LEANDRO SANTOS GOULART

METABOLISMO ENERGÉTICO EM RESPOSTA AO JEJUM DO MORCEGO INSETÍVORO *Molossus molossus* Pallas,1766 (CHIROPTERA: MOLOSSIDAE)

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, para obtenção do título de *Magister Scientiae.*

VIÇOSA
MINAS GERAIS - BRASIL
2008

Livros Grátis

http://www.livrosgratis.com.br

Milhares de livros grátis para download.

Ficha catalográfica preparada pela Seção de Catalogação e Classificação da Biblioteca Central da UFV

T
G694m
2008

Goulart, Leandro Santos, 1981-
Metabolismo energético em resposta ao jejum do morcego insetívoro *Molossus molossus* Pallas, 1766 (Chiroptera: Molossidae) / Leandro Santos Goulart. – Viçosa, MG, 2008.
xiii, 47f. : il. (algumas col.) ; 29cm.

Orientador: Mariella Bontempo Duca de Freitas.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.
Referências bibliográficas: f. 37-47.

1. Metabolismo energético. 2. Morcego insetívoro. 3. *Molossus molossus*. 4. Energia - Mobilização. I. Universidade Federal de Viçosa. II.Título.

CDD 22.ed. 571.1

LEANDRO SANTOS GOULART

METABOLISMO ENERGÉTICO EM RESPOSTA AO JEJUM DO MORCEGO INSETÍVORO *Molossus molossus* Pallas,1766 (CHIROPTERA: MOLOSSIDAE)

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

APROVADA: 8 de setembro de 2008.

Prof.ª Dr.ª. Céphora Maria Sabarense

Prof.ª. Dr.ª. Gisele M. L. Del Giudice

Prof. Dr. Jener Alexandre S. Zuanon
(Co-Orientador)

Prof. Dr. Sérgio Luis P. da Matta
(Co-Orientador)

Prof.ª. Dr.ª. Mariella Bontempo Duca de Freitas
(Orientadora)

Porque o senhor é quem dá a sabedoria, e de sua boca é que procedem à ciência e a prudência.

Prov.2-6

A Deus,

Aos meus pais e irmãos

À minha noiva Núbia e à minha Avó Maria Francisca (Samaria).

AGRADECIMENTOS

À Fapemig pelo financiamento dos equipamentos para as pesquisas e pela concessão da bolsa de apoio técnico;

AO IBAMA e ao IEF pelas licenças e autorizações de coletas em Unidade de conservação - UC;

Ao programa de pós-graduação em Biologia Animal da Universidade Federal de Viçosa – UFV;

À minha orientadora **Profª. Drª Mariella Bontempo Duca de Freitas**, pela orientação, amizade, dedicação, confiança e paciência;

Ao Prof. Dr. Jener Zuanon e ao Prof. Dr. Sérgio da Matta, pela co-orientação e amizade;

Aos Professores participantes da banca examinadora, Dr. Jener Zuanon, Dr. Sérgio da Matta, Drª Mariella Bontempo, Drª Céphora Maria, Drª Gisele Mendes Lessa pelas valiosas críticas e sugestões;

À Profª. Drª. Eliana de Cássia Pinheiro do laboratório de Metabolismo Energético de Vertebrados do Instituto de Ciências Biológicas da UnB pelas dosagens dos AGL.

Agradeço a **Deus**, fonte inesgotável de meus pedidos e de minha motivação pessoal;

À minha mãe Maria das Dores Goulart (Minha Vida) pela energia e pelas boas lembranças nos meus momentos difíceis, ao meu Pai Tarciso Goulart, que de alguma forma, fazia os equipamentos que precisava no laboratório, como a guilhotina, e em especial a minha avó Maria Francisca - A Samaria (*in memoriam*) que sempre acreditou em mim, e que, sem ela, não teria chegado até aqui;

Aos meus irmãos (Schubert, Sandra, Wagner, Sérgio, Andréia e André) pelos incentivos e intermináveis conselhos;

Ao meu amigo Élcio Meira, que me acolheu inicialmente em Viçosa;

Aos amigos e professores do Museu de Zoologia João Moojen, pela ajuda imprescindível a este estudo;

Aos amigos e colegas de mestrado (Uedson Jacobina, Michel Barros e Nathália);

Ao Donizete e Geraldo – técnicos do laboratório, e ao Sr Sebastião, pela amizade, alegrias, risos, xingos, sustos e muitas conversas;

À Mirlaine, pela sua determinação, apoio e pelos muitos sábados, domingos e feriados que passamos no laboratório, obrigado pela sua alegria, entusiasmo e sempre falando em comidas;

Ao Thales e a Carol, pelos esforços e amizade verdadeira, vocês foram muito importantes em minha vida;

À Danielle Morais, pela amizade, coletas e pela oportunidade de trabalharmos juntos;

Agradeço a todos que foram a campo comigo (Marli, Dani Morais, Thales, Mirlaine, Mariella, Cléver, Túlio) e aos que cuidavam dos animais quando não podia;

À minha noiva Núbia, companheira fiel, pela paciência, presteza, zelo, e por ter cuidado de todas as nossas coisas em Montes Claros quando ausente neste período;

Aos meus amigos de república (Sad, Felipe, Aloísio, Chrystian, Alessandro e Rodrigo);

Ao colégio Sagrado Coração de Maria de Ubá – CSCM na pessoa da Srª Sônia Marcelo, pela oportunidade de mostrar meu trabalho;

Ao colégio Equipe de Ponte Nova e de Rio Casca;

Enfim, a todos que de alguma forma, incentivaram e acreditaram nos meus sonhos.

BIOGRAFIA

LEANDRO SANTOS GOULART, filho de Tarciso Goulart e Maria das Dores Goulart e irmãos, Schubert, Sandra, Sérgio, Wagner, Andréia e Tarciso André. Nasceu em 20 de janeiro de 1981 na cidade de Montes Claros, Minas Gerais - MG.

Em 2000, ingressou na Universidade Estadual de Montes Claros – UNIMONTES, e em julho de 2004 graduou-se em Ciências Biológicas.

Em outubro 2006, iniciou o curso de mestrado no programa de Pós-graduação em Biologia Animal pela Universidade Federal de Viçosa – UFV-MG e defendendo a dissertação em Setembro de 2008.

INDÍCE

Índice de figuras.....ix
Lista de abreviações e siglas x
Resumo xii
Abstract.....xiii
1.0 Introdução.....01
2.0 Revisão Bibliográfica.....03
3.0 Justificativa.....11
4.0 Objetivo Geral.....12
4.1 Objetivos Específicos.....12
5.0 Material e Métodos.....13
5.1 Animais.....13
5.2 Coleta de sangue para determinação da glicemia e ácidos graxos livres.....15
5.3 Determinação do glicogênio hepático e do músculo peitoral.....15
5.4 Determinação da proteína total no fígado, músculo peitoral e músculo das patas anteriores e posteriores.....16
5.5 Determinação de lipídeos totais do fígado, músculos e de ácidos graxos totais da carcaça. 16
5.6 Índice de massa adiposa.....17
5.7 Análise estatística.....17
6.0 Resultados.....18
6.1 Glicemia.....18
6.2 Ácidos Graxos Livres.....19
6.3 Glicogênio hepático.....20
6.4 Glicogênio do músculo peitoral.....21
6.5 Proteína total hepática.....22
6.6 Proteína total do músculo peitoral.....23
6.7 Proteína total dos músculos das patas anteriores e posteriores.....24
6.8 Lipídeo total hepático.....25

6.9 Lipídeo total do músculo peitoral.....26
6.10 Lipídeo total do músculo das patas.....27
6.11 Ácidos Graxos de carcaça.....28
6.12 Índice de massa adiposa.....29
7.0 Discussão.....30
8.0 Conclusão.....36
9.0 Referências Bibliográficas.....37

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: *Molossus molossus*.....14
Figura 2: Concentrações plasmáticas de glicose (mmol.L^{-1}).....18
Figura 3: Concentrações plasmáticas de ácidos graxos livres (AGL; mmol.L^{-1}).....9
Figura 4: Concentrações de glicogênio hepático (µmol glucosil-unidades/g).....20
Figura 5: Concentrações de glicogênio do músculo peitoral (µmol glucosil-unidades/g).....21
Figura 6: Concentrações de proteínas totais hepáticas (g.100g^{-1}).....22
Figura 7: Concentrações de proteína total do músculo peitoral (g.100g^{-1}).....23
Figura 8: Concentrações de proteínas totais dos músculos das patas anteriores e posteriores (PaPp).....24
Figura 9: Concentração de lipídeo total hepático (g.100g^{-1}).....25
Figura 10: Concentrações de lipídeos totais dos músculos peitorais (g.100g^{-1})....26
Figura 11: Concentrações de lipídeos totais dos músculos das patas anteriores e posteriores (PaPp) (g.100g^{-1}).....27
Figura 12: Ácidos graxos totais da carcaça (g.100g^{-1}).....28
Figura 13: Índice de massa adiposa (g.g de peso corporal^{-1}).....29

LISTA DE ABREVIAÇÕES E SIGLAS

AGL..... Ácidos Graxos Livres

AL..... Alimentados *ad libitum*

ANOVA..... Análise de Variância

D. rotundus..... *Desmodus rotundus*

D. ecaudata..... *Dhyphilla ecaudata*

EPM..... Erro Padrão da Média

g..... grama

$g.100g^{-1}$..... grama/100grama

h..... horas

HC..... Dieta rica em carboidratos

HP..... Dieta rica em proteínas

IBAMA..... Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

IEF..... Instituto Estadual de Florestas

IUCN……..... International Union for Conservation of Nature

J24..... Jejum 24 horas

J48.....Jejum 48 horas

KOH..... Hidróxido de potássio

m..... metro

min..... minuto

mL..... mililitro

$mmol.L^{-1}$..... milimol/litro

M. molossus..... *Molossus molossus*

µmol-glucosil unidades/g..... micromol-glucosil unidades/grama

N..... normalidade

nm..... nanômetro

PaPp..... patas anteriores e patas posteriores

PESB..... Parque Estadual da Serra do Brigadeiro

rpm..... rotações por minuto

TAG..... triacilglicerol

UC..... Unidade de conservação

v/v..... volume/volume

RESUMO

GOULART, Leandro Santos, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, Setembro de 2008. **Metabolismo energético em resposta ao jejum do morcego insetívoro *Molossus molossus* Pallas,1766 (Chiroptera: Molossidae).** Orientadora: Mariella Bontempo Duca de Freitas. Co-orientadores: Jener Alexandre S. Zuanon e Sérgio Luis P. da Matta.

Morcegos (Chiroptera: Mammalia) são reconhecidamente importantes na regulação de ecossistemas tropicais, incluindo a Mata Atlântica, área deste estudo, e formam o segundo maior grupo de mamíferos em número de espécies representando, em algumas áreas, 50% das espécies de mamíferos.

Estudar o metabolismo energético de mamíferos constitui etapa fundamental para se conhecer o funcionamento dos seres vivos e compreender a comparação do comportamento metabólico entre espécies frente a situações nutricionais específicas.

O estudo do metabolismo energético de vertebrados tem demonstrado que a ativação das vias metabólicas está relacionada com o tipo de dieta ingerida.

Neste estudo, foram comparados padrões metabólicos do morcego *M. molossus* machos e fêmeas alimentadas com o dos animais jejuados por 24 e 48 horas. Foi observada também a mobilização das diferentes reservas energéticas durante os diferentes períodos de jejum.

Durante a privação alimentar, a mobilização das reservas energéticas em *M. molossus* diferiu quanto ao sexo. Fêmeas mobilizam as diferentes reservas de maneira mais pronunciada do que machos, pelo menos após o jejum de 48 horas, quando estas apresentam uma diminuição da concentração de lipídeos nos músculos das patas e na carcaça, e proteínas do músculo peitoral. No entanto, apesar desta mobilização, a glicemia de fêmeas apresentou queda significativa após o jejum de 48 horas, sugerindo que as baixas reservas formadas no estado alimentado não foram suficientes para sustentar a glicemia após este período. Em machos, não há mobilização efetiva das reservas energéticas, e a homeostase glicêmica é mantida após os diferentes períodos de jejum, sugerindo uma menor susceptibilidade metabólica destes em relação às fêmeas.

ABSTRACT

GOULART, Leandro Santos, M.Sc., Federal University of Viçosa, September 2008. **Energy metabolism in response to fasting of insectivorous bat Molossus molossus Pallas, 1766 (Chiroptera: Molossidae)**. Adviser: Mariella Bontempo Duca de Freitas. Co-Advisers: Jener Alexandre S. Zuanon e Sérgio Luis P. da Matta.

Bats (Chiroptera: Mammalia) are considered important for regulating the tropical ecosystem, including the Atlantic Forest, which is the area of this study. This order constitutes the second biggest group of mammals in species numbers, in some areas it constitutes up to 50% of mammals species.

The study of the energetic metabolism of mammals constitute a fundamental stage to understand the working of the living being and comprehend the comparison of behavior metabolic between species in specific nutritional situations.

The study of the energetic metabolism of vertebrates has demonstrated that the activation of the metabolic pathway is related to the type of ingested diet.

In this study, comparisons were made by analyzing patterns of metabolic rates of male and female bats of the species *M. molossus* which had been fasting for 24 to 48 hours. Metabolic rate of different energy reserves were observed during the different periods of fasting.

During the alimentary privation, the mobilization of the energy reservations in *M. molossus* seems to differ as for the sex. Females seem to mobilize the different reservations in a more pronounced way than males, at least after the fast of 48 hours, when this presentes a decrease of the lipid concentration in the muscles of the paws and in the carcass, and proteins of the breastplate muscle. However, in spite of this mobilization, the glycemia of females demonstrated a significant fall after the fast of 48 hours, suggesting that the low reservations formed in the fed state was not enough to sustain the glycemia after this period. In males, there is no effective mobilization of the energetic reservations, and the glycemic homeostasis is maintained after the different fasting periods, suggesting a smaller metabolic susceptibility of these in relation to the females.

1.0 INTRODUÇÃO

Morcegos são mamíferos pertencentes à ordem Chiroptera, que é subdividida em duas subordens: Megachiroptera e Microchiroptera, que perfazem, no total, aproximadamente 1000 espécies (KUNZ & LUMDSEN 2003, SIMMONS, 2005).

Quirópteros são os únicos mamíferos capazes de voar e ocupam os mais variados nichos alimentares. Além disso, são animais reconhecidamente importantes na regulação dos ecossistemas tropicais, incluindo a Mata Atlântica, área deste estudo, e formam o segundo maior grupo de mamíferos em número de espécies, representando, em algumas áreas, 50% das espécies de mamíferos (PATTERSON & PASCUAL, 1972; TIMM, 1994).

