

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE FISILOGIA E FARMACOLOGIA
MESTRADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (ÁREA DE FISILOGIA)**

PAULO FERNANDO GUEDES PEREIRA MONTENEGRO

**EFEITOS DO ESTRESSE E DO CLORIDRATO DE QUETAMINA
SOBRE O PADRÃO ELETROCARDIOGRÁFICO, FREQUÊNCIA
CARDÍACA E COMPORTAMENTO DE JABUTIS-PIRANGA
(*Geochelone carbonaria* SPIX, 1824).**

**RECIFE
2004**

PAULO FERNANDO GUEDES PEREIRA MONTENEGRO

**EFEITOS DO ESTRESSE E DO CLORIDRATO DE QUETAMINA
SOBRE O PADRÃO ELETROCARDIOGRÁFICO, FREQUÊNCIA
CARDÍACA E COMPORTAMENTO DE JABUTIS-PIRANGA
(*Geochelone carbonaria* SPIX, 1824).**

Dissertação apresentada ao programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas (Área de Fisiologia) da Universidade Federal de Pernambuco como parte das exigências para obtenção do grau de Mestre.

Orientador: Prof. Dra. Ana Maria Santos Cabral

**RECIFE
2004**

Montenegro, Paulo Fernando Guedes Pereira

Efeitos do estresse e do cloridrato de quetamina sobre o padrão eletrocardiográfico, frequência cardíaca e comportamento de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria* Spix,1824) / Paulo Fernando Guedes Pereira Montenegro. – Recife : O Autor, 2004.

168 folhas : il., tab., fig.

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. CCB. Ciências Biológicas, 2004.

Inclui bibliografia e apêndices.

1. Fisiologia animal – Sistema circulatório. 2. *Geochelone carbonaria* (Jabutis-piranga) – Eletrocardiografia. 3. Animais anestesiados e não anestesiados – Condições de estresse – Padrão eletrocardiográfico. I. Título.

**591.112.2
591.11**

**CDU (2.ed.)
CDD (20.ed.)**

**UFPE
BC2004-508**

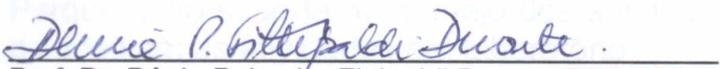
PAULO FERNANDO GUEDES PEREIRA MONTENEGRO

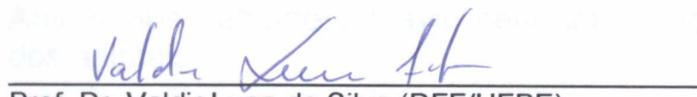
**EFEITOS DO ESTRESSE E DO CLORIDRATO DE QUETAMINA
SOBRE O PADRÃO ELETROCARDIOGRÁFICO, FREQUÊNCIA
CARDÍACA E COMPORTAMENTO DE JABUTIS-PIRANGA
(*Geochelone carbonaria* SPIX, 1824).**

Dissertação aprovada como requisito parcial para obtenção do título de Mestre no Curso de Pós-Graduação *Stricto Sensu* - Mestrado em Ciências Biológicas (área de concentração: Fisiologia) da Universidade Federal de Pernambuco.

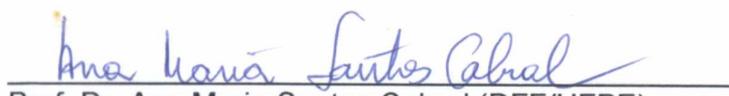
BANCA EXAMINADORA


Prof. Dr. Carlos Peres da Costa (DFF/UFPE)


Prof. Dr. Dênia Palmeira Fittipaldi Duarte (DFF/UFPE)


Prof. Dr. Valdir Luna da Silva (DFF/UFPE)

ORIENTADOR


Prof. Dr. Ana Maria Santos Cabral (DFF/UFPE)

**RECIFE
2004**

AGRADECIMENTOS

A Mônica, pela compreensão, paciência, companheirismo e pelo auxílio em todas as etapas do projeto

Aos colegas de curso Alfredo, Beth, Carla, Delane, e Paula, pela alegre convivência

Aos professores, sempre dispostos a compartilhar sua experiência e conhecimento, gerando oportunidades para o aprendizado de Fisiologia

Ao sr. José Antônio (Zezinho), pela inestimável colaboração durante o manejo dos animais em laboratório, e pelo incentivo nas horas difíceis

Ao amigo Valdir Luna, pelas sugestões, críticas e auxílio sempre que necessário

Aos colegas do Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal da UFRPE, pelo incentivo ao longo do curso

Ao Diretor do Parque Dois Irmãos, Sr. Luis Carlos Mafra, por permitir a utilização dos animais para esta pesquisa, e a todo o corpo técnico do Parque, pelo suporte no manejo dos animais nas etapas que precediam e sucediam as atividades em laboratório

Aos alunos Fabiano e Flávio pela colaboração na seleção e marcação dos animais

À professora Ana Cabral, por acreditar na viabilidade desta pesquisa e na minha capacidade para executá-la

“Instruindo o homem, a ciência experimental tem, por efeito, diminuir cada vez mais o seu orgulho, provando-lhe, cada dia, que as causas primeiras, assim como a realidade objetiva das coisas, ser-lhe-ão para sempre ocultas, e que ele só pode conhecer as suas relações. Essa é, com efeito, a única meta de todas as ciências (...)”

Claude Bernard

RESUMO

MONTENEGRO, Paulo Fernando Guedes Pereira. Efeitos do estresse e do cloridrato de quetamina sobre o padrão eletrocardiográfico, frequência cardíaca e comportamento de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria* SPIX, 1824). 2004. 168 páginas. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas – área de concentração: Fisiologia) – Departamento de Fisiologia e Farmacologia, UFPE, Recife, 2004

Avaliou-se o uso de eletrodos adesivos de superfície para o registro eletrocardiográfico de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*) adultos de ambos os sexos, e investigou-se os efeitos de agentes estressores (transporte dos animais até o Laboratório e posterior manipulação experimental) e da administração do cloridrato de quetamina sobre o traçado eletrocardiográfico, frequência cardíaca e comportamento desses animais. O uso de eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros de jabutis-piranga mostrou-se eficaz para o registro da frequência cardíaca, e em menor grau, para a caracterização do traçado eletrocardiográfico dessa espécie de réptil. O traçado eletrocardiográfico foi semelhante ao de outras espécies de quelônios, apresentando, entretanto, diferentes valores de amplitudes e duração de ondas, e duração dos segmentos e intervalos. Jabutis-piranga não-anestesiados apresentaram redução menos pronunciada, porém mais rápida da frequência cardíaca após a manipulação experimental, comparados aos momentos em que não estavam anestesiados. A quetamina provocou aumento de 40% na frequência cardíaca, ocorrendo uma gradual redução desse parâmetro em 30 e 60 minutos, com estabilização entre 60 e 150 minutos após a administração do anestésico. Os valores de frequência cardíaca logo após a chegada ao Laboratório foram semelhantes àqueles durante a anestesia, sugerindo que a quetamina tenha produzido respostas fisiológicas de igual magnitude àquelas observadas durante o estresse. No dia seguinte à chegada ao laboratório, foram registradas menores frequência cardíaca e atividade motora, sugerindo habituação às condições experimentais. Foram observados distúrbios de condução da atividade elétrica cardíaca em 06 animais (02 durante a anestesia) e comportamento de vocalização em 05 animais (03 durante a anestesia e 02 durante situações de estresse).

Palavras-chave: *Geochelone carbonaria*, Eletrocardiograma, Frequência cardíaca, Cloridrato de quetamina, Comportamento.

ABSTRACT

In this study we tested the usefulness of surface adhesive electrodes for electrocardiography in male and female adult red-footed tortoises (*Geochelone carbonaria*) and also investigated the effects of ketamine hydrochloride anesthesia and transport and handling stress and electrocardiographic parameters, heart rate and behavior of the animals. Surface adhesive electrodes positioned on the limbs proved to be more satisfactory for heart rate recordings than for electrocardiographic analysis in this species of tortoise. Electrocardiographic tracing pattern in red-footed tortoises was similar to those described for other chelonian species, although wave amplitudes and durations, as well as durations of segments and intervals were different. After experimental handling, non-anesthetized animals showed a smaller but faster drop in heart rate than while anesthetized. In this last condition there was a 40%-increase in heart rate, which dropped significantly at 30 and 60 minutes and stabilized from 60 to 150 minutes after ketamine administration. Heart rate values immediately after arrival at the laboratory were similar to those reported during anesthesia, which suggests that ketamine may promote the same physiological changes as transport and handling stress. In the day following arrival at the Laboratory, lower heart rates and less motor activity were observed, which may have been due to habituation to experimental setup. We recorded cardiac electrical conductivity problems in six animals, two of those during anesthesia. Vocalization was also heard for five animals, three of which during anesthesia, and two during stressful situations.

Key-words: *Geochelone carbonaria*, Electrocardiogram, Heart rate, Ketamine chloridrate, behavior.

LISTA DE FIGURAS

Figura 01- Espécime de jabuti-piranga (<i>Geochelone carbonaria</i> SPIX, 1824).....	18
Figura 02 - Mapa de distribuição de jabuti-piranga (<i>Geochelone carbonaria</i>). (Modificado de GUIX <i>et al.</i> , 2001.....	20
Figura 03 - Representação esquemática do ventrículo de um réptil não-crocodiliano, mostrando as relações entre os septos musculares e as cavidades cardíacas.....	52
Figura 04 - Representação esquemática do coração de um réptil não-crocodiliano, em corte frontal feito em um plano dorsal ao <i>cavum pulmonale</i>	53
Figura 05 - Representação esquemática do coração de um réptil não-crocodiliano, em seu aspecto ventral.....	53
Figura 06 – Possibilidades de fluxo das massas de sangue oxigenado e desoxigenado no interior do coração de répteis não-crocodilianos.....	53
Figura 07 – Posicionamento dos eletrodos em jabuti-piranga seguindo a derivação II.....	63
Figura 08 – Fixação do eletrodo ao membro anterior direito de jabuti-piranga com auxílio de fita isolante.....	64
Figura 09 – Conjunto formado pelo cabo e eletrodos devidamente isolados, posicionados nos membros de jabuti-piranga.....	64
Figura 10 – jabuti-piranga no interior da caixa plástica, conectado ao sistema de registro eletrocardiográfico.....	65
Figura 11 – Frequências relativas de obtenção de sucesso na determinação da frequência cardíaca em jabutis-piranga de ambos os sexos através da eletrocardiografia com uso de eletrodos adesivos de superfície, nos quatro tratamentos experimentais.....	74
Figura 12 – Valores médios de frequência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T01.....	76
Figura 13 – Valores médios de frequência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T02.....	76
Figura 14 – Valores médios de frequência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T03.....	77

Figura 15 – Valores médios de freqüência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T04.....	77
Figura 16 - Valores médios de freqüência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante os quatro tratamentos experimentais.....	78
Figura 17 – Retas de regressão linear dos valores médios de freqüência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, isoladamente, durante os quatro tratamentos experimentais.....	80
Figura 18 – Retas de regressão linear dos valores médios de freqüência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante os quatro tratamentos experimentais.....	81
Figura 19 – Valores médios de freqüência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, antes e após a administração de solução salina e cloridrato de quetamina.....	87
Figura 20 – Valores médios de freqüência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos, antes e após a administração de solução salina.....	87
Figura 21 – Valores médios de freqüência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos, antes e após a administração de cloridrato de quetamina.....	88
Figura 22 – Retas de regressão linear dos valores médios de freqüência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, durante a anestesia com cloridrato de quetamina, durante duas horas e meia.....	90
Figura 23 – Retas de regressão linear e não-linear (polinomial de quarta ordem) para os valores médios de freqüência cardíaca de jabutis-piranga machos e fêmeas agrupados, em função do tempo de duração do registro, durante a anestesia com cloridrato de quetamina, ao longo de duas horas e meia.....	91
Figura 24 – Freqüências relativas de ocorrência de cada uma das categorias relacionadas ao comportamento motor de jabutis-piranga de ambos os sexos, durante os tratamentos experimentais.....	93
Figura 25 – Freqüências relativas de ocorrência de cada uma das categorias relacionadas ao comportamento motor de jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante os tratamentos experimentais.....	93
Figura 26 – Freqüências das categorias “Parado + Movimentos esporádicos” e “Deslocamento” em duas situações: para jabutis-piranga de ambos os sexos, durante a anestesia com cloridrato de quetamina; para jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante cada um dos tratamentos experimentais.....	94

Figura 27 – Traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho, durante o tratamento 01, no qual podem ser identificados artefatos gerados durante a captação do sinal.....	99
Figura 28 – Traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho, durante o tratamento 02, no qual podem se identificar as ondas P, R, S e T.....	99
Figura 29 – Traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho, durante o tratamento 03, no qual podem se identificar as ondas P, R, S e T... ..	99
Figura 30 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de duas fêmeas (A e B) de jabuti-piranga durante o tratamento 02.....	100
Figura 31 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga fêmea durante a anestesia com cloridrato de quetamina.....	100
Figura 32 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga fêmea durante o tratamento 03, antes da anestesia com cloridrato de quetamina.....	100
Figura 33 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho durante o tratamento 03, antes e após a anestesia com cloridrato de quetamina.....	101
Figura 34 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho durante o tratamento 04, antes da administração de solução salina.	101
Figura 35 – Onda T bifásica no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho durante o tratamento 03, após a anestesia com cloridrato de quetamina.....	102
Figura 36 – Alteração na forma do complexo QRS, concomitante ao aumento da amplitude da onda T subsequente em jabuti-piranga macho durante o tratamento 03, após a anestesia com cloridrato de quetamina.....	102

LISTA DE TABELAS

- Tabela 01 – Valores de temperaturas ambiental e corporal de jabutis-piranga machos e fêmeas em cada um dos tratamentos experimentais.....72
- Tabela 02 – Freqüências (em minutos) de obtenção de sucesso na determinação da freqüência cardíaca através do registro eletrocardiográfico utilizando eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros de jabutis-piranga de ambos os sexos, em cada um dos tratamentos experimentais.....73
- Tabela 03 –Valores das freqüências cardíacas e respectivos coeficientes de variação de jabutis-piranga de ambos os sexos, isoladamente e agrupados, em cada um dos 07 períodos de registro durante cada um dos tratamentos experimentais.....75
- Tabela 04 – Valores médio, máximo e mínimo de freqüência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos, e respectivos coeficientes de variação, em cada um dos tratamentos experimentais.....79
- Tabela 05 – Efeito do tempo transcorrido após a manipulação experimental sobre a freqüência cardíaca, evidenciado pelo primeiro período em que esse parâmetro difere em relação ao 3º minuto de registro.....82
- Tabela 06 – Freqüências cardíacas, coeficiente de variação e diferença percentual da freqüência cardíaca entre o 3º e o 63º minutos após a manipulação experimental em jabutis-piranga de ambos os sexos, durante cada um dos tratamentos experimentais.....83
- Tabela 07 – Freqüências cardíacas, coeficiente de variação e diferença percentual da freqüência cardíaca entre o 3º e o 63º minutos após a manipulação experimental em jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante cada um dos tratamentos experimentais.....85
- Tabela 08 - Valores médios e coeficiente de variação das freqüências cardíacas 03 e 13 minutos antes e após a administração de anestésico (pré-anestesia e anestesia, respectivamente) e solução salina (pré-salina e salina, respectivamente) em jabutis-piranga de ambos os sexos.....86
- Tabela 09 - Valores médios e coeficiente de variação de freqüência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos durante a anestesia com cloridrato de quetamina, ao longo de duas horas e meia de registro.....89
- Tabela 10 - Modelos de regressão linear e não-linear (polinomial de segunda a quarta ordens), com as respectivas equações, coeficientes de determinação (r^2) e valores de F e das probabilidade associadas ao teste de ajuste.....90

Tabela 11 – Freqüências de ocorrência de cada uma das categorias comportamentais relacionadas ao comportamento motor de jabutis-piranga machos e fêmeas, em cada um dos tratamentos experimentais.....	92
Tabela 12 – Comportamentos motor e de vocalização de jabutis-piranga durante os tratamentos experimentais.....	95
Tabela 13 – Valores de amplitude das ondas P, T e complexo QRS do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos, submetidos aos quatro tratamentos experimentais, com as respectivas temperaturas corporais (°C) e valores de freqüência cardíaca expressos como médias ± desvio-padrão e coeficiente de variação (CV).....	96
Tabela 14 – Valores médios de duração das ondas, intervalos e segmentos do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos, submetidos aos quatro tratamentos experimentais, com as respectivas temperaturas corporais (°C) e valores de freqüência cardíaca (bpm) expressos como médias ± desvio-padrão e coeficiente de variação (CV).....	97
Tabela 15 – Duração da atividade elétrica atrial e ventricular (em milissegundos) e os percentuais correspondentes a cada um dos parâmetros do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos, em cada um dos tratamentos experimentais.....	98

SUMÁRIO

1. Introdução	14
1.1. Os Répteis (Classe Reptilia)	14
1.1.1. Os Quelônios	14
1.1.2. O jabuti <i>Geochelone carbonaria</i> (Jabuti-piranga)	17
1.2. Contenção Física	22
Prostração dorsal Imobilidade tônica)	23
Eletoanestesia (Eletoimobilização)	23
Indução de resposta vago-vagal	25
Hipotermia	25
Hipnose	27
Associação de anestesia local à contenção física.....	27
1.2.1. Contenção física em quelônios	29
1.3. Contenção química	30
1.3.1. Contenção química em quelônios	33
1.4. Agentes inalatórios utilizados na contenção de répteis	34
1.5. Agentes injetáveis utilizados na contenção de répteis	36
1.5.1. Neurolépticos e ansiolíticos (Tranqüilizantes)	37
1.5.2. Miorrelaxantes	39
1.5.3. Agonistas $\alpha 2$ Adrenérgicos	40
1.5.4. Metano sulfonato de tricaína (MS-222).....	41
1.5.5. Anestésicos gerais	42
Barbitúricos	42
Narcóticos	44
Etomidato.....	45
Propofol.....	45
Anestésicos esteroidais.....	46
1.5.6. Anestésicos dissociativos	47
1.5.6.1. Cloridrato de quetamina	48
1.6. O sistema circulatório dos quelônios	51
1.6.1. Anatomia e Fisiologia Cardíacas.....	51
1.6.2. Registro da frequência cardíaca em répteis.....	55
1.7. Estresse em répteis.....	57
2. Justificativa	59
3. Objetivos	59
3.1. Objetivo geral	59
3.2. Objetivos específicos	59
4. Materiais e métodos	61
4.1. Animais	61
4.2. Protocolo Experimental	61
4.3. Parâmetros analisados.....	67
4.3.1. Temperaturas ambiental e corporal de jabutis-piranga machos e fêmeas em cada um dos tratamentos experimentais.....	67

4.3.2. Uso da eletrocardiografia para registro da frequência cardíaca em jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados, utilizando eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros dos animais.....	67
4.3.3. Padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga não-anestesiados, ao longo de uma hora após manipulação experimental, e ao longo de uma hora após administração de cloridrato de quetamina.....	67
4.3.4. Padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga ao longo de duas horas e meia após a administração de cloridrato de quetamina.....	69
4.3.5. Comportamento dos animais durante a realização dos registros.....	70
4.3.6. Determinação das características dos componentes do traçado eletrocardiográfico.....	70
5.0. Resultados	72
5.1. Resultados experimentais	72
5.1.1. Temperaturas ambiental e corporal de jabutis-piranga machos e fêmeas em cada um dos tratamentos experimentais..	72
5.1.2. Uso da eletrocardiografia para registro da frequência cardíaca em jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados, utilizando eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros dos animais.....	73
5.1.3. Padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga não-anestesiados, ao longo de uma hora após manipulação experimental, e ao longo de uma hora após administração de cloridrato de quetamina.....	74
5.1.4. Padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga ao longo de duas horas e meia após administração de cloridrato de quetamina.....	88
5.1.5 Comportamento dos animais durante os registros.....	92
5.1.6. Determinação das características dos componentes do traçado eletrocardiográfico.....	95
6.0. Discussão	103
6.1. Uso de eletrodos adesivos de superfície para eletrocardiografia em <i>Geochelone carbonaria</i>	103
6.2. Padrão de frequência cardíaca após a manipulação em animais não-anestesiados.....	107
6.3. Padrão de frequência cardíaca após a anestesia.....	114
6.4. Comparações entre os tratamentos.....	116
6.5. Comportamento dos animais durante os registros.....	118
6.6. Diferenças entre os sexos.....	121
6.7 Traçado eletrocardiográfico.....	123
7.0. Conclusões	131
8.0. Referências bibliográficas	133
9.0 Apêndice 01- Resultados das análises de variância (ANOVA), equações e valores de probabilidades associadas aos testes estatísticos.....	156
10.0. Apêndice 02- Frequências cardíacas de diversas espécies de quelônios.....	163
11.0 Apêndice 03- Parâmetros eletrocardiográficos em diversas espécies de quelônios.....	167

1. INTRODUÇÃO

1.1. OS RÉPTEIS (CLASSE REPTILIA)

De acordo com a sistemática filogenética, a classe Reptilia constitui um grupo parafilético, uma vez que agrega animais com diferentes histórias evolutivas (POUGH *et al.*, 1993; ZUG, 1993). Segundo GANS e POUGH (1982), devido a essa origem diversa e à variedade de formas que apresenta, dificilmente poder-se-ia caracterizar todo o grupo segundo critérios morfológicos, e, assim, esses autores sugerem que os répteis sejam definidos como amniotas ectotermos que não sofrem metamorfose. No entanto, de acordo com a sistemática tradicional (YOUNG, 1981), esses animais são agrupados em quatro ordens, a saber: *Squamata*, que inclui as serpentes, lagartos e anfisbenas; *Crocodylia*, cujos representantes são os crocodilos, jacarés e gaviais; *Rhynchocephalia*, com uma única espécie, o Tuatara; e *Chelonia*, da qual fazem parte os quelônios, representados pelos jabutis, cágados e tartarugas.

1.1.1. Os Quelônios

A ordem Chelonia representa o grupo mais antigo de répteis vivos. As características das espécies atuais diferem muito pouco em relação às das espécies ancestrais, originadas há cerca de duzentos milhões de anos. Dentre cerca de oito mil espécies atuais de répteis, apenas 4% (duzentas e noventa espécies) são de quelônios (UETZ, 2001), divididas em duas subordens e, de acordo com o autor considerado, sete a doze famílias. Seus representantes são encontrados desde as zonas temperadas até as regiões tropicais, habitando florestas, savanas, desertos, lagos, rios, mares e oceanos, o que reflete a grande diversidade de formas e plasticidade ecológica do grupo (COGGER e ZWEIFEL, 1992). De acordo com MOLINA (1999), no Brasil são encontradas trinta e três espécies de quelônios, sendo vinte e seis dulcícolas, duas terrestres e cinco marinhas.

Os Quelônios são facilmente identificados por apresentarem uma estrutura óssea denominada popularmente de casco, formada por uma porção dorsal convexa (carapaça) e outra ventral, aproximadamente plana (plastrão), unidas lateralmente por pontes ósseas. Entre essas pontes são encontradas aberturas para

a passagem dos membros, cabeça e cauda (PRITCHARD, 1979). Externamente, a carapaça e o plastrão são recobertos por placas córneas ou por um revestimento coriáceo (COGGER e ZWEIFEL, 1992).

Além do casco, os quelônios apresentam outras particularidades anatômicas, únicas entre os vertebrados, representadas por elementos esqueléticos axiais e apendiculares modificados. Uma delas é o fato de as cinturas pélvica e escapular alojarem-se no interior da caixa torácica, permitindo, assim, que as patas, além da cabeça, possam ser retraídas, em parte, ou completamente, para o interior do casco (PRITCHARD, 1979). Esta característica representa um eficiente sistema de defesa contra predadores, e, de acordo com ZUG (1993), permitiu a sobrevivência do grupo, desde a sua origem, até os dias atuais.

Com relação às modificações no esqueleto axial, observa-se que as vértebras torácicas e lombares encontram-se encerradas no interior do casco e fundidas, em parte, à carapaça. Dessa forma, apresentam-se profundamente degeneradas e, com isso, perderam muitas das funções comuns às vértebras, como a proteção de artérias e local de inserção de vários grupos musculares. As vértebras cervicais, no entanto, são em número de oito e apresentam alterações em sua estrutura para permitir uma grande flexibilidade ao pescoço, como forma de compensar a rigidez da estrutura corporal. O grande tamanho do pescoço, observado na maioria dos quelônios, representa, ainda, uma estratégia adicional para aumentar a sua flexibilidade (PRITCHARD, 1979).

A maneira através da qual os quelônios realizam a retração do pescoço e cabeça é um elemento utilizado para classificar esses animais em duas sub-ordens (LEHRER, 1993). Entre os animais da sub-ordem Cryptodira (*crypto* = escondido; *dire* = pescoço), há a retração, parcial ou total, para o interior do casco, através de uma flexão sagital do pescoço, produzindo uma dobradura na forma de um “S” no interior do casco. Em outras espécies, incluídas na sub-ordem Pleurodira (*pleuro* = lado; *dire* = pescoço), não há a retração do pescoço para o interior do casco. Nesses animais, é realizado um movimento lateral do pescoço (para a esquerda ou direita) no plano horizontal, visando abrigar a cabeça no espaço existente entre os bordos anteriores da carapaça e plastrão (COGGER e ZWEIFEL, 1992; POUGH, 1993).

A diversidade de espécies, hábitos e habitats é menor entre os pleurodiros do que entre os criptodiros. Enquanto na primeira subordem são descritas duas

famílias, distribuídas apenas no hemisfério sul e restritas a ambientes dulcícolas, entre os criptodiros são reconhecidas nove famílias e mais de quarenta gêneros, sendo possível encontrar espécies que ocupam ambientes marinho, dulcícola, estuarino, ou terrestre. Essa subordem está distribuída por todos os continentes, embora seus representantes dulcícolas e terrestres sejam encontrados, em sua grande maioria, no hemisfério norte; a exceção é feita para duas famílias: Trionychidae, encontrada na África, e Testudinidae, na África e América do Sul (COGGER e ZWEIFEL, 1992; ZUG, 1993).

Na família testudinidae, que apresenta a mais ampla distribuição geográfica dentre todos os quelônios (ZUG, 1993), são reconhecidos onze gêneros e cinquenta e cinco espécies (PRITCHARD, 1979; ERNST *et al.*, 2000), e os seus representantes encontram-se distribuídos em ambientes terrestres de áreas tropicais e temperadas, como o continente asiático, e, principalmente na África, onde, de acordo com PRITCHARD (1979), registra-se a maior diversidade de espécies para a família. Nas Américas e Europa são registradas algumas poucas espécies, e, apenas na Austrália, encontram-se ausentes (KING e RUSSELL, 1997; ERNST *et al.*, 2000).

Os testudinidae, comumente chamados de jabutis, são os únicos quelônios completamente adaptados à vida terrestre, sendo encontradas espécies tanto em ambientes de extrema aridez, quanto em zonas úmidas (ZUG, 1993). São animais de dieta principalmente ou exclusivamente herbívora, e apresentam a carapaça bastante queratinizada, com anéis de crescimento geralmente muito bem delimitados em cada um dos escudos (PRITCHARD, 1979). Uma outra característica desse grupo é a acentuada convexidade da carapaça de jovens e adultos (PRITCHARD, 1979; ZUG, 1993; ERNST *et al.*, 2000), o que representa uma forma de defesa, já que a maioria dos predadores tem um ângulo de abertura bucal menor que a distância dorso-ventral da carapaça. Os filhotes, no entanto, dependem apenas de comportamentos crípticos como estratégia de defesa (ZUG, 1993).

Os membros dos testudinidae são adaptados tanto para a locomoção em ambiente terrestre, suportando grandes cargas de peso, como para realizar atividades de escavação (ERNST *et al.*, 2000). Enquanto os posteriores apresentam uma forma aproximadamente cilíndrica, os anteriores são grandes, ligeiramente

achatados no sentido ântero-posterior e apresentam, na sua face anterior, grandes placas queratinizadas (PRITCHARD, 1979; ZUG, 1993). Essas características, aliadas ao formato do casco, permitem que durante a retração da cabeça e membros, os animais mantenham expostos apenas as porções mais queratinizadas dos membros posteriores, a região da cauda, e a superfície anterior dos membros anteriores, os quais entram em contato na região dos cotovelos, escondendo a cabeça (PRITCHARD, 1979), conferindo uma boa proteção contra possíveis predadores.

1.1.2. O jabuti *Geochelone carbonaria* (Jabuti-Piranga)

O Gênero *Geochelone* FITZINGER 1835, além de incluir os animais com maior tamanho dentre todos os da família testudinidae, é também o mais numeroso da ordem Chelonia, apresentando vinte e quatro espécies. Este gênero tem distribuição pan-tropical, e seus representantes são encontrados na África, Ásia, América do Sul e nas ilhas oceânicas de Aldabra e Galápagos (ERNST *et al.*, 2000), o que o torna o mais diversamente distribuído da ordem.

PRITCHARD (1979) descreve a ocorrência de três espécies na América do Sul: *Geochelone denticulata* LINNAEUS 1766; *Geochelone carbonaria* SPIX 1824, e *Geochelone chilensis* GRAY 1870. As duas primeiras formam um grupo natural (grupo carbonaria) caracterizado por apresentar, dentre outras características, carapaça espessada, de formato alongado, com lados paralelos ou côncavos. Ambas as espécies são encontradas em grande parte da América do Sul, inclusive no Brasil (MOLINA, 1999) e ocorrem em simpatria em grande parte de suas distribuições. Apesar de reconhecidamente distintas desde 1824, eram constantemente confundidas, até que WILLIAMS (1960) publicou um estudo sugerindo diversos caracteres para correta distinção entre elas.

A espécie *Geochelone carbonaria* (figura 01) é conhecida como jabuti-piranga, jabuti-de-patas-vermelhas ou simplesmente, jabuti (embora este termo possa ser utilizado, indistintamente para todos os membros da família testudinidae). Sua cabeça apresenta escamas pré-frontais pequenas e divididas, enquanto a frontal é única (WILLIAMS, 1960; PRITCHARD, 1979; ERNST *et al.*, 2000). A pele apresenta-se em tons de preto, com manchas na cabeça e mandíbula variando do

amarelo ao vermelho. Uma barra horizontal, no mesmo tom dessas manchas, pode ser observada atrás dos olhos (PRITCHARD, 1979; CITES, 1980). A superfície anterior dos membros anteriores, bem como a cauda, são cobertos por escamas grandes, não superpostas, avermelhadas ou amareladas (PRITCHARD, 1979; CITES, 1980; LEVINE e SCHAFER, 1992; ERNST *et al.*, 2000), com coloração mais intensa nos machos adultos (SPIESS, 1997).



Figura 01 – Espécime de jabuti-piranga (*Geochelone carbonaria* SPIX, 1824)

Os animais adultos possuem uma carapaça alongada e geralmente com bordas laterais paralelas; em alguns indivíduos, principalmente os de maior tamanho, pode-se observar uma constrição lateral, dando a aparência de uma “cintura” (PRITCHARD, 1979; CITES, 1980; LEVINE e SCHAFER, 1992; SPIESS, 1997; ERNST *et al.*, 2000). A coloração da carapaça é bastante escura, em tons de preto (daí o nome específico, carbonaria), com pequenas áreas amareladas no centro de cada um dos escudos vertebrais e pleurais e nas bordas dos marginais (WILLIAMS, 1960; PRITCHARD, 1979; LEVINE e SCHAFER, 1992; ERNST *et al.*, 2000). Animais jovens, no entanto apresentam carapaça de coloração amarelada, que se torna progressivamente mais escura, tendendo a tons de marrom ou preto com o passar do tempo (SPIESS, 1997). Os escudos córneos marginais são, geralmente, em número de onze em cada lado; o escudo supracaudal é único e não há escudo cervical; Todos os escudos apresentam anéis de crescimento bem

definidos (WILLIAMS, 1960; CITES, 1980; ERNST *et al.*, 2000). O plastrão é bem desenvolvido, e pouco pigmentado (PRITCHARD, 1979) em tons de amarelo e marrom, com pigmentação preta ao longo das suturas (ERNST *et al.*, 2000). Machos adultos podem apresentar plastrão bastante pigmentado (PRITCHARD, 1979).

Diferenças sexuais são claramente perceptíveis em animais adultos: os machos apresentam menor grau de convexidade da carapaça e têm a constrição na “cintura” mais pronunciada, quando comparados com as fêmeas (CITES, 1980; LEVINE e SCHAFER, 1992; SPIESS, 1997; ERNST *et al.*, 2000). Machos também apresentam uma concavidade no plastrão, enquanto o das fêmeas é plano, como ocorre em várias outras espécies dessa família. A cauda dos machos é maior e mais robusta que a das fêmeas (LEVINE e SCHAFER, 1992; SPIESS, 1997). Machos adultos são maiores que as fêmeas (PRITCHARD, 1979; MOSKOVITS, 1988; LEVINE e SCHAFER, 1992); enquanto os primeiros têm comprimento de carapaça em torno de 30 cm (PRITCHARD, 1979; LEVINE e SCHAFER, 1992), as fêmeas medem em torno de 28,9 cm (LEVINE e SCHAFER, 1992). Esses autores, no entanto, não especificam se os valores apresentados correspondem a medidas curvilíneas ou retilíneas. Estudando espécimes em coleções, MOSKOVITS (1988) definiu o valor de comprimento curvilíneo de carapaça de 28,0 cm como o limite inferior para animais adultos (sexualmente maduros). Ao estudar populações em liberdade na Amazônia, este mesmo autor encontrou machos e fêmeas com comprimento curvilíneo de carapaça de 33,5 cm ($\pm 4,8$ cm) e 30,5 cm ($\pm 4,5$ cm), respectivamente.

Em relação à dieta, diversos autores (LEVINE e SCHAFER, 1992; SPIESS, 1997; ERNST *et al.*, 2000) classificam *Geochelone carbonaria* como uma espécie predominantemente herbívora, uma vez que consome principalmente folhas, talos, flores e frutos de várias espécies vegetais. Entretanto, há registros para outros itens alimentares, como fungos (LEVINE e SCHAFER, 1992; ERNST *et al.*, 2000), e material de origem animal como gastrópodes, cupins e carniça (SPIESS, 1997; ERNST *et al.*, 2000). ERNST *et al.* (2000) relatam, ainda, que esses animais podem praticar a litofagia.

Jabutis-piranga podem ser encontrados desde o sul do Panamá até as regiões setentrional e central da América do Sul. Nessa área, a espécie distribui-se a oeste dos Andes apenas na Colômbia, e, a leste, na Colômbia, Venezuela, Guianas,

Bolívia e Brasil (para o sul até o Rio de Janeiro). O seu Limite meridional é o Paraguai e o norte da Argentina (CITES, 1980; ERNST *et al.*, 2000). Ocorre, também, em algumas ilhas do Caribe, embora se suspeite que isto se deva a introduções ocorridas no século XVII (PRITCHARD e TREBBAU *apud* SPIESS, 1997). GUIX *et al.* (2001) sugerem, entretanto, uma distribuição um pouco mais restrita, em função das necessidades ambientais dessa espécie (figura 02). Jabutis-piranga habitam geralmente áreas secas, com formações abertas e florestadas, embora possam ser encontrados em florestas úmidas (SPIESS, 1997). WALKER (*apud* SPIESS, 1997) informa que esses animais preferem áreas mais áridas, enquanto MOSKOVITS (1988) sugere serem as matas úmidas o seu habitat preferido.



Figura 02 - Mapa de distribuição de jabuti-piranga (*Geochelone carbonaria*). (Modificado de GUIX *et al.*, 2001). As áreas em negro representam locais de ocorrência da espécie.

