penguins (*Aptenodytes Forsteri*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, v.70, n.2, p.191–198, 1981.

GURGEL, J.V.O et al. Avaliação do perfil glicêmico de corujas suindaras atendidas no semiárido do rio grande do norte, brasil. **Ciência Animal**, v. 33, n. 4, p. 20 a 29-20 a 29, 2023.

KHALILIEH, A.; MCCUE, M.D.; PINSHOW, B. Physiological responses to food deprivation in the house sparrow, a species not adapted to prolonged fasting. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, v.303, n.5, p.551-561, 2012.

LILL, A. Sources of variation in blood glucose concentrations of free-living birds. **Avian Biology Research**, v. 4, n. 2, p. 78-86, 2011.

LLOYD, S.; GIBSON, J.S. Haematology and biochemistry in healthy young pheasants and red-legged partridges and effects of spironucleosis on these parameters. *Avian Pathology*, v.35, n.4, p.335–340, 2006.

LUMEIJ, J.T. Avian Clinical Biochemistry. In: KANEKO, J.J.; HARVEY, J.W.; BRUSS, M.L. *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*. 5.h ed., San Diego, Academic Press, 1997. 932p.

MEDEIROS, M. B. T. et al. Estudo comparativo entre diferentes métodos analíticos utilizados na medição da glicemia em cães e gatos com diabetes mellitus. 2016. **Tese de Doutorado**. Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária.

MENDES-DE-ALMEIDA, F. et al. Avaliação da glicose sérica em pingüim de magalhães (*Spheniscus magellanicus* Foster, 1781)(Sphenicidae-aves) em cativeiro. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 35, n. Supl 2, p. s390-s391, 2007.

NACHTIGALL, V. M., DE MENEZES, P. Q., DA SILVA, T. T., MORETTI, V. D., DE MEDEIROS, U. S., & BANDARRA, P. M. Utilização de fantoche para alimentação de suindara (*tyto furcata*): Relato de caso. **XXVII Congresso de Iniciação Científica**. Pelotas, 2018.

NOGUEIRA, L. C. et al. Efeitos do jejum alimentar pré-cirúrgico sobre a glicemia e o período de recuperação anestésica em cães. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 40, p. 20-25, 2003.

NOVELINO, I.C. Avaliação da glicemia em fragata-comum (*Fregata magnificens* MATHEWS, 1914). In: **42º Congresso Bras. de Medicina Veterinária e 1º Congresso Sul-Brasileiro da ANCLIVEPA**, 2015, Curitiba. 1749-1753 p.

NUNTAPAITOON, M.; SIRISAWADI, S.; ASAWAKARN, S.; TUMMARUK, P. Accuracy of portable human glucose meter (Accu-chek® Performa) for blood glucose measurement in newborn piglets. *The Thai Journal of Veterinary Medicine*, v.49, n.1, p.37-42, 2019.

OKORIE-KANU, C.O.; IGBOKWE, E.C.; NWAGBARA, N.D.; EGEONU, M.O. Evaluation of Point-of-care Glucometers for Blood Glucose Determination in Layer Chickens. *Journal of Science and Sustainable Technology*, v.1, n.2, p.244-250, 2018.

OLIVEIRA, Y.S.G. et al. Comparação entre os métodos laboratorial e portátil na análise da glicemia em felinos com amostra de sangue venoso central e capilar. Brasília: **Ciência Animal Brasileira**, v. 16, n. 2, 2015.

RAE, M. Endocrine disease in pet birds. In: **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**. WB Saunders, 1995. p. 32-38.

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**. 2008.

SANTOS, W. M. D., Delariva, R. L. Composição e abundância das aves de rapina (falconiformes e strigiformes) da reserva biológica das perobas (paraná), 2009.

SARTORI, D.R.; KETTELHUT, I.C.; VEIGA, J.A.; MIGLIORINI, R.H. Gluconeogenesis and glucose replacement rate during long-term fasting of Japanese quails. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, v.115, n.2, p.121–125, 1996.

SCANES, Colin G. (Ed.). *Sturkie's avian physiology*. 6ª ed., Elsevier, 2014.

704p. SCHMIDT, E; LOCATELLI -DITTRICH, R; SANTIN, E; PAULILLO, A. Patologia clínica em aves de produção – Uma ferramenta para monitorar a sanidade avícola – revisão. *Archives of Veterinary Science*, v12, n.3, p.9-20, 2007.

SIMÕES, K; ORSI, A.M.; URBINATI, E.C.; GONÇALVEZ, F.D.; CRUZ, C.; NATALI, M.R.M. Estudo morfológico do ciclo reprodutivo e variabilidade nos níveis de glicose, de glicogênio e de lipídeo ao longo do ano em pato doméstico (*Anas platyrhynchos*). *Acta Scientiarum Animal Sciences*, v.27, n.3, p.319-325, 2005.

STEIN ES, GRECO DS. Portable blood glucose meters as a means of monitoring blood glucose concentrations in dogs and cats with diabetes mellitus. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*. 2002;17(2):70-72. Disponível em: <http://lib.gen.in/f4b98c6891c6cf9f159acb0eba0d3674/stein2002.pdf>

SWEAZEA, K. L. Revisiting glucose regulation in birds—a negative model of diabetes complications. **Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology**, p. 110778, 2022.

TAVARES, K.H.; POZZATTI, P.; MARTINS, C.E.N. Avaliação comparativa entre dois glicosímetros portáteis e o método laboratorial enzimático colorimétrico na dosagem glicêmica em cavalos. *PUBVET*, v.5, n.8, p.1-5, 2021.

THOMPSON MD, TAYLOR SM, ADAMS VJ, WALDNER CL, FELDMAN, EC. Comparison of glucose concentrations in blood samples obtained with a marginal ear vein nick technique versus from a peripheral vein in healthy cats and cats with diabetes mellitus. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2002;331(3):389-392. Disponível em: <http://europepmc.org/abstract/MED/12164536>

VALLE, S.F. et al. Parâmetros de bioquímica sérica de machos, fêmeas e filhotes de Araras Canindé (Ara Ararauna) saudáveis mantidas em cativeiro comercial. Santa Maria: **Ciência Rural**, v. 38, n. 3, p.711-716, 2008

VEIGA, J.A.; ROSELINO E.S.; MIGLIORINI R.H. Fasting, adrenalectomy and gluconeogenesis in the chicken and a carnivorous bird. *AJP - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, v.234, n.3, p.115-R121, 1978.

VILA, L.G. Bioquímica em aves: revisão de literatura. 2013. 56 p. Seminário apresentado junto à disciplina Seminários Aplicados do Programa de Pós-Graduação – **Universidade Federal de Goiás**, Goiânia. 2013

WESS G, REUSCH C. Evaluation of five portable blood glucose meters for use in dogs. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 2000a;216(2):203-209. Disponível em: <http://avmajournals.avma.org/doi/abs/10.2460/javma.2000.216.203>

AUTORIZAÇÃO ICMBio: 52550