Tem sido demonstrado que diferentes tipos de dietas podem alterar de maneira significativa o padrão metabólico de armazenamento de reservas energéticas e sua mobilização em resposta ao jejum. Neste sentido, alguns vertebrados têm sido estudados, e, apesar de alguns estudos utilizarem morcegos como animais de experimentação, ainda não há qualquer trabalho que descreva e discuta o metabolismo de morcegos insetívoros.

Em geral, estudos referentes a animais de dietas ricas em carboidratos - HC demonstram que, em um curto período de jejum, observa-se queda inicial da glicemia, que retorna a valores próximos aos alimentados, indicando que há mobilização do glicogênio hepático através glicogenólise (TIRONE & BRUNICARDI, 2001). Em animais que ingerem dietas ricas em proteínas - HP, os níveis glicêmicos, em geral, permanecem inalterados durante o jejum curto, devido a maior ativação da via neoglicogenética, quando comparadas a animais HC (SILVA & MIGLIORINI, 1990).

Em morcegos insetívoros da espécie *Molossus molossus*, o padrão metabólico de animais alimentados e sua resposta ao jejum ainda não estão descritos, portanto o objetivo deste trabalho foi comparar estes dados com os

obtidos dos animais jejuados por 24 e 48 horas, e analisar a mobilização das diferentes reservas energéticas durante os diferentes períodos de jejum.

As análises do metabolismo energético e suas adaptações à restrição alimentar de quirópteros da região de Minas Gerais contribuirá para o enriquecimento da fisiologia comparada no Brasil. Além disso, poderá auxiliar a compreensão dos diversos processos fisiológicos de mamíferos e sua aplicação nas diversas áreas do conhecimento, de maneira multidisciplinar, tanto para o conhecimento das espécies que ocorrem na região quanto para a fisiologia comparativa em geral.

2.0 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Morcegos são mamíferos placentários pertencentes à ordem Chiroptera. Possuem características únicas que os tornam alvo de grande interesse científico, pois são os únicos mamíferos voadores, com grande facilidade de dispersão e uma fisiologia única adaptada ao vôo. A ordem Chiroptera é subdividida em duas subordens: Megachiroptera e Microchiroptera (KOOPMAN, 1993).

A subordem Megachiroptera é restrita ao velho mundo (Ásia e África) e compreende uma família, a Pteropodidade, com 42 gêneros e 185 espécies (KOOPMAN, 1970; RAINEY & PIERSON, 1992; SIMMONS, 2005).

Os microquirópteros, amplamente distribuídos pelo mundo, envolvem aproximadamente 17 famílias, 157 gêneros e 1000 espécies (SIMMONS, 2005).

De acordo com PERACCHI et al. (2006), 25% dos mamíferos do Brasil são quirópteros. A diversidade da dieta de morcegos inclui insetos, frutas, folhas, flores, néctar, pólen, peixes, outros vertebrados e sangue, sendo a sanguivoria exclusiva dentre os mamíferos (NOWAK, 1994).

A família Molossidae (Microchiroptera) é composta por 16 gêneros e 86 espécies (NOWAK, 1994), sendo que sete gêneros e vinte e quatro espécies são encontrados no Brasil (GREGORIN & TADDEI, 2002). O gênero *Molossus* inclui oito espécies e destas, quatro são encontradas no Brasil: *Molossus currentinum* Thomas, 1901; *Molossus molossus* Pallas, 1766; *Molossus pretiosus* Miller, 1902 e *Molossus rufus* E. Geoffroy Saint-Hilaire, 1805.

A espécie *M. molossus* pode ainda ser encontrada na Flórida (EUA), México, América Central e Caribe, Colômbia, Equador, Venezuela, Suriname, Peru, Paraguai, Uruguai e norte da Argentina (HUSSON, 1962; GONZÁLEZ, 1989; KOOPMAN, 1993; BARQUEZ et al., 1999; EISENBERG & REDFORD, 1999). No Brasil, a espécie está presente em cinco grandes Biomas: Amazônia, Mata Atlântica, Cerrado, Caatinga e Pantanal (MARINHO-FILHO & SAZIMA, 1998). A localidade-tipo desta espécie está, em Martinica (Antilhas Menores). De acordo com a lista da IUCN (2006) esta espécie apresenta baixo risco de extinção.

Os molossídeos são conhecidos como “morcegos de cauda livre” por possuírem uma cauda que se projeta além da membrana interfemural. Apresentam orelhas arredondadas e curtas, tragos curtos, focinho obtuso e largo, lábios sem dobras e salientes. O lábio superior é liso e o focinho projeta-se além do lábio inferior. As asas são estreitas e alongadas, com envergadura aproximada de 280 mm e a média do peso corporal está em torno de 13 g. Suas patas são curtas e fortes, com pés providos de pêlos curtos e bem visíveis (VIZZOTO & TADDEI, 1973; BREDT & CAETANO-JUNIOR, 2002). Morcegos *M. molossus* apresentam uma glândula gular, localizada na posição episternal e bem desenvolvida somente em machos sexualmente maduros (TADDEI, 2001). Essas glândulas provavelmente têm função hedônica, relacionada com a atração sexual, demarcação de território e locais de abrigo, afastando indivíduos de outras espécies, no reconhecimento entre indivíduos da mesma espécie e mesmo nas relações hierárquicas no abrigo (THIESSEN et al., 1968).

A dieta dos molossídeos constitui-se basicamente de insetos aéreos (WILSON, 1973), mas podem complementar sua alimentação com escorpiões, aranhas e outros artrópodes (FENTON, 1992; HILL & SMITH, 1992). Estes morcegos insetívoros utilizam-se da ecolocalização para capturar suas presas (GRIFFIN, 1960; SCHNITZLER & MOSS, 1998). Além disso, os molossídeos apresentam bolsas internas na bochecha que os permitem transportar o alimento até o abrigo para só então mastigar e engolir sua captura (NOWAK, 1991).

Assim como a maioria dos molossídeos, estes morcegos não repousam pendurados, mas sim em contato corporal com o substrato (BREDT & CAETANO JÚNIOR, 1996).

Morcegos, em geral, podem apresentar monoestria ou poliestria sazonal (FINDLEY, 1993; NOWAK, 1994), com períodos gestacionais de dois meses a um ano, para que os filhotes fiquem completamente independentes da mãe (FINDLEY, 1993). As fêmeas de *Molossus* geralmente desenvolvem um filhote por gestação (FABIAN & MARQUES, 1989). MORAIS (2008) observou que machos de *M. molossus* coletados na zona da mata mineira, apresentam maior investimento em tecido intertubular e maior proporção das células de Leydig no verão, indicando maior investidura reprodutiva nesta estação do ano.

Dentre todos os mamíferos, os morcegos são os agentes dispersores de sementes mais importantes (HUBER, 1910; VAN DER PIJL, 1957), agindo também como polinizadores (VOGEL, 1969) e controladores biológicos de insetos (GOODWIN & GREENHALL, 1961).

Tratando-se de um grupo como os quirópteros, com enorme variedade numérica, taxonômica, funcional, de hábitos alimentares e diversidade ecológica (STEVENS & WILLIG, 2002), torna-se importante o estudo da fisiologia comparativa dentro desse grupo de vertebrados.

Deve-se ressaltar que todos os vertebrados armazenam, mobilizam, transportam, e utilizam determinados combustíveis metabólicos para a produção de ATP, que é a moeda energética de todas as células vivas (WEBER, 2001). Esta energia é oriunda da degradação oxidativa dos carboidratos, lipídeos e proteínas provenientes da dieta, ou das reservas corporais (GENUTH, 1998; WEBER, 2001). Neste sentido, a glicose é o principal substrato energético para a maioria dos tecidos de mamíferos (ORTEN, 1993; GUYTON, 1997; YEO, 2007). Sob condições pós-absortivas, as concentrações de glicose sangüínea variam consideravelmente entre as espécies. Entretanto, a dependência dos tecidos em relação à glicose sanguínea varia muito, sendo os eritrócitos e o cérebro exclusivamente dependentes (JÉQUIER, 1994; BROSNAN, 1999; NORDLIE et al., 1999; WEBER, 2001; RIEGEL, 2002; TAYLOR & HIRSCH, 2007; YEO & SAWDON, 2007). Outros tecidos como o músculo esquelético, são capazes de obter quantidades consideráveis da energia química de que necessitam a partir da oxidação dos corpos cetônicos e ácidos graxos, sendo menos dependentes da glicose sanguínea.

Nos mamíferos, a manutenção da homeostase glicêmica envolve diversas vias metabólicas, tais como a síntese de glicogênio no estado alimentado, a glicogenólise e a neoglicogênese no jejum (WEBER, 2001; KLOVER & MOONEY, 2004; BEARDSALL et al., 2006). Além disso, as ativações destas vias dependem tanto do estado nutricional quanto do tipo de dieta ingerida (BEARDSALL et al., 2006; YEO & SAWDON, 2007). Diversos órgãos estão envolvidos na manutenção da glicemia, tais como o pâncreas, o tecido adiposo, os músculos, o cérebro e o fígado (TIRONE & BRUNICARDI, 2001), sendo este

último considerado o principal (CORSSMIT et al., 2001; HAGOPIAN et al., 2003; MASUDA et al., 2003; KLOVER, 2004).

A insulina e os hormônios contra-regulatórios (glucagon, adrenalina, glicocorticóides e hormônio do crescimento) desempenham papel central no controle hormonal do metabolismo. A ação coordenada desses hormônios é necessária para o controle da homeostase glicêmica, pois taxas elevadas de glicose no sangue de animais com dieta rica em carboidratos (HC), após a alimentação, estimulam a secreção pancreática de insulina, o que resulta em aumento da captação da glicose pelos tecidos musculares e adiposos, inibição da neoglicogênese e glicogenólise, aumento da oxidação de glicose e síntese de glicogênio no fígado, e inibição da lipólise no tecido adiposo (SALTIEL & KAHN, 2001). No caso de animais com dietas ricas em proteínas (HP), o glucagon estimula a neoglicogênese ainda no estado alimentado, e há redução da glicogeniogênese e da lipogênese.

Em mamíferos jejuados destacam-se os efeitos dos hormônios contra-regulatórios e as fontes energéticas corporais alternam de carboidratos e gorduras para gorduras principalmente, quando os ácidos graxos que foram estocados são liberados dos adipócitos. O fluxo de ácidos graxos livres é primariamente dependente dos triglicerídeos armazenados no tecido adiposo, os quais são liberados deste, pelo processo de lipólise, e transportados para os tecidos onde serão oxidados para produção de energia (BEARDSALL et al., 2006). MAYERS (1977) sugere que a β-oxidação dos lipídeos apresenta um efeito poupador de glicose.

Em estudos realizados com animais de dietas ricas em carboidratos (HC) foi observado decréscimo da glicemia no jejum, aproximando-se gradativamente dos valores encontrados em animais alimentados. Conforme o jejum se prolonga, esta recuperação dos níveis glicêmicos deve-se tanto à mobilização do glicogênio hepático quanto a ativação da neoglicogênese (TIRONE & BRUNICARDI, 2001).

Mesmo com menor mobilização do glicogênio hepático, os animais HP não apresentam, no jejum, queda significativa da glicemia. A neoglicogênese é maior nos animais HP alimentados quando comparada aos animais HC (SILVA & MIGLIORINI, 1990).

Diversos estudos compararam as respostas metabólicas de animais adaptados a diferentes tipos de dietas, como dietas ricas em carboidratos (HC), ricas em proteínas (HP) e suas respostas ao jejum. SARTORI (1995) avaliou codornas (*Coturnix coturnix japonica*) com dietas ricas em carboidratos (HC) e observou diminuição da glicemia nas primeiras horas do jejum, retornando aos valores semelhantes àquelas com restrição alimentar. KETTELHUT et al. (1980) observaram diminuição da glicose e do glicogênio hepático nas primeiras horas do jejum em ratos HC. Já TURNER et al. (1999) mostraram que dietas HC elevaram o conteúdo de glicogênio hepático de perus, entre o nascimento e os dois dias de idade.

KETTELHUT et al. (1980) observaram que gatos com dieta rica em proteínas, no estado alimentado, apresentaram níveis glicêmicos menores, ocorrendo também menor concentração de glicogênio hepático, lipogênese reduzida e alta capacidade neoglicogênica, quando comparados a gatos adaptados a dietas ricas em carboidratos.

KABADI (1976) estudou as adaptações metabólicas em ratos com três dietas distintas: um grupo controle, um grupo com ratos adaptados a uma dieta rica em proteínas e livre de carboidratos (HP) e um grupo com ratos adaptados a uma dieta rica em gorduras e α-celulose e livre de carboidratos. Este estudo revelou que, em ratos HP, o nível de glucagon estava elevado. Observou também que o glucagon pode estar elevado pelo aumento do oferecimento de proteína, e não pela falta de carboidratos. Em ratos alimentados com dieta rica em gorduras não houve alteração de glucagon e insulina no plasma.

Dentre estudos com quirópteros, merecem destaque os estudos de YACOE et al. (1982), que avaliaram o perfil enzimático dos tecidos musculares de morcegos frugívoros e insetívoros, relacionado à sua dieta e vôo. OKON et al. (1977) verificaram a importância dos lipídios no músculo peitoral de morcegos frugívoros durante vôo, além das variações diurnas de glicogênio e gordura no fígado e músculo peitoral destes animais. ARÉVOLO et al. (1990) verificaram o conteúdo e composição de lipídios em tecidos adiposos branco e marrom de morcegos insetívoros de zonas temperadas. MCNAB (1976) avaliou as flutuações sazonais das reservas lipídicas em tecidos adiposos brancos em oito espécies de

morcegos, entre nectarívoros, frugívoros e insetívoros. Este autor observou que as fêmeas de morcegos insetívoros apresentaram maior quantidade de reservas lipídicas que os machos da mesma espécie. WIDMAIER et al. (1997) verificaram a secreção de leptina no jejum, e variações lipídicas corpóreas em fêmeas grávidas e fêmeas lactantes de morcegos *Myotis lucifugus*.

Estudos mais abrangentes sobre o metabolismo energético de morcegos, com a preocupação de estabelecer um padrão metabólico desses animais e suas adaptações ao jejum, têm sido realizados, alguns deles, abordando o controle nutricional e hormonal de carboidratos, lipídios e proteínas foram realizados por FREITAS et al. (2003) e FREITAS et al. (2005), em morcegos hematófagos *Desmodus rotundus*, por PINHEIRO et al. (2006) em morcegos frugívoros *Artibeus lituratus e Artibeus jamaicensis*, e por DIAS-GOMES (2008), em morcegos hematófagos *Diphylla ecaudata.* Estes autores investigaram diversos parâmetros do metabolismo intermediário destas espécies de dietas distintas, em situações nutricionais específicas, como no estado alimentado e em jejum por diferentes períodos.