Embora não figure na Lista Oficial de Animais da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção, organizada pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis - IBAMA, (BRASIL, 2003) esta espécie está citada no apêndice II da CITES (Convenção Sobre o Comércio Internacional de Espécies da Fauna e da Flora Selvagens em Perigo de Extinção), o que significa que não pode ser exportada a partir de países onde se distribui, a não ser com apresentação de uma licença.

Animais citados nesse apêndice, apesar de não estarem ameaçados de extinção, são considerados como vulneráveis a sê-lo se o comércio não for controlado (LEVELL *apud* SPIESS, 1997).

GUIX *et al.* (2001) registram um declínio acentuado nas populações de jabuti-piranga em toda a sua área de distribuição, especialmente na região nordeste do Brasil, e atribuem à coleta de adultos para a alimentação humana, bem como de indivíduos jovens para venda como animais de estimação as causas desse fenômeno. Em um estudo sobre a caça de animais silvestres no estado do Acre entre 1989 e 1997, FUCCIO *et al.* (2003) relatam que os quelônios, e em especial os jabutis (*Geochelone* sp), são os animais mais caçados. Segundo os autores, isto ocorre porque a sua carne possui sabor muito apreciado e, além disso, sua captura, transporte e comercialização são facilitados por serem animais silenciosos, lentos e não agressivos. Essa pressão de coleta, segundo WALKER (*apud* SPIESS, 1997), constitui a maior ameaça à sobrevivência dessa espécie, devendo ser citados como elementos agravantes, ainda, as alterações e a destruição de seus habitats (MOREIRA, 1991; SPIESS, 1997).

No Brasil, a manutenção de jabutis como animais de estimação é uma prática comum, apesar de apenas recentemente, no entanto, o IBAMA ter liberado a venda desses animais, desde que provenientes de criadouros devidamente legalizados (BRASIL, 1997). Na região sudeste do Brasil, *Geochelone carbonaria* é o réptil mais comum no mercado de animais de estimação (MOLINA, 1999), e, possivelmente, o mesmo deve acontecer nas outras regiões do Brasil. Ainda segundo este autor, muitas pessoas que criam jabutis decidem doá-los aos zoológicos quando os mesmos atingem um grande tamanho, e isso faz com que a população dessa espécie em zoológicos brasileiros seja numerosa.

Dados dos censos anuais da Sociedade de Zoológicos do Brasil relativos aos anos de 1996 a 1999 (SZB, 1996, 1997, 1998, 1999) mostram que os répteis representaram 29% de todos os vertebrados mantidos nos zoológicos brasileiros e, dentre os répteis, 24% eram representados por *Geochelone carbonaria*. Os jabutis dessa espécie correspondiam a 7% de todo o plantel de animais mantidos em cativeiro nos zoológicos brasileiros nesse período.

Jabutis da espécie *Geochelone carbonaria* são relativamente abundantes nos zoológicos brasileiros, e freqüentemente mantidos como animais de estimação por

diversas pessoas. Problemas de saúde que necessitem da avaliação e/ou intervenção por parte de um médico veterinário são, pois, uma possibilidade não muito remota, e de fato, muitos veterinários, em zoológicos, universidades ou clínicas particulares deparam-se com pacientes dessa espécie. Em geral, há a necessidade de se realizar a contenção dos animais, seja para a realização de um simples exame físico ou de uma delicada intervenção cirúrgica. Dessa forma, o conhecimento das técnicas adequadas de contenção representa um fator para o sucesso na realização dos procedimentos.

A contenção de animais silvestres pode ser entendida como o emprego de ações visando desde o simples confinamento do animal em um ambiente diferente daquele encontrado em seu habitat natural, até a completa restrição da atividade muscular (imobilização). Para tanto, podem ser usados meios físicos (contenção física), farmacológicos (contenção química ou farmacológica) ou a associação de ambos (FOWLER, 1986; PACHALY, 2000). Segundo o primeiro autor, a contenção física geralmente ocasiona, além de um elevado nível de estresse, diversos traumas físicos. Por esse motivo, caso seja utilizada como única técnica de contenção, pode inviabilizar a realização de vários procedimentos. Este problema pode ser solucionado, então, com o uso da contenção química.

1.2. CONTENÇÃO FÍSICA

De acordo com FOWLER (1986) a contenção física em animais silvestres é realizada com o uso de técnicas que visem diminuir a sua percepção sensorial, restringindo o contato visual do animal com o seu meio; promover o confinamento dos animais em um local específico; criar barreiras físicas entre o animal e o operador visando a proteção de ambos; e, por fim, subjugar o animal através do uso da força física.

Uma vez que os animais estejam manualmente contidos, procedimentos adicionais podem ser empregados visando facilitar a realização de procedimentos indolores, como radiografias, fotografias, coleta de veneno, sangue e outros fluidos, morfometria e sexagem, não sendo necessário, assim, o uso de agentes farmacológicos. Algumas dessas técnicas são listada a seguir.

Prostração Dorsal (Imobilidade tônica)

A imobilidade tônica é um estado reversível de inibição motora observada em resposta ao posicionamento do animal em decúbito dorsal, aplicação de pressão mecânica sobre algumas regiões do corpo, restrição física, ou aplicação de estímulos diversos de maneira repetitiva (BIGAL *et al.*, 1994; DAVIES *et al.*, 2002). Entretanto, após realizada a contenção, diversos estímulos ambientais (som ou estimulação tátil, por exemplo) podem fazer com que o animal volte a se movimentar, devendo-se ter, por isso, extrema cautela no seu uso (FRYE, 1994; MALLEY, 1997).

WHISHAW e DYCK (1984) demonstraram que estímulos táteis são mais eficientes que os sonoros e visuais na geração da imobilidade em coelhos. KLEMM (1976) afirma que, além dos estímulos táteis, informações proprioceptivas são eficazes em produzir estados de imobilidade tônica, enquanto informações vestibulares, visuais, sonoras, olfativas, gustativas e térmicas seriam pouco eficazes para esse fim. Dessa forma, o contato físico pode ser um dos fatores principais envolvidos na imobilidade tônica.

Segundo DAVIES *et al.* (2002) a imobilidade tônica é observada em diversas espécies de vertebrados, especialmente lagartos. MALLEY (1997) registra a imobilidade tônica em lagartos e crocodilianos, e McDONALD (1974), em serpentes da espécie *Heterodon platyrhinos*, durante a manipulação e limpeza das caixas em que se encontravam alojadas. Esse autor relata que, após estimulados, os animais apresentavam bradicardia, e adotavam uma postura de decúbito dorsal, mantendo-se imóveis por cerca de 30 segundos.

Eletroanestesia (Eletroimobilização)

A eletroanestesia consiste na aplicação de estímulos elétricos a um animal, de modo que seja possível gerar um estado anestésico, alcançado imediatamente após o início da passagem de corrente elétrica, com recuperação ocorrendo pouco tempo após a interrupção da corrente (LAMBOOY, 1985).

Essa técnica demonstrou ser eficaz para a promoção de analgesia em ratos (WILSON *et al.*, 1989) e tilápias (BARHAM *et al.*, 1988, 1989), embora outros

estudos apontem diversos problemas relacionados ao seu uso. RUSHEN e CONGDON (1986) relatam que a eletroanestesia em ovinos representa um agente estressor semelhante à contenção manual, não oferecendo, assim, nenhuma vantagem para a contenção desses animais. PASCOE (1986) demonstrou que, em bovinos, a eletroanestesia representou um agente estressor mais potente que a aplicação de injeção por via intramuscular. WOODBURY *et al* (2001) relatam, ainda, que a eletroanestesia é menos eficaz que a utilização de anestésicos locais para a descórnea de alces, uma vez que promove o surgimento de sinais de estresse e menores indicativos de analgesia.

LAMBOOY (1985) relata que o uso de eletroanestesia durante 20 minutos em ovinos, suínos e bovinos, promoveu dificuldade respiratória e elevação da temperatura corporal, da frequência cardíaca e dos níveis de cortisol plasmático. O reflexo corneal não foi abolido e metade dos animais respondeu à aplicação de um estímulo nocivo, indicando a ausência de analgesia e presença de sinais de estresse. Foram observadas, ainda, alterações significativas no padrão eletrocardiográfico, sugerindo modificações na atividade cardíaca. A eletroencefalografia não se mostrou alterada em relação ao período pré-anestésico e nem em relação aos animais-controle, sugerindo que essa técnica não foi eficaz em promover inconsciência.

A eletroanestesia em répteis foi utilizada em lagartos iguana (*Iguana iguana*) e tartarugas-verde (*Chelonia mydas*), por NORTHWAY (1969) e WOOD e WOOD (1983), respectivamente, e é uma técnica recomendada por MALLEY (1997) para utilização nesse grupo animal. Em iguanas, a anestesia foi alcançada através da aplicação de uma combinação de ondas senoidais de alta e baixa frequências. O período anestésico durou entre 35 e 75 minutos, com recuperação imediata após a suspensão da passagem de corrente. O grau de relaxamento observado foi adequado para a realização de laparotomia e amputação de um membro, embora tenha sido observada parada respiratória com duração de até 90 minutos. Em tartarugas-verde, a anestesia visou a realização de laparoscopia para sexagem. Os eletrodos foram posicionados subcutaneamente, lateralmente ao pescoço e próximo à base de um dos membros posteriores. A passagem de corrente com intensidade de 0,25 mA foi suficiente para que se atingisse anestesia cirúrgica, e a recuperação ocorreu imediatamente após a interrupção da corrente.

Indução de Resposta Vago-vagal

A resposta vago-vagal corresponde a uma leve diminuição tanto na frequência cardíaca como na pressão arterial, e a concomitante imobilidade do animal por alguns minutos, sem que sejam observados efeitos adversos posteriormente (MALLEY, 1997). A resposta é obtida através da aplicação de uma leve pressão sobre olhos do animal, e, de acordo com este autor, é eficaz apenas em lagartos.

BENETT (1996) recomenda que, para que se obtenha uma boa resposta de imobilização em répteis, o estímulo seja aplicado durante alguns minutos. No entanto, FRYE (1994) sugere serem necessários apenas de 20 a 30 segundos de estimulação para imobilizar o animal durante alguns minutos. Segundo este autor, após o despertar do estado de torpor, a manobra de indução pode ser repetida quantas vezes forem necessárias, e pode ser aplicada, além de lagartos, em crocodilianos e em algumas espécies de quelônios.

Hipotermia

A hipotermia é um dos métodos mais antigos e simples utilizados para a contenção de répteis, uma vez que não requer o uso de equipamentos sofisticados nem conhecimento profundo sobre dosagens de agentes anestésicos (CALDERWOOD, 1971). FRYE (1994) reporta que essa técnica pode ser empregada como adjuvante na eutanásia, o que é feito por FRANKLIN (1994), em quelônios dulcícolas (*Emydura signata*). Nesse estudo, o autor expôs os animais à temperatura de 4 °C durante 03 horas, aliando a isto a administração de cloridrato de quetamina (80 mg/Kg por via intramuscular).

A hipotermia consiste na redução da temperatura do ambiente em que se encontra o animal até valores em torno de 5 °C, durante um período de tempo suficiente para induzir um estado de torpor. Antes do desenvolvimento das modernas técnicas de indução anestésica, esse era um procedimento bastante utilizado para a contenção física de répteis, inclusive visando a realização de procedimentos cirúrgicos (FRYE, 1994; BURKE, 1996; ARENA, 1998).

DINIZ (1996) sugere a utilização, em répteis, de temperaturas iguais ou menores que 5 °C, durante 30 minutos, para realizar diversos procedimentos, inclusive cirurgias intracavitárias. Segundo o autor, essa técnica é particularmente útil em quelônios. CALDERWOOD (1971) apresenta como vantagens da hipotermia o fato de que ela causa pouca ou nenhuma alteração permanente nos animais, e se os mesmos forem aquecidos à temperatura ambiente, a recuperação torna-se rápida. A utilização da hipotermia também é relatada para a realização de cateterização arterial em serpentes (LILLYWHITE e POUGH, 1983) e quelônios (SMITS e KOZUBOWSKI, 1985).

ARENA (1988) sugere que a hipotermia, em conjunto com um agente anestésico injetável, pode ser uma técnica útil para a contenção de répteis. Uma vez que esses animais são ectotérmicos, caso haja uma redução na temperatura corporal, ocorrerá uma redução do metabolismo, diminuindo, assim, a taxa de metabolização do anestésico. Dessa forma, indivíduos com baixas temperaturas corporais requerem menores doses de anestésico, o que se torna importante em animais com pouca massa muscular disponível para injeções. Esse mesmo autor, observou, no entanto, que a duração da anestesia e o tempo necessário para a recuperação dos animais ficam aumentados com temperaturas corporais mais baixas. Por outro lado, LILLYWHITE e SEYMOUR (1978) relatam a utilização da hipotermia aliada à administração de anestésicos inalatórios. Nesse estudo, serpentes foram inicialmente colocadas em uma cuba contendo gelo moído e expostas a vapores de halotano, para a cateterização da aorta dorsal.

A ausência de efeitos adversos da hipotermia tem sido utilizada por diversos autores (CALDERWOOD, 1971; LILLYWHITE e SEYMOUR, 1978; LILLYWHITE e POUGH, 1983; SMITS e KOZUBOWSKI, 1985; DINIZ, 1996) como justificativa para o seu uso como método de contenção em répteis. Existem, no entanto, diversos problemas relacionados à hipotermia, contra-indicando o seu uso. Diversos graus de estresse e imunodeficiência podem ser induzidos com o uso dessa técnica, uma vez que a síntese de imunoglobulinas é temperatura-dependente. Além disso, é freqüente observar-se infecção respiratória como consequência da hipotermia (BELLÓ e BELLÓ-KLEIN, 1991; FRYE, 1994; BURKE, 1996; GILLESPIE, 1998), o que pode provocar a morte do animal (FRYE, 1994). A hipotermia pode provocar sérios danos metabólicos (BENNETT, 1996) e, além disso, à medida que se aquece, o

animal pode voltar do estado de torpor, havendo o risco de ele infligir ferimentos a quem o manipula (FRYE, 1994).

Diversos autores (BELLÓ e BELLÓ-KLEIN, 1991; FRYE, 1994; BURKE, 1996; ARENA, 1998) relatam que a redução da temperatura corporal do animal a ponto de que ele não mais responda a um estímulo ambiental, não implica, necessariamente, que foi atingida a analgesia, e, portanto, contra-indicam o uso desta técnica. De acordo com MARTIN (1995), isso ocorre porque as fibras nervosas responsáveis pela contração muscular têm sua velocidade de condução diminuída em temperaturas mais altas que aquelas observadas para as fibras de condução da dor. Esse mesmo autor afirma, ainda, que a hipotermia não causa perda da consciência em répteis, uma vez que, sendo ectotermos, esses animais precisam manter o nível de consciência mesmo em temperaturas mais baixas, uma vez que o seu organismo rotineiramente opera em temperaturas corporais inferiores às dos mamíferos.

Hipnose

MALLEY (1997) descreve para répteis a utilização conjunta da prostração dorsal com dispositivos que restrinjam a percepção visual, ao que ele denominou “Hipnose”.

Associação de anestesia local à contenção física

Os anestésicos locais são fármacos que, aplicados localmente no tecido nervoso em concentração apropriada, bloqueiam reversivelmente a sensibilidade dolorosa por impedirem a condução do impulso ao sistema nervoso central, sem, contudo, promoverem imobilidade (PAGE, 1993; CORTOPASSI *et al.*, 1996). Seu uso em répteis é aconselhável durante a realização de procedimentos cirúrgicos de pequena extensão, capazes de provocar dor, e deve ser acompanhado de contenção física apropriada, para evitar traumas ao manipulador (WALLACH, 1969; BURKE, 1986; PAGE, 1993). Por esse motivo, LAWRENCE e JACKSON (1983) não aconselham o seu uso em serpentes peçonhentas ou em constritoras de

grande porte, capazes de infligir severos traumas se não forem devidamente contidas, recomendando seu uso, entretanto, em quelônios.

Dentre os agentes utilizados na anestesia local em répteis, destacam-se a lidocaína na concentração de 1 ou 2% (WALLACH, 1969; COOPER, 1974; BURKE, 1986; PAGE, 1993; FRYE, 1994; GILLESPIE, 1998; FONTENELLE *et al.*, 2000; MOON e FOERSTER, 2001) e a procaína, nas mesmas concentrações (BURKE, 1986; FRYE, 1994), devendo-se, no entanto, dar preferência ao uso da primeira droga (FRYE, 1994). De acordo, ainda, com este autor, a utilização de vasoconstrictor associado ao anestésico local nesse grupo de animais pode levar à necrose de dígitos ou extremidades, e, por isso, assim como PAGE (1993) e GILLESPIE (1998), contra-indica o seu uso.

A aplicação de anestésicos locais pode ser feita por infiltração, ao longo da linha de incisão, ou por bloqueio do ramo que inerva a região (MASSONE, 1994). ABE (1987) e STINNER e ELY (1993), em estudos com serpentes cateterizadas, aliam a hipotermia à administração local de anestésicos locais (procaína e lidocaína a 1 e 2%, respectivamente). JACKSON e PRANGE (*apud* MOON e FOERSTER, 2001) relatam o uso da lidocaína a 2%, por infiltração, para a implantação de cateteres vasculares em tartarugas marinhas. Esses autores relatam, também, o uso desse tipo de anestésico para a realização de procedimentos tais como esofagostomia para colocação de sondas, e laparoscopias. FONTENELLE *et al.* (2000) relatam, ainda, a utilização de lidocaina a 2% associada à adrenalina para a realização de anestesia epidural em quelônios.

De acordo com FRYE (1994), a anestesia local em répteis é particularmente útil na redução de prolapsos da membrana cloacal, reto, cólon, oviduto, pênis ou hemipênis, bem como durante o período pós-operatório, uma vez que diminui ou elimina o tenesmo, ajudando a preservar a integridade do órgão na sua posição. Além disso, essa técnica é eficaz para a remoção de tumores e granulomas, sutura de lacerações e amputações de dedos ou caudas (WALLACH, 1969; BURKE, 1986; TROIANO, 1991; PAGE, 1993; FRYE, 1994; GILLESPIE, 1998). MALLEY (1997) recomenda o uso de anestésicos locais nesse grupo animal apenas em casos de prolapso cloacal, e indica a lidocaína a 2% sem adrenalina administrada na mucosa, durante a redução.

1.2.1. *Contenção Física em Quelônios*

Muitas espécies de quelônios podem infligir severos traumas por mordidas. Assim, caso seja necessário manipular esses animais (durante a biometria, marcação e transporte, por exemplo), deve-se promover uma contenção adequada, a qual pode ser realizada com o uso de diversas técnicas de contenção física. Dentre todas as técnicas, a mais simples consiste em cobrir o pescoço, cabeça e membros anteriores com um pedaço de tecido, fixando-o com fita adesiva ou elásticos (FRYE, 1994). Esta manobra busca, como descrevem FOWLER (1986) e MALLEY (1997), diminuir o contato visual do animal com o meio, reduzindo a resposta de estresse e a ansiedade.

FRYE (1994) descreve, ainda, outras técnicas de contenção física em quelônios. Em uma delas o animal deve ser posicionado sobre uma superfície plana, apoiado apenas no centro do plastrão, de modo que os seus membros não toquem o substrato. Segundo o autor, esse procedimento deve ser utilizado quando se desejar realizar reparos nas regiões queratinizadas do casco e boca. Outra técnica consiste em induzir a retração dos membros para o interior do casco, onde serão mantidos com o uso de fita adesiva ou faixas elásticas envolvendo, também, parte da carapaça e plastrão.

Uma outra técnica descrita por FRYE (1994) consiste em posicionar o animal em decúbito dorsal, apoiado sobre a carapaça. Entretanto, MILLICHAMP (*apud* BENETT, 1991) relata que essa manobra pode acarretar o surgimento de alterações metabólicas em virtude da redução do volume corrente, uma vez que os pulmões dos quelônios localizam-se em uma posição dorsal à massa visceral. Uma solução para isso é realizar ventilação artificial. BARBOSA *et al.* (2002), no entanto, demonstraram que jabutis (*Geochelone carbonaria*) anestesiados com uma mistura quetamina/midazolam e mantidos em decúbitos dorsal por 60 minutos, não apresentam sinais de depressão respiratória.

Para a realização de procedimentos como punção jugular, reparos na boca, aplicação de medicamentos tópicos na região da cabeça e pescoço ou administração de fármacos por via oral, é necessário conter um quelônio mantendo a sua cabeça fora do casco. Nesse caso, pode-se forçar a sua protração e manutenção nessa posição manualmente, com o uso de fórceps (FRYE, 1994) ou de

um aparato semelhante a um anel, semelhante ao confeccionado por RUMMLER e BELLÓ (1983).

1.3. CONTENÇÃO QUÍMICA

De acordo com PACHALY (2000), o que se busca atingir com a contenção química não é a anestesia geral, e sim “um estado de imobilidade que permita a realização de procedimentos médicos (exame físico, colheita de amostras de fluidos orgânicos ou tecidos, tratamento dentário, exame radiográfico, curativos, etc) e/ou de manejo (biometria, transporte, marcação, etc)”. Assim, a simples sedação (diminuição da agitação e da hiperatividade, conforme proposto por SPINOSA e GORNIÁK, 1996) utilizada isoladamente ou em combinação com a contenção física apropriada, pode ser suficiente, em répteis, para a realização desses procedimentos indolores, com um estresse mínimo para os animais (BURKE, 1986; HUBBELL, 1998).

A contenção de um réptil pode ser alcançada com o uso de drogas das classes dos neurolépticos e ansiolíticos (tranquilizantes maiores e menores, respectivamente), miorrelaxantes de ação periférica (também chamados de bloqueadores neuromusculares) e de ação central, hipnóticos, além de agonistas de receptores α_2 adrenérgicos, capazes de promover imobilização, porém com pouca ou nenhuma analgesia (supressão temporária da sensibilidade à dor).

Entretanto, há situações em que a supressão da dor é estritamente necessária, e, nesses casos, deve-se fazer uso de fármacos denominados anestésicos, capazes de promover analgesia e, em alguns casos, perda da consciência (MASSONE, 1994). Assim, MALLEY (1997) recomenda o emprego da anestesia em répteis sempre que se desejar minimizar a dor, efetuar algum procedimento cuja realização seja inviável caso o animal permaneça consciente, evitar o estresse e alterações patológicas advindas dele, ou, ainda, otimizar a eficiência da técnica cirúrgica ou diagnóstica utilizada. Para que esses objetivos possam ser alcançados, o agente anestésico deve promover completa imobilização, adequada analgesia, bom relaxamento muscular, além de ser facilmente reversível e permitir segurança às pessoas envolvidas. Deve, ainda, permitir que o animal

apresente uma recuperação sem complicações, o que pode requerer a associação com outro agente anestésico (BURKE, 1986).

Diversos tipos de anestesia (local, geral, neuroleptoanalgesia e a anestesia dissociativa) podem ser empregados, dependendo da droga que se utiliza e dos efeitos que se deseja alcançar. Segundo FRYE (1994), a escolha do tipo de anestesia e do agente anestésico para utilização em répteis é ditada pela espécie em questão, além da condição pré-cirúrgica imediata do indivíduo a ser anestesiado.

A contenção química pode, então, ser entendida como um procedimento que busca desde a simples imobilização do animal até um estado de anestesia suficiente para a realização de cirurgias. Uma vez que a maioria das espécies de répteis não é facilmente manipulável (PAGE, 1993), o uso da contenção química, seja para uma simples imobilização ou anestesia, torna-se necessário durante a realização de procedimentos diagnósticos, terapêuticos, cirúrgicos ou de manejo (COOPER, 1974; BURKE, 1986; PAGE, 1993; FRYE, 1994; BENETT, 1996).

A obtenção de anestesia em répteis apresenta algumas dificuldades em função de peculiaridades fisiológicas desses animais, como por exemplo, a ocorrência de baixas taxas metabólicas e, em muitas espécies, a realização voluntária de apnéia (BENETT, 1996). Esta última característica, observada principalmente entre os quelônios, dificulta a indução anestésica através do uso de agentes inalatórios, (WALLACH, 1969; CALDERWOOD, 1971; JONES, 1977; BOEVER e CAPUTTO, 1982; HALL E CLARKE, 1991; BELLÓ e BELLÓ-KLEIN, 1991; FRYE, 1994; MALLEY, 1997; MOON e FOERSTER, 2001).

A reduzida taxa metabólica, intimamente dependente da temperatura ambiental, pode dificultar a distribuição, absorção e excreção dos agentes anestésicos, gerando, além da duração prolongada da anestesia, períodos de recuperação também longos (dias), especialmente ao se utilizar agentes injetáveis (CALDERWOOD, 1971; BURKE, 1986; HALL E CLARKE, 1991). De uma maneira geral, a recuperação da anestesia é mais lenta em répteis do que em mamíferos e aves, e o animal deve ser mantido em um ambiente aquecido, com boa oxigenação, até ao fim da recuperação (BURKE, 1986).

A indução, manutenção e recuperação da anestesia devem ser feitas em temperaturas corporais dentro da *Faixa de Temperatura Ótima* dos animais, que corresponde à faixa em que os sistemas orgânicos funcionam adequadamente

(SEDGWICK, 1989; PAGE, 1993; BENETT, 1996). Para avaliar se essa condição foi alcançada, a temperatura cloacal deve ser aferida: animais pequenos (50 g a 05 Kg) devem apresentar temperatura cloacal em torno de 20 °C ou mais, enquanto grandes espécimes (5 a 100 Kg) devem apresentar uma temperatura de 18 °C ou mais (SEDGWICK, 1989). Caso não se conheça a Faixa de Temperatura Ótima das espécies em questão, podem ser adotados como valores de referência temperaturas em torno de 26 a 32 °C (PAGE, 1993).

Com relação aos procedimentos pré-anestésicos, diversos autores recomendam que os répteis sejam submetidos a um período de jejum. BENETT (1996) e MALLEY (1997) reportam que a adoção desse procedimento permitiria uma melhor ventilação, uma vez que, após a alimentação, o volume visceral é aumentado, diminuindo o volume corrente. MOON e FOERSTER (2001) chamam atenção para esse fato especificamente com relação aos quelônios, cujo tempo de trânsito intestinal é muito longo, podendo chegar a dias. PAGE (1993) também recomenda o jejum por um período de 24 a 48 horas antes da anestesia como medida para se evitar a putrefação do alimento no trato digestivo, tendo em vista que a anestesia promove a diminuição de tempo de trânsito gastro-intestinal. Esse período de jejum, de acordo com MALLEY (1997) e REDROBE e MEREDITH (1999) deve ser de 18 horas em quelônios e lagartos, e entre 72 e 96 horas em serpentes.

MOON e STABENAU (1996), entretanto, não relatam problemas com a anestesia realizada em quelônios recém-alimentados, e, dessa forma, a necessidade de se realizar o jejum pré-anestésico, ou a duração desse jejum e os seus efeitos metabólicos ainda são desconhecidos, não sendo possível fazer recomendações acertadamente.

Uma grande diversidade de agentes anestésicos tem sido usada em répteis. Entretanto, os índices de sucesso apresentam grande variação, o que pode ser atribuído a diferenças individuais e espécie-específicas em resposta às drogas e à falta de conhecimento sobre doses adequadas e os índices terapêuticos (CALDERWOOD, 1971; BOEVER e CAPUTO, 1982; BENNETT, 1991).

1.3.1. *Contenção Química em Quelônios*

A anestesia em quelônios, como nos demais répteis, pode ser necessária para a realização de procedimentos diagnósticos, terapêuticos ou cirúrgicos. FRYE (1994) e FONTENELLE (2000) relatam, em quelônios terrestres, a ocorrência freqüente de problemas que podem ser solucionados cirurgicamente, dentre os quais destacam-se os traumatismos na carapaça, plastrão, mandíbulas, bem como o crescimento excessivo das partes córneas da boca e das unhas, ingestão de corpos estranhos, distocia, além de prolapsos de pênis, cloaca, útero, bexiga e cólon.

Os quelônios apresentam, além das peculiaridades fisiológicas características dos répteis, como discutido anteriormente, algumas outras que podem dificultar a anestesia. HALL e CLARKE (1991), por exemplo, chamam atenção para a capacidade desses animais em retrain a cabeça, o pescoço e os membros para o interior do casco, dificultando o acesso aos locais de administração de drogas. Outro elemento complicador, segundo esses autores, é o fato de que algumas espécies possuem hábitos aquático ou semiaquático, dificultando o seu manejo durante a anestesia. ROONEY *et al.* (1999) são ainda mais enfáticos, e afirmam que “a anestesia em quelônios representa um desafio”.

Um parâmetro importante a ser levado em consideração quando da administração de agentes para a contenção química em quelônios é o peso dos animais. ARIYIBI *et al.* (2000) relatam que o peso da carapaça e plastrão representa um problema com relação à determinação da dose de diversas drogas para uso em quelônios, uma vez que essas estruturas apresentam pouca vascularização e, assim, contribuem muito pouco para a determinação do volume plasmático e, a conseqüente biodisponibilidade das drogas.

Baseados nesses fatos, alguns veterinários optam por subtrair de 33 a 66% do peso corporal de quelônios, relativos ao peso da carapaça e plastrão, quando da administração de drogas, uma prática que deve ser evitada, de acordo com BOYER e BOYER (1996). Os argumentos a favor do uso do peso total são a praticidade na administração, sem que haja a necessidade de se decidir que percentual abater, e o fato de que o tecido ósseo é metabolicamente ativo. SEDGWICK (1989) e REDROBE e MEREDITH (1999) também relatam que a prática de subtração de um percentual do peso total deve ser evitada.

1.4. AGENTES INALATÓRIOS UTILIZADOS NA CONTENÇÃO DE RÉPTEIS

De acordo com MASSONE (1994), a anestesia geral inalatória consiste na introdução de um produto ativo pela via respiratória, para fins de absorção a nível pulmonar, com passagem imediata para a corrente circulatória, e representa uma das intervenções anestésicas mais seguras, apresentando como vantagens as prontas metabolização e eliminação do agente anestésico, a rápida recuperação do animal, a pouca alteração promovida sobre a temperatura corporal, frequência respiratória e pulso arterial, além da possibilidade de controle sobre o tempo anestésico hábil e os planos anestésicos. Esse autor cita os agentes inalatórios halogenados (halotano, metoxiflurano e o isoflurano) como os mais empregados atualmente.

Os agentes inalatórios apresentam diversas vantagens sobre os injetáveis, como a possibilidade de controle sobre a profundidade da anestesia e promoção de rápida recuperação, ao descontinuar a aplicação do anestésico. Além disso, a avaliação precisa do peso do animal não se torna uma obrigatoriedade (BENETT, 1996). Apesar da afirmação de BENETT (1996), de que em répteis a utilização de muitos desses agentes pode ser feita sem vaporizadores, o seu uso em câmaras de indução é desaconselhável, já que esses animais podem apresentar hipoventilação ou apnéia quando expostos a agentes anestésicos voláteis, devendo-se, por isso utilizar vaporizadores em sistemas semi-abertos ou semi-fechados (PAGE, 1993; MALLEY, 1997). FRYE (1994), entretanto, recomenda, sempre que possível, o uso de sistemas de circuito fechado.

Uma alternativa à utilização da câmara de indução é a intubação traqueal em animais acordados, o que pode ser realizado em praticamente todos os grupos de répteis (MALLEY, 1997), à exceção de quelônios dulcícolas, conforme descrevem MOON e FOERSTER (2001). Para tanto, CALDERWOOD (1971) sugere a aplicação de anestésico local na laringe, enquanto PAGE (1993) recomenda a utilização de medicação pré-anestésica, tanto em quelônios como em grandes crocodilianos. A intubação em animais acordados também é recomendada por MOON e STABENAU (1996), os quais, estudando tartarugas marinhas, concluíram que este procedimento, aliado à utilização de ventilação manual reduziu o tempo de indução na anestesia

com isoflurano. Esses autores sugerem, pois a adoção desse procedimento para a anestesia inalatória em quelônios.

Diferentes agentes inalatórios têm sido utilizados rotineiramente para a anestesia em répteis (WALLACH, 1969; CALDERWOOD, 1971; PAGE, 1993). CALDERWOOD (1971) relata que o primeiro agente inalatório usado com sucesso em serpentes foi o éter, e descreve, também, o uso de clorofórmio, metoxiflurano e halotano, em serpentes, e de halotano em quelônios e crocodilianos. TROIANO (1991) reporta, também, o uso de éter e clorofórmio para anestesia em serpentes, além de pequenos lagartos e quelônios. BELLÓ e BELLÓ-KLEIN (1991), que desenvolveram uma técnica para a anestesia de quelônios com éter, apresentam como vantagens desse agente o seu baixo custo e a sua alta eficácia, e como desvantagens, o fato de ser uma substância altamente inflamável, explosiva e irritante. MASSONE (1994) recomenda o uso do éter dietílico puríssimo em lugar do éter sulfúrico, já que esse é responsável por lesões hepáticas. BENETT (1991, 1996), entretanto, é enfático e contra-indica o uso do éter em répteis, uma vez que sua administração e controle são difíceis, e há a possibilidade de provocar sérios danos metabólicos.

BOEVER e CAPUTTO (1982) relatam o sucesso no uso de halotano e metoxiflurano para anestesia em serpentes, e, de acordo com PAGE (1993), esses dois agentes, além do isoflurano e óxido nitroso, são os mais utilizados. FRYE (1994) reporta o uso do halotano, metoxiflurano e isoflurano com excelentes resultados e rápida recuperação. MOON e FOERSTER (2001) relatam o sucesso no uso do sevoflurano em quelônios, mas desaconselham esta opção em virtude do seu elevado custo. WALLACH (1969) revela sua preferência pelo uso do halotano na anestesia em répteis uma vez que esse agente apresenta as vantagens de rápidas indução e recuperação. NAGANOBU *et al.* (2000) reportam o uso satisfatório de isoflurano para indução e manutenção da anestesia em tartarugas-marinhas, ressaltando, no entanto, as lentas indução e recuperação anestésica.

Apesar das vantagens da anestesia inalatória sobre a anestesia com drogas injetáveis, algumas desvantagens são apontadas por COOPER (1974), dentre as quais a sua curta duração, a necessidade de manter uma dosagem eficaz durante o procedimento anestésico, e a dificuldade de avaliar a analgesia e o grau da anestesia. Assim, esse autor sugere que em lugar de agentes inalatórios sejam

utilizados anestésicos injetáveis, que não apresentam esses problemas. FRYE (1994) ressalta, ainda, que o preço do equipamento e a necessidade de pessoal técnico treinado no seu uso, bem como a necessidade de controlar a temperatura ambiental (por conta da pressão parcial do gás anestésico) representam desvantagens da anestesia inalatória, limitando o seu uso em répteis.

1.5. AGENTES INJETÁVEIS UTILIZADOS NA CONTENÇÃO DE RÉPTEIS

Drogas injetáveis para fins de contenção têm sido utilizadas com segurança na medicina de répteis, tanto para a obtenção de anestesia geral como para a sua indução (SEDGWICK, 1989; WHITAKER e KRUM, 1999). BURKE (1996) afirma que, para esse grupo animal, o uso de agentes injetáveis apresenta vantagens em comparação com os agentes inalatórios, uma vez que proporcionam precisão na dosagem, facilidade de administração, e requerem poucos equipamentos. Entretanto, são observadas, também desvantagens: uma vez que esses animais possuem um metabolismo relativamente baixo, os efeitos de anestésicos injetáveis são geralmente prolongados, com períodos de indução que podem levar horas e recuperação de diversos dias (BENETT, 1996; BURKE, 1996; ROONEY *et al.*, 1999).