Morcegos frugívoros do gênero *Artibeus* sobrevivem em cativeiro durante períodos de jejum de pelo menos seis dias (PINHEIRO et al., 2006). Os autores observaram que no jejum curto de 24 h, as grandes reservas de glicogênio hepático, juntamente com o tecido adiposo abdominal, parecem ser suficientes para o controle da homeostase glicêmica, visto que não foi encontrada ativação neoglicogênica hepática, pelo menos a partir de alanina – aminoácido proveniente da proteólise muscular. O estudo do metabolismo de proteínas sugere que, em morcegos, o *turnover* protéico deve ser baixo, por deficiência de proteína em sua dieta e/ou por mecanismos de economia de proteína. A análise do metabolismo lipídico de morcegos frugívoros alimentados e jejuados mostrou que, no jejum de 24 h, o tecido adiposo abdominal é requisitado para o fornecimento de ácidos graxos livres plasmáticos e que, após 48 h de jejum, a carcaça torna-se o principal fornecedor desse substrato energético, até o jejum de seis dias. Também parece ocorrer grande acúmulo de lipídios no fígado desses animais devido, principalmente, ao grande fluxo de glicerol e AGL liberados pelos tecidos adiposos. O fígado de morcegos frugívoros tem um papel central tanto no controle

dos fluxos das diferentes vias metabólicas quanto no ajuste dessas mesmas vias às condições de restrição alimentar. Este padrão metabólico parece ser comum em animais que possuem dieta rica em carboidratos (PINHEIRO et al., 2006).

FREITAS et al. (2003; 2006) avaliaram as respostas metabólicas de morcegos hematófagos *Desmodus rotundus* em animais alimentados e suas adaptações a diferentes períodos de restrição alimentar. Os estudos apontaram para um padrão metabólico bastante distinto em relação a outros mamíferos já estudados. A dieta de sangue, única entre os mamíferos, oferece aos morcegos hematófagos uma fonte riquíssima em proteínas, mas pobre em carboidratos (BREIDENSTEIN, 1982). Morcegos da espécie *Desmodus rotundus* demonstraram baixa capacidade para armazenamento de reservas energéticas nas formas de glicogênio hepático e gordura em animais alimentados, além de alta fragilidade em resposta ao jejum curto, apresentando hipoglicemia já nas primeiras horas de jejum, seguida de óbitos prematuros em função da baixa concentração de glicose na circulação. Estes autores observaram ainda que o padrão metabólico encontrado foi sensivelmente diferente dos padrões metabólicos esperados para animais com dietas ricas em proteínas, apontando esta espécie como pertencente a um grupo pouco conhecido de mamíferos que armazenam poucas reservas energéticas corporais para períodos de altas demandas energéticas ou escassez de recursos, possivelmente por utilizarem o comportamento social do compartilhamento recíproco do alimento como forma alternativa para lidar com o jejum (WILKINSON, 1985).

DIAS-GOMES (2008) avaliou o metabolismo energético e resposta ao jejum de outro morcego hematófago - *Diphylla ecaudata*. A autora observou que, no estado alimentado, a glicemia desta espécie é semelhante a alguns mamíferos alimentados com dieta HC, como ratos (EISENSTEIN & STRACK, 1971) e morcegos frugívoros (WIDMAIER & KUNZ, 1993; KORINE et al., 1999; PINHEIRO et al., 2006), não ocorrendo diminuição na concentração de glicose plasmática no jejum de 24 h, como o observado em mamíferos de dieta HP (KETTELHUT et al., 1980; TALLAS & WHITE, 1988). No entanto, estes animais também exibiram baixas reservas energéticas na forma de glicogênio e gordura, e, após 36 horas de jejum, o mesmo padrão de hipoglicemia observado

em morcegos *D. rotundus*, o que sugere que este padrão metabólico distinto, nunca antes reportado, pode estar relacionado à sanguivoria, dieta exclusiva desta subfamília de quirópteros dentre os mamíferos.

Desta forma, estes estudos relacionados ao metabolismo comparativo, há um padrão geral para os animais adaptados ao jejum prolongado. Os animais exibem uma gama de respostas fisiológicas, como acúmulo de fontes energéticas, redução da taxa metabólica, utilização preferencial de lipídeos como substrato energético e de uma contribuição reduzida de carboidratos para sua manutenção e de uma diminuição na utilização de proteínas, por meio da redução de seu catabolismo (LE MAHO et al. 1981, 1988; CHEREL et al. 1988; COWAN et al., 2000; SOUZA et al., 2004), com exceção das duas espécies de morcegos hematófagos já investigadas. Estes novos padrões descritos para estas duas espécies, que parecem estar associados à sanguivoria, e a lacuna existente quanto ao metabolismo de morcegos insetívoros, ainda não descrito, impulsionam novos estudos a respeito do armazenamento e mobilização de reservas energéticas em animais que consomem este tipo de dieta.

3.0 JUSTIFICATIVA

A região da Zona da Mata mineira abriga diversas espécies de quirópteros. Estudar as adaptações dos morcegos insetívoros da espécie *Molossus molossus*, frente a situações nutricionais específicas especialmente suas respostas ao jejum, proporciona uma oportunidade especial de se conhecer o padrão metabólico desses animais em situações similares às encontradas em seu habitat natural e comparar seu metabolismo com outros táxons de mamíferos, contribuindo assim para o conhecimento da sua biologia e das variações metabólicas. Este conhecimento pode ainda auxiliar no desenvolvimento de técnicas de manejo e controle da quiropterofauna em áreas urbanas, onde estas espécies são muito abundantes.

Este estudo contribui ainda para a diminuição da lacuna que existe na área de fisiologia comparativa de vertebrados, uma vez que esta espécie ainda é pouco investigada quanto aos aspectos básicos de sua biologia e história natural, sendo que o padrão de armazenamento de reservas energéticas e sua mobilização frente ao jejum ainda não estão descritos.

4.0 OBJETIVO GERAL

O objetivo geral deste estudo foi avaliar o metabolismo energético de fêmeas não grávidas e não lactantes e machos de morcegos insetívoros da espécie *Molossus molossus.*

4.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Avaliar as reservas energéticas de *Molossus molossus* alimentados.

Avaliar a mobilização das reservas energéticas de *M. molossus* submetidos ao jejum de 24 horas e 48 horas.

Parâmetros:

- Glicemia e ácidos graxos livres (AGL) plasmáticos.
- Concentração de glicogênio, de lipídeo total e de proteína total no fígado e músculo peitoral.
- Concentração de proteína total e de lipídeo total nos músculos das patas posteriores e patas anteriores (PaPp).
- Concentração de ácidos graxos totais na carcaça.
- Massa do tecido adiposo.

5.0 MATERIAL E MÉTODOS

5.1 ANIMAIS

Para este estudo foram utilizados 78 morcegos adultos (ordem Chiroptera, subordem Microchiroptera) agrupados em fêmeas não grávidas e não lactantes alimentadas (n=19), jejuadas por 24 horas (n=14) e jejuadas por 48 horas (n=12) e machos alimentados (n=14), jejuados por 24 horas (n=11) e jejuados por 48 horas (n=9), todos pertencentes à espécie *Molossus molossus* Pallas, 1766 (família Molossidae) (Figura 1). A zona cartilaginosa da região da epífise da quarta articulação metacarpo-falangeal foi utilizada como critério para a determinação da fase adulta dos morcegos (KUNZ & ANTHONY, 1982), sendo as fêmeas submetidas à palpação abdominal e mamária para verificação de espécimes grávidas ou lactantes. Os animais foram divididos em grupos de machos e fêmeas alimentados (AL) com larvas de besouro *Tenebrio molitor* e água, e jejuados durante 24 e 48 horas (J24; J48) somente com água. Os animais foram coletados entre 18:00 e 22:00 h com redes especiais para captura tipo *mist net* de nylon preto com técnicas de captura adaptadas de GREENHALL & PARADISO (1968).

As coletas foram realizadas no estande de tiros da Universidade Federal de Viçosa - UFV localizado no *Campus* da UFV - MG, e no parque estadual da serra do Brigadeiro – PESB localizado no município de ARAPONGA – MG, no período de dezembro de 2006 a maio de 2008. As redes foram armadas em diversos ambientes, em lugares preferidos pelos morcegos, como: construções, forros de residência, moradias, estradas abandonadas e trilhas, de acordo com GREENHALL & PARADISO (1968). Todos os morcegos foram identificados com a chave para as Famílias de Quirópteros (VIZZOTO & TADDEI – 1973, Adaptada).

Todas as coletas, transporte e procedimentos experimentais foram realizados de acordo com as instruções normativas e autorização dos órgãos

competentes e registrados no IBAMA sob o nº. 1936505 e no IEF com licença nº. 121/06.

Os morcegos foram manipulados com luvas de couro (luvas de raspa) e pinças. Após a captura, os animais foram transportados para o laboratório de Morfofisiologia Animal (Departamento de Biologia Animal - UFV) e mantidos em temperatura ambiente, no escuro e em gaiolas contendo no máximo 5 indivíduos.

Fig.1: Morcego insetívoro *Molossus molossus*

Como os molossídeos são insetívoros e sua dieta constitui-se basicamente de insetos aéreos (WILSON, 1973), machos e fêmeas foram alimentados em horários determinados (22:00; 00:00 e 07:00 h) por uma noite, com larvas de tenebrio (*Tenebrio molitor*) ofertados aos animais com uma pinça até a recusa dos mesmos, e água *ad libitum*. Para machos e fêmeas jejuados (J24) e (J48) foi oferecido somente água *ad libitum.*

Todos os procedimentos de segurança e saúde foram adotados, bem como as vacinações anti-rábicas, antitetânicas e sorologia de todos os pesquisadores envolvidos.

5.2 COLETA DE SANGUE PARA DETERMINAÇÃO DA GLICEMIA E ÁCIDOS GRAXOS LIVRES

As coletas de sangue para as determinações da glicemia e AGL foram realizadas após a decapitação, em tubos heparinizados, sendo então centrifugados a 2.500 rpm por 10 minutos, para a separação do plasma, que foi acondicionado em tubos *eppendorfs* identificados para cada animal.

A glicose no plasma foi mensurada por método enzimático colorimétrico utilizando glicose-oxidase *Kit* GLUCOX 500 DOLES (TRINDER, 1969; BARHAM & TRINDER, 1972), com posterior leitura em espectrofotômetro UV-mini 1240 (SHIMADZU) a 510 nm.

Para a determinação dos ácidos graxos livres (AGL), foi utilizado o método enzimático colorimétrico, através do *kit* para AGL (NEFA C-WAKO CHEM).

5.3 DETERMINAÇÃO DO GLICOGÊNIO HEPÁTICO E DO MÚSCULO PEITORAL

Para a determinação do glicogênio hepático e do músculo peitoral, aproximadamente 200 mg destes tecidos foram colocadas em 2mL de KOH 30%, em tubos de centrifugação com capacidade para 12 mL, e hidrolisados em banho-maria fervente por 1 hora, conforme o método descrito por SJÖRGREN et al. (1938).

5.4 DETERMINAÇÃO DA PROTEÍNA TOTAL NO FÍGADO, MÚSCULO PEITORAL E MÚSCULO DAS PATAS ANTERIORES E POSTERIORES

Para a determinação da proteína total tecidual, alíquotas de 200 mg do fígado, músculo peitoral e músculo das patas anteriores e posteriores foram homogeneizadas em solução de NaCl 0,9%. Em seguida, foi utilizado o método colorimétrico através do *Kit* BCA Protein assay Reagent (BCA – PIERCE).

5.5 DETERMINAÇÃO DE LIPÍDEOS TOTAIS NO FÍGADO E MÚSCULOS E DE ÁCIDOS GRAXOS TOTAIS NA CARCAÇA.

Para a determinação dos lipídeos totais hepáticos e musculares, aproximadamente 200 mg do fígado e do músculo peitoral, das patas anteriores e das patas posteriores, foi retirada e homogeneizada com um volume conhecido de uma solução de clorofórmio-metanol (2:1) segundo FOLCH et al. (1957). Após a filtração e separação das fases por adição de solução salina 0,9%, uma alíquota da fase clorofórmica foi utilizada para determinação dos lipídeos totais, pelo método gravimétrico.

Os ácidos graxos totais da carcaça foram determinados após a retirada dos tecidos utilizados para as determinações já citadas. Posteriormente, as carcaças foram digeridas completamente em 100 mL de KOH 6 N, sendo então filtradas com lã de vidro e adicionadas a igual volume de álcool absoluto, resultando, assim, uma solução de KOH – etanol 50% (v/v). Uma amostra desta solução foi lavada três vezes com o dobro do volume de éter de petróleo, corada com 0,2 mL de verde bromo cresol 0,04%, acidificada com 5 mL de H_2SO_4 de 6-8 N, e finalmente submetida a extração com clorofórmio. Um volume de 50 mL desta fase foi utilizado para a determinação dos ácidos graxos totais pelo método gravimétrico.

5.6 ÍNDICE DE MASSA ADIPOSA

O peso relativo do tecido adiposo, corrigido para o peso corporal, foi determinado após a retirada deste tecido que foi pesado em balança analítica eletrônica. Para determinar a proporção corporal do tecido adiposo, foi dividido o peso relativo do tecido adiposo pelo peso corporal.

5.7 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os resultados foram expressos em média ± EPM (erro padrão). Foram verificadas as distribuições normais, através do teste de shapiro-Wilk W.

Para análise estatística foi empregada a Análise de Variância (ANOVA), tendo como variável independente o estado nutricional. Para análise *post-hoc* foi empregado o teste de Tukey para (n) desiguais.

Para variáveis não-homogêneas ou que não apresentaram distribuição normal foi empregada a ANOVA não paramétrica (Kruskal-Wallis), ou o teste Mann-Whitney U. O nível de significância utilizado foi de 5%.

6.0 RESULTADOS

6.1 Glicemia

A glicemia de morcegos machos alimentados (AL) apresentou média de 5,92 ± 0,68 mmol.L^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) a glicemia média foi de 4,75 ± 0,72 mmol.L^{-1} e no jejum de 48h (J48) registrou-se média de 3,65 ± 0,09 mmol.L^{-1}. Entre os machos, não houve diferenças significativas em relação ao estado nutricional (p=0,071 e χ^2=5,28).

Nas fêmeas alimentadas (AL) a média foi de 5,57 ± 0,56 mmol.L^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) a glicemia média foi de 4,74 ± 0,69 mmol.L^{-1}, e no jejum de 48 horas (J48) observou-se média de 3,26 ± 0,33 mmol.L^{-1}. Entre as fêmeas, houve diferença significativa da glicemia em animais jejuados por 48 horas (p=0,008 e F=5,44).

Comparando-se machos e fêmeas no mesmo estado nutricional, não houve diferença significativa entre as concentrações plasmáticas de glicose alcançadas (Figura 2).