Outras desvantagens da maioria dos agentes injetáveis comumente utilizados em répteis referem-se à sua meia-vida imprevisível, à incapacidade para reverter seus efeitos rapidamente e à inconsistência em atingir um plano cirúrgico de anestesia (ROONEY *et al.*, 1999; WHITAKER e KRUM, 1999). BENETT (1996) aponta como desvantagens adicionais o alto custo apresentado pelo uso de alguns desses agentes, uma vez que os répteis geralmente requerem doses elevadas. Esse mesmo autor relata, ainda, que os efeitos da maioria dos agentes injetáveis não são previsíveis, e a profundidade da anestesia não pode ser controlada. Outros problemas em potencial com os anestésicos injetáveis estão relacionados à sensibilidade variável entre diferentes espécies e entre indivíduos da mesma espécie (BENETT, 1996; ROONEY *et al.* 1999).

A maioria dos agentes injetáveis apresenta maior eficácia quando administrada pela via intravenosa (BENETT, 1996), o que muitas vezes não é viável em répteis, pois, de uma maneira geral, o acesso aos vasos nesses animais nem

sempre é fácil. Assim, a via intravenosa é preterida em favor das vias intramuscular e intraperitoneal (BURKE, 1996), sendo possível, ainda o uso da via intracelômica (ROONEY *et al.*, 1999). Para esse grupo zoológico, FOWLER (1986) recomenda dar preferência à via intramuscular, a qual oferece maior praticidade e menores riscos. Em quelônios, a administração de agentes injetáveis pode ser realizada através das vias Intravenosa, subcutânea, intraperitoneal ou intramuscular, devendo-se dar preferência a essas duas últimas, uma vez que proporcionam um menor risco de infecção, são menos invasivas e permitem maior facilidade na administração (BONER, 2000).

Em virtude da existência do sistema porta-renal em répteis, deve-se ter cautela ao utilizar drogas que possam ser excretadas pelos rins. Ao se usar injeção em trem posterior, pode-se obter excreção antes de a droga atuar, e, por isso, vários autores (HOLZ, 1999; REDROBE e MEREDITH, 1999; BONNER, 2000) recomendam a administração em membros anteriores ou em sítios localizados cranialmente aos rins. MALLEY (1997), no entanto, relatou não haver interferência no efeito da droga ao injetar no trem posterior. Os principais agentes injetáveis utilizadas na contenção química em répteis são listados a seguir.

1.5.1. *Neurolépticos e Ansiolíticos (Tranqüilizantes)*

Os tranqüilizantes fazem parte de um grupo de fármacos cujas ações envolvem a modulação da atividade de neurotransmissores no sistema nervoso central, promovendo alterações comportamentais. De acordo com READ (2002), os tranqüilizantes podem ser classificados em maiores (também chamados de neurolépticos) e menores (ansiolíticos), baseado na incidência de efeitos extrapiramidais ocasionadas por sua administração.

Segundo READ (2002) e SPINOSA e GÓRNIK (1996), os neurolépticos agem como antagonistas dopaminérgicos, bloqueando seus receptores e aumentando o *turnover* desse neurotransmissor no sistema límbico. Dessa forma, promovem um estado caracterizado por diminuição da agressividade e indiferença a situações estressantes. Essas drogas são, ainda, capazes de suprimir movimentos voluntários, mantendo, porém, os reflexos medulares, inclusive os nociceptivos. Por isso, não se deve empregá-las para a realização de intervenções que inflijam dor

(MASSONE, 1994; READ, 2002). Esses mesmos autores destacam, ainda, o fato de os tranqüilizantes não promoverem perda da consciência.

De acordo com PACHALY (2000) a utilização de neurolépticos em animais selvagens resulta em um estado de “calma” por períodos prolongados, sendo indicada, portanto, para a realização de procedimentos de transporte e relocação. O uso dessas drogas em répteis é recomendado por BENETT (1996) para promover a redução da agitação bem como para obter indução e recuperação anestésicas mais tranqüilas. Dentre os tranquilizantes, a acepromazina e clorpromazina (dois derivados fenotiazínicos) são os mais indicados para a contenção de répteis (FRYE, 1994; MALLEY, 1997), embora devam ser usados como medicação pré-anestésica na anestesia geral, permitindo a redução na dose do agente indutor (BENETT, 1991; PAGE, 1993). De acordo, ainda, com FRYE (1994) o relaxamento muscular promovido por esses agentes fornece uma vantagem adicional no seu uso.

Dentre os ansiolíticos, apenas os benzodiazepínicos são utilizados em medicina veterinária, e promovem, além da diminuição da ansiedade e do comportamento agressivo, um efeito miorelaxante (SPINOSA e GÓRNIAK, 1996). Segundo esses autores, esses efeitos se devem à atuação dessas drogas principalmente sobre o sistema límbico, além da redução da atividade funcional do hipotálamo e córtex. Em casos de superdosagens, pode ser utilizado o flumazenil, que antagoniza os efeitos dos benzodiazepínicos.

Em répteis, a utilização de ansiolíticos é indicado por BENETT (1991), que reporta o uso satisfatório, em crocodilianos, de diazepam associado à succinilcolina, e, em quelônios, de midazolam associado à quetamina. No primeiro caso, a administração do ansiolítico diminuiu a agressividade do animal, permitindo um melhor manejo pré-operatório, além de Ter reduzido a dose necessária do relaxante muscular para obtenção da imobilização. Em quelônios, promoveu sedação mais eficaz que aquela obtida com o uso isolado de um dos dois agentes. PAGE (1993) recomenda o uso de diazepam associado a um relaxante muscular, simultaneamente ou entre 15 e 30 minutos antes da administração deste. ROONEY *et al.* (1999) e MOON e FOERSTER (2001) indicam, ainda, o uso de benzodiazepínicos isoladamente, ou em combinação com a quetamina, para a sedação de quelônios marinhos e dulcícolas.

Um outro ansiolítico indicado para uso em répteis é o zolazepam, disponível apenas em combinação com a tiletamina, um anestésico dissociativo (BENETT, 1991, 1996). O uso desse benzodiazepínico promove efeitos analgésico, anestésico, anticonvulsivante, ansiolítico e miorrelaxante, reduzindo, assim, a rigidez muscular e as convulsões causadas pela tiletamina (FOWLER, 1986; PACHALY, 2000).

1.5.2. *Miorrelaxantes*

Os miorelaxantes de ação periférica (bloqueadores neuromusculares) produzem intenso relaxamento muscular, maior do que o obtido por qualquer outra droga, e podem ser utilizados para facilitar a anestesia e cirurgia, bem como em procedimentos não-cirúrgicos (GÓRNIAK, 1996a). Entretanto, como não produzem analgesia, devem ser usados em conjunto com anestésicos locais ou gerais em caso de procedimentos que provoquem dor (CALDERWOOD, 1971; PAGE, 1993; BENNET, 1996; GILLESPIE, 1998). PACHALY (2000) recomenda o emprego dessa classe de fármacos quando se deseja imobilizar um animal em um curto período de tempo, uma vez que a maioria dos anestésicos e sedativos apresenta um tempo de indução relativamente longo.

Em répteis, os bloqueadores neuromusculares foram inicialmente utilizados para a contenção de grandes crocodilianos e quelônios (BENNET, 1996) e, de fato, essas são os dois grupos em que as ações dessas drogas são mais eficazes, embora possam ser utilizadas em representantes das diversas ordens de répteis (PAGE, 1993). BENETT (1991) recomenda o uso desses agentes como alternativa aos métodos de contenção física, visando minimizar a agitação durante a manipulação e/ou transporte de espécimes grandes e agressivos.

De acordo com PAGE (1993), BENETT (1996) e GILLESPIE (1998), tem-se observado uma diminuição no uso de relaxantes musculares em répteis, em virtude de poderem causar paralisia respiratória prolongada, principalmente se utilizados em doses elevadas ou em animais debilitados. Caso isso venha a ocorrer, faz-se necessário o uso de ventilação assistida do tipo intermitente e por pressão positiva. GILLESPIE (1998) relata, ainda a ocorrência de casos fatais em répteis com o uso desse tipo de droga. Por esse motivo, e pelo fato de apresentarem pequena margem

de segurança, FRYE (1994) recomenda que o seu uso seja feito apenas em situações especiais e somente por pessoas com grande experiência.

O Cloridrato de succinilcolina, um bloqueador neuromuscular do tipo despolarizante, é o relaxante muscular mais utilizado em répteis, principalmente em crocodilianos BENETT (1991, 1996). Sua administração deve ser feita por via intramuscular, pois se injetado por via subcutânea, pode não apresentar absorção rápida o suficiente para agir efetivamente, devido à sua metabolização pela colinesterase plasmática (PAGE, 1993; BENETT, 1991, 1996). Se for usada em conjunto com anestésicos halogenados, pode causar efeitos indiretos no miocárdio por estimulação vagal, resultando em arritmias (PAGE, 1993). A dose utilizada depende do grau de paralisia desejada e da condição física, espécie e tamanho do animal (PAGE, 1993; BENNET, 1996).

SPIEGEL *et al.* (1984) relatam o uso satisfatório de succinilcolina associado ao diazepam em fêmeas de crocodilianos, e apontam como vantagens dessa associação, sobre o uso isolado do bloqueador neuromuscular, a redução da dose necessária desse agente, o curto período de indução anestésica, a manutenção dos parâmetros respiratórios, a redução do estresse, e o satisfatório grau de imobilização alcançada, suficiente para a realização de contenção e manejo.

Além da succinilcolina, outros relaxantes musculares, de ação não-despolarizante, têm sido usados com sucesso variado em répteis. Dentre eles destacam-se o atracúrio (PAGE, 1993), a galamina, e a tubocurarina (BENETT, 1991; PAGE, 1993), capazes de causar paralisia respiratória, requerendo, pois, intubação e ventilação assistida (FRYE, 1994; BENNET, 1996; MALLEY, 1997). GÓRNIK (1996a) e MASSONE (1994) destacam como vantagens do uso dessa classe de bloqueadores neuromusculares o fato de suas ações poderem ser revertidas com o uso de agentes anticolinesterásicos, como a neostigmina, os quais elevam a concentração de acetilcolina na fenda sináptica.

1.5.3. *Agonistas α_2 Adrenérgicos*

Alguns fármacos atuam como agonistas específicos em receptores α_2 adrenérgicos periféricos e centrais, impedindo a liberação de noradrenalina. Os

principais representantes dessa classe de drogas são o cloridrato de xilazina, cloridrato de detomidina e cloridrato de medetomidina (SPINOSA e GÓRNIAK, 1996; PACHALY, 2000). Segundo esses autores, a ação dessas drogas sobre os receptores α_2 no sistema nervoso central incluem sedação, relaxamento muscular e analgesia, o que justifica o seu uso na imobilização de animais silvestres. De acordo, ainda, com PACHALY (2000), esses agentes raramente são utilizados isoladamente, sendo geralmente empregados em associação com o cloridrato de quetamina, e seus efeitos podem ser antagonizados pelo emprego de antídotos reversores, como a tolazolina, ioimbina, atipamezol e piperoxam.

Agonistas α_2 adrenérgicos são depressores potentes do SNC, apresentando propriedades sedativas, relaxantes musculares, e analgésicas. Podem ser utilizados isoladamente para a imobilização, apenas, ou em conjunto com opióides e anestésicos dissociativos. Seus efeitos são dose-dependentes e podem variar de uma leve sedação ao sono profundo. Em animais muito agitados, podem não promover um grau adequado de imobilização. Também podem alterar os mecanismos normais de termorregulação, causando hipo ou hipertermia. O uso dessas drogas para a imobilização passou a ser mais difundido devido ao desenvolvimento de drogas antagonistas (WENKER, 1998).

PAGE (1993) e MALLEY (1997) reportam o uso do cloridrato de xilazina em crocodilianos, e do cloridrato de medetomidina em serpentes. Entretanto, de acordo com o primeiro autor, o uso de agonistas de receptores α_2 em répteis não é muito difundido. SLEEMAN e GAYNOR (2000) relatam o uso de medetomidina em jabutis da espécie *Gopherus agassizii*, e diversos autores (LOCK *et al.*, 1998; GREER *et al.*, 2001; DENNIS e HEARD, 2002) descrevem, ainda, o uso da combinação entre essa droga e a quetamina para anestesia em quelônios terrestres e aquáticos, das mais variadas espécies.

1.5.4. *Metano Sulfonato de Tricaína (MS-222)*

Este agente é um isômero da benzocaína (apresentando, no entanto maior hidrossolubilidade que esta droga) e, portanto, relacionado aos anestésicos locais (ALPHARMA, 2001). Ele é comumente utilizado para a anestesia de peixes e

anfíbios, por imersão, embora também venha sendo utilizado na anestesia de répteis, através de administração intramuscular (BENNETT, 1991). Este último autor relata a utilização desse fármaco, embora nem sempre com sucesso, em serpentes e crocodilianos. Já BAGATTO *et al.* (1997) reportam o seu uso, tanto por injeção como por imersão, em duas espécies de quelônios aquáticos (*Apalone spinifera* e *Apalone ferox*), promovendo bom relaxamento muscular e sendo possível atingir a anestesia cirúrgica. Segundo esses autores, tanto a indução como a recuperação anestésicas são rápidas, embora bastante variáveis.

O mecanismo de ação do MS-222 envolve o bloqueio da condução nervosa, bem como ações diretas sobre o sistema nervoso central, sistema cardio-vascular, junção neuromuscular e sinapses autonômicas ganglionares. Em baixas doses, promove tranquilização e sedação (úteis para a realização de pequenos procedimentos), enquanto, em altas doses, promove anestesia geral (ALPHARMA, 2001)

1.5.5. Anestésicos Gerais

Quando tanto a imobilização quanto analgesia são desejadas, deve-se lançar mão da anestesia geral, que segundo MASSONE (1994) e BERNARDI *et al.* (1996) busca promover, além da analgesia, perda da consciência, proteção neurovegetativa, relaxamento muscular e amnésia. De acordo, ainda com o primeiro autor, a anestesia geral pode ser dividida em barbitúrica, quando envolve o emprego de barbitúricos, e não-barbitúrica, na qual podem ser utilizadas drogas de classes químicas diversas. Dentre os agentes não barbitúricos destacam-se os narcóticos, os compostos imidazólicos, os alquil-fenóis, anestésicos esteroidais e as ciclohexanonas (anestésicos dissociativos).

Barbitúricos

Os barbitúricos produzem depressão dose-dependente do sistema nervoso central e seus efeitos podem variar desde uma leve sedação, anestesia geral, até a completa depressão bulbar, ocasionando o óbito (FANTONI *et al.*, 1996). CALDERWOOD (1971) relata que os barbitúricos são os anestésicos mais utilizados

em répteis, sendo a dose variável em função da droga, via de administração, espécie a ser anestesiada, tempo desejado da anestesia e temperatura ambiente. ARENA (1988) e PAGE (1993) reportam que esses agentes têm sido utilizados com sucesso em crocodilianos, quelônios e serpentes. Apesar de BENETT (1991) descrever o seu uso em diversas espécies de lagartos, PAGE (1993) não recomenda esse tipo de anestesia nesse grupo de répteis.

Diversos autores (COOPER, 1974; JONES, 1977; LAWRENCE e JACKSON, 1983; PAGE, 1993; BENETT, 1996; MOON e STABENAU, 1996; MOON e FOERSTER, 2001) apontam vários problemas relacionados ao uso de barbitúricos em répteis, dentre os quais os longos períodos de indução e recuperação, e a freqüente ocorrência de óbitos. BENETT (1991) questiona, ainda, a viabilidade do uso desses agentes nesses animais, uma vez que o seu efeito pode ser influenciado pelo tamanho do indivíduo, seu estado nutricional, sua condição física, temperatura corporal e pelo manuseio durante a contenção. FRYE (1994) afirma que esses fármacos podem ser utilizados em répteis, embora com poucas consistência e segurança, ao passo que BURKE (1996) enfaticamente contra-indica o seu uso.

BENETT (1991) relata que, em répteis, os barbitúricos podem ser administrados por qualquer via, mas, devido ao seu pH alcalino (10 a 11), podem causar irritação tecidual, e, assim, devem ser administrados em concentrações menores que 2,5% caso a via não seja a intravenosa. Esse autor recomenda a via intracelômica em virtude de essa proporcionar um período de indução correspondente à metade daquele observado através das outras vias. Pelo mesmo motivo, TROIANO (1991) sugere a utilização das vias intravenosa ou intraperitoneal em detrimento da intramuscular, apesar de essa última via (além da intraperitoneal) ser indicada por (PAGE, 1993).

Para a anestesia barbitúrica em répteis, JONES (1977), BENETT (1991) e PAGE (1993) sugerem o uso de agentes de duração ultra-curta ou curta. Dentro dessa última categoria, figura o pentobarbital, que é o anestésico injetável mais utilizado em quelônios, de acordo com BELLÓ e BELLÓ-KLEIN (1991), especialmente naqueles em estado de caquexia (WALLACH, 1969). BENETT (1991) relata o uso desse anestésico em crocodilianos (inclusive através da via oral), além de quelônios terrestres, dulcícolas e marinhos. CALDERWOOD (1971) e BENETT (1991) relatam, ainda, que não são observadas diferenças entre tiopental e

pentobarbital com relação ao tempo de indução e recuperação em répteis. O uso de pentobarbital em serpentes apresenta alguns problemas (BENETT, 1991), pois, para atingir um plano cirúrgico de anestesia, são necessárias doses elevadas (entre 60 e 100 mg/Kg) desse agente, próximas àquelas em que se observam problemas respiratórios e cardíacos, e, em alguns casos, a morte dos animais.

Dentre os barbitúricos de ação ultra-curta utilizados em répteis, o metoexital é o indicado por PAGE (1993), principalmente na anestesia de serpentes, nas quais esse agente provou ser mais eficaz que em répteis de outras ordens. O metoexital também é indicado por BENETT (1991, 1996) em preferência ao tiopental, uma vez que o primeiro, além de apresentar menor período de indução, possui uma potência três vezes maior. Esse autor relata, ainda, que animais jovens e em processo de ecdise, e algumas espécies de répteis, são especialmente sensíveis ao metoexital.

Narcóticos

Os narcóticos ou hipnoanalgésicos são análogos naturais, sintéticos ou semi-sintéticos da morfina e apresentam um potente efeito analgésico, sem, porém, promoverem perda da consciência. Em algumas espécies animais, entretanto, são capazes, também, de promover sedação, sendo úteis, portanto, para a realização de contenção (MASSONE, 1994; GÓRNIK, 1996b). O cloridrato de etorfina é um potente analgésico dessa classe de fármacos e, embora venha sendo utilizado com sucesso em todas as ordens de répteis, seu uso mais comum é em quelônios e crocodilianos (BURKE, 1986; BENETT, 1991). Entretanto PAGE (1993) relata que essa droga só é eficaz para a contenção de uma espécie de crocodiliano (*Alligator mississippiensis*), enquanto BENETT (1991) relata resultados insatisfatórios do seu uso em serpentes.

De acordo com BENETT (1991), a escolha das doses e da via de administração do cloridrato de etorfina depende do grau de sedação que se deseja obter e do tamanho do animal, e recomenda a utilização das vias intraperitoneal e intramuscular. Esse autor relata, ainda, uma desvantagem no uso dessa classe de drogas em répteis: como as doses para esses animais são muito maiores que aquelas para mamíferos, a anestesia de répteis com etorfina representa um custo elevado.

Etomidato

O Etomidato, um derivado carboxilado do imidazol, apresenta potente efeito hipnótico, sem, contudo, possuir propriedades analgésicas (FANTONI *et al.*, 1996). Suas propriedades farmacológicas são semelhantes às dos barbituratos, embora apresente maior margem de segurança. Além disso, apresenta como principal vantagem a capacidade de preservar a estabilidade cardiovascular e respiratória. Como efeitos adversos, observam-se movimentos musculares miotônicos e a supressão da resposta adrenocortical ao estresse. Pode ser utilizado como droga de indução ou para a realização de pequenos procedimentos (HOWIE e SMITH, 1996).

Seu mecanismo de ação parece envolver a modulação da transmissão GABA-érgica, possivelmente pelo aumento do número destes receptores. Seu uso não é muito difundido em mamíferos, por causa dos efeitos adversos. Possui efeito anestésico de curta duração (10 a 15 minutos). Causa relaxamento muscular razoável. Após a administração podem ser observados dor, mioclonias, excitação e vômitos. A tendência à excitação e mioclonias pode ser evitada com a administração prévia de midazolam (FANTONI *et al.*, 1996).

Propofol

O propofol é um alquil-fenol com alta lipossolubilidade, e, por esse motivo, age rapidamente no sistema nervoso central. Em virtude do seu elevado grau de ligação às proteínas plasmáticas, a recuperação anestésica torna-se rápida. Essa droga não apresenta propriedades analgésicas, mas reduz a dose necessária de opióides quando associada a eles, podendo ser utilizada como agente anestésico único ou para complementar a anestesia inalatória. A Indução anestésica com esse agente gera uma diminuição da pressão arterial por diminuição da resistência periférica, embora não se observe taquicardia reflexa. São observados, ainda, depressão respiratória e moderado grau de relaxamento muscular. O seu mecanismo de ação envolve a modulação da transmissão gaba-érgica (HOWIE e SMITH, 1996).

Diversos veterinários recomendam o propofol como anestésico injetável de escolha para répteis, conforme relata PYE *et al.* (1998). Esses mesmos autores

reportam o uso desse agente em um quelônio aquático (*Trachemys scripta*) para realização de pequeno procedimento cirúrgico. Entretanto, uma vez que o propofol deve ser administrado por via intravenosa, e em quelônios o sítio de administração é preferencialmente a jugular, houve a necessidade de usar um agente indutor (cloridrato de quetamina) para ter acesso à veia. BENETT *et al.* (1998) relatam o uso de propofol, administrado por via intraóssea, em lagartos do gênero *Iguana*. Nesse estudo, foram observadas redução da frequência cardíaca e hipercapnia devido à apneia após a indução anestésica, que ocorreu em 03 minutos. A duração da anestesia variou entre 27 e 37 minutos e, de maneira geral, os autores consideraram satisfatório o uso de propofol nessa espécie de réptil.

Apnéia após o uso de propofol também é relatada em serpentes (*Boiga irregularis*) por ANDERSON *et al.* (1999). Entretanto, não foi observada redução da frequência cardíaca, além de que a hipercapnia observada não foi significativa, pois a apnéia durou entre 30 e 60 segundos, apenas. A duração da anestesia foi de aproximadamente 24 minutos, e à semelhança do estudo com iguanas, os autores consideraram esse anestésico satisfatório para a realização de pequenos procedimentos nessa espécie de serpente.

Anestésicos Esteroidais

Existe no comércio um anestésico composto por dois fármacos esteroidais: alfaxalone e alfadolone. Esse anestésico foi inicialmente utilizado em primatas e felinos, e, em seguida, passou a ser adotado para a anestesia de aves, peixes e répteis (LAWRENCE e JACKSON, 1983). Esses autores relatam que a utilização desse anestésico em lagartos e quelônios é bastante eficaz, uma vez que promove anestesia profunda, com grau de relaxamento muscular suficiente para a manipulação e mesmo realização de cirurgias, bem como uma rápida recuperação anestésica. Para serpentes, no entanto, o seu uso não é recomendado, uma vez que as respostas observadas foram extremamente variáveis (em alguns animais o anestésico foi incapaz de promover analgesia). Nesse estudo, entretanto, não foram registrados sinais indicativos de depressão cardíaca e/ou respiratória em nenhum dos animais.

1.5.6. Anestésicos Dissociativos

A anestesia dissociativa é um tipo de anestesia capaz de, seletivamente, dissociar o córtex cerebral, causando analgesia e desligamento, sem perda, porém, dos reflexos protetores (MASSONE, 1994). Além disso, os olhos permanecem abertos, as pupilas midriáticas e há ausência de relaxamento muscular (FANTONI *et al.* 1996).

Os anestésicos dissociativos são amplamente empregados em medicina veterinária porque possuem elevada margem de segurança, podem ser administrados a inúmeras espécies de animais domésticos e silvestres, utilizando-se qualquer via, inclusive a intramuscular ou subcutânea (BURKE, 1986; TROIANO, 1991; FANTONI *et al.*, 1996), são estáveis dentro de uma ampla faixa de temperatura e facilmente encontrados no mercado (FRYE, 1994), além de proporcionarem graus variados de relaxamento muscular, de maneira dose-dependente (PAGE, 1993). Segundo PACHALY (2000), os anestésicos dissociativos são as drogas mais empregadas na contenção de animais selvagens, sejam eles anfíbios, répteis aves ou mamíferos.

De acordo com BOEVER E CAPUTTO (1982) e PAGE (1993) os agentes dissociativos têm sido largamente utilizados em répteis, e FRYE (1994) afirma que esses agentes devem ser as drogas de escolha para anestesia nesse grupo animal, pois são muito eficazes para a maioria das espécies, apresentando uma grande margem de segurança. Uma vantagem adicional dos anestésicos dissociativos é o rápido retorno da anestesia, o qual pode ser acelerado pelo uso intravenoso de pequenos volumes de agentes diuréticos e soluções fisiológicas (FRYE, 1994).

Os dois únicos anestésicos dissociativos atualmente em uso clínico são a quetamina e a tiletamina. Ambas as drogas produzem intensa analgesia no sistema muscular-esquelético, e embora movimentos bruscos involuntários possam ser observados durante o ato operatório, os mesmos não estão associados à sensação dolorosa (FANTONI *et al.*, 1996). Ainda segundo esse autor, a recuperação da anestesia pode ocorrer de forma súbita e acompanhada de excitação, e como esses agentes estimulam áreas específicas do sistema nervoso central, são comuns reações de delírio e alucinações ao despertar.

1.5.6.1 Cloridrato de Quetamina

O cloridrato de quetamina é um anestésico dissociativo, com pH de 3,5 em solução aquosa a 10 %. Devido a essa acidez, possui propriedades irritantes quando injetado pela via intramuscular, e muitos animais demonstram sinais de dor durante a sua administração (FOWLER, 1986; FANTONI *et al*, 1996; ILKIW, 2002). Apesar disso, não provoca edema ou necrose tecidual como os barbitúricos. Sua lipossolubilidade é cerca de 10 vezes maior do que a do tiopental, sendo rapidamente absorvido (FOWLER, 1986; FANTONI *et al*, 1996). Seu antídoto é a ioimbina, aplicado na dose de 0,125mg/kg (FOWLER, 1986).

A quetamina produz graus variáveis de analgesia, sendo possível atingir a anestesia geral (MALLEY, 1997; PACHALY, 2000). A analgesia profunda é rapidamente alcançada, embora a do peritônio visceral possa ser menor do que a desejada (FOWLER, 1986), não permitindo, assim, efetuar laparotomias ou toracotomias. Entretanto, seu uso é prático para intervenções rápidas, tais como extrações de pinos intramedulares, pequenas suturas, excisões tumorais, retiradas de dedos suplementares, punções diagnósticas, ou até amputações de membros em pacientes de alto risco (MASONE, 1994).

A grande vantagem da quetamina como droga anestésica é que, além de ser usada isoladamente, ela pode ser empregada como agente indutor para anestesia volátil, ou associada a outros agentes anestésicos (MASONE, 1994). Além disso, pode ser utilizada para anestésias de curta ou longa durações, dependendo da dose utilizada (GLENN *et al.*, 1972).

A analgesia causada por essa droga é atribuída ao bloqueio da condução de impulsos dolorosos ao tálamo e áreas corticais (FANTONI *et al*, 1996). Ela também altera a resposta do sistema nervoso central a impulsos sensitivos, sem bloquear, no entanto, o tronco cerebral e as vias medulares. Depressão ocorre no tálamo, centros dolorosos e muito pouco no sistema reticular mesencefálico. No entanto, em áreas subcorticais e no hipocampo, causa ativação. A ação anestésica da quetamina requer a presença do córtex cerebral funcional, sendo incapaz de induzir a anestesia em casos de injúrias maciças ao neocórtex, doenças corticais prévias ou hidrocefalia adiantada (FANTONI *et al.*, 1996).

Em mamíferos, o período de latência da quetamina, quando aplicada por via intramuscular, é de 5 a 10 minutos, com período anestésico hábil de 30 a 45 minutos e período de recuperação idêntico (FOWLER, 1986; MASONE, 1994). Latências e período de recuperação anestésica maiores (10 a 30 minutos, e 24 a 96 horas, respectivamente) foram registradas, em répteis, por BENETT (1996). BURKE (1996), HALL e CLARE (1991) e PAGE (1993) afirmam que o tempo de recuperação pode variar de algumas horas a alguns dias, sendo, ainda, dependente da dose e da condição do paciente. Quando, por exemplo, utilizada em pacientes debilitados, a recuperação pode se estender por até seis dias (BENETT, 1996), e, dessa forma, seu uso fica contra-indicado nessa situação (PAGE, 1993).

A depuração da quetamina na maior parte das espécies animais, parece ser dependente do metabolismo hepático, já que menos de 5 % dessa droga pode ser recuperada de forma inalterada na urina (FANTONI *et al.*, 1996). Apesar de MALLEY (1997) afirmar que, em répteis, a quetamina sofre depuração renal, BENETT (1996) afirma que o mecanismo de eliminação dessa droga nesses animais é desconhecido. Enquanto não houver uma definição sobre a forma de eliminação, e uma vez que os répteis possuem um sistema porta-renal, deve-se evitar a injeção no trem posterior do animal para não diminuir os efeitos da droga (BENETT, 1996). MALLEY (1997) relata que pode ser necessária fluidoterapia para auxiliar a recuperação pós-anestésica. De acordo com FRYE (*apud* MALLEY, 1997), a administração intravenosa de solução salina estéril com pequena concentração de furosemida, que aumenta o *clearance*, pode ser utilizada para auxiliar na recuperação.

A ação do cloridrato de quetamina sobre o sistema cárdio-vascular envolve aumento da freqüência cardíaca, e das pressões arterial sistêmica, da artéria pulmonar e de capilares pulmonares, resistência vascular periférica, pressão intracraniana e pressão intraocular. Um dos possíveis mecanismos responsáveis pelos efeitos estimulantes no sistema cardiovascular é a inibição da captação de noradrenalina nas terminações nervosas (FANTONI *et al.*, 1996).

Com relação ao sistema respiratório, esse anestésico pode diminuir a freqüência respiratória e o volume-minuto, causando depressão respiratória de maneira dose-dependente. Portanto, pode ser necessária a ventilação assistida ao utilizar doses elevadas (PACHALY, 2000), o que, em répteis ocorreria acima de 100

mg/Kg (MALLEY, 1997). A quetamina pode, ainda, aumentar a PaCO₂ e diminuir o pH e a PaO₂, exacerbando a depressão respiratória (FANTONI *et al.*, 1996). A intubação endotraqueal, caso seja necessária, ocorrerá com uma certa dificuldade, uma vez que esse anestésico mantém o reflexo laringo-faríngeo. Por outro lado, isso representa uma vantagem para o animal, pois minimiza o risco de aspiração de conteúdo do trato digestivo durante uma eventual regurgitação (FOWLER, 1986).

Outros efeitos desse anestésico envolvem o sistema músculo-esquelético, sendo possível observar-se aumento da atividade motora, hipertonicidade muscular e catatonias, principalmente quando administrado em baixas doses e isoladamente (FOWLER, 1986; SEDGWICK, 1989; FANTONI *et al.*, 1996; MALLEY, 1997; PACHALY, 2000). Em répteis, BENETT (1996) relata a ocorrência de movimentos serpentiformes mesmo durante o plano cirúrgico. Tais ações decorrem, segundo FANTONI *et al.* (1996), da capacidade desse anestésico em induzir aumento da concentração cerebral de dopamina e serotonina. Assim, a quetamina geralmente é utilizada em associação com agentes agonistas α_2 -adrenérgicos, derivados fenotiazínicos e benzodiazepínicos, para bloquear ou minimizar a ocorrência de convulsões e para induzir um miorelaxamento satisfatório (FANTONI *et al.*, 1996; MALLEY, 1997; PACHALY, 2000).

O cloridrato de quetamina foi concebido, inicialmente, como agente anestésico geral para mamíferos (GLENN *et al.*, 1972), embora hoje em dia seja uma das drogas mais empregadas na contenção de animais selvagens (WHITE *et al. apud* ARENA *et al.*, 1988; PACHALY, 2000), sendo particularmente eficaz em carnívoros, aves e répteis (FOWLER, 1986). Diversos autores (BURKE, 1986; GREEN *et al. apud* ARENA *et al.*, 1988; TROIANO, 1991; PAGE, 1993; BENETT, 1996) afirmam que esse anestésico injetável é o mais utilizado em qualquer ordem de répteis, apresentando uma boa eficiência (SEDGWICK, 1989).

Comparada a outras drogas ou técnicas para contenção de répteis, a quetamina mostrou-se melhor que clorofórmio, éter, hipotermia, diversos tranqüilizantes e agentes inalatórios como halotano, tendo sido utilizada com sucesso tanto para a tranqüilização quanto para anestesia geral desses animais (GLENN *et al.*, 1972). Entretanto, de acordo com SCHUMACHER *et al.* (1997), ainda são poucos os estudos detalhados sobre os efeitos desse anestésico dissociativo em répteis.

1.6. O SISTEMA CIRCULATÓRIO DOS QUELÔNIOS

1.6.1. Anatomia e fisiologia cardíacas

As diferenças na estrutura e no funcionamento do sistema circulatório dos diferentes grupos de répteis são bastante evidentes, e maiores que as observadas entre os diversos tetrápodes. Essas diferenças refletem-se nos três padrões observados entre os répteis, e são devidas mais ao modo de vida do que ao parentesco evolutivo (BURGGREN, 1987).

Um desses padrões é observado em squamata e chelonia, em que o coração é composto por duas pequenas câmaras atriais e um único ventrículo, subdividido em três cavidades interconectadas (WHITE, 1976; HICKS *et al.*, 1996). Essas cavidades são originadas pela presença de septos musculares no interior do ventrículo. Um desses septos, chamado de borda muscular (*Muscular ridge*, ou *Muskelleiste* segundo os autores alemães) origina-se da região ventral da parede ventricular, dividindo o ventrículo em uma grande cavidade dorsal e uma pequena cavidade ventral, chamada de *cavum pulmonale*. A borda dorsolateral desse septo é livre, servindo como um elemento potencial para a comunicação entre as cavidades ventral e dorsal. A cavidade dorsal é, por meio de um septo (septo vertical), subdividida em duas outras cavidades: *cavum venosum*, à direita, e *cavum arteriosum*, à esquerda (figura 03). Entretanto, essas duas cavidades comunicam-se, em um ponto cranialmente ao septo vertical, através do conduto interventricular (*Interventricular canal*), localizado próximo à base do coração (WHITE, 1976) (figura 04).

O *cavum pulmonale* não possui ligação direta com nenhum dos átrios, e é o local de origem da artéria pulmonar. O *cavum venosum* recebe o sangue pouco oxigenado proveniente do átrio direito, e é o local de origem dos arcos aórticos direito e esquerdo. O *cavum arteriosum* recebe o sangue oxigenado proveniente dos pulmões, mas não possui conexão direta com nenhum dos arcos aórticos nem com a artéria pulmonar (figura 05) (BURGGREN, 1987).

Essa complexa anatomia do coração desses répteis permite que, em algumas situações, as massas de sangue provenientes dos átrios direito e esquerdo possam ser redistribuídas entre as três cavidades interconectadas, fenômeno denominado

shunt, e, dessa forma, variados graus de mistura entre sangue oxigenado e desoxigenado são possíveis no interior do ventrículo (WHITE, 1976; BURGGREN, 1987) (figura 06). Essa possibilidade de mistura permite concluir que o coração dos répteis seria bastante primitivo e ineficiente, pois não poderia separar massas de sangue com diferentes conteúdos de oxigênio. Este coração representaria, pois, um estágio evolutivo de transição entre os anfíbios e os homeotermos, que caracteristicamente possuem separação completa das circulações pulmonar e sistêmica (WHITE, 1976; BURGGREN, 1987).

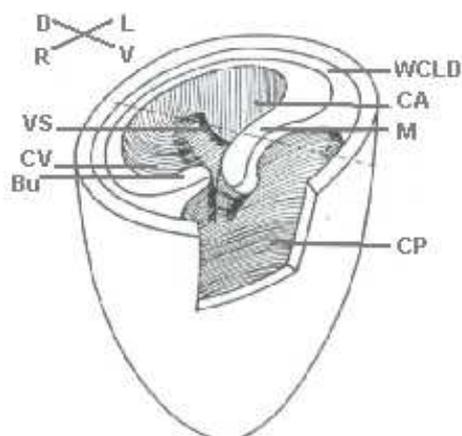


Figura 03 – Representação esquemática do ventrículo de um réptil não-crocodiliano, mostrando as relações entre os septos musculares e as cavidades cardíacas. Bu, Busbulamelle (septo muscular que se projeta para o interior do *cavum venosum*); CA, *cavum arteriosum*; CP, *cavum pulmonale*; CV, *cavum venosum*; M, *Muskeleiste*; VS, septo vertical; WCLD, parede espessada do *cavum laterodorsale*; V, D, L, R, ventral, dorsal, esquerdo e direito, respectivamente. Fonte: WHITE, 1976.



Figura 04 - Representação esquemática do coração de um réptil não-crocodiliano, em corte frontal feito em um plano dorsal ao *cavum pulmonale*. A ação das válvulas atrioventriculares é indicada através das setas. CA, *cavum arteriosum*; CV, *cavum venosum*; IVC, conduto interventricular, LA, átrio esquerdo; RA, átrio direito. Fonte: WHITE, 1968.

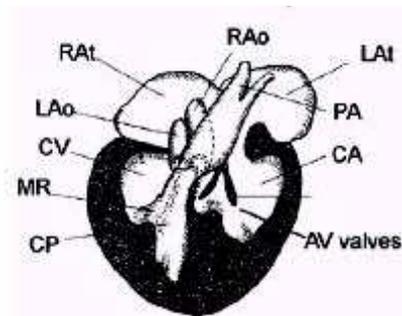


Figura 05 - Representação esquemática do coração de um réptil não-crocodiliano, em seu aspecto ventral. RAt, átrio direito; LAt, átrio esquerdo; CP, *cavum pulmonale*; CA, *cavum arteriosum*; CV, *cavum venosum*; PA, artéria pulmonar; LAo, arco aórtico esquerdo; RAo, arco aórtico direito; MR, borda muscular (muscular ridge). Fonte: HICKS, 2002.

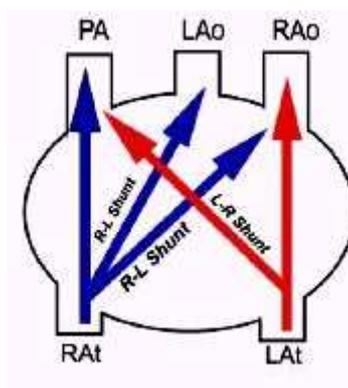


Figura 06 – Possibilidades de fluxo das massas de sangue oxigenado (em vermelho) e desoxigenado (em azul) no interior do coração de répteis não-crocodilianos. RAt, átrio direito; LAt, átrio esquerdo; PA, artéria pulmonar; LAo, arco aórtico esquerdo; RAo, arco aórtico direito. Fonte: HICKS, 2002.

A existência dos *shunts*, no entanto, está intimamente relacionada ao padrão ventilatório observado nos diversos grupos de répteis, sejam eles aquáticos ou terrestres; nesses animais, ao contrário das aves e mamíferos, a ventilação pulmonar é feita de forma intermitente, intercalando períodos de apnéia (de duração variável) com rápidos eventos de ventilação (BURGGREN, 1972; BURGGREN e SHELTON, 1979; GLASS e WOOD, 1983). Entretanto, os *shunts* constituem um processo fisiológico cuidadosamente regulado, e permitem que os pulmões sejam perfundidos de acordo com o grau de ventilação, mantendo-se, com isso, uma perfeita relação ventilação/perfusão no processo de respiração intermitente desses animais (BURGGREN, 1987).

Com relação ao sistema de condução no coração, sua existência em répteis foi demonstrada desde o final do século 19, com os estudos de Gaskell (BURGGREN, 1978). Entretanto, este e outros estudos com esse grupo animal (DIMOND, 1959; SHAAD e QAYYUM, 1975; KOPRLA, 1987; CHRISTIAN e GRIGG, 1999), e em especial, com *Geochelone carbonaria* (GÁRATE *et al.*, 1999), relataram, através de achados histológicos, a presença de fibras especializadas para a condução apenas no átrio e na junção átrio-ventricular, mas não no ventrículo.

Segundo KOPLRA (*apud* CHRISTIAN e GRIGG, 1999), a falta de identificação de fibras de condução especializadas em algumas espécies, através de técnicas histológicas, deve-se ao fato de que, nas diferentes espécies animais, a morfologia desse tipo de célula nem sempre é facilmente distinguível das células do miocárdio de trabalho. Assim, a não-observação de tecido especializado de condução no ventrículo de répteis não significa que, de fato, ele seja inexistente nesses animais. Seguindo a mesma linha de raciocínio, TRUEX e SMYTHE (1965) relatam, em seu estudo histológico comparativo sobre o tecido de condução cardíaco, que as fibras de Purkinje nas diferentes espécies animais apresentam-se em graus variados de diferenciação em relação às fibras do miocárdio de trabalho. Em répteis, por exemplo, essa diferenciação é bastante discreta, embora fibras do tecido de condução ainda possam ser identificadas.

CRANFIELD (1965) e CHRISTIAN e GRIGG (1999) discutem, ainda, a possibilidade de existir um sistema de condução no ventrículo de répteis, sem, contudo, haver a diferenciação de um tecido especializado para esse fim. Essa hipótese baseia-se no fato de que o padrão de ativação dos ventrículos de répteis

não pode ser explicado apenas pela simples propagação através do miocárdio a partir do nodo sinoatrial, sendo necessário, para isso, a existência de um tecido de condução. Talvez baseado nesses fatos, BURGGREN (1978) tenha relatado a existência desse tipo de tecido no ventrículo de *Trachemys scripta*, *Testudo graeca* e *Testudo hermanni*, três espécies de quelônios, sendo a primeira dulcícola e as duas outras, terrestres.

Assim como a maioria dos vertebrados, o coração dos répteis é innervado tanto pela divisão simpática (exercendo ações excitatórias), quanto pela divisão parassimpática (exercendo ações inibitórias). Esses nervos cursam juntos, em um tronco comum (tronco simpato-vagal), e innervam o átrio, a região do marcapasso atrial, bem como o ventrículo, sendo responsáveis pela regulação da frequência cardíaca e da força de contração ventricular (KIRBY e BURNSTOCK, 1969; BALL e HICKS, 1996; WANG *et al.*, 2001).

1.6.2. Registro da Frequência Cardíaca em Répteis

Os valores de frequência cardíaca em répteis dependem de diversos parâmetros, os quais interagem de uma maneira bastante complexa. Dentre esses parâmetros destacam-se a temperatura e massa corporal, taxa metabólica, frequência respiratória e estimulação sensorial (MURRAY, 1998).

De acordo com MURRAY (1998), as técnicas usualmente adotadas para o monitoramento da função cardiovascular (frequência cardíaca, especialmente) durante a anestesia de mamíferos são pouco eficientes em répteis. Apesar de o coração dos répteis não produzir sons facilmente auscultáveis, dificultando o uso da estetoscopia como ferramenta de registro da frequência cardíaca (FRYE, 1994; BENETT, 1996), há um estudo mostrando a viabilidade dessa técnica em serpentes (CUSTER e BUSH, 1980). O uso de estetoscópios esofágicos, por outro lado, mostrou-se útil em algumas tartarugas dulcícolas, mas não em marinhas, uma vez que as papilas esofágicas queratinizadas, comuns nessas espécies, impedem a correta localização da sonda (MOON e FOERSTER, 2001).

Para se avaliar a frequência cardíaca, então, podem ser utilizados diversos outros equipamentos, dentre eles o oxímetro de pulso e o ecocardiógrafo (SEDGWICK, 1989; BENETT, 1996; MALLEY, 1997; WHITAKER e KRUM, 1999),

além de monitores de fluxo sanguíneo dos tipos eletromagnético (HOHNKE, 1975) ou ultrassônico (MOON e STABENAU, 1996; SCHUMACHER *et al.*, 1997; ROONEY *et al.*, 1999; DENIS e HEARD, 2002; PEIXOTO *et al.*, 2003). Uma outra técnica para registro da frequência cardíaca em répteis é a detecção do pulso de pressão, em animais cateterizados para registro de pressão arterial (LILLYWHITE e SEYMOUR, 1978; LILLYWHITE e POUGH, 1983; SMITS e KOZUBOWSKI, 1985; STEPHENS 1983; STINNER e ELY, 1993).

Diversos autores (LEGLER, 1971; BETHEA, 1972; BURGGREN, 1972; GATTEN, Jr., 1974; McDONALD, 1975; HEATWOLE *et al.*, 1978; BERGER *et al.*, 1980; HAILEY e THEOPHILIDIS, 1987; ARENA *et al.*, 1988; HICKS e COMEAU, 1994; MOON e STABENAU, 1996; CABANAC E BERNIERI, 2000; CABANAC E CABANAC, 2000) relatam a utilização da eletrocardiografia para registro da frequência cardíaca em répteis, seja em animais anestesiados ou não-anestesiados).

Alguns autores (AKERS e DAMM, 1963; KAPLAN E SCHWARTZ, 1963; MULLEN, 1967; YACZAN ET AL, 1972; JACOB e McDONALD, 1975; RISHER E CLAUSSEN, 1987; ALTIMIRAS *et al.*, 1998; HOLZ E HOLZ, 1995) utilizaram a eletrocardiografia não só para o registro da frequência cardíaca, mas para o estudo da atividade elétrica do coração de répteis.

Os componentes do traçado eletrocardiográfico de répteis assemelham-se àqueles observados em mamíferos, sendo observadas a onda P, complexo QRS e onda T, associadas, respectivamente, à despolarização atrial, despolarização ventricular e repolarização ventricular (WHITE, 1976; MURRAY, 1996). Além disso sabe-se que a porção terminal da veia cava, próxima ao seio venoso, bem como o próprio seio venoso, participam da sístole atrial. A atividade elétrica associada à contração dessas estruturas pode ser, em alguns animais, representada através de uma onda, denominada SV, precedendo a onda P (MULLEN, 1967; MURAY, 1996).

De acordo com MURRAY (1996), a contração cardíaca é iniciada no átrio direito na região do seio venoso e nodo sinoatrial, e, então, prossegue lateralmente para a esquerda (em direção ao átrio esquerdo) e caudalmente em direção ao ventrículo. O ventrículo é despolarizado inicialmente na sua base, prossequindo para a esquerda, enquanto durante a repolarização, a atividade elétrica pode se disseminar, a partir da base e em direção ao ápice, tanto para a direita como para a

esquerda. De acordo com WHITE (1967), a direção da atividade elétrica tomada durante a repolarização ventricular depende da movimentação do coração durante a diástole. Ainda segundo esse autor, a repolarização atrial ocorre ligeiramente antes da despolarização ventricular.

1.7. ESTRESSE EM RÉPTEIS

O termo *Estresse* pode ser definido como uma ruptura da homeostase, representada pela necessidade de reajuste de diversas funções orgânicas visando dotar o organismo de condições para responder ao estímulo que gera essa ruptura, aumentando, assim, as chances de sobrevivência (CLARK *et al.*, 1997; NOBLE, 2002). Para que ocorra esse reajuste, é necessário a ativação de um conjunto de respostas inespecíficas e estereotipadas, de caráter comportamental e/ou fisiológico (SEYLE, 1973; GREGORY *et al.*, 1996; WEIHE, 1998; JESSOP *et al.*, 2002; ØVERLI *et al.*, 2002), envolvendo os sistemas nervoso central, autonômico e endócrino (CLARK *et al.*, 1997; WEIHE, 1998; NOBLE, 2002).

Ao estímulo capaz de gerar o estresse, SEYLE (1973) deu o nome de Agente estressor (*Stressor*), e ao conjunto de respostas inespecíficas, *General Adaptation Syndrome*, considerando, ainda, que esteja dividido em três fases. A primeira delas é denominada Resposta de alarme (*Alarm reaction*) e representa a mobilização de diversos sistemas orgânicos que atuam como elementos de defesa contra um estímulo potencialmente nocivo. Essa fase pode ser caracterizada, ainda, pela adoção de estratégias ativas, envolvendo alocação de energia em atividades de fuga ou confronto (HABIB *et al.*, 2000; ØVERLI *et al.*, 2002). Segundo FOWLER (1986), dentre os diversos estímulos ambientais que podem atuar como agentes estressores destacam-se a contenção física, a manipulação e a mudança para um novo ambiente.

Segundo, ainda, SEYLE (1973), em caso de persistência do agente estressor, o animal passa à segunda fase da resposta, na qual a sua sobrevivência é assegurada através da ativação de um outro conjunto de mecanismos, sem que haja a necessidade de manutenção de contínuo estado de alarme. Essa etapa é denominada Fase de adaptação ou resistência (*Stage of resistance*), e representa,

segundo FARADAY (2002), a capacidade de habituação do animal à ruptura da homeostase causada pelo agente estressor. ØVERLI *et al.* (2002) afirmam, ainda, que as estratégias de defesa desenvolvidas durante essa fase caracterizam-se por apresentar redução do gasto energético. Se o agente estressor ainda estiver presente por um período mais prolongado, ocorre a terceira etapa da síndrome, denominada de Fase de exaustão (*Stage of exhaustion*), na qual o animal perde a sua capacidade de resistência ao agente estressor e pode vir a morrer.

Assim como outros vertebrados, os répteis respondem a um agente estressor através da ativação do eixo hipotálamo-hipofisário-adrenal e do sistema simpatomedular adrenal, com liberação de corticosteróides e catecolaminas (MAHAPATRA, 1991; STINNER e ELY, 1993; DUNLAP e WINGFIELD, 1995; GUILLETTE Jr. *et al.*, 1995; GREGORY *et al.*, 1996; CASH *et al.*, 1997; MATT *et al.*, 1997; TYRRELL e CREE, 1997; LANCE e ELSEY, 1999; GREGORY e SCHMID, 2001; MATHIES *et al.*, 2001). Enquanto em mamíferos as principais fontes de noradrenalina e adrenalina plasmáticas são, respectivamente, as sinapses simpáticas e a medula adrenal, em répteis a medula adrenal secreta iguais proporções dessas duas catecolaminas (MATT *et al.*, 1997). Além disso, nesses animais o principal corticosteróide secretado é a corticosterona (CASH *et al.*, 1997; JESSOP *et al.*, 2002).

Em mamíferos, o efeito das catecolaminas sobre o coração envolve, além do aumento da condutibilidade elétrica e da força de contração das musculaturas atrial e ventricular, o aumento da freqüência de disparos do nodo sinoatrial (MIGLIORINI e KETTELHUT, 1999), gerando, pois, o aumento na freqüência cardíaca, típico da resposta ao estresse. Efeito semelhante das catecolaminas é observado em diversas espécies de répteis (DIMOND, 1959; WOJTASZEK, 1979; MEGHJI e BURNSTOCK, 1983; OJEWOLE e AKINWANDE, 1984; CHIU e SHAM, 1985; STINNER e ELY, 1993; BALL e HICKS, 1996).

2. JUSTIFICATIVA

Os dados disponíveis sobre parâmetros eletrocardiográficos, valores de frequência cardíaca e aspectos comportamentais em quelônios, anestesiados e não-anestesiados, referem-se, na sua maioria, a espécies exóticas à nossa fauna e, em geral, àquelas de hábitos aquático ou semi-aquático. O jabuti *Geochelone carbonaria* é uma espécie nativa, de hábito terrestre, comumente mantida em zoológicos ou como animal de estimação. Informações sobre sua fisiologia cardiovascular, bem como sobre seu comportamento em presença de agentes estressores e/ou sob anestesia são bastante úteis, uma vez que fornecem subsídios para a melhoria do seu manejo e na adequação do atendimento médico-veterinário.

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GERAL

O presente estudo teve como finalidade investigar os efeitos de agentes estressores (transporte dos animais até o Laboratório e posterior manipulação experimental) e da administração do cloridrato de quetamina sobre o traçado eletrocardiográfico, frequência cardíaca e comportamento de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*) adultos de ambos os sexos, sob condições de laboratório.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 1) Avaliar o uso de eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros de jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados, submetidos a ação de agentes estressores, para caracterização do seu traçado eletrocardiográfico e registro da frequência cardíaca.
- 2) Descrever o padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados, submetidos a ação de agentes estressores.

3) Determinar a amplitude e duração das ondas bem como a duração dos segmentos e intervalos do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados.

4) Comparar a atividade motora (como indicativo de padrão comportamental associado ao estresse) em jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1. ANIMAIS

Foram utilizados vinte jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria* SPIX, 1824) adultos (dez machos e dez fêmeas) provenientes do plantel do Parque Dois Irmãos (Recife-PE), selecionados aleatoriamente dentre aqueles sem deformidades de carapaça e/ou plastrão, ou quaisquer outros problemas de saúde (detectados através de exame físico realizado por veterinário especializado), e cujo comprimento curvilíneo de carapaça fosse igual ou superior a 30,0 cm. Este valor corresponde à medida de animais adultos (PRITCHARD, 1979; LEVINE e SCHAFER, 1992; MOSKOVITS, 1998) e foi utilizado como referência, embora se saiba que animais mantidos em cativeiro podem apresentar retardo de crescimento e/ou deformidades na carapaça e plastrão em virtude de deficiências nutricionais e/ou de manejo (PINHEIRO, 1991).

As medidas de comprimento de carapaça foram efetuadas utilizando-se uma fita métrica flexível com precisão de 0,5 cm, aplicada sobre a carapaça, seguindo o seu contorno, desde a sutura entre os primeiros escudos marginais anteriores esquerdo e direito, até o escudo supracaudal. O peso dos animais foi aferido usando-se uma balança mecânica de prato, com precisão de 10 g. Machos e fêmeas utilizados no experimento apresentaram comprimento curvilíneo da carapaça de $38,85 \pm 3,20$ cm e $38,21 \pm 3,70$ cm (média \pm desvio-padrão), respectivamente, com peso de $3,95 \pm 0,97$ Kg e $3,65 \pm 0,95$ Kg (média \pm desvio-padrão), respectivamente. Não foram encontradas diferenças entre gêneros para cada um desses parâmetros, quer nas médias ou nas variâncias, garantindo-se, assim, a homogeneidade da amostra utilizada.

A utilização dos animais para esta pesquisa foi autorizada pelo IBAMA, através da licença nº 11/2000 (Processo IBAMA nº 02019.003097/99-98).

4.2. PROTOCOLO EXPERIMENTAL

O experimento realizou-se entre março e abril de 2001 no Laboratório de Hipertensão Experimental do Departamento de Fisiologia e Farmacologia da UFPE,

efetuando-se o registro eletrocardiográfico dos animais submetidos a quatro tratamentos. Os três primeiros foram realizados seqüencialmente, no intervalo de três dias, enquanto o quarto foi realizado aproximadamente duas semanas após o fim do terceiro tratamento.

Durante a sua permanência no Laboratório, os animais foram mantidos individualmente em caixas plásticas medindo 50,0 cm de diâmetro e 21,0 cm de profundidade, forradas com papel, e submetidos a um ciclo de iluminação com 12 horas de fase em claro (duas lâmpadas fluorescentes OSRAM 40W modelo F 40D-Daylight, acesas entre 06:00 e 18:00 h) e 12 horas de fase em escuro, utilizando-se um interruptor horário (*timer*) Digi-Mec modelo UHT-1 de programação diária. A temperatura ambiental foi mantida em $24,6\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 0,34$ (média \pm desvio-padrão) com amplitude entre 23,8 e 25,5 $^{\circ}\text{C}$.

Os animais foram alimentados, com ração canina, apenas ao final do terceiro e quarto tratamentos, permanecendo, pois, em jejum, por no máximo três dias durante a realização dos tratamentos 01, 02 e 03, e por no máximo dois dias durante o tratamento 04. Este procedimento visou excluir possíveis alterações na frequência cardíaca devidas à *Ação Dinâmica Específica* (ABE, 1987; SECOR *et al.*, 2000; WANG *et al.*, 2001), bem como evitar a diminuição do volume ventilatório, conforme sugerem BENETT (1996) e MALLEY (1997).

O tratamento 01 (T01) consistiu em transferir os animais, um por vez, do Parque Dois Irmãos para o Laboratório, realizando-se, a seguir, o registro eletrocardiográfico. Para isto, foi feita a contenção manual do animal em decúbito dorsal (o que facilitava o acesso do operador aos membros do animal), para fixação dos eletrodos adesivos descartáveis (Ag/AgCl, com gel eletrolítico; Medi-trace® 200, Graphic Controls, Buffalo, NY, USA), posicionados nos membros anterior direito, posterior esquerdo e posterior direito, seguindo a derivação II (figura 07), conforme descrevem HOLZ e HOLZ (1995). Previamente à fixação dos eletrodos foi realizada a limpeza do local de fixação com álcool etílico. Uma tira de fita isolante envolvendo cada um dos membros e o respectivo eletrodo proporcionava uma melhor fixação destes ao tegumento do animal (figura 08). Os cabos foram, então, conectados aos eletrodos, e o conjunto envolto com fita isolante (figura 09). Além disso, os cabos foram presos ao plastrão e carapaça dos animais com fita isolante. Todo este processo era realizado em um intervalo de, no máximo, 10 minutos.

Os animais foram, então, colocados no interior das caixas plásticas, em decúbito ventral, e a outra extremidade do cabo conectada ao amplificador modelo BMA-931 (CWE, Inc.) o qual, por sua vez, enviava o sinal ao sistema de aquisição de dados WINDAQ®. Imediatamente após o posicionamento do animal na caixa plástica, eram iniciados os registros (figura 10), os quais foram realizados durante 01 hora, em 07 períodos de 03 minutos, com intervalos de 10 minutos entre cada período, totalizando 21 minutos de registros por animal. Ao final dos registros, os eletrodos permaneciam fixados aos membros dos animais e os cabos eram desconectados para evitar que se partissem devido à movimentação dos animais.

Em todos os quatro tratamentos experimentais considerou-se a existência de agentes estressores, representados pela retirada dos jabutis do interior das caixas plásticas, sua manipulação durante a contenção manual, posicionamento em decúbito dorsal, fixação dos eletrodos e cabos para registro eletrocardiográfico, e re-posicionamento em decúbito ventral no interior das caixas plásticas. Uma vez que os registros eram realizados imediatamente após este re-posicionamento, os dados obtidos referiram-se a animais ainda sob a ação de agentes estressores. Além disso, no início do tratamento 01 os animais eram recém-chegados do Parque Dois Irmãos, ou seja, estavam inseridos em um novo ambiente, representando um agente estressor adicional.

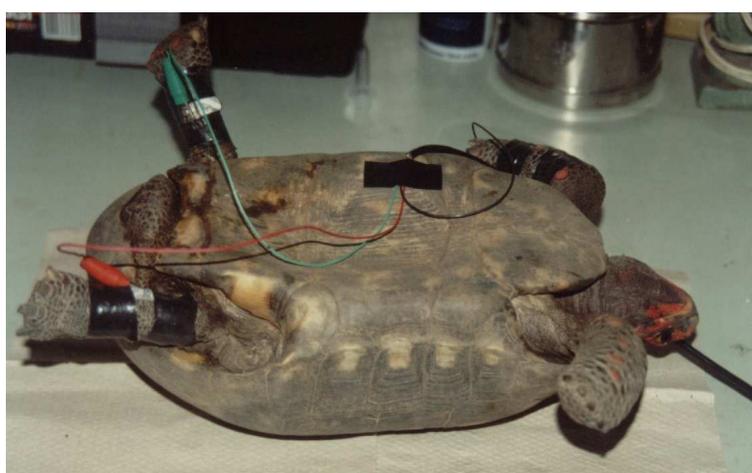


Figura 07 – Posicionamento dos eletrodos em jabuti-piranga seguindo a derivação II.



Figura 08 – Fixação do eletrodo ao membro anterior direito de jabuti-piranga com auxílio de fita isolante.

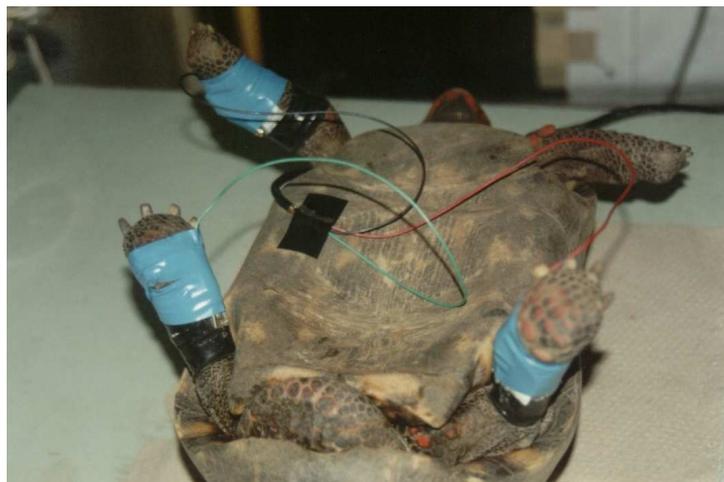


Figura 09 – Conjunto formado pelo cabo e eletrodos devidamente isolados, posicionados nos membros de jabuti-piranga.

O tratamento 02 (T02) consistiu na realização do registro eletrocardiográfico em animais não-anestesiados, no dia seguinte a T01, aproximadamente 18 horas após o término deste, visando obter o padrão de frequência cardíaca em animais aclimatados ao ambiente de laboratório. Os procedimentos adotados para a realização do registro foram os mesmos descritos para o primeiro tratamento, exceto pela fixação dos eletrodos, uma vez que os mesmos já encontravam-se

posicionados nos animais. Neste caso, também, os cabos foram desconectados ao final dos registros e os eletrodos permaneceram fixados aos animais.



Figura 10 – jabuti-piranga no interior da caixa plástica, conectado ao sistema de registro eletrocardiográfico.

No dia seguinte à realização de T02, os animais foram submetidos ao tratamento 03 (T03), que consistia na realização do registro eletrocardiográfico em animais anestesiados. Entretanto, previamente à anestesia, realizou-se o registro dos animais durante 20 minutos, em 02 períodos de 03 minutos, com intervalo de 10 minutos, seguindo o protocolo de manipulação descrito para T01. Em seguida, os animais foram retirados do interior das caixas plásticas, contidos manualmente em decúbito dorsal, e anestesiados com cloridrato de quetamina 100 mg/ml (Dopalen injetável, Agribrands Saúde Animal, Paulínia, SP, BRASIL), na dose de 50 mg/Kg, administrada por via intramuscular (IM) na face medial do membro anterior esquerdo, conforme sugere BENNETT (1996). Após a administração do anestésico, os animais foram recolocados nas caixas, em decúbito ventral, para que se procedesse à realização do registro eletrocardiográfico, seguindo o mesmo protocolo descrito para os outros tratamentos.

A manipulação dos animais previamente à anestesia prescindiu da fixação dos eletrodos, uma vez que os mesmos já encontravam-se adequadamente posicionados. Ao término do registro, os cabos foram desconectados e os eletrodos, retirados dos animais. Uma vez que em répteis, períodos de recuperação da anestesia com cloridrato de quetamina podem durar 24 horas ou mais (BURKE, 1986; PAGE, 1993; BENETT, 1996), os animais eram deixados no interior das suas caixas por mais dois dias, para que pudessem se alimentar e se recuperar completamente do estado anestésico, e, só então, eram devolvidos ao Parque Dois Irmãos.

Para a realização do tratamento 04 (T04), foram utilizados 10 animais (05 machos e 05 fêmeas) dentre os 20 utilizados anteriormente, os quais foram novamente trazidos ao Laboratório, um por vez, e submetidos, apenas, aos procedimentos de fixação de eletrodos descritos para T01. No dia seguinte, repetiu-se o protocolo de registro utilizado no tratamento 03, substituindo-se o cloridrato de quetamina por solução salina a 0,9% em igual volume ao utilizado para o anestésico. Após o término do registro, os cabos foram desconectados e os eletrodos, retirados. Os animais receberam, então, alimentação, e foram deixados no interior das suas caixas até o final do dia ou até o dia seguinte, quando, então, foram devolvidos ao Parque Dois Irmãos.

A temperatura corporal dos animais foi aferida em todos os tratamentos, imediatamente antes do início e após o fim de cada sessão de registro, através de um termopar com precisão de 0,1 °C (modelo B40196F - YSI Inc.), inserido na cloaca, acoplado a um teletermômetro modelo YSI 43 (YSI Inc.).

Em cada um dos tratamentos, os registros eletrocardiográficos foram realizados durante 01 hora, em 07 períodos de 03 minutos, com intervalos de 10 minutos entre cada período, totalizando 21 minutos de registros diários por animal. Os registros realizados antes da administração de cloridrato de quetamina e solução salina duraram 20 minutos, e seguiram o mesmo protocolo descrito para os demais. Em T03, foram realizados 09 registros adicionais ao término da primeira hora de registro, totalizando 48 minutos de registro por animal, em um período de duas horas e meia. Dessa forma, cada animal foi submetido a um total de 123 minutos de registro, distribuídos da seguinte forma: T01: 21 minutos; T02: 21 minutos; T03: 54 minutos; T04: 27 minutos).

4.3. PARÂMETROS ANALISADOS

Foram analisados os parâmetros descritos a seguir. Todos os testes estatísticos foram realizados com o programa Graphpad Prism version 4.00 for Windows (GraphPad Software, San Diego, Califórnia USA, www.graphpad.com).

4.3.1. *Temperaturas ambiental e corporal de jabutis-piranga machos e fêmeas em cada um dos tratamentos experimentais.*

O efeito do sexo dos animais e dos tratamentos a que foram submetidos sobre a sua temperatura corporal foi investigado através da análise de variância (ANOVA 2 fatores; $\alpha = 0,05$; Post-test: Bonferroni). O mesmo procedimento foi adotado para se determinar se houve diferenças entre os valores da temperatura ambiental (interior do laboratório) durante os diversos tratamentos e durante os registros com machos e fêmeas.

4.3.2. *Uso da eletrocardiografia para registro da frequência cardíaca em jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados, utilizando eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros dos animais.*

Foi computado em cada tratamento, para machos e fêmeas, o percentual de tempo, em relação ao tempo total de registro, em que foi possível determinar a frequência cardíaca através do registro eletrocardiográfico (para o Tratamento 03, utilizaram-se apenas os dados relativos à primeira hora de registro). Em seguida, foi investigada a influência do sexo dos animais e do tratamento a que foram submetidos sobre o sucesso dos registros, através do Teste Exato de Fisher bicaudal ($\alpha = 0,05$) e teste Qui-quadrado ($\alpha=0,05$), respectivamente.

4.3.3. *Padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga não-anestesiados, ao longo de uma hora após manipulação experimental, e ao longo de uma hora após administração de cloridrato de quetamina.*

As frequências cardíacas em cada um dos tratamentos foram calculadas a partir do intervalo R-R, a cada minuto de registro. Posteriormente, calculou-se uma

média desses valores para cada um dos 07 períodos de registro (cada um durando 03 minutos). De posse desses dados, foram comparadas as médias (Teste-t não-pareado bicaudal, $\alpha=0,05$) das freqüências cardíacas de machos e fêmeas em cada um dos períodos de registro, durante cada um dos tratamentos. Os coeficientes de variação da freqüência cardíaca foram comparados entre os sexos, para cada tratamento (considerando todos os 07 períodos de registro agrupados), de acordo com a técnica proposta por Lewontin (ZAR, 1996) e entre os tratamentos (considerando todos os 07 períodos de registro agrupados), para cada sexo, bem como para machos e fêmeas agrupados, através da técnica proposta por Miller e Feltz (ZAR, 1996).

Visando descrever o padrão do curso temporal da freqüência cardíaca bem como comparar os padrões observados em machos e fêmeas, foram calculadas, a partir dos dados de freqüência cardíaca a cada 10 minutos, as retas de regressão linear dos valores de freqüência cardíaca, com seus respectivos coeficientes de determinação e testes para verificação de existência de inclinação (ANOVA 1 fator; $\alpha =0,05$) para cada um dos sexos, em função do tempo de duração do experimento, em cada tratamento. As retas foram comparadas em seus coeficientes angulares (responsáveis pela inclinação) e lineares (responsáveis pela elevação em relação à abscissa) através da Análise de covariância (ANCOVA). Também foram traçadas retas de regressão linear para machos e fêmeas agrupados, e realizadas comparações entre os diferentes tratamentos, utilizando a mesma metodologia.

Utilizando-se a Análise de variância (ANOVA 1 fator; $\alpha =0,05$; Post-test: Dunnet) foi investigado em cada tratamento, para cada um dos sexos e para machos e fêmeas agrupados, o efeito do tempo transcorrido após a manipulação experimental sobre a freqüência cardíaca, buscando-se detectar o primeiro período em que esse parâmetro diferia em relação ao 3º minuto de registro. Além disso, foi investigado o efeito do período de registro e do tratamento sobre as freqüências cardíacas ao final do 3º, 33º e 63º minutos após a manipulação experimental, durante os quatro tratamentos, para cada um dos sexos, e para machos e fêmeas agrupados, utilizando a Análise de Variância (ANOVA 2 fatores; $\alpha =0,05$; Post-test: Bonferroni).

Os valores de freqüência cardíaca 03 e 13 minutos antes da administração de anestésico foram comparados em cada um dos sexos e entre os sexos, através da

Análise de variância (ANOVA 2 fatores; $\alpha = 0,05$; Post-test: Bonferroni, considerando como fatores o período de registro e o sexo dos animais). O mesmo procedimento foi adotado em relação aos registros que antecederam a administração de solução salina, bem como para os dois períodos iniciais de registro (01 e 10 minutos) após a administração de anestésico ou solução salina. Em seguida, foram comparados os valores de frequência cardíaca antes (01+10 minutos) e após (1+10 minutos) a administração de anestésico ou solução salina em machos e fêmeas agrupados (ANOVA 1 fator; $\alpha = 0,05$; Post-test: Tukey).

4.3.4. *Padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga ao longo de duas horas e meia após a administração de cloridrato de quetamina.*

Visando descrever o padrão do curso temporal da frequência cardíaca bem como comparar os padrões observados em machos e fêmeas ao longo de duas horas e meia durante o tratamento 03, foram calculadas, a partir dos dados de frequência cardíaca a cada 10 minutos, as retas de regressão linear dos valores de frequência cardíaca, com seus respectivos coeficientes de determinação e testes para verificação de existência de inclinação (ANOVA 1 fator; $\alpha = 0,05$) para cada um dos sexos, em função do tempo de duração do experimento. As retas foram comparadas em seus coeficientes angulares e lineares através da Análise de covariância (ANCOVA).

Também foi traçada a reta de regressão linear para machos e fêmeas agrupados, e, em seguida, realizadas análises de regressão não-lineares utilizando modelos polinomiais sucessivamente mais complexos (segunda, terceira e quarta ordens), até que fosse detectado, utilizando-se o teste F ($\alpha = 0,05$), quais destes modelos melhor se ajustava aos dados.