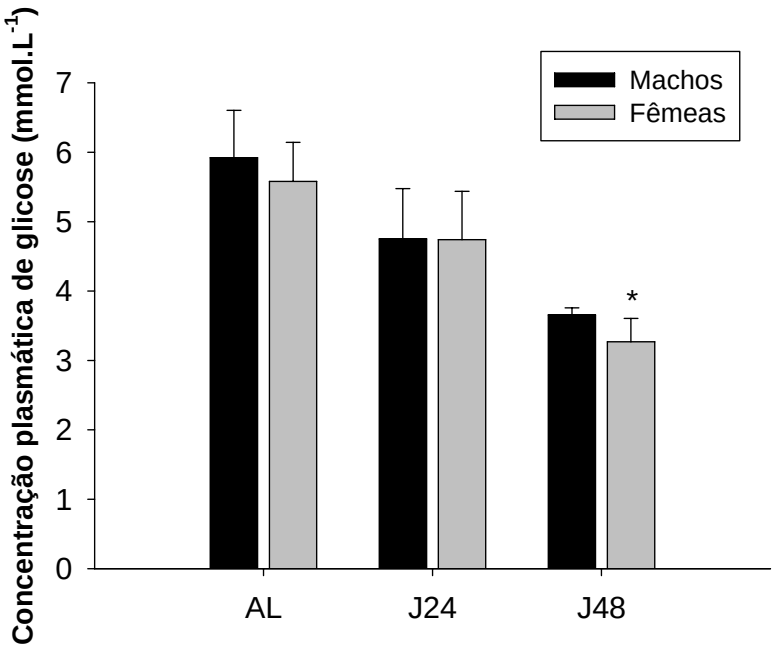

Figura 2: Concentrações plasmáticas de glicose (mmol.L^{-1}) em *M. molossus* alimentados (AL) e sob jejum de 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental. *p<0,05 em relação às fêmeas alimentadas.

6.2 Ácidos Graxos Livres (AGL)

A concentração dos ácidos graxos livres (AGL) no plasma de machos alimentados (AL), apresentou média de 1,56 ± 0,17 mmol.L^{-1}; no jejum de 24 horas (J24) a média foi de 1,18 ± 0,27 mmol.L^{-1}, enquanto no jejum de 48 horas (J48) foi de 0,87 ± 0,06 mmol.L^{-1}. Entre os machos, não houve diferenças significativas (p=0,174 e F=1,94).

Em fêmeas alimentadas (AL), a concentração de AGL foi de 1,30 ± 0,17 mmol.L^{-1}, enquanto que no jejum de 24 horas (J24) obteve-se média de 1,13 ± 0,20 mmol.L^{-1}, e no jejum de 48 horas (J48) média de 1,06 ± 0,17 mmol.L^{-1}. Em fêmeas, não houve diferenças significativas nas concentrações de ácidos graxos livres (p=0,694 e F=0,37).

Em relação ao sexo, não foram observadas diferenças significativas nas concentrações de AGL de machos e fêmeas no mesmo estado nutricional (Figura 3).

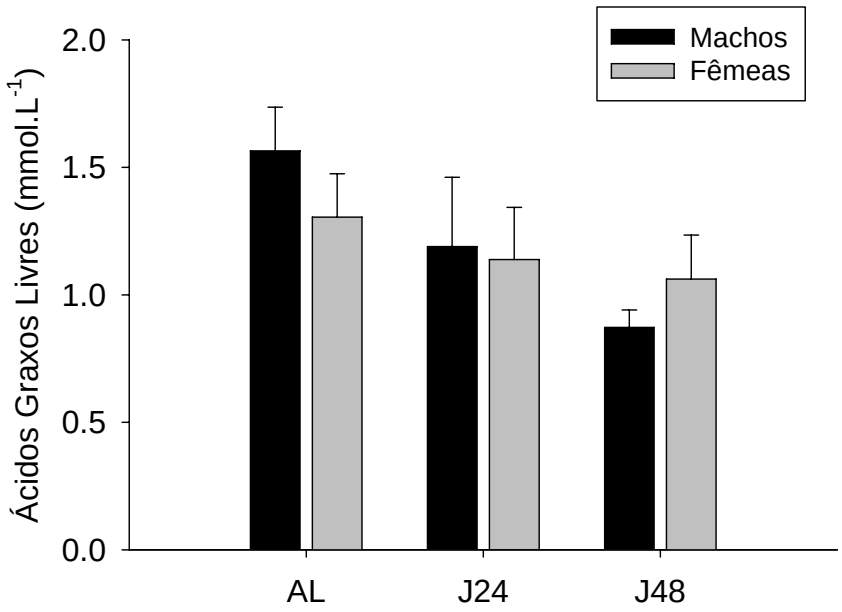

Figura 3. Concentrações plasmáticas de ácidos graxos livres (AGL; mmol.L^{-1}) em *M. molossus* alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 (J48) horas. As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental.

6.3 Glicogênio hepático

A concentração de glicogênio hepático de machos alimentados (AL) apresentou média de 47,30 ± 14,75 µmol glucosil-unidades/g. No jejum de 24 horas (J24), média foi de 32,33 ± 11,70 µmol glucosil-unidades/g, enquanto que no jejum de 48 horas (J48), foi de 27,56 ± 17,60 µmol glucosil-unidades/g. Entre os machos, não houve diferenças significativas quanto ao estado nutricional ($p=0,5841$ e $\chi^2=1,07$).

Em fêmeas alimentadas (AL), a concentração de glicogênio hepático foi de 113,63 ± 20,32 µmol glucosil-unidades/g, enquanto no jejum de 24 horas (J24) foi de 72,91 ± 12,31 µmol glucosil-unidades/g, e no jejum de 48 horas (J48) apresentou 52,62 ± 9,56 µmol glucosil-unidades/g. Entre as fêmeas, não houve diferenças significativas ($p=0,07$ e $\chi^2=5,09$).

Em relação ao sexo, houve diferença significativa nas concentrações de glicogênio no fígado de machos e fêmeas alimentadas (AL) e submetidos ao jejum de 24 horas (J24) (Figura 4).

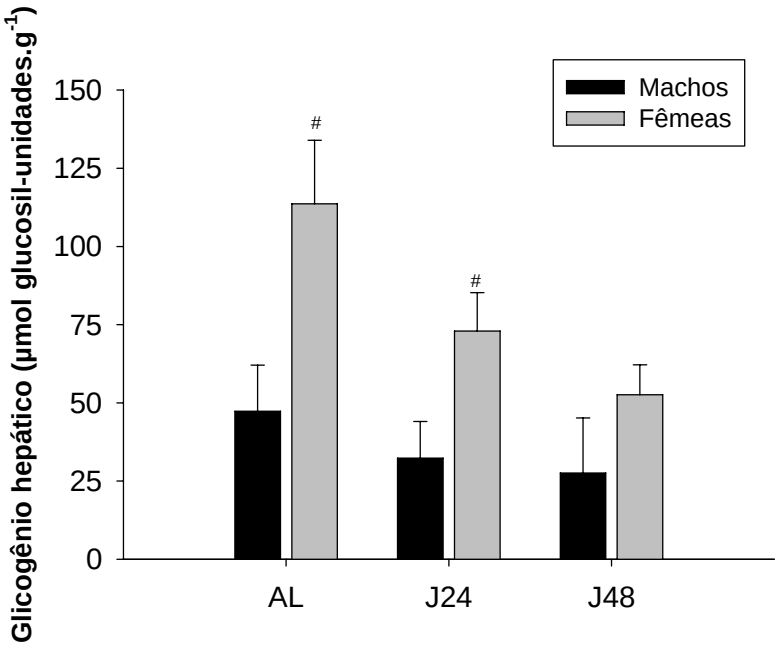

Figura 4. Concentrações de glicogênio hepático (µmol glucosil-unidades/g) em *M. molossus* machos e fêmeas alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental. #$p<0,05$ em relação ao sexo no mesmo estado nutricional.

6.4 Glicogênio do músculo peitoral

A concentração de glicogênio do músculo peitoral de machos alimentados (AL) apresentou média de 46,48 ± 9,45 µmol glucosil-unidades/g. No jejum de 24 horas (J24), média foi de 40,04 ± 10,42 µmol glucosil-unidades/g, enquanto no jejum de 48 horas (J48), foi de 39,31 ± 11,05 µmol glucosil-unidades/g. Em relação ao estado nutricional, entre os machos, não houve diferenças significativas (p=0,73 e χ^2=0,61).

Em fêmeas alimentadas (AL), a concentração de glicogênio do músculo peitoral foi de 36,43 ± 7,36 µmol glucosil-unidades/g, no jejum de 24 horas (J24) foi de 25,60 ± 5,47 µmol glucosil-unidades/g, enquanto no jejum de 48 horas (J48) foi registrado 24,85 ± 10,33 µmol glucosil-unidades/g. Entre as fêmeas, também não houve diferenças significativas na concentração de glicogênio do músculo peitoral (p=0,54 e χ^2=1,19).

Entre os sexos, da mesma forma, não foram encontradas diferenças significativas nas concentrações de glicogênio dos músculos peitorais entre machos e fêmeas no mesmo estado nutricional (Figura 5).

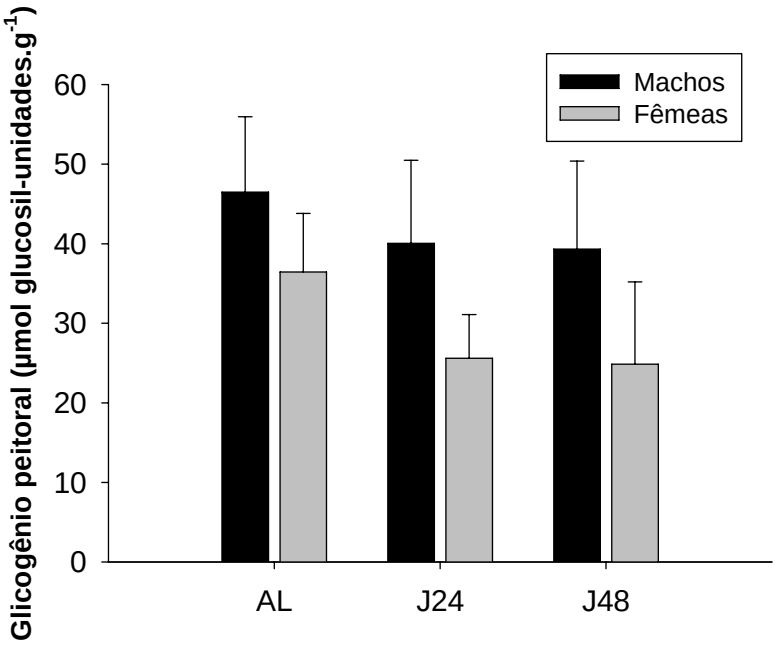

Figura 5. Concentrações de glicogênio do músculo peitoral (µmol glucosil-unidades/g) em *M. molossus* machos e fêmeas alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental.

6.5 Proteína total hepática

A concentração de proteína total hepática de machos alimentados (AL) foi de 20,44 ± 2,88 g.100g^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) registrou-se 19,14 ± 2,79 g.100g^{-1}, enquanto no jejum de 48 horas (J48) obteve-se 24,08 ± 3,40 g.100g^{-1} de proteína total. Em machos, não foram encontradas diferenças significativas nas concentrações de proteínas totais hepáticas (p=0,56 e χ^2=0,58).

As fêmeas alimentadas (AL) apresentaram médias de 21,60 ± 1,15 g.100g^{-1}; no jejum de 24 horas (J24) e de 48 horas (J48) as médias foram de 21,56 ± 1,07 g.100g^{-1}, e 18,18 ± 1,92 g.100g^{-1}, respectivamente. Nas fêmeas, não houve diferença significativa nas concentrações de proteínas totais hepáticas (p=0,19 e F=1,75).

Em relação ao sexo, também não foram observadas diferenças significativas nas concentrações de proteína total hepática em machos e fêmeas submetidos ao mesmo estado nutricional (Figura 6).

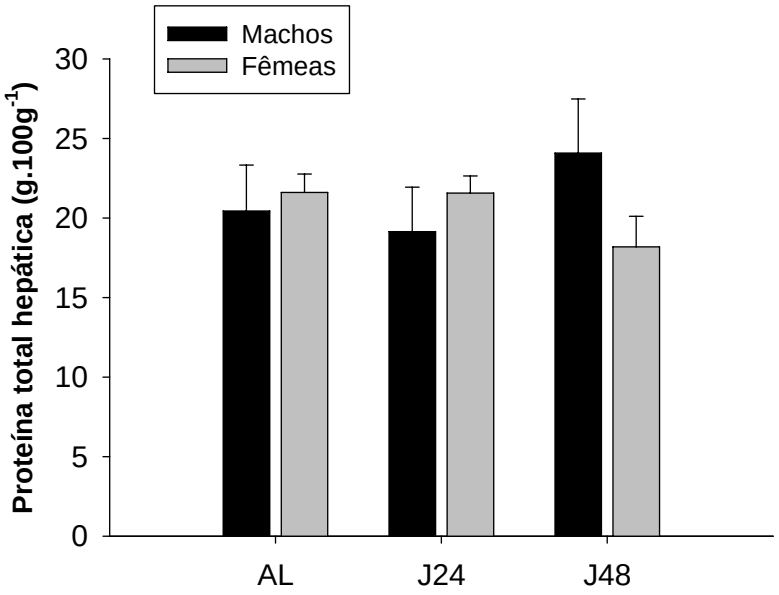

Figura 6: Concentrações de proteínas totais hepáticas (g.100g^{-1}) de *M. molossus* machos e fêmeas alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental.

6.6 Proteína total do músculo peitoral

A concentração total de proteína no músculo peitoral de machos alimentados (AL) foi de 8,91 ± 0,61 g.100g^{-1}, enquanto no jejum de 24 horas (J24) foi de 8,98 ± 1,04 g.100g^{-1}. No jejum de 48 horas (J48), registrou-se 11,90 ± 2,05 g.100g^{-1} de proteína total em músculo peitoral. Em machos, não foram encontradas diferenças significativas dessas proteínas do músculo peitoral (p=0,21 e F=1,68).

A concentração total de proteína no músculo peitoral de fêmeas alimentadas (AL) foi de 12,65 ± 0,88 g.100g^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) observou-se 11,85 ± 2,62 g.100g^{-1}, e no jejum de 48 horas (J48) registrou-se 9,69 ± 1,08 g.100g^{-1}. Entre as fêmeas, houve diminuição significativa na concentração de proteína total do músculo peitoral em animais jejuados por 48 horas (p=0,03 e χ^2=6,92).

Em relação ao sexo, foram encontradas diferenças significativas nas concentrações de proteína do músculo peitoral de machos e fêmeas alimentados (AL) (Figura 7).

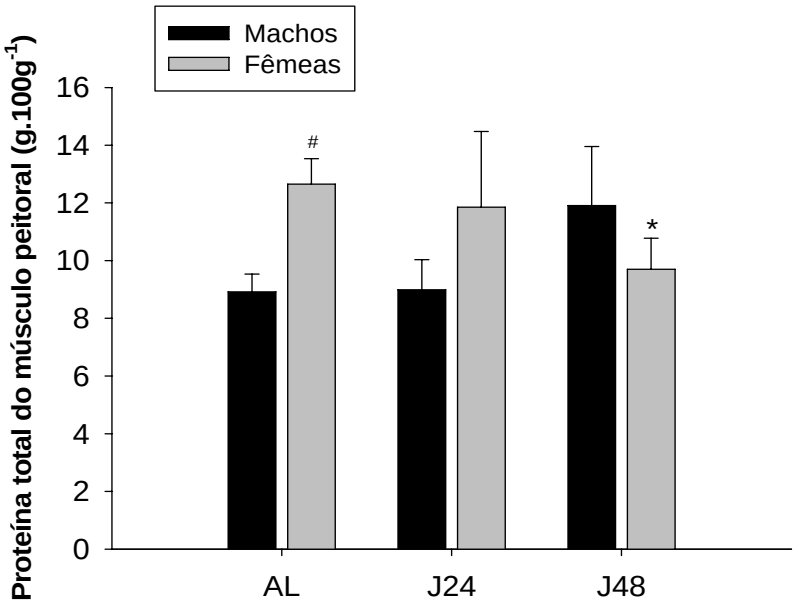

Figura 7: Concentrações de proteína total do músculo peitoral (g.100g^{-1}) de *M. molossus* machos e fêmeas alimentadas (AL) e jejuadas por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental. *p<0,05 em relação às fêmeas alimentadas; #p<0,05 em relação ao sexo no mesmo estado nutricional.

6.7 Proteína total das patas anteriores e posteriores

A concentração de proteína total das patas anteriores e posteriores em machos alimentados (AL) foi de 15,68 ± 1,28 g.100g^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) registrou-se 14,18 ± 1,67 g.100g^{-1} e no jejum de 48 horas (J48) 13,58 ± 1,90 g.100g^{-1}. Nos machos não houve diferença significativa na concentração de proteína total das patas (p=0,57 e F=0,57).

A concentração de proteína total das patas anteriores e posteriores em fêmeas alimentadas (AL) foi de 20,16 ± 1,90 g.100g^{-1}; no jejum de 24 horas (J24) foi de 16,35 ± 1,60 g.100g^{-1}, enquanto no jejum de 48 horas (J48) registrou-se 13,61 ± 1,60 g.100g^{-1}. Não houve diferença significativa também entre as fêmeas (p=0,11 e F=2,42).

Em relação ao sexo, não foram encontradas diferenças significativas das concentrações de proteínas totais nas patas anteriores e posteriores em machos e fêmeas submetidos ao mesmo estado nutricional (Figura 8).

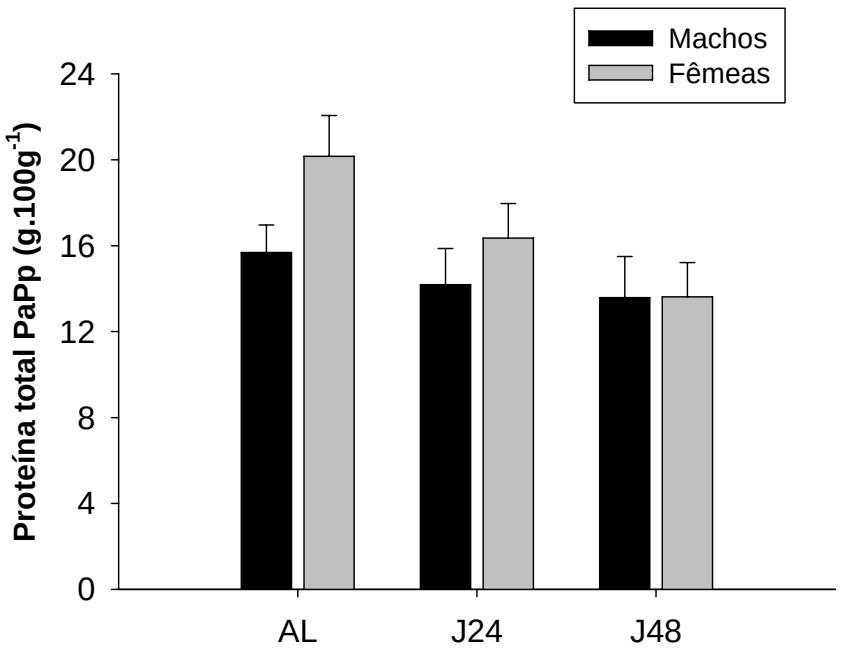

Figura 8: Concentrações de proteínas totais dos músculos das patas anteriores e posteriores **(PaPp)** em g.100g^{-1} de *M. molossus* alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental.

6.8 Lipídeo total hepático

A concentração de lipídeo total hepático de machos alimentados (AL) apresentou média de 8,20 ± 1,14 g.100g^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) a média foi de 5,25 ± 0,68 g.100g^{-1}, enquanto no jejum de 48 horas (J48), foi de 5,18 ± 0,01 g.100 g^{-1} de lipídeo total hepático. Entre os machos, houve diferenças significativas quanto ao estado nutricional (p=0,006 e χ^2=10,17).

Em fêmeas alimentadas (AL) a concentração de lipídeos totais do músculo peitoral foi de 7,25 ± 0,68 g.100^{-1}g, enquanto que no jejum de 24 horas (J24) registrou-se média de 5,82 ± 0,51 g.100g^{-1}, e no jejum de 48 horas (J48), média de 7,21 ± 1,01 g.100g^{-1}. Em fêmeas, não houve diferenças significativas na concentração de lipídeo total hepático (p=0,23 e F=1,51).

Em relação ao sexo, foram encontradas diferenças significativas das concentrações de lipídeos totais hepáticos entre machos e fêmeas jejuadas por 48 horas (J48) (p=0,04 e Z=-2,02) (Figura 9).

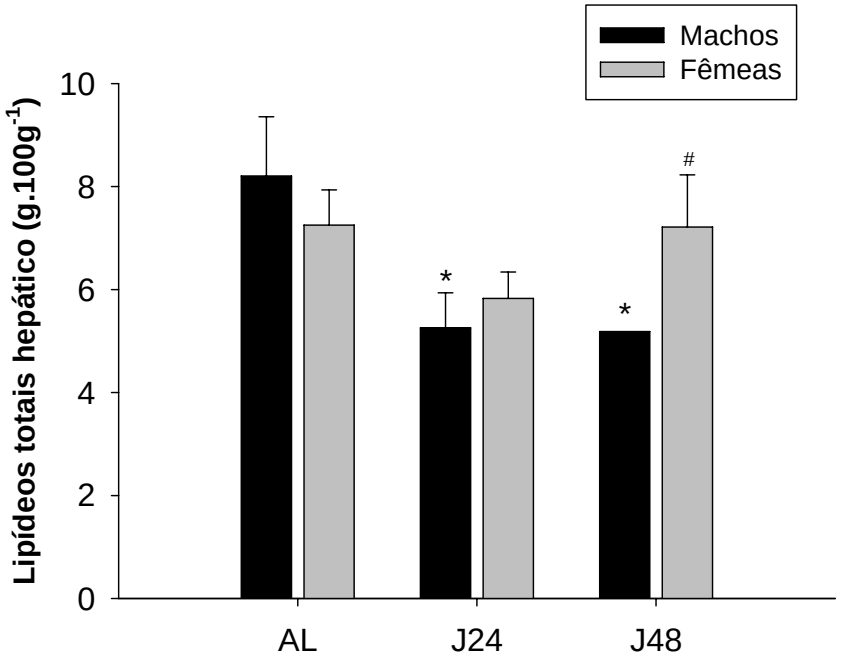

Figura 9: Concentração de lipídeo total hepático (g.100g^{-1}) de *M. molossus* machos e fêmeas alimentadas (AL) e jejuadas por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental. *p<0,05 em relação aos machos alimentados; #p<0,05 em relação ao sexo no mesmo estado nutricional.

6.9 Lipídeos totais do músculo peitoral

A concentração de lipídeos totais do músculo peitoral de machos alimentados (AL) apresentou média de 9,13 ± 0,75 g.100g^{-1}, enquanto que no jejum de 24 horas (J24) e de 48 horas registraram-se médias de 9,44 ± 0,60 g.100g^{-1} e 8,90 ± 0,45 g100g^{-1}, respectivamente. Entre os machos, não houve diferenças significativas (p=0,84 e F=0,16).

Em fêmeas alimentadas (AL) a concentração de lipídeos totais do músculo peitoral foi de 11,10 ± 0,89 g.100g^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) registrou-se 11,37 ± 0,78 g.100g $^{-1}$ e no jejum de 48 horas (J48) verificou-se média de 8,43 ± 0,63 g.100g^{-1}. Em fêmeas, houve diferenças significativas nas concentrações de lipídeos totais dos músculos peitorais (p=0,03 e F= 3,50).

Em relação ao sexo, não foram encontradas diferenças significativas das concentrações de lipídeos totais dos músculos peitorais em animais submetidos ao mesmo estado nutricional (Figura 10).

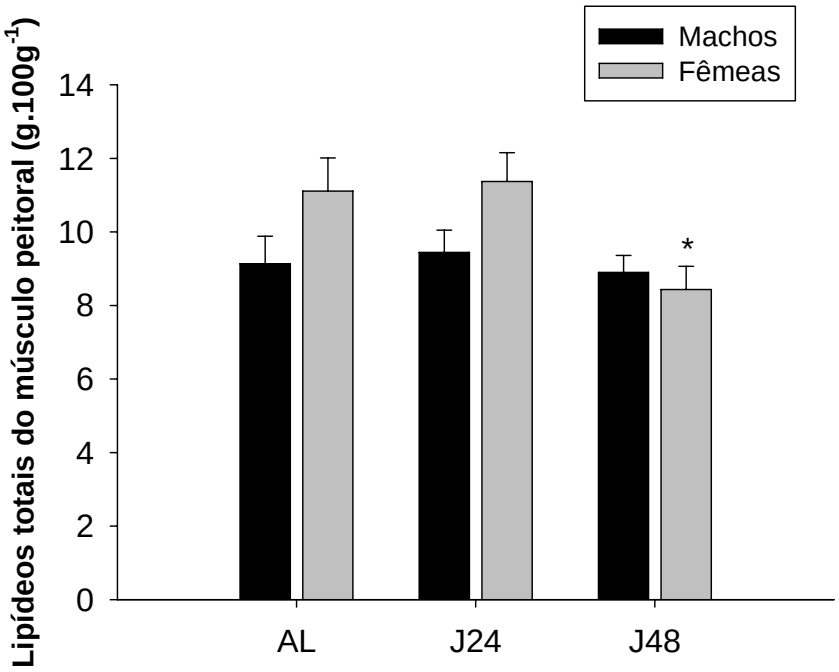

Figura 10: Concentrações de lipídeos totais dos músculos peitorais (g.100g^{-1}) de *M. molossus* machos e fêmeas alimentadas (AL) e jejuadas por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental.

6.10 Lipídeos totais dos músculos das patas anteriores e posteriores

A concentração média de lipídeos totais das patas anteriores e posteriores de machos alimentados (AL) foi de 3,82 ± 0,96 g.100g^{-1}. No jejum de 24 horas (J24), a média foi de 7,14 ± 1,07 g.100g^{-1} enquanto que no jejum de 48 horas (J48), a média foi de 3,78 ± 0,18 g.100g^{-1}. Entre os machos, não houve diferenças significativas quanto ao estado nutricional (p=0,10 e F=2,64).

Em fêmeas alimentadas (AL), a concentração de lipídeos totais das patas apresentou média de 9,91 ± 1,29 g.100g^{-1}. No jejum de 24 horas (J24) a média foi de 5,66 ± 0,68 g.100g$^{-1,}$ e no jejum de 48 horas (J48) foi de 5,80 ± 0,97 g.100g^{-1}. Em fêmeas há diferenças significativas nas concentrações de lipídeos dos músculos das patas (p=0,009 e F= 5,66).

Em relação ao sexo, foram encontradas diferenças significativas das concentrações de lipídeos totais dos músculos das patas anteriores e posteriores de machos e fêmeas alimentados (AL) e em jejum de 48 horas (J48) (p=0,04 e Z=2,02) (Figura 11).

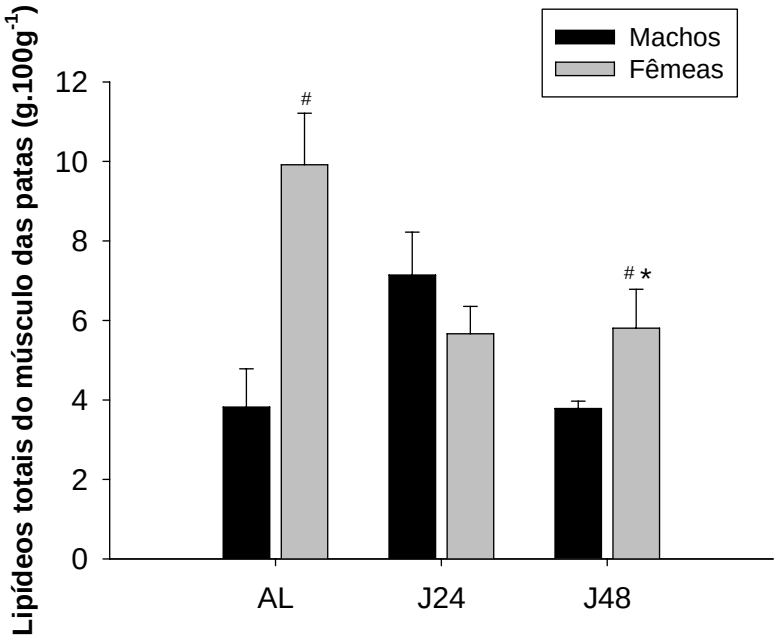

Figura 11: Concentrações de lipídeos totais dos músculos das patas anteriores e posteriores (PaPp) (g.100g^{-1}) em *M. molossus* machos e fêmeas alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental. *p<0,05 em relação às fêmeas alimentadas. #p<0,05 em relação ao sexo no mesmo estado nutricional.

6.11 Ácidos graxos totais da carcaça

Os ácidos graxos totais da carcaça de machos alimentados (AL), no jejum de 24 horas (J24) e no jejum de 48 horas (J48) apresentaram concentração média de 6,8 ± 0,83 $g.100g^{-1}$, 6,16 ± 1,05 $g.100g^{-1}$ e 4,43 ± 0,35 $g.100g^{-1}$, respectivamente. Entre os machos, não houve diferenças significativas (p=0,184 e F=1,84).

Em fêmeas alimentadas, a concentração de ácidos graxos totais na carcaça foi de 8,72 ± 0,65 $g.100g^{-1}$, enquanto que no jejum de 24 horas (J24) alcançou 8,30 ± 1,74 $g.100g^{-1}$ e no jejum de 48 horas (J48) foi de 5,84 ± 0,78 $g.100g^{-1}$. Entre as fêmeas, houve diferença significativa (p=0,03 e χ^2=6,92) quanto ao estado nutricional.