Utilizando-se a Análise de variância (ANOVA 1 fator; $\alpha = 0,05$; Post-test: Dunnet) foi investigado, para cada um dos sexos e para machos e fêmeas agrupados, o efeito do tempo transcorrido após a manipulação experimental sobre a frequência cardíaca, buscando-se detectar o primeiro período em que esse parâmetro assemelhava-se aos valores observados ao final do 153º minuto de registro. Além disso, foi investigado o efeito do período de registro e do sexo dos animais sobre as frequências cardíacas a cada 10 minutos, entre o 63º e o 150º

minutos após a manipulação experimental, utilizando a Análise de Variância (ANOVA 2 fatores; $\alpha = 0,05$; Post-test: Bonferroni).

4.3.5. *Comportamento dos animais durante a realização dos registros.*

Durante toda a duração dos registros em cada um dos tratamentos, foram anotados, através do método de observação “animal focal”, todos os eventos relacionados ao comportamento motor dos animais, distinguindo-se três categorias: Parado; Em deslocamento; Realização de movimentos esporádicos. Considerou-se que o animal estivesse em deslocamento ao realizar atividade ambulatoria no interior da caixa, e como movimentos esporádicos, a realização de movimentos de cabeça ou membros, sem que resultassem em deslocamento no interior da caixa. Na ausência de qualquer tipo de movimento, considerou-se que o animal estivesse parado.

Também foram anotados, através do mesmo método de observação, a frequência de quaisquer outros comportamentos exibidos pelos animais. Para cada tipo de comportamento observado (motor ou outro) adotou-se como categoria comportamental predominante, em cada dia de registro, aquela cuja frequência representasse mais de 50% do total de eventos registrados.

Através do teste Qui-quadrado ($\alpha = 0,05$), foram comparadas as frequências de ocorrência de cada uma das categorias comportamentais, entre machos e fêmeas, em cada um dos dias de registro, bem como as frequências relativas a machos e fêmeas agrupados, entre os vários dias de registro.

4.3.6. *Determinação das características dos componentes do traçado eletrocardiográfico.*

Avaliando-se o traçado eletrocardiográfico, buscou-se determinar os valores médios de amplitude (em milivolts) e duração (em milissegundos) das ondas P e T e do complexo QRS, além da duração dos segmentos PR, ST e dos intervalos PR, QT e RR, os quais foram comparados entre os tratamentos através da Análise de variância (ANOVA 1 fator; $\alpha = 0,05$; Post-test: Tukey).

A duração da atividade elétrica atrial e ventricular foi determinada, em cada um dos tratamentos experimentais, pela soma dos valores relativos aos intervalos PR e QT.

5. RESULTADOS

5.1. RESULTADOS EXPERIMENTAIS

5.1.1. *Temperaturas ambiental e corporal de jabutis-piranga machos e fêmeas em cada um dos tratamentos experimentais.*

Considerando todos os tratamentos em conjunto, a temperatura corporal dos machos variou entre 25,0 ° C e 31,0 ° C, e a das fêmeas, entre 25,0 ° C e 30,0 ° C. O sexo dos animais não apresentou efeito sobre esse parâmetro, o mesmo não podendo ser dito a respeito dos tratamentos. As temperaturas corporais de machos e fêmeas comportaram-se de maneira diferente ($P < 0,0001$; G.L=03:57; F=12,06) entre T01 e os demais tratamentos (tabela 01), sendo a temperatura corporal maior naquele que nestes. Os valores médios de temperatura ambiental não diferiram entre os tratamentos ou para os sexos. Os resultados da análise de variância (ANOVA) para as temperaturas corporais de machos e fêmeas e para as temperaturas ambientais são mostrados nas tabelas 01 e 02 do apêndice 01.

Tabela 01 – Valores de temperaturas ambiental (Ta) e corporal (Tc) de jabutis-piranga machos e fêmeas em cada um dos tratamentos experimentais. Os valores são apresentados como média \pm desvio-padrão). (Os números entre parênteses indicam a quantidade de registros realizados).

Tratamento	Ta (° C)	Tc Machos (° C)	Tc Fêmeas (° C)	Tc Machos e Fêmeas (° C)
T 01	24,5 \pm 0,45 (20)	28,58 \pm 1,36 (40)	27,78 \pm 1,43 (40)	28,18 \pm 1,42 (80)
T 02	24,7 \pm 0,28 (20)	26,81 \pm 0,79 \blacklozenge (40)	26,38 \pm 0,80 # (40)	26,59 \pm 0,80 (80)
T 03	24,6 \pm 0,30 (20)	26,53 \pm 0,63 \blacklozenge (40)	26,45 \pm 0,40 # (40)	26,49 \pm 0,50 (80)
T 04	24,4 \pm 0,16 (20)	26,30 \pm 0,84 \blacklozenge (20)	26,17 \pm 0,29 * (20)	26,25 \pm 0,65 (40)

\blacklozenge Diferença ($P < 0,001$) em relação a T01, em machos; # Diferença ($P < 0,01$) em relação a T01, em fêmeas; * Diferença ($P < 0,05$) em relação a T01, em fêmeas.

5.1.2. *Uso da eletrocardiografia para registro da frequência cardíaca em jabutis-piranga anestesiados e não-anestesiados, utilizando eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros dos animais.*

Nos machos, a frequência de obtenção de sucesso na determinação da frequência cardíaca através da eletrocardiografia ocorreu entre 80,95% e 99,05% do total de registros, tendo sido progressivamente maior nos tratamentos 04, 01, 03 e 02. Em fêmeas, o sucesso oscilou entre 68,10% e 98,10%, tendo sido progressivamente maior nos tratamentos 01, 02, 04 e 03. O efeito do sexo no sucesso da determinação da frequência cardíaca pode ser observado em T01 ($P < 0,001$) e T02 ($P < 0,0001$), nos quais o sucesso foi maior entre os machos, bem como em T04 ($P < 0,001$), no qual o sucesso foi maior entre as fêmeas (tabela 02).

A frequência de sucesso entre os diferentes tratamentos, considerando machos e fêmeas agrupados, variou entre 75,24% e 98,33%, sendo progressivamente maior nos tratamentos 01, 04, 02 e 03 (figura 11). A análise desses dados revelou a existência de um efeito significativo do tratamento sobre o sucesso na determinação da frequência cardíaca através da eletrocardiografia, uma vez que as frequências de obtenção de sucesso diferiram entre os tratamentos ($P < 0,0001$; G.L=03; $X^2 = 136,2$).

Tabela 02 – Frequências (em minutos) de obtenção de sucesso na determinação da frequência cardíaca através do registro eletrocardiográfico utilizando eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros de jabutis-piranga de ambos os sexos, em cada um dos tratamentos experimentais.

Tratamento	Sucesso			Insucesso			Total
	Machos	Fêmeas	Total	Machos	Fêmeas	Total	
T 01	173 (82,38 %)	143 (68,10 %) *	316 (75,24 %)	37	67	104	420
T 02	208 (99,05 %)	190 (90,48 %) *	398 (94,76 %)	02	20	22	420
T 03	207(98,57 %)	206 (98,10 %)	413 (98,33 %)	03	04	07	420
T 04	85 (80,95 %)	101 (96,19 %) *	186 (88,57 %)	20	04	24	210
Total	673 (91,56 %)	640 (87,07 %)	1313 (89,32 %)	62	95	157	1470

Os números entre parênteses indicam a frequência relativa.*Diferença ($P < 0,001$) em relação aos machos, em cada tratamento.

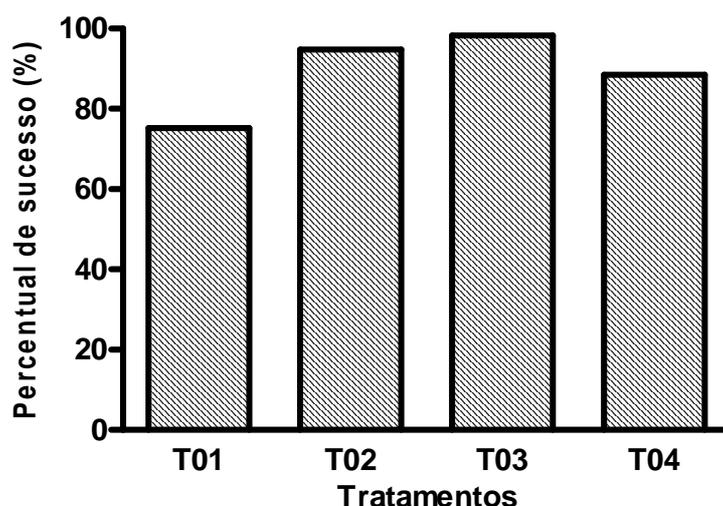


Figura 11 – Frequências relativas de obtenção de sucesso na determinação da frequência cardíaca em jabutis-piranga de ambos os sexos através da eletrocardiografia com uso de eletrodos adesivos de superfície, nos quatro tratamentos experimentais.

5.1.3. *Padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga não-anestesiados, ao longo de uma hora após manipulação experimental, e ao longo de uma hora após administração de cloridrato de quetamina.*

Os valores de frequência cardíaca (batimentos por minuto – bpm) de machos e fêmeas, e machos e fêmeas agrupados para cada um dos 07 períodos de registro, em cada tratamento são mostrados na tabela 03. Pode-se perceber uma tendência de maiores valores de frequência cardíaca em fêmeas (exceto durante T03), embora diferenças significativas tenham sido registradas apenas em T01, ao final do 13º minuto de registro ($P < 0,01$; G.L=46; $t=2,946$) e em T04, ao final do 33º ($P < 0,01$; G.L=22; $t=3,544$), 43º ($P < 0,05$; G.L=24; $t=2,541$) e 50º ($P < 0,05$; G.L=20; $t=2,795$) minutos de registro. O curso temporal das frequências cardíacas em ambos os sexos, ao longo de 01 hora após a manipulação experimental, em cada um dos tratamentos, está representado nas figuras 12, 13, 14 e 15. Para machos e fêmeas agrupados o curso temporal nos quatro tratamentos é mostrado na figura 16.

Tabela 03 –Valores das freqüências cardíacas (FC) e respectivos coeficientes de variação de jabutis-piranga de ambos os sexos, isoladamente e agrupados, em cada um dos 07 períodos de registro durante cada um dos tratamentos experimentais, expressos em batimentos por minuto (bpm) em valores médios (\pm desvio-padrão).

	T01			T02			T03			T04		
	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)
Machos												
03 minutos	25	27,43 \pm 8,35	30,44	29	21,97 \pm 8,72	39,69	30	28,80 \pm 9,02	31,32	15	18,57 \pm 2,22	11,95
13 minutos	24	23,47 \pm 6,37	27,14	30	18,07 \pm 7,94	43,94	27	28,27 \pm 7,24	25,61	14	15,43 \pm 5,33	34,54
23 minutos	24	23,36 \pm 6,06	25,94	30	17,28 \pm 6,55	37,91	30	26,58 \pm 6,24	23,48	15	13,99 \pm 5,69	40,67
33 minutos	26	22,02 \pm 5,58	25,34	29	16,87 \pm 6,43	38,11	30	25,04 \pm 6,46	25,80	09	10,70 \pm 1,57	14,67
43 minutos	24	22,57 \pm 5,53	24,50	30	16,32 \pm 6,28	38,48	30	23,33 \pm 6,27	26,87	11	11,66 \pm 4,61	39,54
53 minutos	24	21,68 \pm 6,43	29,66	30	16,26 \pm 6,41	39,42	30	22,16 \pm 6,28	28,34	09	11,02 \pm 2,82	25,59
63 minutos	26	21,12 \pm 5,86	27,75	30	15,95 \pm 7,83	49,09	30	20,55 \pm 5,92	28,81	12	12,29 \pm 4,41	35,88
Fêmeas												
03 minutos	26	27,51 \pm 6,04	21,95	28	22,60 \pm 7,21	31,90	30	29,31 \pm 5,64	19,24	14	20,71 \pm 5,20	25,11
13 minutos	24	27,86 \pm 3,54	12,71	27	20,04 \pm 6,27	31,29	27	26,22 \pm 1,93	7,36	14	18,96 \pm 4,23	22,31
23 minutos	22	23,92 \pm 5,18	21,65	25	17,86 \pm 4,68	26,20	30	25,77 \pm 2,35	9,12	15	17,52 \pm 4,31	24,60
33 minutos	16	23,58 \pm 3,69	15,65	30	16,61 \pm 4,50	27,09	30	23,70 \pm 3,39	14,30	15	16,93 \pm 5,08	30,00
43 minutos	19	22,58 \pm 4,73	20,95	26	17,26 \pm 2,79	16,16	30	22,07 \pm 3,73	16,90	15	16,62 \pm 5,12	30,81
53 minutos	20	22,35 \pm 4,66	20,85	27	16,96 \pm 4,84	28,54	30	21,04 \pm 4,32	20,53	15	16,28 \pm 5,11	31,39
63 minutos	16	22,44 \pm 6,48	28,88	30	16,45 \pm 4,34	26,38	30	20,74 \pm 4,52	21,79	15	15,47 \pm 4,21	27,21
Machos e Fêmeas												
03 minutos	51	27,47 \pm 7,19	26,17	57	22,28 \pm 7,95	35,68	59	29,05 \pm 7,49	25,78	29	19,60 \pm 4,03	20,56
13 minutos	48	25,66 \pm 5,56	21,67	57	19,12 \pm 7,21	37,71	54	27,24 \pm 5,35	19,64	28	17,13 \pm 5,07	29,60
23 minutos	46	23,63 \pm 5,60	23,70	55	17,54 \pm 5,73	32,67	60	26,17 \pm 4,69	17,92	30	15,75 \pm 5,28	33,52
33 minutos	42	22,62 \pm 4,96	21,93	59	16,73 \pm 5,48	32,75	60	24,37 \pm 5,16	21,13	24	14,59 \pm 5,10	34,95
43 minutos	43	22,58 \pm 5,13	22,72	53	16,73 \pm 5,05	30,18	60	22,70 \pm 5,15	22,69	26	14,52 \pm 5,43	37,40
53 minutos	44	21,99 \pm 5,64	25,65	57	16,59 \pm 5,68	34,24	60	21,60 \pm 5,37	24,86	22	14,13 \pm 4,99	35,31
63 minutos	42	21,62 \pm 6,06	28,03	60	16,20 \pm 6,28	38,76	60	20,64 \pm 5,22	25,29	27	14,06 \pm 4,51	32,08

N = Total de minutos analisados

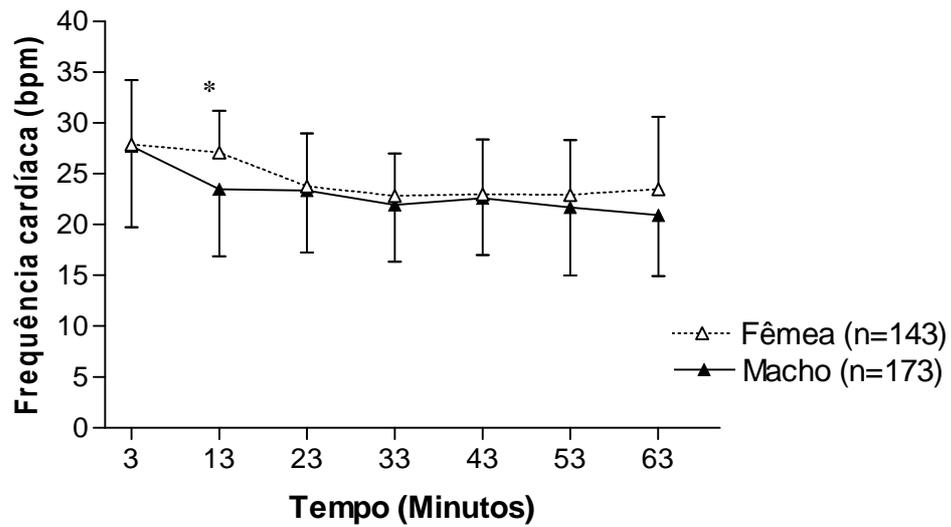


Figura 12 – Valores médios de frequência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T01. As barras verticais representam o desvio-padrão. *Diferença ($P < 0,01$) entre machos e fêmeas, no mesmo período de registro. (n=quantidade de valores de frequência cardíaca utilizados na construção de cada curva).

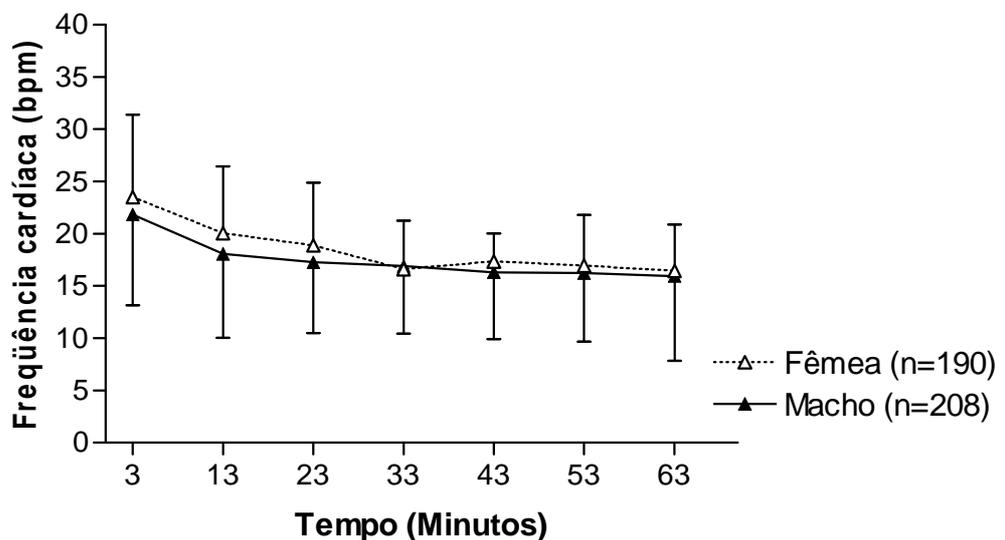


Figura 13 – Valores médios de frequência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T02. As barras verticais representam o desvio-padrão. (n=quantidade de valores de frequência cardíaca utilizados na construção de cada curva).

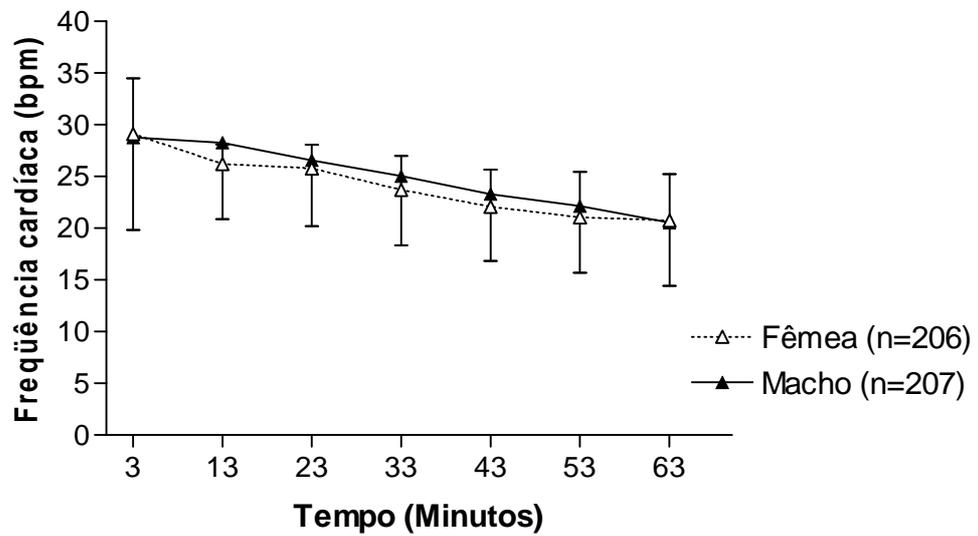


Figura 14 – Valores médios de freqüência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T03. As barras verticais representam o desvio-padrão. (n=quantidade de valores de freqüência cardíaca utilizados na construção de cada curva).

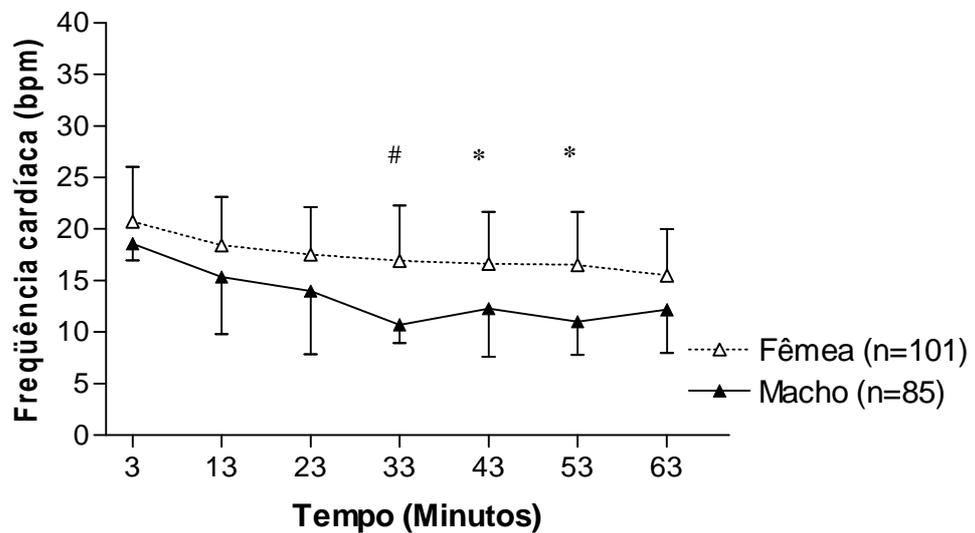


Figura 15 – Valores médios de freqüência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante T04. As barras verticais representam o desvio-padrão. *Diferença ($P < 0,05$) entre machos e fêmeas, no mesmo minuto; # Diferença ($P < 0,01$) entre machos e fêmeas, no mesmo minuto. (n=quantidade de valores de freqüência cardíaca utilizados na construção de cada curva).

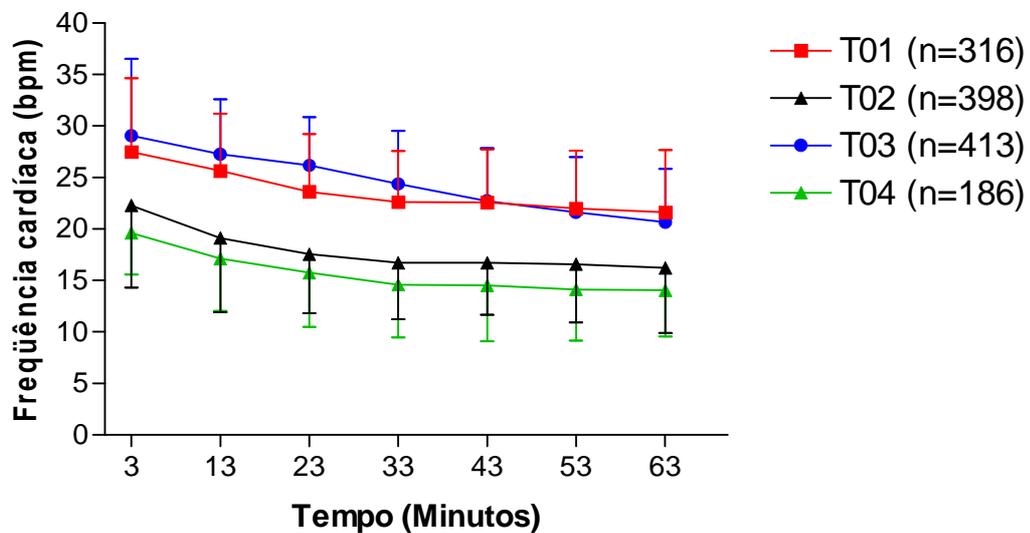


Figura 16 - Valores médios de frequência cardíaca em função do período de registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante os quatro tratamentos experimentais. As barras verticais representam o desvio-padrão. (n=quantidade de valores de frequência cardíaca utilizados na construção de cada curva).

Ao considerar todos os tratamentos, a faixa de variação dos valores de frequência cardíaca de jabutis-piranga machos foi de 7,40 a 44,84 batimentos por minuto, refletindo uma diferença de 83,50%. Para as fêmeas, a variação foi de 8,75 a 42,19 batimentos por minuto (diferença de 79,26%). Considerando cada um dos tratamentos isoladamente, os maiores valores de frequência cardíaca de machos foram observados durante T03 (24,91 bpm), seguido por T01 (23,08 bpm), T02 (17,51 bpm) e T04 (13,83 bpm), enquanto os coeficientes de variação para esse parâmetro foram maiores em T02 (42,09%), seguido por T04 (35,43%), T03 (29,43%) e T01 (28,42%). Fêmeas apresentaram maiores valores de frequência cardíaca durante T01 (24,63 bpm), seguido por T03 (24,07 bpm), T02 (18,25 bpm) e T04 (17,46 bpm), enquanto os coeficientes de variação para esse parâmetro foram maiores em T02 (30,19%), seguido por T04 (28,12%), T01 (22,0%) e T03 (20,02), conforme se observa na tabela 04.

Os coeficientes de variação diferiram entre os sexos em T01 ($P < 0,05$; G.L=172:142; $F=1,57$), T02 ($P < 0,05$; G:L=207:189; $F=1,83$) e T03 ($P < 0,05$; G.L=206:205; $F=1,32$), e nesses tratamentos, assim como em T04, os coeficientes foram maiores nos machos. Também foi detectada diferença ($P < 0,05$; G.L=03;

$X^2=7,81$), entre os coeficientes de variação nos diversos tratamentos, para machos, fêmeas, bem como machos e fêmeas agrupados.

Tabela 04 – Valores médio (\pm desvio-padrão), máximo e mínimo de frequência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos, e respectivos coeficientes de variação, em cada um dos tratamentos experimentais.

Tratamento	Fêmeas	Machos	Machos e fêmeas
T 01			
<i>Frequência cardíaca mínima (bpm)</i>	13,72	12,27	12,27
<i>Frequência cardíaca máxima (bpm)</i>	37,52	44,84	44,48
<i>Diferença entre máxima e mínima (%)</i>	63,43	72,64	72,64
<i>Média \pm desvio-padrão (bpm)</i>	24,63 \pm 5,42	23,08 \pm 6,56	23,79 \pm 6,11
<i>Coefficiente de variação (%)</i>	22,00	28,42	25,68
<i>n</i>	143	173	316
T 02			
<i>Frequência cardíaca mínima (bpm)</i>	10,00	7,82	7,82
<i>Frequência cardíaca máxima (bpm)</i>	36,36	42,33	42,33
<i>Diferença entre máxima e mínima (%)</i>	72,50	81,53	81,53
<i>Média \pm desvio-padrão (bpm)</i>	18,25 \pm 5,51	17,51 \pm 7,37	17,86 \pm 6,55
<i>Coefficiente de variação (%)</i>	30,19	42,09	36,67
<i>n</i>	190	208	398
T 03			
<i>Frequência cardíaca mínima (bpm)</i>	15,28	14,80	14,80
<i>Frequência cardíaca máxima (bpm)</i>	42,19	42,11	42,19
<i>Diferença entre máxima e mínima (%)</i>	63,78	64,85	64,92
<i>Média \pm desvio-padrão (bpm)</i>	24,07 \pm 4,82	24,91 \pm 7,33	24,49 \pm 6,21
<i>Coefficiente de variação (%)</i>	20,02	29,43	25,36
<i>n</i>	206	207	413
T 04			
<i>Frequência cardíaca mínima (bpm)</i>	8,75	7,40	7,40
<i>Frequência cardíaca máxima (bpm)</i>	27,91	25,64	27,91
<i>Diferença entre máxima e mínima (%)</i>	68,65	71,14	73,48
<i>Média \pm desvio-padrão (bpm)</i>	17,46 \pm 4,91	13,83 \pm 4,90	15,79 \pm 5,22
<i>Coefficiente de variação (%)</i>	28,12	35,43	33,06
<i>n</i>	101	85	186

n= Total de minutos de registro analisados.

As retas de regressão linear da frequência cardíaca em função do tempo de duração do registro para machos e fêmeas em todos os tratamentos são apresentadas na figura 17, e os seus coeficientes de determinação e equações, além dos valores de probabilidade associados ao teste para existência de inclinação, são mostrados na tabela 03 do apêndice 01. As comparações entre as retas de

machos e fêmeas, em cada um dos tratamentos, indicaram diferenças apenas em T04, em que a reta relativa às fêmeas, apesar de apresentar a mesma inclinação daquela descrita para os machos, possui elevação diferente ($P < 0,01$; G.L=01:62; $F = 11,7183$), com valores mais altos de frequência cardíaca.

As retas de regressão linear (com suas respectivas equações, valores de probabilidade associados ao teste de inclinação e coeficientes de determinação) para machos e fêmeas agrupados, em todos os tratamentos, são apresentadas na figura 18. As análises indicaram haver diferenças nas elevações ($P < 0,0001$; G.L=03:23; $F = 128,037$) das quatro retas, porém não nas suas inclinações. A inclinação da reta relativa à anestesia (T03) mostra-se diferente da observada para as retas dos tratamentos T01 ($P < 0,05$; G.L=01:10; $F = 8,03997$), T02 ($P < 0,05$; G.L=01:10; $F = 5,56183$) e T04 ($P < 0,05$; G.L=01:10; $F = 8,56102$) quando comparações são feitas isoladamente. Em todas as outras comparações, as retas apresentam a mesma inclinação, porém elevações diferentes (tabela 04 – apêndice 01), sendo, portanto, paralelas.

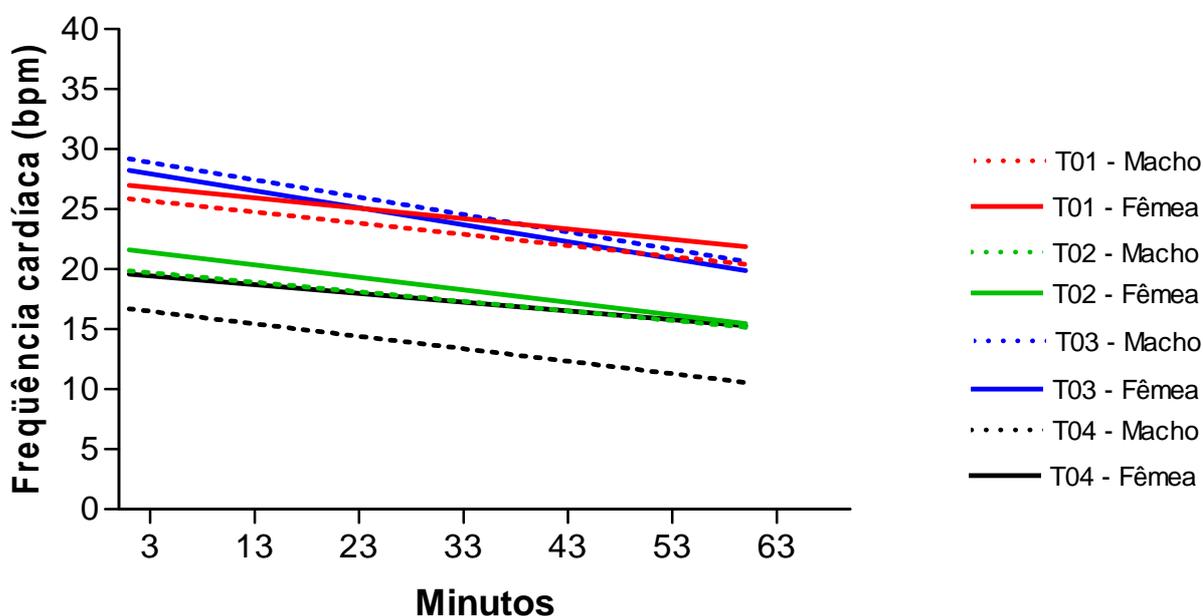


Figura 17 – Retas de regressão linear dos valores médios de frequência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, isoladamente, durante os quatro tratamentos experimentais.

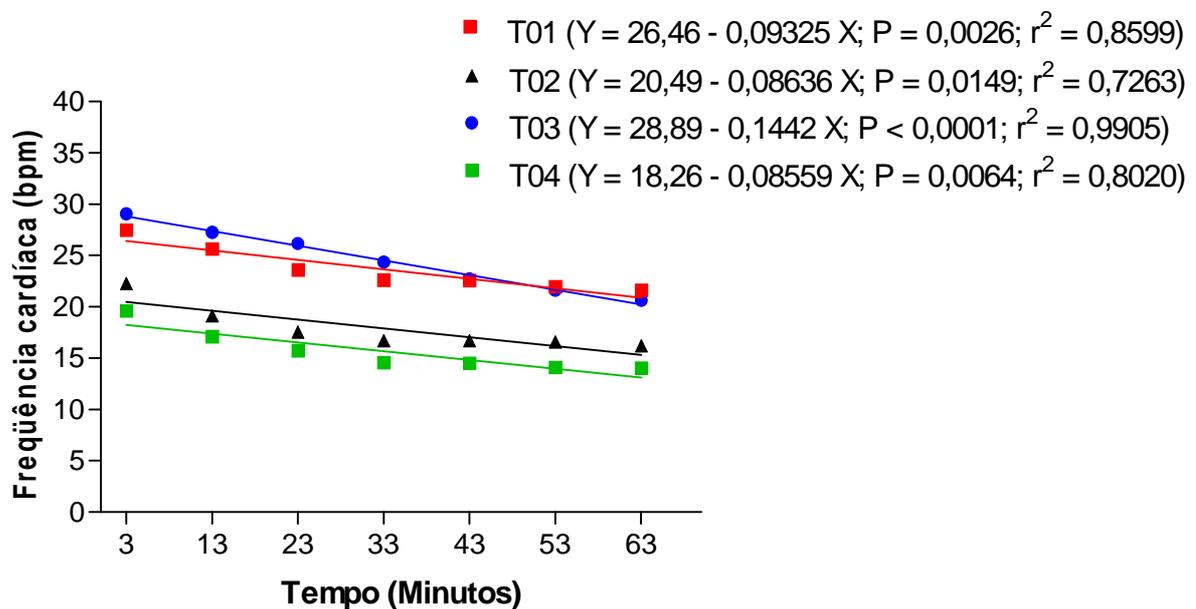


Figura 18 – Retas de regressão linear dos valores médios de frequência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante os quatro tratamentos experimentais. Entre parênteses estão indicados as equações das retas, os valores de probabilidade associados ao teste inclinação da reta, além do coeficiente de determinação (r^2).

Considerando machos e fêmeas agrupados, o primeiro momento em que as frequências cardíacas diferiram daquelas observadas ao final do 3º minuto de registro correspondeu ao terceiro período de registro (23 minutos) para os tratamentos 01, 02 e 04, e ao quarto período de registro (33 minutos) para o tratamento 03. Entretanto, considerando os dois sexos isoladamente, as diferenças entre fêmeas ocorreram mais precocemente (23 minutos) do que em machos (43 minutos) nos tratamentos 02 e 03, e mais precocemente em machos (33 minutos) do que em fêmeas (43 minutos) no tratamento 01. No tratamento 04, as diferenças entre machos ocorreram após 33 minutos de registro, enquanto em fêmeas não foram detectadas diferenças em nenhum momento (tabela 05).