Comparando-se machos e fêmeas, não houve diferenças significativas entre as concentrações de ácidos graxos totais de carcaça (Figura 12).

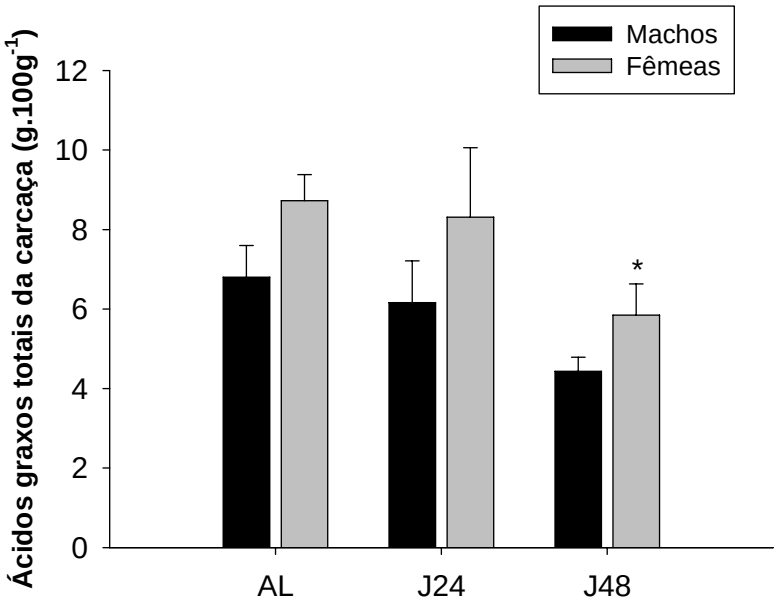

Figura 12: Ácidos graxos totais da carcaça ($g.100g^{-1}$) de *M. molossus* machos e fêmeas alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 horas (J48). As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental. *p<0,05 em relação às fêmeas alimentadas.

6.12 Índice de massa adiposa

A massa adiposa em machos alimentados (AL), foi de 0,008 ± 0,001 g. No jejum de 24 horas (J24), a média foi de 0,01 ± 0,004 g, enquanto que no jejum de 48 horas (J48), médias foi de 0,003 ± 0,000 g. Entre os machos, não houve diferenças significativas em relação ao estado nutricional (p=0,17 e χ^2=3,46).

Em fêmeas alimentadas (AL), a massa adiposa apresentou média de 0,009 ± 0,002 g. No jejum de 24 horas (J24) a média foi de 0,009 ± 0,002 g, e no jejum de 48 horas (J48) a média foi de 0,04 ± 0,008 g. Em fêmeas há diferença significativa no índice de massa adiposa (p=0,002 e F=7,4).

Em relação ao sexo, não foram encontradas diferenças significativas nas proporções de massa adiposa em machos e fêmeas alimentadas (AL) (Figura 13).

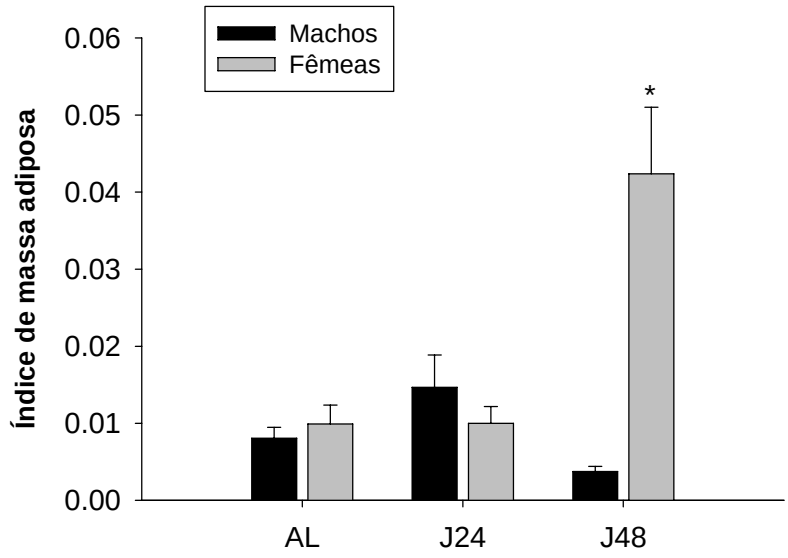

Figura 13: Índice de massa adiposa (g.g de peso corporal^{-1}) em *M. molossus* alimentados (AL) e jejuados por 24 (J24) e 48 (J48) horas. As colunas e as barras verticais representam, respectivamente, a média ± erro padrão (EPM) dos animais por grupo experimental. *p<0,05 em relação aos animais alimentados.

7.0 DISCUSSÃO

Neste estudo, avaliamos e descrevemos as reservas energéticas e o padrão metabólico de morcegos insetívoros *Molossus molossus* e suas respostas adaptativas ao jejum de 24 e 48 horas, ainda não investigados para esta espécie.

Neste trabalho foi observado que a glicemia do morcego *M. molossus*, cuja dieta compreende basicamente insetos aéreos e outros artrópodes (WILSON, 1973; FENTON, 1992; HILL & SMITH, 1992), possuindo, portanto dieta HP, foi similar ao observado em outros mamíferos na mesma condição alimentar (KRAUS-FRIEDMAN, 1984; CRYER, 1991), como gatos, ratos adaptados em laboratório a dietas HP, cães, tigres, leões (EISEISTEIN & STRACK, 1971; KETTELHUT et al., 1980; OPAZO et al., 2004) e morcegos hematófagos das espécies *Desmodus rotundus* (FREITAS et al., 2003) e D*iphylla ecaudata* (DIAS-GOMES, 2008).

Tem sido observado, em estudos que investigam o metabolismo energético comparativo em diferentes espécies de vertebrados, que animais com dietas ricas em carboidratos (HC) apresentam padrões metabólicos diferentes daqueles cuja dieta é rica em proteínas (HP) (WIEDMAIER & KUNZ; 1993; PINHEIRO, 2006).

Os morcegos da espécie *Molossus molossus*, além de terem apresentado glicemia no estado alimentado compatível com a de outros mamíferos (entre 60 e 110 mg/dL) (KRAUS-FRIEDMAN, 1984), mostraram também mecanismos metabólicos capazes de manter esta concentração de glicose plasmática durante diferentes períodos de jejum, uma vez que o jejum por diferentes períodos não provocou diminuição significativa destes valores em machos dos morcegos *M. molossus* em relação aos mesmos animais no estado alimentado. Outros animais com dietas ricas em proteínas (HP) parecem seguir este mesmo padrão (KETTELHUT et al., 1980; TALLAS & WHITE, 1988;). Diferentemente dos valores encontrados para *M. molossus* e outros animais de dieta rica em proteína, os resultados encontrados por FREITAS et al. (2003) mostraram que os valores

glicêmicos de morcegos hematófagos *Desmodus rotundus*, também de dieta HP, são similares a outros mamíferos somente por um curto período de jejum (até 12 horas), tempo no qual a glicemia permanece estável. Entretanto, a partir de 24 horas de jejum, estes morcegos apresentam incapacidade de manter a homeostase glicêmica, apresentando decréscimo acentuado na taxa de glicose sanguínea, que permanece baixa durante os períodos subseqüentes, levando estes animais à morte, a partir de 72 horas de privação alimentar. Da mesma forma, morcegos hematófagos da espécie *Diphylla ecaudata* também apresentam esta queda pronunciada na glicemia em resposta ao jejum de 36 horas (DIAS-GOMES, 2008). No entanto, mesmo apresentando dieta rica em proteínas, este padrão observado em morcegos hematófagos parece ser único dentre mamíferos, que normalmente apresentam vias metabólicas ativas durante o jejum, capazes de contribuir para a homeostasia da glicose por períodos prolongados de jejum. Duas espécies de roedores selvagens, *Clethrionomys rufocanus e Clethrionomys rutilus* (MOSIN, 1982), também parecem estar entre as exceções, embora estes animais apresentem outro tipo de dieta (HC).

Em relação aos animais que consomem dietas ricas em carboidratos, como o observado em morcegos frugívoros (PINHEIRO et al., 2006), a glicemia diminui significativamente nos animais submetidos ao um jejum de 24 horas, retornando para valores próximos aos de alimentados após um período de jejum mais prolongado. Como tem sido demonstrada, esta elevação do nível glicêmico ocorre possivelmente devido à ativação das vias metabólicas associadas ao jejum, como a glicogenólise e neoglicogênese hepática, que fornecem glicose para a circulação em períodos no qual esta não está disponível (KRAUS-FRIEDMAN, 1984).

A primeira via metabólica acionada que parece contribuir para a observada manutenção da glicose plasmática durante o jejum é a glicogenólise hepática, que contribui para a homeostasia da glicose principalmente nas primeiras horas de jejum (KRAUS-FRIEDMAN, 1984).

Em morcegos insetívoros *M. molossus*, a concentração de glicogênio no fígado (média de 80,46 µmol glucosil-unidades/g em machos e fêmeas alimentados) foi inferior à de morcegos frugívoros - 586 µmol glucosil-unidades/g

(PINHEIRO et al., 2006), humanos - 550 µmol glucosil-unidades/g (CORSSMIT et al., 2001), gatos - 170 µmol glucosil-unidades/g (KETTELHUT et al., 1980), ratos HC (394 µmol glucosil-unidades/g), e ratos HP (261 µmol glucosil-unidades/g) (EISENTEIN, 1971) no mesmo estado nutricional; valores similares foram observados em morcegos hematófagos *Desmodus rotundus* (71.11 µmol glucosil-unidades/g) (FREITAS et al., 2005) e superiores às de *Diphylla ecaudatta* (46.96 µmol glucosil-unidades/g) (DIAS-GOMES, 2008). Estes resultados apontam um baixo armazenamento de glicogênio no fígado, comumente observado em animais HP.

Diferente dos resultados encontrados em morcegos *D. rotundus* por (FREITAS, 2005), em morcegos *D. ecaudata* por (DIAS-GOMES, 2008), em morcegos *Artibeus litutarutus* e *Artibeus jamaicensis* (PINHEIRO, 2005), e em roedores selvagens *C. rufocanus e C. rutilus* (MOSIN, 1982), e outros vertebrados, nos quais o jejum curto provocou queda acentuada nos níveis de glicogênio hepático, em *M. molossus* não foi verificado um decréscimo significativo induzido pelo jejum de 24 (J24) e 48 (J48) horas, sugerindo que não houve mobilização deste substrato induzida pelo jejum. Comparando-se machos e fêmeas de *M. molossus*, observou-se que o padrão de armazenamento de glicogênio no fígado ocorreu de maneira distinta entre os sexos: foi menor em machos do que em fêmeas no estado alimentado. Se considerarmos que ambos os sexos apresentam glicemias similares, podemos inferir que a participação da glicogenólise hepática na homeostase glicêmica em fêmeas talvez seja mais intensa quando comparadas aos machos.

O glicogênio armazenado no músculo difere do glicogênio hepático por não ser afetado pelo tipo de dieta e, na ausência de exercício intenso, permanece praticamente constante (VILELLA, 1941). Por outro lado, esta reserva não contribui diretamente para a liberação de glicose para a circulação, uma vez que a enzima glucose-6-fosfatase está ausente no músculo, contribuindo apenas para as exigências energéticas do próprio músculo e para a liberação de lactato para a circulação.

A concentração muscular de glicogênio de *M. molossus* alimentados foi similar à já encontrada em outros vertebrados, como peixes onívoros

(MACHADO, 1978) e morcegos frugívoros (PINHEIRO et al., 2006) e superiores à encontrada para morcegos hematófagos *Desmodus rotundus* (FREITAS et al., 2003) e *Dhyphilla ecaudata* (DIAS-GOMES, 2008).

No jejum, em *M. molossus*, não se observou queda significativa da concentração do glicogênio muscular, como observados em morcegos frugívoros *Artibeus lituratus* e *Artibeus jamaiscensis* (PINHEIRO et al., 2006) após 24 horas, e em morcegos hematófagos da espécie *D. rotundus* após 12 horas. Tanto em fêmeas quanto em machos, morcegos insetívoros da espécie *M. molossus* não apresentaram mobilização deste substrato, sugerindo que este tecido utilize lipídeos como substratos energéticos, como sugerido por YACOE et al., (1982), que observaram 10 espécies de morcegos tropicais, insetívoros e frugívoros, e demonstraram que os músculos peitorais das espécies estudadas oxidavam preferencialmente ácidos graxos, apresentando baixa utilização de glicose e média capacidade glicogenolítica em relação a outros vertebrados, sugerindo que o músculo utilize preferencialmente o metabolismo lipídico.

O tecido adiposo também participa do controle glicêmico da maioria dos mamíferos (SETHI & VIDAL-PUIG, 2007), através do fornecimento de glicerol, após lipólise de triglicerídeos, que é convertido, no fígado, em glicose a ser liberada na circulação sanguínea, via neoglicogênese. Além disso, a mobilização lipídica também é importante para o fornecimento de ácidos graxos, que podem ser utilizados como combustível energético pelo tecido muscular.

Entre vertebrados observam-se diferentes padrões de armazenamento de lipídeos. Em peixes, por exemplo, a gordura é armazenada basicamente no fígado, músculo e no mesentério, e utilizada em longo prazo (SHERIDAN, 1994). Em mamíferos, o tecido adiposo é freqüentemente localizado na cavidade torácica e abdominal e entre as fibras musculares (SHERIDAN, 1994). Os principais pontos de acúmulo de gordura são em torno das gônadas, carcaça, tecido muscular e fígado (FITZPATRICK, 1976).

Em morcegos insetívoros *M. molossus* alimentados, a concentração de lipídeos no fígado foi maior quando comparada a outros mamíferos, como ratos HP (KETTELHUT et al., 1980), gambás (WEBER & O'CONNOR, 2000) e morcegos hematófagos *D. rotundus* (FREITAS et al., 2003), e semelhantes à do

morcego, também hematófago, *D. ecaudata* (DIAS-GOMES, 2008). Nos músculos, esta reserva apresentou valores semelhantes aos observados em morcegos frugívoros OKON (1977), e superiores às encontradas em *D. rotundus* (FREITAS et al., 2006) e *D. ecaudata* (DIAS-GOMES, 2008). Os valores de ácidos graxos de carcaça encontrados para *M. molossus* no estado alimentado, são menores do que os encontrados para morcegos frugívoros (PINHEIRO, 1995), e similares aos encontrados em *D. rotundus* (FREITAS et al., 2006). Desta forma, esta espécie de morcegos insetívoros estudada parece não apresentar redução na lipogênese hepática e muscular, característica de animais de dietas ricas em proteínas (BOTION et al., 1992), sendo que somente na carcaça a concentração de lipídios parece estar reduzida.

Em resposta ao jejum, as reservas lipídicas de *M. molossus* estudadas não sofreram diminuição importante, sendo que os valores destas reservas nos depósitos estudados sofreram diminuição somente em fêmeas (tecido muscular das patas, peitoral e carcaça), após o jejum de 48 horas, sugerindo, novamente, pouca participação lipídica neste período.

Sabendo-se que a concentração de ácidos graxos livres (AGL) é um importante indicador de lipólise durante o jejum, estas concentrações foram analisadas em animais alimentados e submetidos à restrição alimentar. No entanto, não houve o aumento comumente observado deste parâmetro em resposta ao jejum em *Molossus molossus*, corroborando os dados de baixa mobilização lipídica em resposta ao jejum. Cabe ressaltar que, no estado alimentado, as concentrações de AGL de morcegos insetívoros foram 3 vezes maior do que o observado em outros animais de dietas ricas em proteínas, como ratos HP e gatos (KETTELHUT, 1980), e maior também do que em morcegos hematófagos (FREITAS et al., 2003; DIAS-GOMES, 2008) e animais de dietas ricas em carboidratos, como ratos HC (ALMEIDA & MELO, 2004). Estes resultados sugerem, novamente, um favorecimento à utilização do metabolismo de lipídios, pelo menos durante o estado alimentado.

É sabido que animais de dietas ricas em proteínas apresentam tendências em priorizar este tipo de substrato energético também durante o jejum, no sentido de se fornecer aminoácidos para a neoglicogênese.

Em *M. molossus* alimentados, as proteínas no fígado foram maiores do que em ratos HC e HP (EISENSTEIN et al.1971), mas as reservas protéicas musculares foram semelhantes às encontradas em outros vertebrados (BOTION et al., 1992; DIAS-GOMES, 2008). Da mesma forma que ocorreu com a reserva de glicogênio no fígado, as reservas de proteína nos músculos também foram maiores em fêmeas do que em machos no estado alimentado, sugerindo que fêmeas formem reservas protéicas musculares maiores quando comparadas aos machos. Em resposta ao jejum, estas reservas apresentam redução somente em fêmeas, ou seja, além de armazenarem um conteúdo maior de proteína nos músculos, somente as fêmeas parecem mobilizar esta reserva após o jejum de 48 horas. Nos machos, não houve variação da concentração muscular de proteínas após os dois períodos estudados de jejum, resultado semelhante ao observado em animais de dieta HP, como em mustelídeos *Martes zibellina* (MUSTONEN, 2006) e *Martes americana* (NIEMINEN et al., 2007), em *D. rotundus* e *D. ecaudata* (FREITAS et al., 2003; DIAS-GOMES, 2008) em resposta ao jejum.

As Fêmeas de *M. molossus* jejuadas por 48 horas apresentaram o índice de massa adiposa mais pronunciada que os outros grupos desta espécie. Este fato deve-se ao período de coleta dos animais ter ocorrido na primavera, período de reprodução e forrageamento da maioria dos insetos, gerando assim, um maior recurso alimentar para as fêmeas de *M. molossus* e maior armazenamento das reservas energéticos para o período reprodutivo. De acordo com MORAIS (2008), machos de *M. molossus* apresentam período reprodutivo mais ativo no verão.

8.0 CONCLUSÕES

Pelos resultados encontrados no presente estudo, concluímos que o padrão metabólico de armazenamento e mobilização das reservas energéticas em *M. molossus*, durante diferentes períodos nutricionais difere quanto ao sexo.

Fêmeas apresentam maior reserva de glicogênio no fígado quando comparadas aos machos alimentados, bem como maior reserva de proteína no músculo peitoral e lipídios nos músculos das patas.

Em resposta ao jejum, fêmeas mobilizam tanto proteínas quanto lipídios. No entanto, após 48 horas de restrição alimentar, a glicemia cai de maneira pronunciada, sugerindo que as reservas energéticas não sejam suficientes para sustentar os níveis de glicose no sangue após este período.

Machos apresentam, em geral, menores reservas energéticas comparados às fêmeas, não mobilizando estas reservas em resposta ao jejum. No entanto, as concentrações de glicose no plasma não sofreram alteração em resposta ao jejum nos dois períodos estudados, sugerindo a contribuição de outras vias energéticas e maior resistência ao jejum curto em relação às fêmeas.

9.0 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMEIDA, P. B. L.; MELLO, M. A. R. (2004). Desnutrição protéica fetal/neonatal, ação da insulina e homeostase glicêmica na vida adulta: efeitos do jejum e do exercício agudo. *Rev. Bras. Educ. Fís. Esp*., 18(1): 17-30.

ARÉVOLO, F.; BURGOS, M. J.; DEL HOYO, N.; LÓPEZ-LUNA, P. (1990). Seasonal variation in the lipid composition of white and brown tissue in the bat *Pipistrellus pipistrellus*. *Comp. Biochem. Physiol*., 95B (3): 535 – 539.

BARHAM, D.; TRINDER, P. (1972). An improved colour reagent for the determination of blood glucose by the oxidase system. *Analyst*, 97: 142-145.

BARQUEZ, R. M.; MARES, M. A.; BRAUN, J. K. (1999). The bats of Argentina. *Special Publications Museum of Texas Tech University*. 42: 1-275.

BEARDSALL, K.; YUEN, K.; WILLIANS, R.; DUNGER, D. (2006). Applied physiology of glucose control. *Curr. Paediatr*., 16: 434-438.

BEITZ, D. C. (1996). Metabolismo de proteínas e aminoácidos In: SWENSON, M. J.; REECE, W. O. DUKES. - *Fisiologia dos animais Domésticos*, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan., p.430 - 446.

BEST, E. E. (1966). The changes of some blood constituents during the initial post-hatching period in chickens. II. Blood total ketone bodies and reduced glutathione/ketone body relationships. *British Poultry Science.* (7): 23-28.

BOTION, L. M.; KETTELHUT, I. C.; MIGLIORINI, R. H. (1992). Reduced lipogenesis in rats fed a high-protein, carbohydrate-free diet: participation of liver and four adipose depots. *Braz. J. Med. Biol. Res*. 25: 419-428.

BREDT, A. I.; ARAÚJO, F. A. A; CAETANO – JÚNIOR, J.; RODRIGUES,M.G.R.; YOSHIZAWA, M.; SILVA, M. M. S.; HARMAN,N.M.S.; MASSUNAGA, P.N.T.; BÜRER, S.P.;

PORTO,V.A.R.; UIEDA,W. (1996). *Morcegos em áreas urbanas e rurais: manual de manejo e controle.* Brasília: Fundação Nacional de Saúde / Ministério da Saúde, 117p.

BREDT, A.; CAETANO-JÚNIOR, J. (2002). *Método visual para identificação dos morcegos do Distrito Federal* - Brasil. Brasília: Secretaria de Saúde do Distrito Federal / Visual Quiróptera. CD-ROM.

BREIDENSTEIN, C. P. (1982) Digestion and assimilation of blod by a vampire bat (*Desmodus rotundus*). *J. Mammal*., 63(3): 482 – 484.

BROSNAN, J. T. (1999). Comments on metabolic needs for glucose and the role of gluconeogenesis. *Eur. J. Clin. Nutr*., 53: S107-S111.

CHEREL,Y.; ROBIN, J-P.; LE MAHO, Y. (1988). Physiology and biochemistry of long-term fasting in birds. *Can. J. Zool***.** 66: 159-166.

CORSSMIT, E. P.; ROMIJN, J. A; SAUERWEIN, H. P. (2001). Regulation of glucose production with special attention to nonclassical regulatory mechanisms: a review. *Metabolism*, 50 (7): 742-755.

COWAN, K. J.; MACDONALD, J. A.; STOREY, J. M.; STOREY, K. B (2000). Metabolic reorganization and signal transduction during aestivation in the spadefoot toad. *Exp. Biol.* Online 5:1

CRYER, P. E. (1991) Regulation of glucose metabolism in man. *J. Intern. Med*. 229(2): 31-39.

DIAS-GOMES, C. I. (2008). Metabolismo Energético e resposta ao jejum do morcego hematófago *Dhyphilla ecaudata*. Dissertação de Mestrado apresentada a Universidade de Brasília – DF.

DONALDSON, W. E.; CHRISTENSEN, V. L. (1991). Dietary carbohydrate level and glucose metabolism in turkey poults. *Comp. Biochem. Physiol*. 98: 347-350.

DRIEDZIC, W. R.; HOCHACHKA, P. W. (1978). Protein metabolism In: HOAR, W. S.; RANDALL, D. J. *Fish Physiology*. New York: Academic Press., p.503 - 544.

EISEISTEIN, A. B.; STRACK, I. (1971). Effect of high protein feeding on gluconeogenesis in rat liver. *Diabetes*, 20(9): 577- 585.

EISENBERG, J. F. & REDFORD, K. H. (1999). *Mammals of the neotropics: the central neotropics.* Vol. 3. The Chicago, University of Chicago Press. 609p.

FABIAN, M. E.; MARQUES, R. V. (1989). Contribuição ao conhecimento da biologia reprodutiva de *Molossus molossus* (Pallas, 1766) (Chiroptera, Molossidae). *Rev. Bras. Zool.* 6: 603-610.

FENTON, M. B. (1992). **Bats**. New York: Facts on File, Inc.p.207.

FINDLEY, J. S. (1993). Bats - A community perspective. Cambridge Studies in Ecology, Cambridge University Press, Cambridge.

FITZPATRICK, L. C. (1976). Life history patterns of storage and utilization of lipids for energy in amphibians. *Amer. Zool*. 16: 725-732.

FOLCH, J.; LESS, M.; SLORNE STANLEY, G. H. (1957). A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J. Biol. Chem*., 226: 497.

FREITAS, M. B. (2000). Metabolismo energético do morcego hematófago *Desmodus rotundus*. Dissertação de Mestrado apresentada ao Instituo de Ciências Biológicas - UnB

FREITAS, M. B. D.; WELKER A. F.; MILLAN, S. F.; PINHEIRO, E. C. (2003). "Metabolic responses induced by fasting in the common vampire bat *Desmodus rotundus*". *J. Comp. Physiol.* B, 173: 703-707.

FREITAS, M. B. D.; PASSOS, C. B. C.; VASCONCELOS, R. B.; PINHEIRO, E. C. (2005) "Effects of short-term fasting on energy reserves of vampire bats". *Comp. Biochem. Physiol*. B, 140: 59-62.

FREITAS, M. B. D.; WELKER A. F.; PINHEIRO, E. C. (2006) Seasonal variation and food deprivation in common vampire bats (Chiroptera: Phillostomidae). Braz. J. Biol., 66 (4): 1051-1055.

GENUTH, S. (1998). For aggressive preventive management of type 2 Diabetes. What is the evidence and is it enough? *J. Farm. Pract*., 47(5): S23-26.

GREENE, M. W.; CHEN, T. T. (1999). Characterization of teleost insulin receptor family members. I – Development expression of insulin receptor messenger RNAs in rainbow trout. *Gen. Comp. End.*, 115: 254-269.

GREENHALL, A. M.; J.L. PARADISO. (1968). **Bats and bat banding**. Washington, Bureau of Sport Fisheries and Wild, 47p.

GREGORIN, R.; TADDEI, V. A. (2002). Chave artificial para a identificação de molossídeos brasileiros (Mammalia, Chiroptera). *Mastozool. Neot.* v.9.n.1. Tucumán: p.13-32.

GRIFFIN, D. R, Webster FA, Michael CR (1960) The echolocation of flying insects by bats. *Anim. Behav* 8: 141–154.

GONZÁLEZ, J. C. (1989). Guia para la identificación de los murciélagos del Uruguay. *Museo Damaso Antonio Larrañaga, série Divuldación*, n.2. Montevideo. p.1-50.

GOODWIN, G. G.; GREENHALL, A. M. (1961). A review of the bats of Trinidad and Tobago. Bull. *Am. Mus.* Nat. Hist., New york, 122(3): 187-302.

GUYTON, A. C. (1997). **Tratado de fisiologia médica**. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 926 p.

HAGOPIAN, K.; RAMSEY, J. J.; WEINDRUCH, R. (2003). Caloric restriction increases gluconeogenic and transaminase enzyme activies in mouse liver. *Exp. Gerontol*., **38** (3): 267-78.

HEPHER, B. (1998). *Nutrition of pond fishes*. New York: Cambridge University Press.

HILL, J. E.; SMITH, J.D. (1992). **Bats: a natural history**. Austin: University of Texas Press.

HUBER, J. (1910). Matas e madeiras amazônicas. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Zoologia***,** 6: 91-225.

HUSSON, A. M. (1962). The bats of Suriname. *Zoologische Verhandelingen*, 58: 1-282.

IUCN (World Conservation Union). *World list of Microchiroptera with IUCN red list: Categories of Threat and Distribuition*. IUCN – World Conservation Union, Gland, Suíça. Disponível em < http://www.redlist.org> 2003. Acesso em dezembro de 2006.

JÉQUIER, E. (1994). Carbohydrates as a source of energy. *Amer. Jour. Clin. Nutrit*. p. S682-S685

KABADI, U. M.; EISENSTEIN. A. B.; and INGE STRACK. (1976). Decreased plasma insulin but normal glucagon in rats fed low protein diets. *J. Nutr*. p.1247 – 1253.

KETTTELHUT, I. C.; FOSS, M. C.; MIGLIORINI, R. H. (1980) Glucose homeostasis in a carnivorous animal (cat) and in rats fed a high protein diet. *Am. J. Physiol*. 239: R437 - R444.

KLOVER, P. K.; MOONEY, R. A. (2004). Hepatocytes: critical for glucose homeostasis. *Int. J. Biochem. Cell. Biol*., 36: 753-758

KOOPMAN, K.F., AND J. K. JONES, JR. (1970). Classification of bats. In Slaughter, B. H., and D. W. Walton, eds., About bats, S. Methodist Univ. Press, Dallas, pp.22-28.

KOOPMAN, K. F. (1993). Order Chiroptera. *In*: Wilson, D.E & Reeder, D.M. *Mammals species of the world: a taxonomic and geographic reference.* 2ª ed. Washington, Smithsonian Institution Press. p.137-241.

KORINE, C.; ZINDER, O.; ARAD, Z. (1999) Diurnal and seasonal changes in blood composition of free-living Egyptian fruit bat (*Rousettus aegyptiacus*). *J. Comp. Physiol.* 169B (4-5): 280- 286.

KRAUS-FRIEDMANN, N. (1984) Hormonal regulation of hepatic gluconeogenesis. *Physiol. Rev*. 64: 170-259.

KUNZ, T. H.; ANTHONY, E. L. P. (1982). Age estimation and postnatal-growth in the bat *Myotis lucifugus*. *J. Mammal.* 63(1): 23-32.

KUNZ, T. H.; LUMDSDEN, L. F. (2003). Ecology of cavity and foliage roosting bats. *In*: Bat Ecology. Thomas H. Kunz & M. Brock Fenton (eds.). The University of Chicago Press, Chicago.