O efeito do período de registro (3º, 33º e 63º minutos após a manipulação experimental) sobre a frequência cardíaca foi considerado significativo tanto para machos ($P < 0,0001$; G.L=02:279; $F = 22,36$), quanto para fêmeas ($P < 0,0001$; G.L=02:267; $F = 34,13$). Resultados semelhantes foram observados para o

tratamento, em relação a esses mesmos períodos ($P < 0,0001$; G.L=03:279; $F = 33,13$ e $P < 0,0001$; G.L=03:267; $F = 32,98$, para machos e fêmeas, respectivamente). Não foi verificada, entretanto, interação significativa entre esses fatores para nenhum dos sexos. A tabela 06 apresenta os dados de frequência cardíaca de jabutis-piranga machos e fêmeas obtidos ao final do 3°, 33° e 63° minutos após a manipulação experimental, durante os quatro tratamentos. São mostrados, também, a diferença percentual desse parâmetro entre o 3° e 63° minutos após o início dos registros, e o seu coeficiente de variação, além das diferenças observadas através do teste de Bonferroni. Os resultados das análises de variância para machos e fêmeas são mostrados, respectivamente, nas tabelas 05 e 06 do apêndice 01.

Tabela 05 – Efeito do tempo transcorrido após a manipulação experimental sobre a frequência cardíaca, evidenciado pelo primeiro período em que esse parâmetro difere em relação ao 3º minuto de registro.

Tratamento	Primeiro período em que foi observada diferença		
	Machos	Fêmeas	Machos e Fêmeas agrupados
T01	33 minutos	43 minutos	23 minutos
T02	43 minutos	23 minutos	23 minutos
T03	43 minutos	23 minutos	33 minutos
T04	33 minutos	S/D	23 minutos

S/D = Sem diferença

Como efeito do período de registro, em T01, T02 e T04, a frequência cardíaca de machos ao final do 3º minuto de registro difere ($P < 0,05$) em relação àquela observada ao 33º minuto. Para fêmeas, essa diferença ($P < 0,05$) é observada em T02 e T03. A diferença entre o 3º e o 63º minuto é observada em T01 ($P < 0,01$), T02 ($P < 0,01$) e T03 ($P < 0,001$) para machos e em T01 ($P < 0,01$), T02 ($P < 0,001$), T03 ($P < 0,001$) e T04 ($P < 0,05$) para fêmeas. A comparação dos valores de frequência cardíaca no 33º e 63º minutos, para os sexos, isoladamente, mostrou diferenças apenas para machos em T03 ($P < 0,05$).

Em relação ao efeito do tratamento, em ambos os sexos, os valores de frequência cardíaca ao final do 3º minuto de registro são semelhantes apenas entre T01 e T03, e entre T02 e T04, o mesmo sendo observado ao final do 33º e 63º minutos de registro.

Tabela 06 – Frequências cardíacas (FC), coeficiente de variação (CV) e diferença percentual da frequência cardíaca (Δ FC) entre o 3º e o 63º minutos após a manipulação experimental em jabutis-piranga de ambos os sexos, durante cada um dos tratamentos experimentais.

	T01			T02			T03			T04		
	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)
Machos												
03 minutos	25	27,43 \pm 8,35	30,44	29	21,97 \pm 8,72 \blacklozenge #	39,69	30	28,80 \pm 9,02	31,32	15	18,57 \pm 2,22 \blacklozenge #	11,95
33 minutos	26	22,02 \pm 5,58 *	25,34	29	16,87 \pm 6,43 * \blacklozenge #	38,11	30	25,04 \pm 6,46	25,80	09	10,70 \pm 1,57 * \blacklozenge #	14,67
63 minutos	26	21,12 \pm 5,86 *	27,75	30	15,95 \pm 7,83 * \blacklozenge	49,09	30	20,55 \pm 5,92 *‡	28,81	12	12,29 \pm 4,41 \blacklozenge #	35,88
Δ FC (%)		23,0			27,40			28,65			33,82	
	T01			T02			T03			T04		
Fêmeas	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)
03 minutos	26	27,51 \pm 6,04	21,95	28	22,60 \pm 7,21 \blacklozenge #	31,90	30	29,31 \pm 5,64	19,24	14	20,71 \pm 5,20 \blacklozenge #	25,11
33 minutos	16	23,58 \pm 3,69	15,65	30	16,61 \pm 4,50 * \blacklozenge #	27,09	30	23,70 \pm 3,39 *	14,30	15	16,93 \pm 5,08 \blacklozenge #	30,00
63 minutos	16	22,44 \pm 6,48 *	28,88	30	16,45 \pm 4,34 * \blacklozenge #	26,38	30	20,74 \pm 4,52 *	21,79	15	15,47 \pm 4,21 * \blacklozenge #	27,21
Δ FC (%)		18,57			27,21			28,24			25,30	

N = número de minutos de registro analisados.

Os números entre parênteses, abaixo dos valores da média de frequência cardíaca em cada tratamento, representam a diferença percentual entre as médias de frequência cardíaca ao final do 3º e 63º minutos de registro.

* Diferença (P<0,05) em relação ao 3º minuto, em animais do mesmo sexo, durante o tratamento

‡ Diferença (P<0,05) em relação ao 33º minuto, em animais do mesmo sexo, durante o tratamento

\blacklozenge Diferença (P<0,05) em relação a T01 em animais do mesmo sexo, no mesmo período de registro

Diferença (P<0,05) em relação a T03 em animais do mesmo sexo, no mesmo período de regist

Ao analisar os resultados para machos e fêmeas agrupados, detectou-se a existência de um efeito significativo do tratamento ($P < 0,0001$; G.L=03:558; F=60,45) e do período de registro ($P < 0,0001$; G.L=02:558; F=52,88), isoladamente, sobre a frequência cardíaca de jabutis-piranga. Entretanto, a interação desses dois fatores não se mostrou significativa. A tabela 07 apresenta os dados de frequência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos agrupados, obtidos ao final do 3°, 33° e 63° minutos após a manipulação experimental, durante os quatro tratamentos. São mostrados, também, a diferença percentual desse parâmetro entre o 3° e 63° minutos após o início dos registros, e o seu coeficiente de variação, além das diferenças observadas através do teste de Bonferroni. O resultado da análise de variância para machos e fêmeas é mostrado na tabela 07 do apêndice 01.

Como efeito do período de registro, a frequência cardíaca de machos e fêmeas agrupados ao final do 3° minuto de registro difere ($P < 0,001$) em relação àquela observada ao 33° minuto em todos os tratamentos. A diferença ($P < 0,001$) entre o 3° e o 63° minuto é observada em todos os tratamentos. Ao se comparar os valores de frequência cardíaca no 33° e 63° minutos, foram encontradas diferenças apenas em T03 ($P < 0,05$). Em relação ao efeito do tratamento, os valores de frequência cardíaca ao final do 3° minuto de registro são semelhantes apenas entre T01 e T03, e entre T02 e T04, o mesmo sendo observado ao final do 33° e 63° minutos de registro.

As frequências cardíacas antes e após a administração de solução salina ou anestésico são mostradas na tabela 08. Os valores de frequência cardíaca antes da administração de anestésico não foram influenciados pelo sexo dos animais, ou pelo período de registro (13 e 03 minutos) anteriores à manipulação, o mesmo tendo sido observado com relação aos períodos (13 e 03 minutos) que antecederam a administração de solução salina e após a administração de anestésico (tabelas 08, 09 e 10 do apêndice 01). Com relação aos períodos após a administração de solução salina, entretanto, foram observadas interferências tanto do período de registro ($P < 0,05$) quanto do sexo ($P < 0,05$) sobre as frequências cardíacas dos animais (tabela 11).

Tabela 07 – Frequências cardíacas (FC), coeficiente de variação (CV) e diferença percentual da frequência cardíaca (Δ FC) entre o 3º e o 63º minutos após a manipulação experimental em jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante cada um dos tratamentos experimentais.

Machos e Fêmeas	T01			T02			T03			T04		
	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)
03 minutos	51	27,47 \pm 7,19	26,17	57	22,28 \pm 7,95 \blacklozenge #	35,68	59	29,05 \pm 7,49	25,78	29	19,60 \pm 4,03 \blacklozenge #	20,56
33 minutos	42	22,62 \pm 4,96 *	21,93	59	16,73 \pm 5,48 * \blacklozenge #	32,78	60	24,37 \pm 5,16 *	21,17	24	14,59 \pm 5,10 * \blacklozenge #	34,95
63 minutos	42	21,62 \pm 6,06 *	28,03	60	16,20 \pm 6,28 * \blacklozenge #	38,76	60	20,64 \pm 5,22	25,29	27	14,06 \pm 4,51 \blacklozenge #	32,08
Δ FC (%)		21,26			27,29			* \ddagger 28,95			28,26	

N = número de minutos analisados.

Os números entre parênteses, abaixo dos valores da média de frequência cardíaca em cada tratamento, representam a diferença percentual entre as médias de frequência cardíaca ao final do 3º e 63º minutos de registro.

* Diferença (P<0,001) em relação ao 3º minuto, para machos e fêmeas agrupados, durante o tratamento;

\ddagger Diferença (P<0,0001) em relação ao 33º minuto, para machos e fêmeas agrupados, durante o tratamento.

\blacklozenge Diferença (P<0,05) em relação a T01 para machos e fêmeas agrupados, no mesmo período de registro

Diferença (P<0,05) em relação a T03 para machos e fêmeas agrupados, no mesmo período de registro

Tabela 08 - Valores médios (\pm desvio-padrão) e coeficiente de variação (CV) das freqüências cardíacas (FC) 03 e 13 minutos antes e após a administração de anestésico (pré-anestesia e anestesia, respectivamente) e solução salina (pré-salina e salina, respectivamente) em jabutis-piranga de ambos os sexos.

	Macho			Fêmea		
	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)
Pré-anestesia 03 minutos	27	21,42 \pm 8,448	39,45	26	21,14 \pm 5,743	27,17
Pré-anestesia 13 minutos	24	18,88 \pm 7,619	40,34	21	18,46 \pm 2,351	12,74
Anestesia 03 minutos	30	28,80 \pm 9,016	31,31	29	29,31 \pm 5,637	19,23
Anestesia 13 minutos	27	28,27 \pm 7,242	25,62	27	26,22 \pm 1,926	7,35
Pré-salina 03 minutos	05	18,04 \pm 2,685	14,88	05	22,02 \pm 6,402	29,08
Pré-salina 13 minutos	05	15,00 \pm 4,158	27,73	04	19,88 \pm 6,388	32,14
Salina 03 minutos	15	18,57 \pm 2,217	11,94	14	20,71 \pm 5,204	25,13
Salina 13 minutos	14	15,43 \pm 5,327	34,54	14	18,41 \pm 4,564	24,79

N = número de minutos de registro analisados, em um total de 30 possíveis para cada sexo em Pré-anestesia e Anestesia, e um total de 15 possíveis para cada sexo em Pré-salina e Salina.

A análise dos dados sobre freqüências cardíacas antes (03 e 13 minutos agrupados) e após (03 e 13 minutos agrupados) a administração de solução salina e anestésico, em machos e fêmeas agrupados, revela uma diferença ($P < 0,001$) entre animais após a anestesia e os demais tratamentos (figura 19). Os resultados da análise de variância para esses dados são mostrados na tabela 12 do apêndice 01. O curso temporal da freqüência cardíaca antes e após a administração de solução salina e anestésico está representado nas figuras 20 e 21.

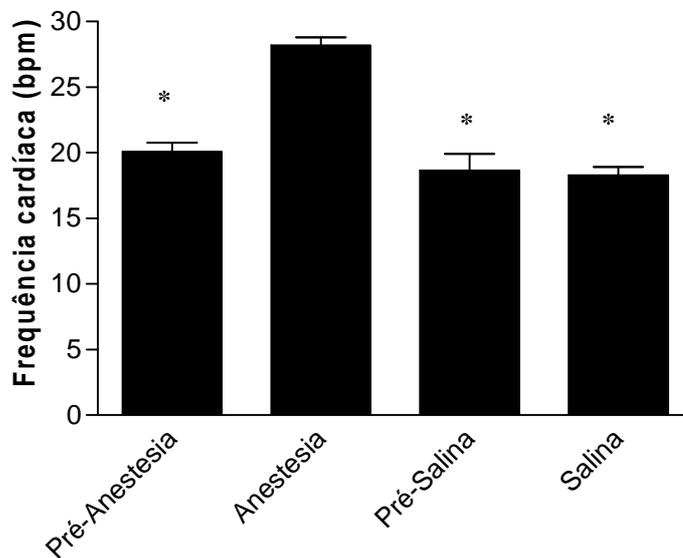


Figura 19 – Valores médios de frequência cardíaca de jabuti-piranga de ambos os sexos, agrupados, antes e após a administração de solução salina e cloridrato de ketamina. As barras verticais representam o desvio-padrão. * Diferença ($P < 0,001$) em relação à anestesia.

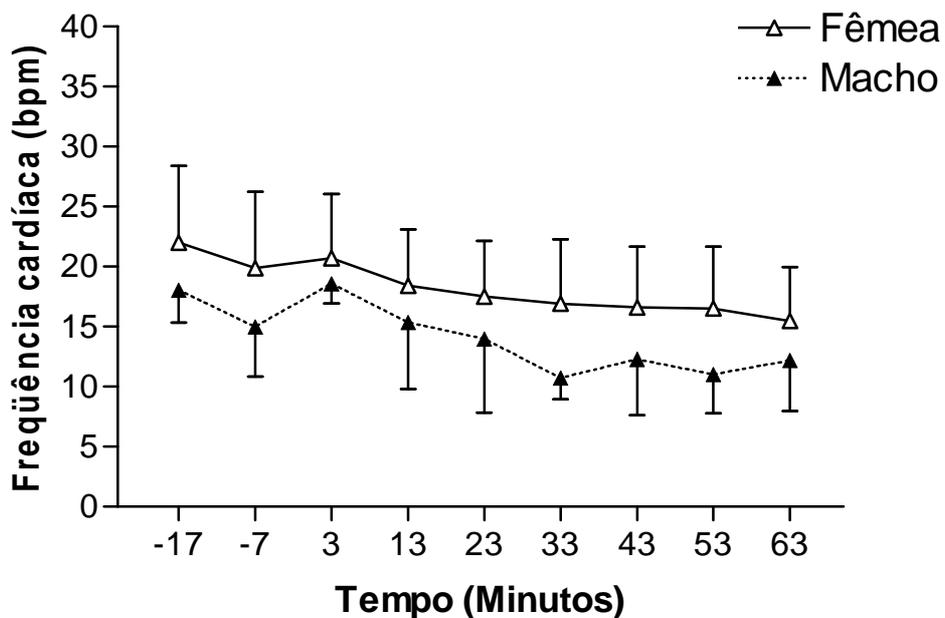


Figura 20 – Valores médios de frequência cardíaca de jabuti-piranga de ambos os sexos, antes e após a administração de solução salina. As barras verticais representam o desvio-padrão. O tempo zero representa o momento de manipulação dos animais para administração da solução salina.

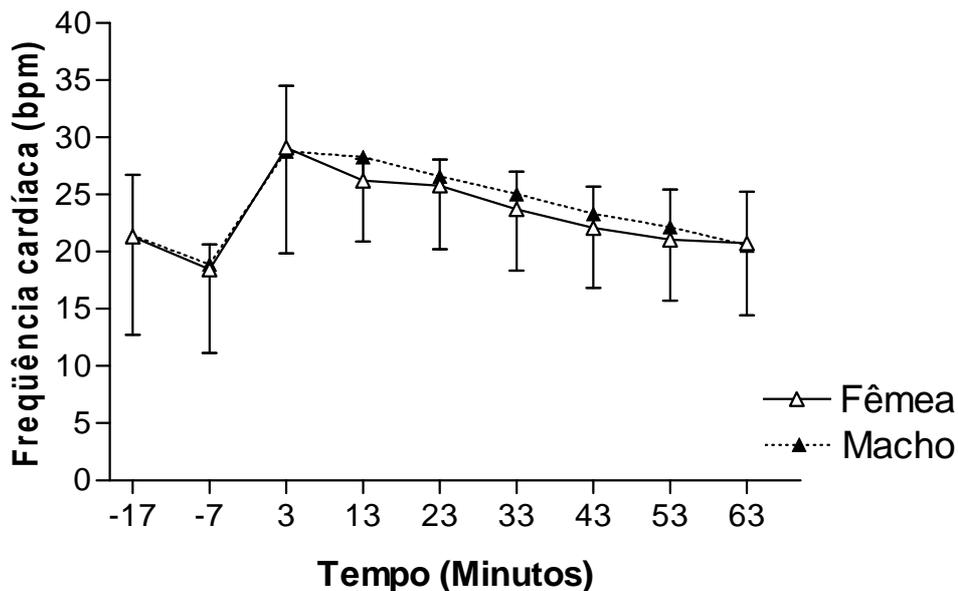


Figura 21 – Valores médios de freqüência cardíaca de jabutis-piranga de ambos os sexos, antes e após a administração de cloridrato de ketamina. As barras verticais representam o desvio-padrão. O tempo zero representa o momento de manipulação dos animais para administração do anestésico.

5.1.4 Padrão de freqüência cardíaca em jabutis-piranga ao longo de duas horas e meia após administração de cloridrato de ketamina.

Os valores de freqüência cardíaca para machos e fêmeas, isoladamente e agrupados, ao longo de duas horas e meia durante o tratamento 03, são mostrados na tabela 09. As retas de regressão linear (com suas respectivas equações, valores de probabilidade associados ao teste de inclinação e coeficientes de determinação) para machos e fêmeas são apresentadas na figura 22. Não foram observadas diferenças (na inclinação e na elevação) entre as retas de machos e fêmeas.

Os dados de freqüência cardíaca de machos e fêmeas agrupados foram inicialmente submetidos à análise de regressão linear. Entretanto, a aplicação de modelos polinomiais não-lineares sucessivamente mais complexos revelou ser a regressão de quarta ordem a mais eficaz para o ajuste dos dados. As informações sobre as equações dos modelos linear e não-lineares de segunda a quarta ordens, com os respectivos coeficientes de determinação (r^2) e os valores de F e das probabilidades associadas ao teste de ajuste, são mostrados na tabela 10. As retas de regressão linear e polinomial de quarta ordem para as freqüências cardíacas de

machos e fêmeas agrupados, em função do tempo de experimentação no tratamento 03 são apresentadas na figura 23.

Tabela 09 - Valores médios (\pm desvio-padrão) e coeficiente de variação (CV) de frequência cardíaca (FC) de jabutis-piranga de ambos os sexos durante a anestesia com cloridrato de quetamina, ao longo de duas horas e meia de registro.

Período do registro	Machos			Fêmeas			Machos e Fêmeas		
	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)	N	FC (bpm) Média \pm d.p	CV (%)
3° minuto	30	28,80 \pm 9,02	31,32	29	29,31 \pm 5,64	19,24	59	29,05 \pm 7,49	25,78
13° minuto	27	28,27 \pm 7,42	26,25	27	26,22 \pm 1,93	7,36	54	27,24 \pm 5,35	19,64
23° minuto	30	26,58 \pm 6,24	23,48	30	25,77 \pm 2,35	9,12	60	26,17 \pm 4,69	17,92
33° minuto	30	25,04 \pm 6,46	25,80	30	23,70 \pm 3,39	14,30	60	24,37 \pm 5,16	21,17
43° minuto	30	23,33 \pm 6,27	26,87	30	22,07 \pm 3,73	16,90	60	22,70 \pm 5,15	22,69
53° minuto	30	22,16 \pm 6,28	28,34	30	21,04 \pm 4,32	20,53	60	21,60 \pm 5,37	24,86
63° minuto	30	20,55 \pm 5,92	28,81	30	20,74 \pm 4,52	21,79	60	20,64 \pm 5,22	25,29
73° minuto	30	19,41 \pm 5,02	25,86	27	19,40 \pm 4,26	21,96	57	19,41 \pm 4,63	23,85
83° minuto	30	19,04 \pm 5,18	27,21	29	19,47 \pm 4,29	22,03	59	19,25 \pm 4,73	24,57
93° minuto	29	18,18 \pm 4,61	25,36	30	19,99 \pm 4,83	24,16	59	19,10 \pm 4,77	24,97
103° minuto	29	18,25 \pm 4,77	26,14	29	19,07 \pm 7,70	40,38	58	18,66 \pm 4,71	25,24
113° minuto	27	17,62 \pm 4,31	24,46	30	18,85 \pm 4,12	21,86	57	18,27 \pm 4,22	23,10
123° minuto	27	17,67 \pm 4,08	23,09	30	19,08 \pm 4,29	22,48	57	18,41 \pm 4,21	22,87
133° minuto	25	17,54 \pm 4,72	26,91	30	18,22 \pm 3,66	20,09	55	17,91 \pm 4,15	23,17
143° minuto	27	17,85 \pm 4,40	24,65	18	18,61 \pm 3,69	19,82	45	18,16 \pm 4,10	22,58
153° minuto	27	17,27 \pm 4,55	26,35	15	16,70 \pm 2,88	17,24	42	17,07 \pm 4,01	23,49

N = número de minutos de registro analisados, em um total de 30 possíveis para cada sexo.

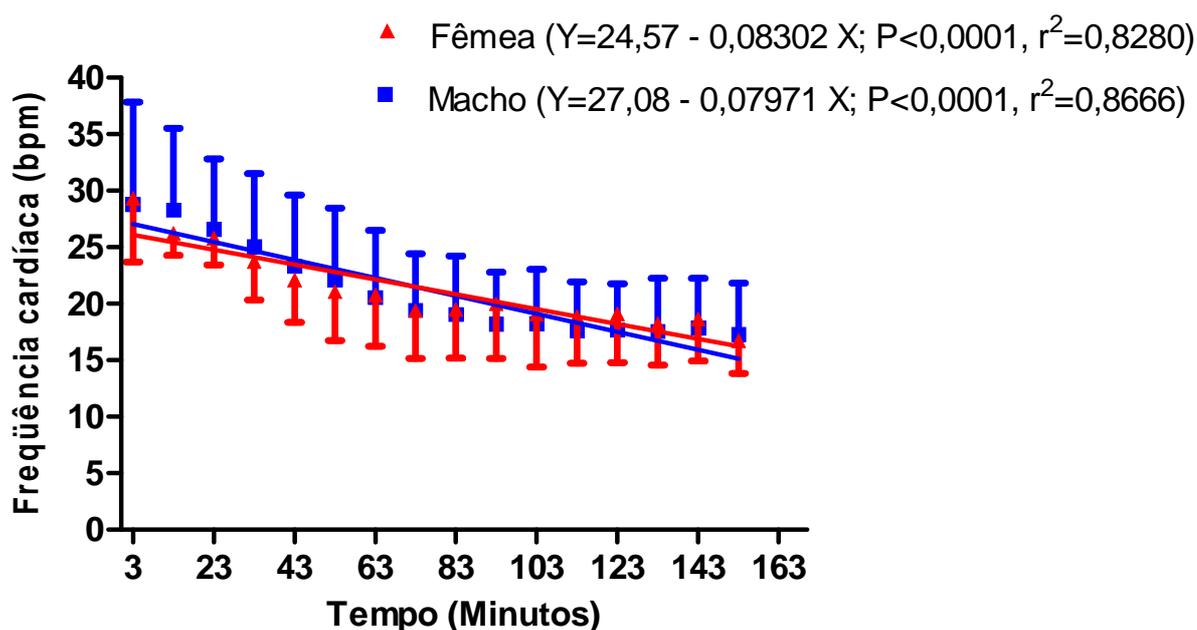


Figura 22 – Retas de regressão linear dos valores médios de frequência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos, durante a anestesia com cloridrato de quetamina, durante duas horas e meia. As barras verticais representam o desvio-padrão. Entre parênteses estão indicados as equações das retas, os valores de probabilidade associados ao teste inclinação da reta, além do coeficiente de determinação (r^2).

Tabela 10 - Modelos de regressão linear e não-linear (polinomial de segunda a quarta ordens), com as respectivas equações, coeficientes de determinação (r^2) e valores de F e das probabilidade associadas ao teste de ajuste.

Regressão	Equação da reta	r^2	F	P
Linear	$Y=26,57 - 0,07255X$	0,8613		<0,0001
Polinomial de 2ª ordem	$Y=29,01 - 0,1768X + 0,0006963X^2$	0,9872	8803	<0,0001
Polinomial de 3ª ordem	$Y=29,55 - 0,2263X + 0,001552X^2 - (3,837 * 10^{-6})X^3$	0,9933	809,9	<0,0001
Polinomial de 4ª ordem	$Y=29,16 - 0,1589X - 0,0005943X^2 + (1,8835 * 10^{-5})X^3 - (7,5769 * 10^{-8})X^4$	0,9968	1011	<0,0001

Os valores de F, em cada linha, referem-se à comparação entre o modelo expresso nessa linha e aquele da linha precedente.

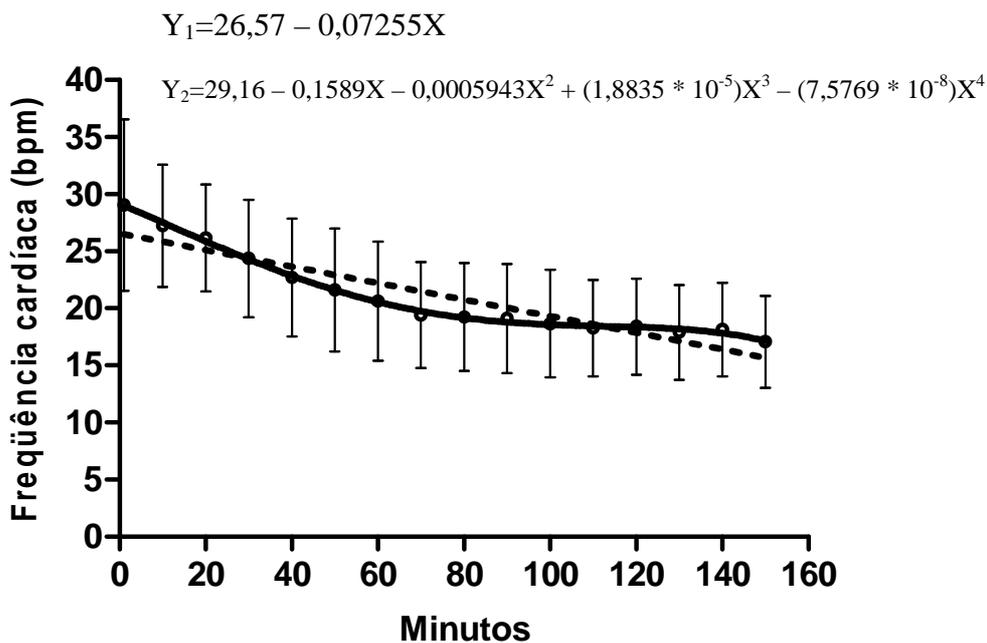


Figura 23 – Retas de regressão linear (linha tracejada) e não-linear (polinomial de quarta ordem: linha cheia) para os valores médios de frequência cardíaca de jabutis-piranga machos e fêmeas agrupados, em função do tempo de duração do registro, durante a anestesia com cloridrato de ketamina, ao longo de duas horas e meia. As barras verticais representam o desvio-padrão. Y_1 e Y_2 representam, respectivamente, as equações das retas para as regressões linear e não-linear.

Considerando machos e fêmeas agrupados, o primeiro momento em que as frequências cardíacas tornaram-se semelhantes àsquelas observadas ao final do 153º minuto de registro correspondeu ao oitavo período de registro (73 minutos). O mesmo ocorreu ao se considerar machos isoladamente, enquanto para as fêmeas, isso ocorreu mais cedo, no sétimo período de registro (63 minutos).

Os valores de frequência cardíaca registrados a cada 10 minutos, entre o 63º e o 150º minutos após a manipulação experimental sofreram efeito do período de registro ($P < 0,01$; G.L=09:529; $F=2,55$), mas não do sexo dos animais, nem da interação entre esses dois fatores. Entretanto, o efeito do tempo só foi registrado para os machos, nos quais a frequência cardíaca ao 63º minuto diferiu ($P < 0,05$) daquela observada ao final do 113º, 123º, 133º e 153º minutos após a manipulação experimental.

5.1.5 Comportamento dos animais durante os registros

As freqüências de ocorrência de cada uma das categorias relacionadas ao comportamento motor, em cada um dos tratamentos, para machos e fêmeas, são apresentados na tabela 11.

Tabela 11 – Freqüências de ocorrência de cada uma das categorias comportamentais relacionadas ao comportamento motor de jabutis-piranga machos e fêmeas, em cada um dos tratamentos experimentais.

Categorias comportamentais	T01			T02			T03			T04			Total
	M	F	Total	M	F	Total	M	F	Total	M	F	Total	
Parado	32	34	66	48	58	106	59	41	100	23	22	45	317
Deslocamento	35	34	69	16	10	26	07	13	20	08	09	17	132
Movimentos esporádicos	03	02	05	06	02	08	04	16	20	04	04	08	41
Total	70	70	140	70	70	140	70	70	140	35	35	70	490

As freqüências de ocorrência diferiram ($P=0,0022$; G.L=02; $X^2=12,24$), entre machos e fêmeas, apenas durante a anestesia (figura 24). Ao agrupar machos e fêmeas, observou-se que as freqüências das diversas categorias comportamentais diferiam ($P<0,0001$; G.L=06; $X^2=60,04$) entre os tratamentos (figura 25). Ao se reunir as categorias “Parado” e “Movimentos esporádicos”, não mais se observou essa diferença entre os sexos. Entretanto, para machos e fêmeas agrupados, a junção dessas categorias não alterou o resultado das comparações, e a diferença ($P<0,0001$; G.L=3; $X^2=52,14$) nas freqüências continuou a ser observada (figura 26).

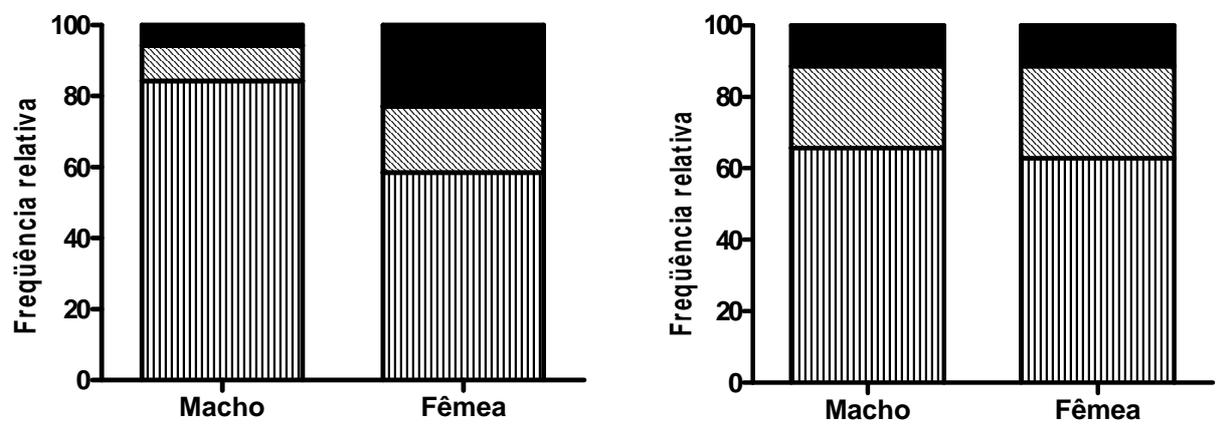
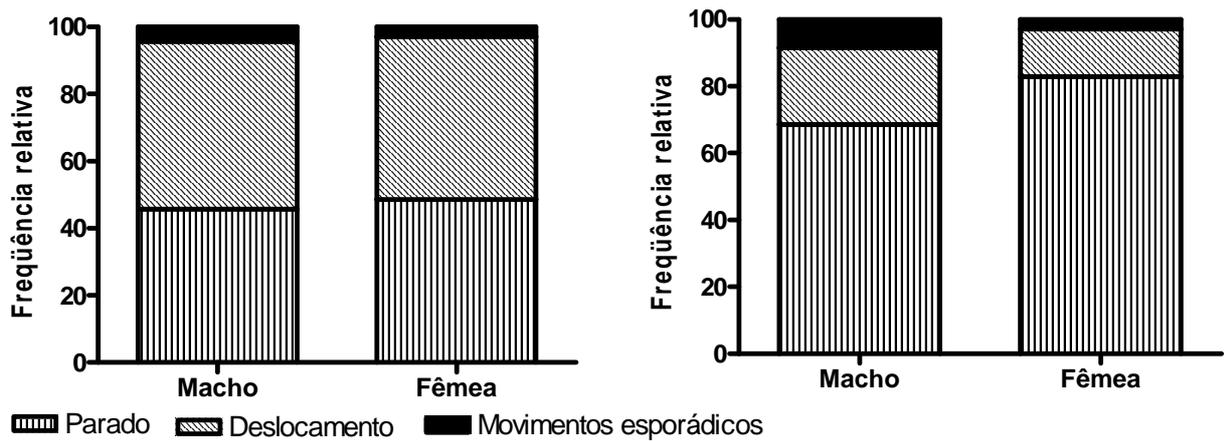


Figura 24 – Frequências relativas de ocorrência de cada uma das categorias relacionadas ao comportamento motor de jabuti-piranga de ambos os sexos, durante os tratamentos experimentais.

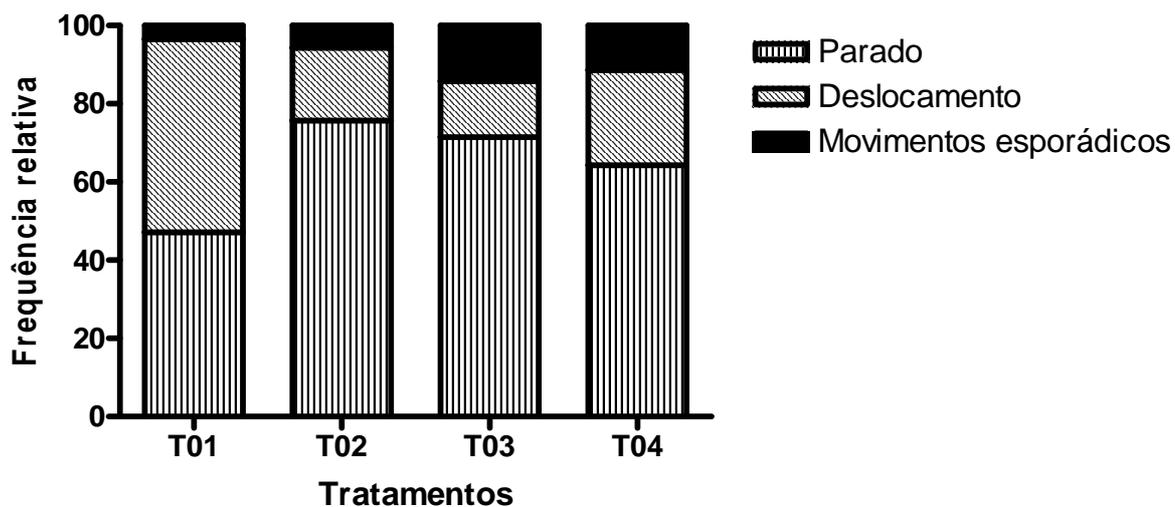


Figura 25 – Frequências relativas de ocorrência de cada uma das categorias relacionadas ao comportamento motor de jabuti-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante os tratamentos experimentais.

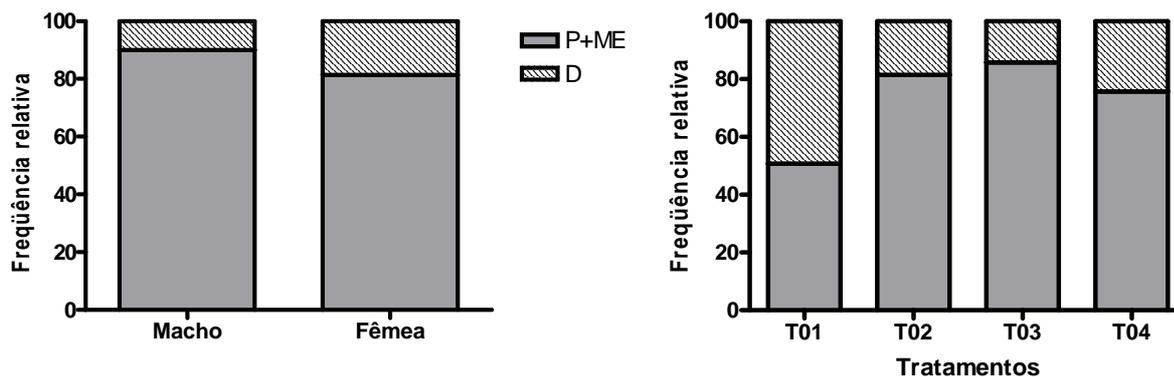


Figura 26 – Frequências das categorias “Parado + Movimentos esporádicos” (P+ME) e “Deslocamento” (D) em duas situações: (A), para jabutis-piranga de ambos os sexos, durante a anestesia com cloridrato de quetamina; (B) para jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados, durante cada um dos tratamentos experimentais.

Durante a anestesia, 03 animais (01 macho e 02 fêmeas) vocalizaram. Uma das fêmeas vocalizou apenas uma vez (04 minutos após a administração do anestésico). A outra fêmea vocalizou sete vezes, ao 53^o, 62^o, 79^o, 94^o, 96^o, 117^o, e 125^o minutos de registro, enquanto o macho vocalizou apenas três vezes (52, 96 e 138 minutos após a administração do anestésico). Na fêmea que vocalizou menos vezes, o comportamento predominante foi o de realização de movimentos esporádicos de cabeça e membros. Nos outros dois animais, predominou o deslocamento. Um macho apresentou um episódio de vocalização 11 minutos após ter sido manipulado para a colocação dos eletrodos no tratamento 02. Durante a realização dos experimentos-piloto, um macho vocalizou 18 minutos após a administração de quetamina. Uma fêmea apresentou dois episódios de vocalização, durante o tratamento 01, 15 e 58 minutos após ter sido manipulada para colocação dos eletrodos. Essa fêmea, entretanto, foi descartada do estudo por ter apresentado uma lesão ocular. O volume e duração da vocalização foram menores que os observados normalmente nos animais cativos no Parque Dois Irmãos. Esses dados estão sumarizados na tabela 12.

Tabela 12 – Comportamentos motor e de vocalização de Jabutis-piranga durante os tratamentos experimentais

Animal	Tratamento	Episódios de vocalização (Momento durante o registro)	Comportamento predominante
Macho 52	T01	03 (52; 96 e 138 minutos após a administração do anestésico)	Deslocamento
Fêmea 03	T01	07 (53; 62; 79; 94; 96; 117 e 125 minutos após a administração do anestésico)	Deslocamento
Fêmea 99	T01	01 (04 minutos após a administração do anestésico)	Movimentos esporádicos de cabeça e membros
Macho 54	T02	01 (11 minutos após manipulação para colocação dos eletrodos)	Movimentos esporádicos de cabeça e membros
Macho 52	Experimento-piloto	01 (18 minutos após a administração do anestésico)	Movimentos esporádicos de cabeça e membros
Fêmea 80 (Descartada)	T01	02 (15 e 18 minutos após manipulação para colocação dos eletrodos)	Movimentos esporádicos de cabeça e membros

5.1.6. *Determinação das características dos componentes do traçado eletrocardiográfico.*

Os valores de amplitudes das ondas P, T e do complexo QRS no traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos agrupados, em todos os tratamentos, assim como os valores de frequência cardíaca e temperatura corporal associados, estão expressos na tabela 13. Os valores da duração das ondas, segmentos e intervalos do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos agrupados, em todos os tratamentos, assim como os valores de frequência cardíaca e temperatura corporal associados, estão expressos na tabela 14. Com relação ao tratamento 01, foi possível determinar esses parâmetros (durações e amplitudes) em 03 animais (02 machos e 01 fêmea), utilizando os traçados de 05 períodos de registro. Para o tratamento 02 foram utilizados 03 machos e 01 fêmea, em um total de 08 períodos de registro. Para o tratamento 03, utilizou-se 03 machos e 04 fêmeas (13 períodos de registro) e para o tratamento 04, 01 macho e 02 fêmeas (03 períodos de registro).

Tabela 13 – Valores (média ± desvio-padrão) de amplitude das ondas P, T e complexo QRS do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos, submetidos aos quatro tratamentos experimentais, com as respectivas temperaturas corporais (°C) e valores de frequência cardíaca expressos como médias ± desvio-padrão e coeficiente de variação (CV)

Parâmetros	Tratamentos			
	T01	T02	T03	T04
Onda P (mv)	0,59 ± 0,17 (0,46 – 0,92)	0,70 ± 0,33 (0,29 – 1,28)	0,41 ± 0,29 (0,005 – 0,87)	0,55 ± 0,18 (0,31 – 0,76)
Complexo QRS (mv)	7,14 ± 0,46 (6,62 – 7,68)	7,80 ± 1,71 (4,87 – 9,99)	8,32 ± 2,41 (2,74 – 9,99)	5,54 ± 0,82 (4,46 – 6,86)
Onda T (mv)	1,38 ± 0,12 (1,22 – 1,53)	1,54 ± 0,64 (0,22 – 2,55)	0,94 ± 0,74 (0,12 – 2,60)	1,24 ± 0,14 (0,99 – 1,36)
Frequência cardíaca (CV)	21,64 ± 2,86 (13,21%)	13,55 ± 3,19 (23,53%)	21,79 ± 5,179 (23,76%)	22,17 ± 3,18 (14,34%)
Temperatura corporal (°C) (CV)	28,30 ± 0,84 (2,96%)	26,88 ± 0,35 (1,32%)	26,10 ± 0,79 (3,05%)	26,67 ± 0,58 (2,17%)
n	06	18	27	06

Os números entre parênteses abaixo do valor da amplitude de cada onda referem-se aos valores máximos e mínimos para esse parâmetro

n = número de registros analisados

A duração da atividade elétrica atrial e ventricular e os percentuais correspondentes a cada um dos parâmetros do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos, em cada um dos tratamentos experimentais, encontram-se na tabela 15.

Os resultados da análise de variância para as comparações de amplitude da onda P, complexo QRS e onda T entre os diversos tratamentos são mostrados, respectivamente, nas tabela 13, 14 e 15 do apêndice 01. Pôde-se observar diferenças entre os tratamentos 02 e 03, com relação à amplitude das ondas P ($P < 0,01$) e T ($P < 0,05$), sendo este parâmetro maior, em ambos os casos, no tratamento 02. Além disso, diferenças também foram observadas entre os tratamentos 03 e 04 ($P < 0,05$), com relação à amplitude do complexo QRS, maior no tratamento 03.

Tabela 14 – Valores médios (\pm desvio-padrão) de duração das ondas, intervalos e segmentos do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos, submetidos aos quatro tratamentos experimentais, com as respectivas temperaturas corporais ($^{\circ}\text{C}$) e valores de frequência cardíaca (bpm) expressos como médias \pm desvio-padrão e coeficiente de variação (CV)

Parâmetros	Tratamentos			
	T01	T02	T03	T04
Onda P (ms)	164,0 \pm 40,43 (112,0 – 224,0)	233,2 \pm 70,90 (112,0 – 464,0)	232,3 \pm 184,6 (84,0 – 980,0)	195,3 \pm 51,42 (126,0 – 272,0)
Segmento PR (ms)	434,0 \pm 153,9 (240,0 – 736,0)	730,7 \pm 366,3 (224,0 – 1216,0)	457,0 \pm 239,8 (224,0 – 1024,0)	505,6 \pm 81,72 (400,0 – 640,0)
Intervalo PR (ms)	598,0 \pm 135,5 (448,0 – 864,0)	962,5 \pm 377,3 (428,0 – 1424,0)	713,9 \pm 336,2 (350,0 – 1992,0)	700,9 \pm 105,2 (576,0 – 848,0)
Complexo QRS (ms)	337,6 \pm 67,42 (240,0 – 462,0)	336,4 \pm 26,14 (272,0 – 384,0)	386,5 \pm 82,89 (294,0 – 656,0)	377,1 \pm 52,79 (320,0 – 464,0)
Segmento ST (ms)	533,1 \pm 156,9 (280,0 – 784,0)	778,0 \pm 90,61 (656,0 – 1008,0)	698,6 \pm 72,84 (592,0 – 900,0)	675,8 \pm 69,57 (560,0 – 800,0)
Onda T (ms)	324,0 \pm 80,37 (208,0 – 448,0)	360,0 \pm 60,42 (272,0 – 464,0)	349,3 \pm 119,0 (144,0 – 608,0)	382,9 \pm 117,8 (160,0 – 576,0)
Intervalo QT (ms)	1195,0 \pm 163,7 (980,0 – 1456,0)	1474,0 \pm 106,4 (1328,0–1744,0)	1434,0 \pm 160,7 (1218,0–1904,0)	1436,0 \pm 133,7 (1184,0–1568,0)
Intervalo RR (ms)	2820,0 \pm 365,9 (2240,0 – 3408,0)	4481,0 \pm 996,8 (2848,0–5936,0)	2954,0 \pm 812,0 (201,6 – 4289,0)	3034,0 \pm 259,5 (2736,0–3456,0)
Frequência cardíaca (CV)	21,64 \pm 2,86 (13,21%)	13,55 \pm 3,19 (23,53%)	21,79 \pm 5,179 (23,76%)	22,17 \pm 3,18 (14,34%)
Temperatura corporal $^{\circ}\text{C}$ (CV)	28,30 \pm 0,84 (2,96%)	26,88 \pm 0,35 (1,32%)	26,10 \pm 0,79 (3,05%)	26,67 \pm 0,58 (2,17%)
n	15	24	39	09

N = número de registros analisados

Os números entre parênteses abaixo do valor da duração de cada onda referem-se aos valores máximos e mínimos para esse parâmetro

Tabela 15 – Duração da atividade elétrica atrial e ventricular (em milissegundos) e os percentuais correspondentes a cada um dos parâmetros do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga de ambos os sexos, em cada um dos tratamentos experimentais.

Parâmetros	Tratamentos			
	T01	T02	T03	T04
Atividade elétrica atrial e ventricular (ms)	1793,0	2576,0	2133,5	2136,9
Onda P (%)	9,15	9,35	11,45	9,14
Segmento PR (%)	24,21	33,44	25,39	23,66
Intervalo PR (%)	33,56	42,79	32,79	32,80
Complexo QRS (%)	18,83	12,94	17,41	17,65
Segmento ST (%)	29,73	29,82	33,71	31,62
Onda T (%)	18,07	13,22	16,37	17,82
Intervalo QT (%)	66,64	57,23	67,21	67,20

Os resultados da análise de variância para as comparações da duração das ondas P e T, complexo QRS, segmentos PR e ST, e intervalos PR, QT e RR são mostrados nas tabelas 30 a 35. Em relação à duração da onda P, não foram observadas diferenças entre os tratamentos, o mesmo não ocorrendo com o segmento e intervalo PR. Para esses dois parâmetros, foram observadas diferenças entre T02 e T01 ($P < 0,05$, para os segmento e intervalo) e entre T02 e T03 ($P < 0,01$, para o segmento; $P < 0,05$ para o intervalo), sempre com valores maiores para T02. A duração do complexo QRS diferiu ($P < 0,05$) apenas entre T02 e T03, sendo maior para T03; a do segmento ST, entre T02 e T01 ($P < 0,001$), T02 e T03 ($P < 0,01$), T02 e T04 ($P < 0,05$) (sendo maior, em todos os casos, para T02), e entre T03 e T01 ($P < 0,001$), sendo maior para T03. Não foram observadas diferenças entre os tratamentos com relação à duração da onda T. Em relação ao intervalo QT, foram registradas diferenças apenas entre T02 e T01 ($P < 0,01$), com maiores valores em T02. Diferenças com relação ao intervalo RR foram observadas entre T02 e os demais tratamentos ($P < 0,0001$).

As figuras 27, 28 e 29 apresentam os traçados eletrocardiográficos obtidos em um jabuti-piranga macho, durante os tratamentos 01, 02 e 03, respectivamente. No traçado relativo ao tratamento 01, pode-se observar bastante ruído. Nos traçados

relativos aos tratamentos 02 e 03, podem ser observadas claramente as ondas P, R S e T.

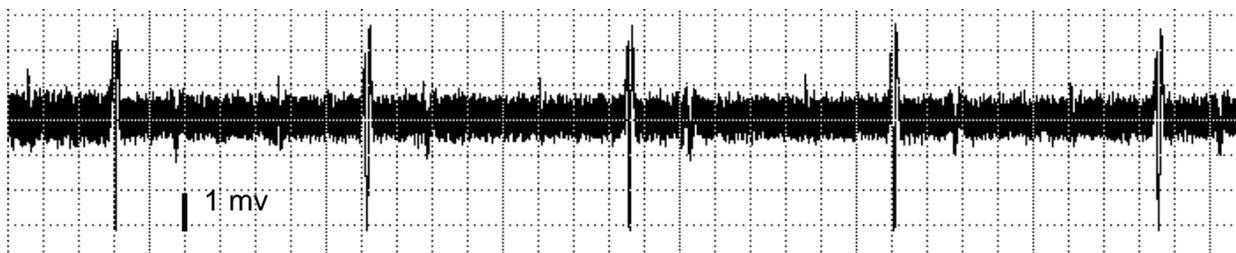


Figura 27 – Traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho, durante o tratamento 01, no qual podem ser identificados artefatos gerados durante a captação do sinal (0,6 segundos por divisão).



Figura 28 – Traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho, durante o tratamento 02, no qual podem se identificar as ondas P, R, S e T. (0,6 segundos por divisão).

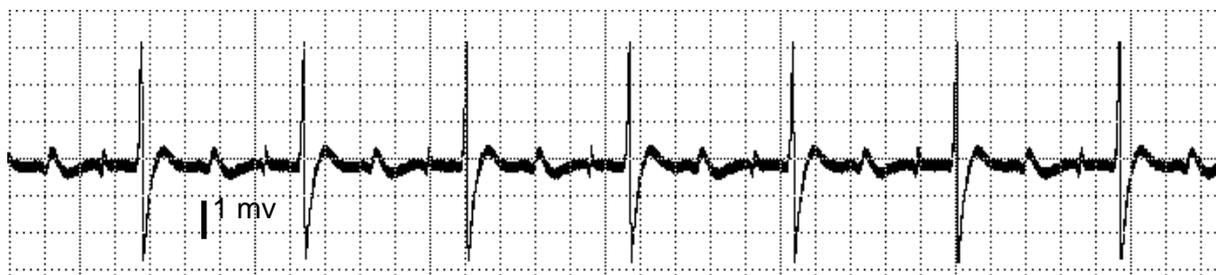


Figura 29 – Traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho, durante o tratamento 03, no qual podem se identificar as ondas P, R, S e T. (0,6 segundos por divisão).

Em 06 animais (02 machos e 04 fêmeas), foram observadas irregularidades no intervalo R-R (R-Ri), sugestivas de um distúrbio de condução átrio-ventricular. 02 fêmeas apresentaram essas irregularidades enquanto não anestesiadas, durante o tratamento 02 (figura 30); 01 fêmea, apenas durante a anestesia (figura 31) e a outra, no tratamento 03, antes de ser anestesiada (figura 32). 01 macho apresentou as alterações no tratamento 03, antes e após ser anestesiado (figura 33), e o outro, no tratamento 04, antes da administração de solução salina.

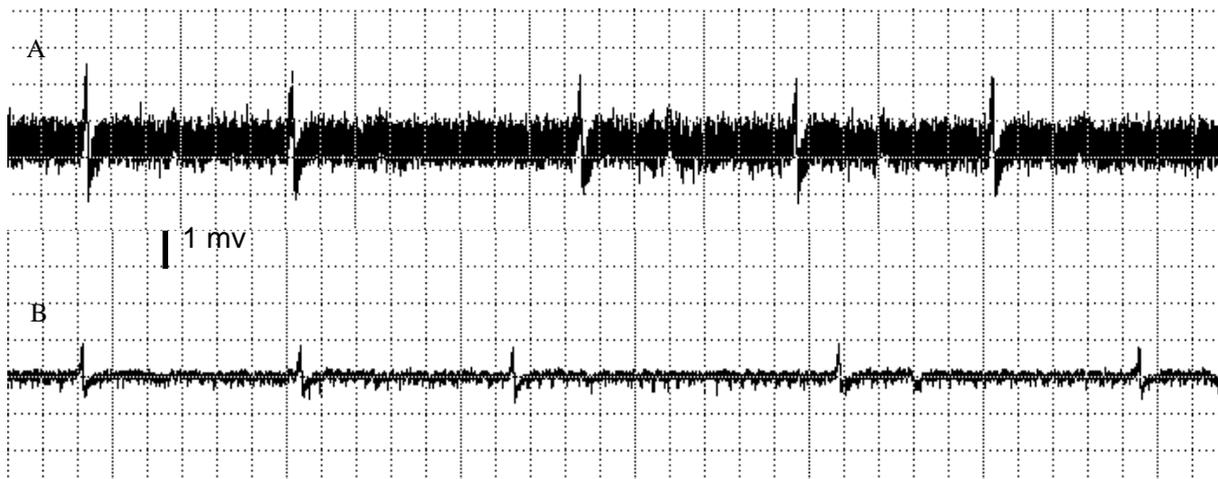


Figura 30 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de duas fêmeas (A e B) de jabuti-piranga durante o tratamento 02 (0,6 segundos por divisão).

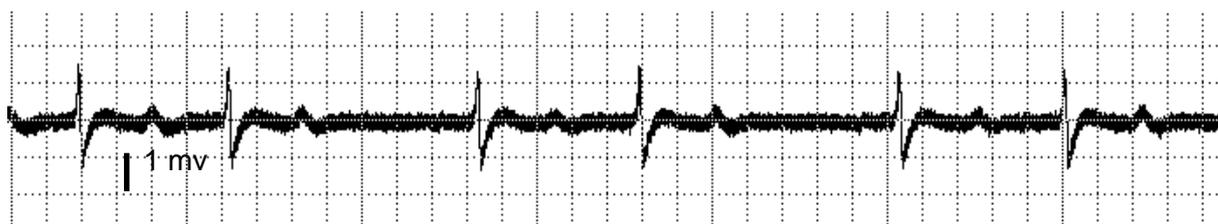


Figura 31 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga fêmea durante a anestesia com cloridrato de quetamina. (0,6 segundos por divisão).

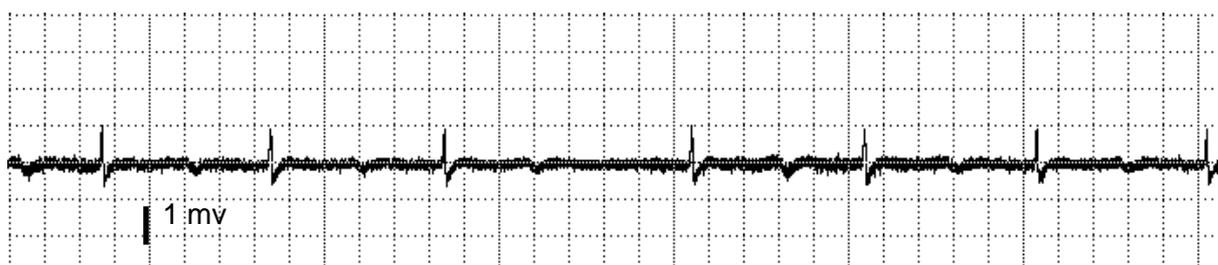


Figura 32 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga fêmea durante o tratamento 03, antes da anestesia com cloridrato de quetamina. (0,6 segundos por divisão).



Figura 33 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho durante o tratamento 03, antes e após a anestesia com cloridrato de quetamina. (0,6 segundos por divisão).

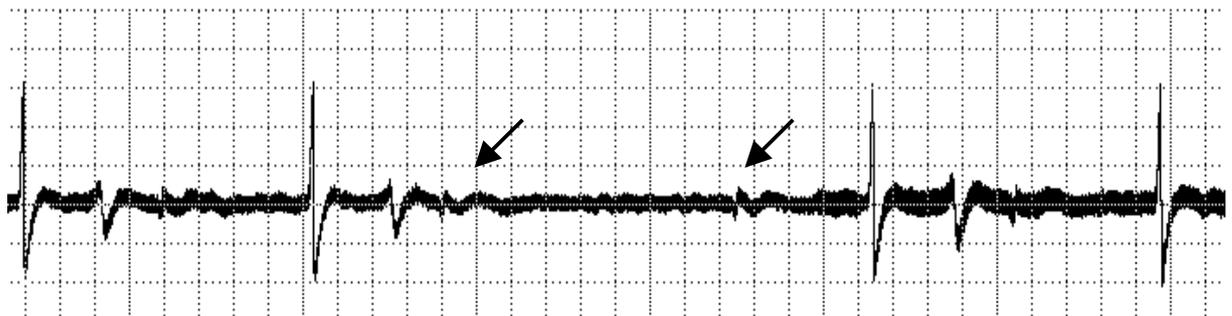


Figura 34 – Irregularidades no intervalo R-R (R-Ri) observadas no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho durante o tratamento 04, antes da administração de solução salina. (0,6 segundos por divisão).

Em uma jabuti macho durante a anestesia foi possível identificar uma onda T bifásica (figura 35). Em um outro macho, durante os tratamentos 01 e 02, observou-se uma alteração transitória na forma do complexo QRS, concomitante ao aumento da amplitude da onda T subsequente (figura 36).



Figura 35 – Onda T bifásica no traçado eletrocardiográfico de jabuti-piranga macho durante o tratamento 03, após a anestesia com cloridrato de quetamina. (0,6 segundos por divisão).

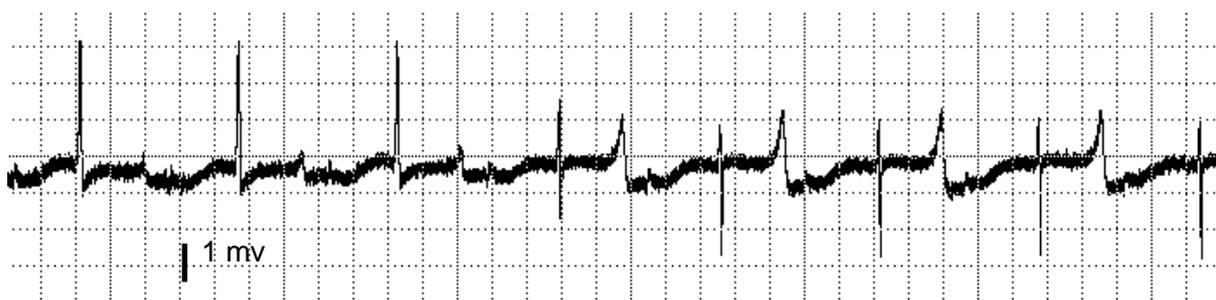


Figura 36 – Alteração na forma do complexo QRS, concomitante ao aumento da amplitude da onda T subsequente em jabuti-piranga macho durante o tratamento 03, após a anestesia com cloridrato de quetamina (0,6 segundos por divisão).

6. DISCUSSÃO

6.1. USO DE ELETRODOS ADESIVOS DE SUPERFÍCIE PARA ELETROCARDIOGRAFIA EM *GEOCHELONE CARBONARIA*

De acordo com EDWARDS (1993), NEUMAN (1998) e HUIGEN *et al.* (2002), os artefatos (ruídos) gerados durante a captação do sinal eletrocardiográfico podem ser devidos à alta impedância do revestimento epitelial, ao deslocamento do eletrodo em relação à superfície de registro, à interferência da rede elétrica e à contração muscular. No nosso estudo, o ruído observado em diversos registros provavelmente deveu-se a um ou mais desses fatores, dificultando a determinação da frequência cardíaca e dos parâmetros eletrocardiográficos.

De acordo com PLIQUETT e PLIQUETT (1996), a maior parte da impedância do revestimento epitelial é devida ao estrato córneo. Este estrato representa a camada mais externa da pele, e é constituído por várias camadas de queratinócitos* entremeados por camadas de lipídios. Tanto os queratinócitos quanto as camadas de lipídios apresentam baixa condutividade elétrica.

Entre os répteis terrestres, como os jabutis, a adaptação à pouca disponibilidade de água reflete-se no alto grau de queratinização do revestimento epitelial (PRITCHARD, 1979) que contém dois tipos de queratina: a alfa-queratina, presente, também, no tegumento de mamíferos, e a beta-queratina, cujas resistência e dureza são maiores que as do primeiro tipo. Enquanto a forma beta é encontrada nas escamas e escudos, a forma alfa predomina na pele entre as escamas e nas porções menos queratinizadas do tegumento (ZUG, 1993). Dessa forma, o alto grau de queratinização e as características do tipo de queratina do tegumento dos jabutis podem ter gerado uma alta impedância do tegumento, aumentando o nível de ruído durante a captação do sinal eletrocardiográfico.

Nas pesquisas com quelônios visando determinar a frequência cardíaca (FC) através da eletrocardiografia (Apêndice 02), predominou o uso de espécies aquáticas ou semi-aquáticas (10 espécies: WILBER, 1960; BURGGREN, 1972; GATTEN, Jr., 1974; FARRELL *et al.*, 1994; HICKS e COMEAU, 1994; HICKS *et al.*, 1996; MOON e STABENAU, 1999), sobre espécies terrestres (06 espécies: WILBER, 1960; LEGLER, 1971; BURGGREN, 1972; GATTEN, Jr., 1974; ROONEY

* células contendo em seu interior fibras de queratina

et al. 1999). A mesma relação ocorreu em estudos sobre parâmetros eletrocardiográficos (Apêndice 03) para espécies aquáticas ou semi-aquáticas (05 espécies: AKERS e DAMM, 1963; KAPLAN e SCHWARTZ, 1963; HOLZ e HOLZ, 1995), e terrestres (01 espécie: KAPLAN e SCHWARTZ, 1963). Assim, os resultados satisfatórios descritos na literatura para registro eletrocardiográfico em diversas espécies de quelônios devem-se, em parte, ao fato de que os animais utilizados eram espécies de hábitos aquático e semi-aquático, e, portanto, com tegumento menos queratinizado.

Um outro fator que pode ter contribuído para a geração de ruído é relativo à forma dos membros dos jabutis e, por conseguinte, à superfície disponível para contato entre o tegumento e os eletrodos. Nesses animais, o formato cilíndrico dos membros posteriores oferece uma superfície curva, e portanto, pouco adequada para um contato perfeito com os eletrodos, permitindo o deslocamento destes em relação ao tegumento subjacente e, dessa forma, a captação de interferências da rede elétrica, gerando ruído (SMITH, 1984; EDWARDS, 1993). Essa dificuldade é menor nos membros anteriores, ligeiramente achatados no sentido ântero-posterior.

Em humanos, uma técnica empregada para reduzir o ruído gerado pelo estrato córneo e pelo contato inadequado da pele com o eletrodo consiste em realizar a abrasão da pele, retirando a sua camada mais externa, queratinizada e a camada subjacente (estrato granuloso) (SMITH, 1984; NEUMAN, 1998; HUIGEN *et al.*, 2002). Entretanto, isso não foi realizado neste estudo, já que para obter o mesmo efeito descrito por esses autores seria necessário retirar as escamas dos membros dos jabutis, o que representa um procedimento traumático.

Uma outra forma de contornar o problema de ruídos devidos às características do tegumento dos animais é a colocação dos eletrodos em regiões menos queratinizadas do corpo, onde a impedância é menor, como por exemplo, na pele da região localizada entre o pescoço e os membros anteriores e entre a cauda e os membros posteriores. Esse posicionamento de eletrodos é sugerido por MALLEY (1997), para o registro da frequência cardíaca em quelônios em geral, e por MOON e FOERSTER (2001) para quelônios marinhos, nos quais o acesso a essas áreas é relativamente fácil, já que essas espécies não realizam a retração da cabeça e membros para o interior da carapaça (PRITCHARD, 1979). Entretanto, em jabutis esses espaços são menores e de difícil acesso (podem ser obstruídos pela retração

da cabeça e membros), e, assim, essa técnica teria utilidade apenas em jabutis anestesiados, por facilitar o acesso às referidas áreas.

Para a redução do ruído gerado pelo tegumento, poder-se-ia, também, utilizar eletrodos subcutâneos (KAPLAN e SCHWARTZ, 1963; HICKS e COMEAU, 1994), ou inseridos na cavidade corporal, através da carapaça (AKERS e DAMM, 1963; LEGLER, 1971; BETHEA, 1972; SPRAY e MAY, 1972; GATTEN, Jr., 1974; HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987; GATTEN, Jr., 1988), o que representa procedimentos bastante invasivos. Diversos estudos, entretanto, mostraram a eficácia do uso de eletrodos de superfície para o registro eletrocardiográfico em diferentes espécies de quelônios, sejam os eletrodos garras metálicas fixadas diretamente na pele dos membros (HUTTON *et al.*, 1960; HOLZ e HOLZ, 1995) ou eletrodos adesivos posicionados nos membros (LANGE *et al.*, 1966; RISHER e CLAUSSEN, 1987) ou no plastrão (BURGGREN, 1972; WHITAKER e KRUM, 1999).

RISHER e CLAUSSEN (1987) sugerem, ainda, que os eletrodos de superfície apresentam maior sensibilidade à captação do sinal do que eletrodos implantados através da carapaça, e menor grau de ruído do que os eletrodos implantados subcutaneamente, além de reduziram a possibilidade de trauma devido à colocação dos eletrodos através de uma dessas técnicas. Como argumentos adicionais para a utilização de eletrodos de superfície em répteis, pode-se citar o estudo de KAPLAN e SCHWARTZ (1963), no qual os autores sugerem que eletrodos subcutâneos podem atuar como agentes capazes de alterar o eletrocardiograma, além do estudo de HOLZ e HOLZ (1995), em que a opção pela utilização de eletrodos de superfície visou aproximar as condições de registro daquelas encontradas no dia-a-dia da prática clínica, tornando os resultados facilmente aplicáveis. De maneira análoga, MALLEY (1997) recomenda que, em quelônios, não se utilizem eletrodos inseridos através da carapaça, principalmente na prática clínica, devido ao seu caráter invasivo.

No presente estudo observamos, também, a presença de artefatos oriundos da atividade muscular, o que é um fenômeno bastante comum durante a captação do sinal eletrocardiográfico (SMITH, 1984; EDWARDS, 1993; NEUMAN, 1998; HUIGEN *et al.*, 2002), podendo ser eliminado através da utilização de filtros. Entretanto, considerando que parte do sinal eletrocardiográfico apresenta frequências próximas às do sinal eletromiográfico, a utilização de filtros para a

retirada deste compromete o padrão das ondas do complexo QRS, o que inviabilizaria a análise diagnóstica do traçado eletrocardiográfico (CRISTOV e DASKALOV, 1999).

Os tratamentos em que os animais apresentaram as menores frequências de deslocamento e movimentos esporádicos (T02 e T03) foram, também aqueles em que o sucesso na determinação da FC foi maior, sugerindo, assim, que a contração muscular atuou como um fator importante na geração de ruído. Artefatos desse tipo também foram observados, em répteis, com o uso de eletrodos subcutâneos (KAPLAN e SCHWARTZ, 1963; HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987; HEATWOLE, 1979) ou inseridos através da carapaça no interior da cavidade corporal (AKERS e DAMM, 1963), sugerindo, mais uma vez, que essa forma de colocação dos eletrodos não melhora sobremaneira a captação do sinal, em relação a eletrodos subcutâneos .

Apesar do ruído observado, a utilização de eletrodos de superfície posicionados nos membros de jabutis-piranga permitiu a determinação da frequência cardíaca em, pelo menos, 75% dos registros obtidos, conforme pode se observar na Tabela 04. Com relação à determinação do padrão eletrocardiográfico, entretanto, o percentual de sucesso foi mais baixo (9,3%), causado pela dificuldade na visualização das ondas P e T (devido às suas baixas voltagens e ao ruído existente), implicando em um menor percentual de determinação das amplitudes dessas ondas, bem como da duração dos intervalos PR e QT e dos segmentos PR e ST. Apesar de ruídos serem comuns na captação do sinal eletrocardiográfico em répteis, e gerarem dificuldade na interpretação do traçado eletrocardiográfico (McDONALD e HEATH, 1971; JACOB e McDONALD, 1975; SMITH, 1984; EDWARDS, 1993; NEUMAN, 1998; HUIGEN *et al.*, 2002) nenhum desses estudos traz informações quantitativas sobre a viabilidade de utilização de eletrodos de superfície nesse grupo animal.

Para contornar as dificuldades relacionadas à determinação dos parâmetros eletrocardiográficos, McDONALD e HEATH (1971) e JACOB e McDONALD (1975) optaram por determinar a duração dos intervalos e segmentos em tuataras e serpentes, respectivamente, tomando como base os picos das ondas P e T, e não as suas deflexões iniciais e finais. As amplitudes das ondas, entretanto, não puderam ser registradas, e as comparações com outros estudos ficaram limitadas devido às diferenças na metodologia empregada para a determinação dos parâmetros acima citados. Assim, os intervalos e segmentos foram determinados,

no nosso estudo, utilizando os mesmos critérios adotados pela maioria dos estudos com répteis (WILBER, 1960; JOHANSEN, 1959; AKERS e DAMM, 1963; MULLEN, 1967; KAPLAN e SCHWARTZ, 1963; YACKZAN *et al.*, 1972; RISHER E CLAUSSEN, 1987; ALTIMIRAS *et al.*, 1998; HOLZ E HOLZ, 1995)

Como forma de registro de frequência cardíaca em jabutis, acreditamos que a eletrocardiografia com uso de eletrodos adesivos de superfície é viável e apresenta vantagens sobre a utilização de outras técnicas como a ultra-sonografia com doppler, em que é preciso posicionar o sensor sobre um vaso sanguíneo por sobre a pele. No caso dos quelônios, utiliza-se a artéria carótida por ser um vaso calibroso e encontrar-se sob uma região pouco queratinizada, sendo necessário, entretanto, conter manualmente o animal durante todo o registro, aumentando o seu nível de estresse, ou anestesiá-lo para se fazer a protrusão do pescoço, o que torna essa técnica inviável para a avaliação da frequência cardíaca em animais não-anestesiados e submetidos a baixos níveis de estresse.

De acordo com HUIGEN *et al.* (2002), a maior parte do ruído observado durante a eletrocardiografia origina-se na interface entre o gel eletrolítico e a pele, sendo dependente do tipo de gel utilizado e das propriedades da pele. Como já foi discutido, o tegumento dos jabutis apresenta uma alta impedância devido ao elevado grau de queratinização, ao mesmo tempo em que o tipo de gel (hidrogel) presente nos eletrodos utilizados neste estudo não fornece, de acordo com esse autor, um bom contato com a pele, tampouco uma boa hidratação, aumentando, assim o nível de ruído. Assim, torna-se necessário pesquisar a utilização de outros tipos de eletrodos de superfície (com diferentes tipos de gel, tamanhos e formatos) para registro eletrocardiográfico em *Geochelone carbonaria*, visando determinar que tipo é mais adequado para utilização nessa espécie.

6.2. PADRÃO DE FREQUÊNCIA CARDÍACA APÓS A MANIPULAÇÃO EM ANIMAIS NÃO-ANESTESIADOS

A determinação da frequência cardíaca basal em quelônios, assim como nos demais répteis, é difícil uma vez que esse parâmetro pode apresentar grandes variações em função de diferentes estados comportamentais e/ou fisiológicos. (BURGGREN, 1972; MURRAY, 1996; LILLYWHITE *et al.*, 1999). A temperatura

corporal (TC) é o mais conhecido e importante desses fatores, uma vez que afeta a frequência de despolarização do marcapasso cardíaco com um Q10* entre 2 e 3 (LILLYWHITE *et al.*, 1999). Ela correlaciona-se positivamente com a FC (JOHANSEN, 1959; HUTTON *et al.*, 1960; JACOB e McDONALD, 1975), sendo possível descrever, ainda, um padrão de correlação linear entre o logaritmo da FC e a TC (WILBER, 1960; McDONALD e HEATH, 1971).