LE MAHO, Y., KHA, V. V.; KOUBI, H.; DEWASMES, G.; GIRARD, J.; FERRE,P.; CAGNARD. (1981). Body composition, energy expenditure, and plasma metabolites in long-term fasting geese. *Am. J. Physiol.* 241: E342-E354.

LONGO, F. A.; MENTEN, J. F. M. M.; PEDROSO, A. A.; RACANICCI, A. M. C.; FIGUEIREDO, A. N.; GAIOTTO, J. B.; SORBARA, J. O. B. (2003). Energia metabolizável de carboidratos para frangos de corte na fase pré-inicial. *Rev. Bras. Ciênc. Avíc.,* 4: 44.

MARINHO-FILHO, J. &. SAZIMA, I. (1998). Brazilian bats and conservation biology: a first survey. In: Kunz, T.H. & Racey, P.A. (Eds.). *Bat biology and conservation.* Washington, Smithsonian Institution Press. p.282-294.

MACHADO, C. R. (1978). Metabolismo de carboidratos e lipídeos em peixe (bagre, *Rhamdia hilarii*). Dissertação de Mestrado apresentada à Faculdade de Medicina de Ribeirão Preto – USP.

MASSUDA, T.; OGAWA, H.; MATSUSHIMA, T.; KAWAMATA, S.; SASAHARA, M.; KURODA, K.; SUZUKI, Y.; TAKATA, Y.; YAMAZAKI, M.; TAKUSAGAWA, F.; PITOT, H. (2003). Localization and hormonal control of serine dehydratase during metabolic acidosis differ markedly form those of phosphoenolpyruvate carboxikinase in rat kidney. *Int. J. Biochem* C. Biol. 35: 1234-1247.

MATTY, A. J.; LONE, K. (1985). Hormonal control of protein deposition In: COWEY, C. B.; MACKIE, A. M.; BELL, J. G. *Nutrition and Feeding in Fish*. New York: Academic Press, p.147 - 168.

MAYES, P. (1977). Metabolismo de lipídeos. In: HARPER, H. A. **Manual de química fisiológica.** São Paulo: Atheneu,

MCNAB, B. (1976). Seasonal fat reserves of bats in two tropical environments. *Ecology*, 57: 332 – 338.

MORAIS, D. B. (2008). Morfometria e morfologia testicular em morcego insetívoro (*Molossus molossus*, Pallas, 1776). Dissertação de mestrado apresentada ao departamento de Biologia Celular e Estrutural da Universidade Federal de Viçosa – UFV-MG.

MOSIN, A. F. (1982) Some physiological and biochemical features of starvation and refeeding in small wild rodents (Microtinae). *Comp. Biochem. Physiol*., 71A: 461- 464.

MUSTONEN, A-M.; PUUKKA, M.; SAARELA, S.; PAAKKONEN, T.; AHO, J.; NIEMINEN, P. (2006). Adaptations to fasting in a terrestrial mustelid, the sable (*Martes zibellina*): *Comp. Biochem. Physiol.*, 144A: 444–450

NAGY, T. R.; PISTOLE, D. H. (1988). The effects of fasting on some physiological parameters in the meadow vole, *Microtus pennylvanicus*. *Comp. Biochem. Physiol.*, 91A (4): 679- 684.

NIEMINEN, P.; ROUVINE-WATT, K.; SAARELA, S.; MUSTONEN, A. (2007). Fasting in the American marten (*Martes americana*): a physiological model of the adaptations of a lean-bodied animal. *J. Comp. Physiol*. B, 177: 787-795.

NORDLIE, R. C.; FOSTER, J. D.; LANGE, A. J. (1999). Regulation of glucose production by the liver. *Ann. Rev. Nutr.* 19: 379-406.

NOWAK, R. M. (1991). Walker's mammals of the world. 5ª ed. vol.1. The Johns Hopkins University Press, Baltimore & London.

NOWAK, R. M. (1994). **Walker's Bats of the world**. Introduction por, KUNTZ, T. H.; PIERSON, E. D. (Eds.) Baltimore: Johns Hopkins University Press, 287 p.

OKON, E. E., UMUKORO, R. M. & AJUDUA, A. (1977). Diurnal variations of the glycogen and fat stores in the liver and the breast muscle of the fruit bat, *Eidolon helvum* (Kerr). *Physiol. Behav*., 20: 121-123.

OPAZO, J. C.; SOTO-GAMBOA, M.; BOZINOVIC, F. (2004). Blood glucose concentration in caviomorph rodents. *Comp. Biochem. Physiol.,* 137A: 57-64.

ORTEM. J. M; NEUHAUS. O. W; (1993). Bioquímica humana, 10ª ed. Editora Medica Panamericana, Buenos Aires.

PATTERSON, B.; PASCUAL, R. (1972). "The fossil mammal fauna of South America". P. 247-309. *In*: KEAST, A.; ERK, F. C.; GLASS, B. **Evolution, mammals and southern continents.** Albany, State University New York Press, 543p.

PERACCHI, A. L.; LIMA, I. P.; REIS, N. R.; NOGUEIRA, M. R.; ORTÊNCIO FILHO, H. (2006). Ordem Chiroptera. In: REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; PEDRO, W. A.; LIMA, I. P. (Eds.) **Mamíferos do Brasil**. Londrina: N. R. Reis, p.153-230.

PINHEIRO, E. C. (1995). Metabolismo intermediário de morcegos frugívoros. Tese de Doutoramento apresentada à Universidade de São Paulo (USP), Ribeirão Preto – SP.

PINHEIRO, E. C.; TADDEI, V. A.; MIGLIORINI, R. H.; KETTELHUT, I. C. (2006). Effects of fasting on carbohydrates metabolism in frugivorous bats

(*Artibeus lituratus* and *Artibeus jamaicensis*). *Comp. Biochem. Physiol*., 143B: 279 – 284.

RAINEY, W. E., AND E. D. PIERSON. (1992). Distribution of Pacific island flying foxes. Pages 111-121 in D. E. Wilson and G. L. Graham, editors. Pacific island flying foxes. Proceedings of the International Conservation Conference. USFWS Biological Report Series 90(23), Washington, D.C.

RIEGEL, R. E. (2002). Bioquimica. 3ª ed. Editora Unisinos. 547p. São Leopoldo – RS.

SALTIEL, A. R.; KAHN, C. R. (2001). Insulin signalling and the regulation of glucose and lipid metabolism. *Nature*., 414: 799-806.

SARTORI, D. R.; MIGLIORINI. R. H.; VEIGA, J. A.; MOURA, J. L.; KETTELHUT, I. C.; LINDER, C. (1995). Metabolic adaptations induced by long-term fasting in qualis. *Comp. Biochem. Physiol*., 111(A): 487 – 493.

SCHNITZLER, H-U; MOSS, C. F. (1998). Echolocation: introduction. In. KUNZ, T.H.; RACEY, P.A. (Eds.). **Bat Biology and conservation**. Washington: Smithsonian Institution Press, p.181-182.

SETHI, J. K.; VIDAL-PUIG, A. J. (2007). Adipose tissue function and plasticity orchestrate nutritional adaptation. *J. Lipid. Res*., 48: 1253-1262.

SHERIDAN, M. A. (1994). Regulation of lipid metabolism in poikilothermic vertebrates. *Comp. Biochem. Physiol***.** 107 B: 495-508.

SILVA, S. M.; MIGLIORINI, R. H. (1990). Effects of starvation and refeeding on energy-linked metabolic process in the turtle (*Phynops hilarii*). *Comp. Biochem. Physiol.* 96A(3): 415 – 419.

SIMMONS, N. B. (2005). Order Chiroptera. In: WILSON, D.E.; REEDER, D.M.(Eds.). Mammal Species of the World: a taxonomic and geographic reference.3.ed.v.1.Baltimore: Johns Hopkins Universtity Press, p.321-529.

SJÖRGREN, B.; NOERDENSKJÖLD, T.; HOLMGEENOL, H.; MÖLLERSTRÖM, J. (1938). Beitrag zur Kenntnis der Leberrhythmik (glycogen, Phosphor und Calcium in der Kaninchenleber). *Pflügers Arch. Ges. Physiol*., 240: 427.

SOUZA, S. C. R.; CARVALHO, J. E.; ABE, A. S.; BICUDO, J. E. P. W.; BIANCONCINI, M. S.C (2004). Seasonal metabolic depression, substrate utilization and changes in scaling patterns during the first year cycle of tegu lizards (*Tupinambis merianae*). *J. Exp. Biol*. 207: 307 – 318.

STATSOFT, 2004. Statistica for Windows (computer program manual), **Version 6.0**. Statsoft Inc., Tulsa, Oklahoma.

STEVENS, R. D.; WILLIG, M. R. (2002). Geographical ecology at the community level: perspectives on the diversity on New World bats. *Ecology*, 83(2): 545-560.

TADDEI, V. A.; DOURADO, D. M.; JARDIM, M. I. A.; SOUZA, C. C.; BUCCINI, D. F.; PUCHÉRIO. A.; MENEGUELLI, M.; SOUZA, H. A. (2001). Estudo histológico e histoquímico da glândula gular da espécie de morcego *Molossus molossus*. *Ensaios de Ciência*, 5(2): 141-149.

TALLAS, P. G.; WHITE, R. G. (1988). Glucose turnover and defense of blood glucose levels in artic fox (*Alopex lagopus*). *Comp. Biochem. Physiol*., 91A(3): 493-498.

TAYLOR, C. HIRSCH, N. (2007). Applied cerebral physiology. *Anaesth. Intens. Care. Med*., 8: 407-412.

THIESSEN, D. D.; LINDZEI, G.; FRIEND, H. C. (1968). Androgen control of territorial marking in the Mongolian gerbil. Science, [S.I.], 160: 432-434.

TIMM, R. M. (1994). "The mammal fauna". P. 229-237. *In:* McDADE, L. A.; BAWA, K. S.; HESPENHEIDE, H. A.; HARTSHORN, G. S. **La Selva: Ecology and natural history of a neotropical rain forest.** Chicago, University of Chicago Press, 486p

TIRONE, T. A.; BRUNICARDI, F. C. (2001). Overview of glucose regulation. *World. J. Surg*., 25: 461-467.

TRINDER, P. (1969). Determination of blood glucose using an oxidase-peroxidase system with a non-carcinogenic chromogen. *J. Clin. Pathol.,* 22: 158-161.

TURNER, K.; APPLEGATE, T. J.; LILBURN, M. S. (1999). Effects of feeding high carbohydrate and fat diets. 1. growth and metabolic status of the

posthatch poult following immediate or delayed access to feed. *Poultry Science.,* 78: 1573 – 1580.

VAN DER PIJL, L. (1957). The dispersal of plants by bats (Chiropterochory). *Acta Bot. Neerlandic.,*6: 291-315.

VILLELA, G.G. Bioquímica do sangue. (1971). Rio de Janeiro: Odeon, 578p.

VIZOTTO, L. D. & TADDEI, V.A. (1973). Chave para determinação de quirópteros brasileiros. *Revista da Faculdade de Filosofia Ciências e Letras de São José do Rio Preto, Boletim de Ciências*. n.1. São José do Rio Preto. p:1-72.

VOGEL, S. (1969). Chiropterophilie in der Neotropischen Flora. Neue Mitteilungen III. *Flora*, 158: 289 – 323.

WALTON, M. J. (1985). Aspects of amino acid metabolism in teleost fish In: COWEY, C. B.; MACKIE, A. M.; BELL. J. G. *Nutrition and Feeding in Fish*. New York: Academic Press., p. 47-68.

WEBER, J-M. (2001). Energy Cycle in Vertebrates. *Encyclopedia of Life Sciences*. London: Nature Publishing Group.

WEBER, J-M.; O'CONNOR, T. (2000). Energy metabolism of the Virginia opossum during fasting and exercise. *J. Exp. Biol.,* 203: 1365-1371.

WEBER, J-M.; HAMAN, F. (2004). Oxidative fuel selection: adjusting mix and flux to stay alive. 3rd *International Conference of comparative Physiology and Biochemistry,* 1275: 22-31.

WIEDMAIER, E. P.; KUNZ, T. H. (1993) Basal, diurnal, and stress-induced levels of glucose and glucocorticoids in captive bats. *J. Exp. Zool*., 265: 533-540.

WIDMAIER, E.P; LONG. J; CADIGAN. B; GURGEL. S; KUNZ. T. H. (1997). Leptin, corticotropin-releasing hormone (CRH), and neuropeptide Y (NPY) in free-ranging pregnant bats. *Endocrine*, 7(2): 145-50.

WILKINSON, G. S. (1985). The organization of the common vampire bat. I. Pattern and cause of association. *Behav. Ecol. Sociobiol*. 17: 111.

WILSON, D. E. (1973) Bat Faunas: A Trophic Comparison. Systematic Zoology. 22: 14-29.

WILSON, D. E. & REEDER, D. M. (1993). *Mammals species of the World: a taxonomic and geographic reference*. 2ª ed. Washington, Smithsonian Institution Press. 1207p.

YACOE, M. E.; CUMMINGS, J. W.; MYERS, P.; CREIGHTON, K. (1982). Muscle enzyme profile, diet, and flight in South American bats. *Am. J. Physiol*., 11: R189 – R194.

YEO, R.; SAWDON, M. (2007). Hormonal regulation of metabolism: regulation of plasma glucose. *Anaesth. Intens. Care. Med*., 8(7): 295-298

Livros Grátis

(http://www.livrosgratis.com.br)

Milhares de Livros para Download:

Baixar livros de Administração
Baixar livros de Agronomia
Baixar livros de Arquitetura
Baixar livros de Artes
Baixar livros de Astronomia
Baixar livros de Biologia Geral
Baixar livros de Ciência da Computação
Baixar livros de Ciência da Informação
Baixar livros de Ciência Política
Baixar livros de Ciências da Saúde
Baixar livros de Comunicação
Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE
Baixar livros de Defesa civil
Baixar livros de Direito
Baixar livros de Direitos humanos
Baixar livros de Economia
Baixar livros de Economia Doméstica
Baixar livros de Educação
Baixar livros de Educação - Trânsito
Baixar livros de Educação Física
Baixar livros de Engenharia Aeroespacial
Baixar livros de Farmácia
Baixar livros de Filosofia
Baixar livros de Física
Baixar livros de Geociências
Baixar livros de Geografia
Baixar livros de História
Baixar livros de Línguas

Baixar livros de Literatura
Baixar livros de Literatura de Cordel
Baixar livros de Literatura Infantil
Baixar livros de Matemática
Baixar livros de Medicina
Baixar livros de Medicina Veterinária
Baixar livros de Meio Ambiente
Baixar livros de Meteorologia
Baixar Monografias e TCC
Baixar livros Multidisciplinar
Baixar livros de Música
Baixar livros de Psicologia
Baixar livros de Química
Baixar livros de Saúde Coletiva
Baixar livros de Serviço Social
Baixar livros de Sociologia
Baixar livros de Teologia
Baixar livros de Trabalho
Baixar livros de Turismo