Fatores igualmente importantes, no entanto, são o metabolismo, massa corporal, ocorrência de *Shunts* cardíacos, pH plasmático, estresse postural, regulação reflexa da pressão arterial, padrão de atividade e fatores psicogênicos (estimulação sensorial) (WHITE, 1976; MURRAY, 1996; LILLYWHITE *et al.*, 1999). Em relação à massa corporal, JACOB e McDONALD (1975) descrevem uma correlação positiva entre esse parâmetro e a frequência cardíaca, enquanto WILBER (1960), BETHEA (1972) e YACKZAN *et al.* (1972) descrevem uma correlação negativa. De acordo com BURGGREN (1987), também o estado ventilatório de um réptil constitui um elemento capaz de influenciar a sua FC. Uma vez que os répteis apresentam padrão de ventilação intermitente, as alterações na FC podem, também, ser utilizadas para realizar ajustes no débito cardíaco durante períodos de apnéia e ventilação, visando garantir uma adequada relação ventilação-perfusão (BURGGREN, 1987).

As frequências cardíacas médias de *Geochelone carbonaria* durante os tratamentos 01, 02 e 04 foram, respectivamente, $23,79 \pm 6,11$ bpm, $17,86 \pm 6,55$ bpm e $15,79 \pm 5,22$ bpm (tabela 04). Esses valores foram obtidos em animais com temperaturas corporais em torno de 26,0 °C, dentro, portanto, da faixa de temperatura ótima para jabutis (entre 26 e 38 °C), conforme descrito por BENNETT (1996). Dessa forma, as frequências cardíacas representam valores obtidos de animais livres do efeito de estresse térmico.

Ao comparar as frequências cardíacas de jabutis-piranga não anestesiados, obtidas no presente estudo, com aquelas fornecidas por diferentes autores (Apêndices 02 e 03), diversas considerações podem ser feitas. Considerando animais com as mesmas temperaturas corporais dos animais do nosso estudo (aproximadamente 26,0°C), observam-se semelhanças entre os valores obtidos em T01 e aqueles descritos para *Chrysemys picta* (22,4 bpm) por GATTEN, Jr (1974) e para *Testudo hermannii* (13,0 bpm), por HAILEY e TEOPHILIDIS (1987), ambos no

* Q10 representa a sensibilidade de uma dada função biológica à temperatura

apêndice 02. No apêndice 03, observa-se, ainda, semelhanças entre os dados de T01 e aqueles descritos para fêmeas de *Chrysemys picta* alimentadas *ad libitum* (22,4 bpm) por KAPLAN e SCHWARTZ (1963). Para todas as demais espécies, nesses e nos demais estudos, os valores de frequência cardíaca observados foram maiores do que os de jabutis-piranga durante T01, T02 e T03.

Exceto em quatro estudos, com as espécies *Lepidochelys kempii* (MOON e STABENAU, 1996), *Pseudemys concina* (GATTEN, Jr., 1974), *Geochelone denticulata* (GATTEN, Jr., 1974) e *Gopherus agassizii* (ROONEY *et al.*, 1999), os animais apresentavam menor peso do que os do nosso estudo, o que pode ser uma causa das diferenças observadas, já que a FC está diretamente relacionada à taxa metabólica e esta, inversamente relacionada à massa corporal, de maneira exponencial (RANDALL *et al.*, 2000). Outras causas prováveis para essas diferenças podem envolver as características metabólicas de cada espécie, e as diferenças de condições experimentais (tipo de contenção e manejo dos animais durante o experimento) e de registro (tipo de eletrodos e amplificador utilizados, por exemplo), de maneira semelhante ao sugerido por GATTEN, Jr. (1974).

Deve-se considerar, ainda, que as frequências cardíacas de diversas espécies, em diferentes temperaturas corporais (relacionados nos apêndices 02 e 03) foram obtidas durante procedimentos de aquecimento e resfriamento (*Graptemys geográfica*, *Trachemys scripta* sp, *Geochelone denticulata* e *Terrapene ornata*: GATTEN, Jr., 1974), *Testudo hermannii*: HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987), representando, pois condições de estresse térmico.

De acordo com LILLYWHITE *et al.* (1999), as grandes diferenças nos valores de FC encontrados na literatura para as diversas espécies de répteis provavelmente são devidas às diferentes temperaturas dos animais durante os registros. Mesmo considerando os estudos em que as temperaturas corporais foram as mesmas, a FC pode variar em função de fatores já citados (metabolismo, massa corporal, ocorrência de *Shunts* cardíacos, pH plasmático, estresse postural, regulação reflexa da pressão arterial, padrão de atividade e fatores psicogênicos (estimulação sensorial). Além disso, as temperaturas corporais observadas durante os diversos estudos podem não ser ecologicamente apropriadas para as espécies consideradas, e, por esse motivo, as informações obtidas dessas comparações não podem ser conclusivas.

As alterações na FC podem, ainda, ser devidas à *Ação Dinâmica Específica*. Este fenômeno, descrito por Rubner em 1902, e bastante evidente em ectotermos, envolve o aumento da taxa metabólica e FC durante a digestão de alimentos (SECOR *et al.*, 2000; WANG *et al.*, 2001). Por esse motivo, em diversos estudos de fisiologia cardiovascular, com diferentes espécies de répteis, anestesiados ou não, os autores submetem os animais a um período de jejum variável entre 03 e 21 dias (HUTTON *et al.*, 1960; KAPLAN e SCHWARTZ, 1963; GATTEN Jr, 1974; JACOB e McDONALD, 1975; CUSTER e BUSH, 1980; LILLYWHITE e POUGH, 1983; ABE, 1987; ARENA *et al.*, 1988; STINNER e ELY, 1993; HICKS e COMEAU, 1994; HICKS *et al.*, 1996). Apesar disso, KAPLAN e SCHWARTZ (1963) concluíram não haver diferenças entre as frequências cardíacas de quelônios (*Trachemys scripta elegans*) em jejum e recém-alimentados.

Um outro fator a ser considerado como responsável por alterações da FC e, portanto, possivelmente envolvido nas diferenças observadas entre os diversos estudos, é o estresse provocado durante o registro. De acordo com YACKZAN *et al.* (1972), a frequência cardíaca de um réptil é fortemente influenciada pelo nível de estresse a que o animal é submetido, e representa, de acordo com HEATWOLE *et al.* (1979) e CABANAC e CABANAC (2000), o melhor indicativo de resposta a esse tipo de estímulo. Dentre os diversos agentes estressores atuando sobre os répteis, destacam-se a contenção física e a manipulação (BETHEA, 1972; HEATWOLE *et al.*, 1979; FOWLER, 1986; HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987; KREGGER e MENCH, 1993; STINNER e ELY, 1993; CABANAC e BERNIERI, 2000; CABANAC e CABANAC, 2000; MOORE *et al.*, 2000; JESSOP *et al.*, 2003). Com relação a esse último agente, tem sido demonstrada a sua capacidade de gerar elevação da frequência cardíaca em diversas espécies (BETHEA, 1972; ARENA *et al.*, 1988).

Durante o nosso estudo, as frequências cardíacas dos animais no início dos registros (ao final do 3º minuto), nos tratamentos 01, 02 e 04 foram maiores que aquelas observadas 33 minutos após. Além disso, exceto pelo tratamento 04, também foram maiores que aquelas após 63 minutos (Tabela 07). Já que os animais eram manipulados para a colocação dos eletrodos imediatamente antes do início dos registros, sugerimos que os maiores valores de FC observados nesse momento sejam uma resposta ao estresse de manipulação. Um fato que corrobora essa hipótese é que, durante o tratamento 04, os jabutis eram novamente manipulados 23

minutos após o início dos registros, para a administração de solução salina. Ao retomar os registros, observou-se uma tendência de aumento da FC, embora não significativa (figura 20).

Assim, o padrão de frequência cardíaca em jabutis-piranga não-anestesiados (T01, T02 e T04) é representado por um declínio desse parâmetro ao longo de uma hora após terem sido submetidos a um agente estressor (a manipulação experimental). Em todos esses tratamentos, o primeiro momento de redução significativa da FC ocorre aos 23 minutos (14% em T01; 21,3% em T02 e 19,6% em T04: tabela 03), e essa diferença perdura até o final dos 63 minutos. Padrões semelhantes de FC após a manipulação experimental foram descritos para serpentes (JACOB e McDONALD, 1975; HEATWOLE *et al.*, 1979; HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987; STINNER e ELY 1993), lagartos (HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987; CABANAC e CABANAC, 2000), tuatara (McDONALD e HEATH, 1971) e quelônios (BETHEA, 1972; HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987; CABANAC e BERNIERI, 2000).

HEATWOLE *et al.* (1979), estudando serpentes marinhas, observaram que as alterações observadas na FC após a manipulação para colocação de eletrodos foram de grande magnitude, comparáveis apenas aos valores observados durante intensa atividade natatória. STINNER e ELY (1993) relataram aumento abrupto (62%) da frequência cardíaca em serpentes colubrídeas após a manipulação, paralelamente ao aumento dos níveis de glicemia (58%) e de noradrenalina e adrenalina plasmáticas (51 e 26 vezes, respectivamente). McDONALD e HEATH (1971) descreveram que os maiores valores de frequência cardíaca em tuataras foram observados 10 minutos após a manipulação para colocação dos eletrodos de superfície para registro desse parâmetro, retornando à condição basal após 01 hora. Esse tempo foi de 12 minutos para tartarugas *Clemmys insculpta*, (CABANAC e BERNIERI, 2000).

Em jabutis *Testudo hermannii*, HAILEY e TEOPHILIDIS (1987) relatam que a FC praticamente aumentou em 2 vezes após a manipulação, retornando aos seus valores basais em apenas 07 minutos. Esses autores também registraram que a taquicardia observada durante os procedimentos de manipulação e estresse em répteis pode ser resultado de uma estratégia ativa de defesa, decorrente da falta de locais adequados para se esconder. Eles baseiam-se no fato de que diversas

espécies animais apresentam taquicardia, quando contidos fisicamente sem oportunidade de fuga, ao passo que apresentam bradicardia quando em ambientes mais complexos, com pontos de fuga. CABANAC e CABANAC (2000) descrevem o mesmo padrão de alteração da FC para Iguanas, voltando aos seus valores iniciais em 10 minutos. Comparativamente, esse tempo foi maior para ratos, sugerindo que o mecanismo de controle da frequência cardíaca é o mesmo em répteis e mamíferos.

Um dos prováveis mecanismos envolvidos nesse processo é a regulação barorreflexa da pressão arterial, cuja existência foi demonstrada em lagartos (HOHNKE, 1973; BERGER *et al.*, 1980), serpentes (LILLYWHITE e SEYMOUR, 1978; LILLYWHITE e POUGH, 1983), crocodilianos (ALTIMIRAS *et al.*, 1998) e quelônios (STEPHENS *et al.*, 1983; ISHI e ISHI, 1986). BERGER (1987) sugere que os barorreceptores em répteis têm a mesma estrutura que nos demais vertebrados, e o seu ganho é praticamente o mesmo em todos esses grupos animais. De acordo com STEPHENS *et al.* (1983), a resposta barorreflexa em quelônios aquáticos é pouco pronunciadas, atribuindo isto ao hábito desses animais (no ambiente aquático, as alterações de pressão arterial são menores devido aos efeitos gravitacionais reduzidos) e ao fato de serem extremamente tolerantes à hipóxia. Assim, a necessidade de regulação da pressão arterial seria menos premente, e, portanto, o ganho do reflexo barorreceptor seria menor. Raciocínio semelhante pode ser aplicado às serpentes marinhas, em que o ganho reflexo desse tipo de alça de retroalimentação é baixo (LILLYWHITE e POUGH, 1983). Entretanto, em espécies terrestres pode-se supor que esse ganho seria maior.

No presente estudo não foi aferida a pressão arterial dos animais, embora se saiba que o estresse da manipulação em répteis é capaz de gerar aumento tanto da frequência cardíaca quanto da pressão arterial (STINER e ELY, 1993). Dessa forma, supõe-se que a manipulação experimental dos jabutis imediatamente antes do início dos registros, em todos os tratamentos experimentais, tenha ocasionado aumento concomitante da frequência cardíaca e pressão arterial, e estimulado o reflexo barorreceptor com conseqüente redução da frequência cardíaca. Além disso, sabe-se que após a estimulação simpática há um lento processo de recaptação da noradrenalina para as terminações nervosas, assim como sua remoção pela

corrente sanguínea (BERNE e LEVY, 1993), o que também explicaria a redução gradual dos níveis de frequência cardíaca.

De acordo com SAMPAIO (1998), os coeficientes de variação de respostas animais oscilam entre 20 e 30%. Durante os tratamentos 01, 02 e 03, observou-se uma grande variabilidade da frequência cardíaca (expressa como coeficiente de variação) oscilando entre 20,02% e 42,09% (tabelas 03 e 04). Na maior parte das determinações, entretanto, o Coeficiente de variação ficou em torno de 30%, próximo, portanto, do limite superior para a variabilidade proposta por SAMPAIO (1998). Essa alta variabilidade era esperada, tendo em vista o que foi discutido sobre os fatores que afetam a FC.

Resultados semelhantes de variabilidade para a FC são apresentados por HUTTON *et al.* (1960), MULLEN (1967) e SCHUMACHER *et al.* (1997) e considerados normais para répteis (BENNETT, 1991). Dentre os fatores capazes de influenciar essa variável, podemos excluir do nosso estudo a massa corporal. De FC de répteis só é percebido com diferenças iguais ou superiores a 30% nos valores de massa corporal. No nosso estudo, entretanto, essas diferenças foram de aproximadamente 9%.

A TC não variou durante cada um dos tratamentos, podendo, também, ser excluída como elemento gerador da variabilidade. Alguns dos demais fatores citados (metabolismo, ocorrência de *Shunts* cardíacos, pH plasmático) não foram avaliados e, portanto, não se pode tecer considerações sobre a sua influência sobre a variabilidade observada. A influência de alguns dos outros fatores (sexo, nível de estresse e padrão de atividade) serão discutidos adiante.

O conhecimento de como ocorre a relação de um dado parâmetro biológico com a frequência cardíaca de répteis permite que esta seja estimada a partir do conhecimento dos valores desse parâmetro. Dessa forma, WILBER (1960) e McDONALD e HEATH, (1971) apresentam equações relacionando o logaritmo da frequência cardíaca e a temperatura corporal para algumas espécies de quelônios. Além disso, MURRAY (1996) e MALLEY (1997) descrevem uma equação relacionando a frequência cardíaca à massa corporal de um animal, quando o mesmo se encontra na sua Faixa de Temperatura Ótima. Entretanto, a maioria dos estudos com répteis, no entanto, não buscaram investigar a relação entre a FC e o curso temporal após a manipulação dos animais, ou não especificam em que

momento esse parâmetro foi aferido. Esse fato, em concordância com o que foi discutido anteriormente, pode ser o responsável, também, pelas diferenças observadas entre as frequências cardíacas observadas nos nossos experimentos e aquelas nos diversos estudos envolvendo répteis.

No presente estudo, as equações das retas de regressão relacionam a frequência cardíaca com o tempo transcorrido após uma manipulação (estresse) e, portanto, representariam o comportamento da resposta homeostática da FC a um aumento induzido por estresse (o que é comum na prática clínica). Deve-se ter em mente, entretanto, que as três propostas de estimativa da frequência cardíaca não são excludentes, porém se completam. Estudos futuros considerando a resposta temporal da FC ao estresse de manipulação devem ser realizados utilizando animais com diferentes faixas de peso e temperaturas corporais.

6.3. PADRÃO DE FREQUÊNCIA CARDÍACA APÓS A ANESTESIA

No presente estudo, a administração de cloridrato de quetamina causou um rápido e significativo aumento (40%) da frequência cardíaca nos animais (figura 21). Padrões semelhantes são descritos em outros estudos com essa mesma espécie de quelônio (BARBOSA *et al.*, 2002), lagartos (ARENA *et al.*, 1988) e serpentes (CUSTER E BUSH, 1980; SCHUMACHER *et al.* (1997). Este último autor descreve um aumento de 32% na frequência cardíaca de serpentes do gênero *Elaphe*, além de diminuição da frequência ventilatória (60%) e aumento da pressão arterial média (44%) após a administração do anestésico.

Os efeitos cardiovasculares desse anestésico resultam da ativação causada sobre o sistema nervoso simpático (SALT *et al.*, 1979), a qual pode se dar de maneira direta, ou indireta, através da diminuição do ganho dos barorreceptores (SALT *et al.*, 1979; WRIGHT, 1982). Além disso, essa droga pode exercer seus efeitos através de outros mecanismos. Ela age como um antagonista não-competitivo do receptor NMDA, ligando-se a seu sítio fenciclidina (MATHISEN *et al.*, 1995; KRESS e SPACEK, 1998), e também promove a redução da liberação pré-sináptica de glutamato (RAEDER e STENSETH, 2000), inibição da recaptação neuronal de monoaminas (SCHUMACHER *et al.*, 1997; BABAR *et al.*, 1998; KRESS e SPACEK, 1998; KIENBAUM *et al.*, 2000), e a depleção de grânulos de

catecolamina na periferia do sistema nervoso autônomo e gânglios simpáticos, conforme descrito para lagartos (VARANO *et al.*, 1985).

Após a taquicardia inicial, observou-se uma diminuição progressiva desse parâmetro ao longo de uma hora, de maneira semelhante ao observado para os tratamentos 01, 02 e 03. O primeiro momento de redução significativa da FC (16,1%) ocorreu 33 minutos após a administração do cloridrato de quetamina. Além disso, ocorreu uma segunda redução (15,3%) em relação ao 33º minuto. Considerando o período de 02 horas e meia após a administração do anestésico, a FC apresentou uma estabilização ao 73º minutos de registro. Padrões semelhantes de bradicardia ao longo do tempo, após a administração de cloridrato de quetamina, também foi observado por ARENA *et al.* (1988). Nesse estudo, a FC dos lagartos anestesiados retornou aos valores do período pré-anestésico em 02 horas e meia. CUSTER E BUSH (1980), por sua vez, relatam que um período de 02 horas após a anestesia não foi suficiente para que a FC de serpentes *Elaphe* retornassem à condição basal.

Os valores de frequência cardíaca para animais anestesiados descritos neste estudo assemelham-se aos de outros estudos com *Geochelone carbonaria*, como o de PEIXOTO *et al.* (2003) e FONTENELLE *et al.* (2000). No primeiro estudo, os valores de frequência cardíaca em jabutis (pesando $5,24 \pm 2,12$ Kg) anestesiados com cloridrato de quetamina (50,0 mg/Kg), oscilaram entre 18 e 25 bpm, para uma faixa de temperatura corporal de 18 a 25 °C. Os dados apresentados, entretanto, não permitem tecer comparações sobre o padrão de redução da FC ao longo do tempo. Segundo esses autores, a anestesia durou 60 minutos, e ao final de 12 horas, os animais estavam completamente recuperados. Entretanto os autores não informam em que momento durante a anestesia foram feitos os registros, ou se os valores apresentados correspondem a uma média de todo o período. No segundo estudo (FONTENELLE *et al.*, 2000), os animais (com a mesma média de peso que os animais deste estudo) foram submetidos à anestesia epidural com lidocaína, apresentando frequências cardíacas entre 22 e 39 bpm.

BARBOSA *et al.* (2002) também estudaram o efeito da anestesia com cloridrato de quetamina em jabutis-piranga, embora tenham utilizado uma dosagem menor que a nossa (40 mg/kg), e associado a esse anestésico um benzodiazepínico (Midazolam; 03 mg/Kg). Além disso, os animais foram submetidos ao procedimento

anestésico em decúbito dorsal ou ventral. Segundo os autores, foi observado um aumento na FC 30 minutos após a anestesia, nos animais em decúbito ventral, e 60 minutos tanto em decúbito ventral como dorsal, alterações atribuídas ao aumento da TC ocorrido nos mesmos períodos.

Enquanto SCHUMACHER *et al.* (1997) relatam a ocorrência de rigidez muscular em serpentes *Elaphe* anestesiadas com quetamina, PEIXOTO *et al.* (2003) descrevem a existência de um bom miorelaxamento em jabutis-piranga, com uma boa exposição da cabeça. No nosso estudo, não obtivemos uma resposta homogênea com relação a esse aspecto, pois alguns animais (30%) não apresentaram um bom grau de relaxamento muscular, exposição da cabeça ou flacidez dos membros. O período de recuperação anestésica observado por esses autores permite afirmar que o intervalo de tempo entre o fim dos experimentos no tratamento 03 e a devolução dos animais ao Parque Dois Irmãos (entre 12 e 24 horas) foi adequado, permitindo que os mesmos já estivessem completamente recuperados da anestesia.

A utilização de um modelo de regressão polinomial de quarta ordem permitiu desenvolver uma equação (tabela 10) em que 99,7% da variação da frequência cardíaca pode ser explicada como função do período de tempo após a administração do anestésico, ao passo que a regressão linear simples (de primeira ordem) explica apenas 86% da variação.

6.4.COMPARAÇÕES ENTRE OS TRATAMENTOS

Analisando os dados da tabela 07, observa-se que os valores de frequência cardíaca ao final do 3^o, 33^o e 63^o minutos de registro são semelhantes apenas entre T01 e T03, bem como entre T02 e T04. Considerando que durante o tratamento 01 os animais estariam submetidos a um alto nível de estresse, já que a contenção física e a colocação de um animal em um ambiente novo atuam como potentes agentes estressores (FOWLER, 1986), sugerimos que o cloridrato de quetamina em jabutis-piranga promove alterações na frequência cardíaca de mesma magnitude que esses agentes. Os maiores valores de FC observados durante o tratamento 01 podem, por outro lado, ser decorrentes das maiores temperaturas corporais dos animais durante esse tratamento, ou, ainda, decorrentes do maior nível de atividade

motora, de maneira semelhante ao observado em serpentes (HAILEY e TEOPHILIDIS, 1987) e quelônios (BURGGREN, 1972).

O efeito estressor do cloridrato de quetamina, registrado através de aumentos da FC, da pressão arterial sistêmica e elevação do nível de glicocorticoides plasmáticos, são descritos para humanos (KIENBAUM *et al.*, 2000), primatas não-humanos (CROCKET *et al.*, 2000), coelhos (GIL *et al.*, 2001) e ratos (CARRUBA *et al.*, 1987). Algumas dessas alterações podem ser devidas aos efeitos diretos da quetamina sobre a função cardiovascular (aumentando o inotropismo), bem como aos seus efeitos indiretos, sobre o sistema nervoso central. Nesse caso, sua ação se daria através da ativação da inervação simpática e/ou inibição da inervação parassimpática para o coração (WRIGHT, 1982; SCHUMACHER *et al.*, 1997).

A habituação à presença humana e à manipulação foi descrita em répteis por KREGGER e MENCH (1993) e ROMERO e WIKELSKI (2003). Além desses estudos, MATHIES *et al.* (2001) descrevem a habituação de serpentes (*Boiga irregularis*) a um agente estressor (confinamento no interior de armadilhas), avaliando a concentração plasmática de corticosteróides. Os autores relatam que animais mantidos nas armadilhas durante 03 noites apresentavam os mesmos níveis hormonais do que aqueles confinados por apenas 01 noite, sugerindo a existência de uma habituação ao agente estressor ao longo de três dias. Um processo semelhante de habituação ao mesmo tipo de agente pode ter ocorrido nos jabutis-piranga durante o nosso estudo, explicando, assim, os menores valores de FC observados durante os tratamentos 02 e 04. Além disso, a picada para a administração de solução salina não representa, por si só, um agente estressor (figura 20), uma vez que os valores de FC permaneceram inalterados antes e após a injeção (ao contrário da administração de quetamina).

Em todos os tratamentos foi observada uma diminuição progressiva da FC ao longo do tempo após a manipulação experimental. Isso é demonstrado através do coeficiente angular, que indica a amplitude média da variação na frequência cardíaca a cada intervalo de 10 minutos. De acordo com os dados apresentados na Figura 18 e Tabela 08, observa-se que a inclinação das retas de regressão dos tratamentos 01 (0,093) 02 (0,086) e 04 (0,085) não diferem entre si, indicando que o comportamento da FC durante esses três tratamentos é semelhante.

Entretanto, durante o tratamento 03 a inclinação observada (0,144) difere significativamente dos demais tratamentos, indicando que o comportamento da FC é diferente durante a anestesia, apresentando uma diminuição mais pronunciada ao longo do tempo. Os coeficientes de determinação (r^2) das retas de regressão mostradas na figura 18 (T02: 72,63%; T04: 80,20%; T01: 85,99% e T03: 99,05%) indicam que tempo transcorrido após a manipulação experimental (agente estressor) explicam boa parte da variação observada na frequência cardíaca. A maior taxa de redução da frequência cardíaca após a manipulação experimental em animais anestesiados sugere que as ações do cloridrato de quetamina interferem nos mecanismos homeostáticos para restabelecimento dos valores normais de frequência cardíaca, facilitando a sua atuação.

6.5. COMPORTAMENTO DOS ANIMAIS DURANTE OS REGISTROS

No nosso estudo, foram observadas diferenças no padrão motor dos animais entre os diversos tratamentos. Durante o tratamento 01 predominou o comportamento de deslocamento no interior da caixa de registro, o que pode ser explicado como uma resposta ao agente estressor. Aumento da atividade motora em situações estressantes também foi observada em serpentes (STINNER e ELY, 1993). De acordo com KOOLHAAS *et al.* (1999), os animais podem apresentar dois padrões distintos de resposta simpática e comportamental quando confrontados com situações estressantes. Um desses padrões envolve a adoção de mecanismos passivos de defesa, como a redução da agressividade e do padrão motor, além de baixos níveis de ativação simpática.

O outro padrão envolve mecanismos ativos de defesa, como aumento da agressividade e do padrão motor, além de alta reatividade do sistema simpático. Assim, o aumento da atividade motora de jabutis-piranga observado durante esse estudo pode ter sido consequência de seu padrão ativo de resposta ao agente estressor apresentado. Isso é corroborado pelo fato de também ter sido observada a ativação simpática (avaliada através do aumento da frequência cardíaca). Além disso, o cloridrato de quetamina promove aumento dos níveis de dopamina e serotonina, implicados no aumento da atividade motora (FANTONI *et al.*, 1996).

Com relação à vocalização, sabe-se que os répteis podem exibir esse comportamento em diferentes situações, como defesa de território, reprodução, cuidado parental, encontros agonísticos, sob risco de predação ou em situações de estresse (GANS e MADERSON, 1973; ZUG, 1993; CAROTHERS *et al.*, 2001; HARTDEGEN, 2001). Comportamento de vocalização tem sido documentado em diversas espécies de répteis, de todas as ordens com exceção das anfisbenas.

ZUG (1993) descreve comportamento de vocalização para o tuatara, crocodilianos, dez famílias de lagartos (agamidae, anguidae, chamaeleonidae, cordylidae, eublepharidae, gekkonidae, iguanidae, lacertidae, scincidae e teiidae), algumas serpentes, e para os quelônios testudinidae (jabutis). Além disso, ainda há registros de vocalização para lagartos das famílias varanidae e quelônios das famílias emydidae, dermochelydae e kinosternidae (GANS e MADERSON, 1973), bem como platysternidae (CAMPBELL e EVANS, 1972; GANS e MADERSON, 1973). Apesar de CAMPBELL e EVANS (1972) relatarem que apenas quelônios criptodiros vocalizam, GANS e MADERSON (1973) relatam esse comportamento para quelônios pleurodiros da família chelidae.

De acordo com MCKEOWN *et al.* (1991), a vocalização de machos durante o comportamento reprodutivo é o tipo mais freqüente de emissão vocal em quelônios, e soa como uma série de grunhidos, associado à expiração forçada, simultaneamente à realização de movimentos copulatórios. Esse tipo de vocalização também pode ser observado apenas durante a perseguição à fêmea (GANS and MADERSON, 1973), ou ao longo de todo o comportamento reprodutivo, desde a corte até a cópula propriamente dita (GROVER e De FALCO, 1995; SCHAFFER e MORGAN, 2002). MERTENS (apud GANS e MADERSON, 1973) sugere que as vocalizações dos machos serviriam, então, para amedrontar a fêmea, que ao retraindo a cabeça, faria a protrusão da região da cloca, facilitando a intromissão do pênis. Vocalização em fêmeas *Manouria emys* durante os estágios iniciais da corte já foram relatadas (MCKEOWN *et al.*, 1991; SCHAFFER e MORGAN, 2002), e os padrões mostraram-se diferentes entre os gêneros.

Entre os quelônios testudinidae, a vocalização é bastante comum, principalmente em machos durante a corte e cópula (FRANKENBERG e WERNER, 1992). Os sons emitidos consistem em uma série de grunhidos, semelhantes a cacarejos (SNEDIGAR e ROKOSKY, 1950; AUFFENBERG, 1965; CAMPBELL e

EVANS, 1972; PRITCHARD, 1979). *Geochelone carbonaria* também emite sons desse tipo, consistindo de uma série de grunhidos regularmente espaçados, seguidos de uma tríade de grunhidos mais rápidos. Além desse padrão, um outro é emitido por animais jovens dessa espécie durante a locomoção (CAMPBELL e EVANS, 1972). Nesse caso, as vocalizações assemelham-se à dos machos, porém apresentam um único grunhido, ao invés de uma série deles.

Em nosso estudo, as vocalizações registradas não parecem estar relacionadas a comportamentos reprodutivos, uma vez que os animais não eram mantidos em grupos, não tendo oportunidade, então, de realizar interações intraespecíficas. Entretanto, observamos uma estreita correlação entre o comportamento de vocalização e a anestesia com cloridrato de quetamina, uma vez que a maior parte dos animais que vocalizaram o fizeram enquanto anestesiados. Tal correlação já foi reportada para algumas espécies de mamíferos (ADETUNJI and OGUNYEMI, 1998; ILKIW *et al*, 1996). Entretanto, nesses estudos os autores não utilizaram a quetamina isoladamente, mas em combinação com cloridrato de xilazina ou benzodiazepínicos. Resultados semelhantes foram descritos por SARNO *et al*. (1996) em guanacos adultos machos, anestesiados com tiletamina e zolazepam. A vocalização resultante da anestesia com quetamina também é citada como um efeito adverso dessa droga nas bulas dos produtos Vetalar (Parke Davies), Vetaset (Fort Dodge) e Vetanarcol (Köning), porém não naquele que utilizamos nesse estudo (Dopalen).

Diversos estudos mostram que a vocalização pode ser estimulada em várias espécies animais através da administração de glutamato ou seu agonistas, os quais parecem atuar principalmente sobre os receptores NMDA (RICHTER e JÜRGENS, 1986; JÜRGENS e LU, 1993b). De maneira análoga, antagonistas do glutamato mostraram-se eficientes em inibir a vocalização JÜRGENS e LU, 1993b; LU e JÜRGENS, 1993; FU e BRUDZYNSKY, 1994; JÜRGENS, 2000).

Dessa forma, sugere-se que a estimulação da vocalização causada pela administração de quetamina em *Geochelone carbonaria* deve ser mediada por um outro mecanismo de ação que não a ação glutamatérgica. O aumento dos níveis de catecolaminas parece ser um deles, uma vez que tem sido implicado na gênese da vocalização relacionada ao estresse em ratos (JÜRGENS e LU, 1993b; LU e JÜRGENS, 1993; FU e BRUDZYNSKY, 1994; JÜRGENS, 2000; SÁNCHEZ, 2003).

Um outro mecanismo parece envolver o efeito psicogênico dessa droga, conforme relatado por LÖSCHER *et al.* (1991) em suínos. Esse efeito é atribuído à sua ação inibitória sobre receptores muscarínicos. Possivelmente esses dois mecanismos podem contribuir para a gênese da vocalização em jabutis-piranga.

6.6. DIFERENÇAS ENTRE OS SEXOS

Nossos resultados mostraram uma tendência de maiores frequências cardíacas em fêmeas (exceto durante T03), embora diferenças significativas entre os sexos tenham ocorrido nos tratamentos 01 e 04 e em apenas alguns momentos ao longo de uma hora de registro (figuras 12 e 15). É interessante notar que uma das diferenças mais marcantes ocorreu no décimo minuto de registro durante T01, quando o agente estressor estava presente de maneira bastante marcante (animais recém chegados a um novo ambiente, e tendo há pouco sofrido manipulação). Além disso, as diferenças entre gêneros nessa primeira etapa parecem ter sido decorrentes de ligeiras diminuições da frequência cardíaca de machos, e não do seu aumento em fêmeas.

De acordo FARADAY (2002), o sexo é um dos fatores que mais influenciam a vulnerabilidade de um animal ao estresse, e, de acordo com BOWMAN *et al.* (2002) um padrão sexualmente dimórfico pode ser observado em muitas das respostas fisiológicas, neuroquímicas e comportamentais ao estresse. Segundo esses autores, isso pode ser devido, em parte, a uma diferença nos padrões de ativação do eixo hipotálamo-hipofisário-adrenal entre machos e fêmeas. Essa diferença, expressa através dos maiores níveis plasmáticos de corticosteróides em fêmeas, é descrita em ratos (BOWMAN *et al.*, 2002) e lagartos *Cnemidophorus sexlinetaus* (GRASSMAN e HESS, 1992).

Além disso, os níveis plasmáticos de corticosteróides em fêmeas variam de acordo com o estágio do ciclo reprodutivo, conforme demonstrado para ratas (BOWMAN *et al.*, 2002; TANNO *et al.*, 2002), lagartos *Urosaurus ornatus* (WOODLEY e MOORE, 2002) e tuataras (TYRREL e CREE, 1998), sugerindo que os hormônios gonadais femininos, especialmente o estradiol, podem contribuir para as diferenças entre sexos na resposta ao estresse (BOWMAN *et al.*, 2002). De maneira análoga, GRASSMAN e HESS (1992) descrevem níveis mais baixos de

corticosteróides em lagartos *Cnemidophorus sexlineatus* machos, em comparação com as fêmeas, durante a resposta ao estresse. Sugerindo uma ação atenuadora da testosterona sobre a resposta ao estresse.

Em estudos envolvendo respostas cardiovasculares ao estresse, TANNO et al (2002) descrevem aumento da FC em ratas durante o proestro. De acordo com esses autores, a sensibilidade desses animais a agentes estressores é mais alta durante essa fase do ciclo estral, em virtude do maior nível de ativação do eixo hipotálamo-hipofisário adrenal e de um aumento da sensibilidade atrial à noradrenalina. Essa maior sensibilidade às catecolaminas pode ser devida à ação inibidora dos corticosteróides sobre a recaptação de noradrenalina ou aos efeitos inibidores dos estrógenos sobre as enzimas envolvidas na metabolização desses transmisores.

Os diferentes valores de frequência cardíaca entre machos e fêmeas poderiam estar relacionados a diferenças nas temperaturas corporais entre os sexos, já que estas duas variáveis apresentam estreita correlação. Entretanto, não foram observadas diferenças de TC entre os sexos, sugerindo que este parâmetro não tenha contribuído para as diferenças observadas na FC.

Dessa forma, as diferenças de resposta ao estresse de manipulação observadas entre os jabutis-piranga machos e fêmeas podem ter sido devidas à menor sensibilidade dos machos ao agente estressor e/ou ao fato de que as fêmeas estivessem em algum período do seu ciclo reprodutivo com maior sensibilidade a esses agente. Uma vez que as diferenças entre os sexos forma maiores durante T04, sugerimos, ainda, que a habituação ao ambiente e aos procedimentos de manipulação tenha ocorrido em maior intensidade nos machos, contribuído para uma redução da resposta ao estresse mais marcante do que aquela observada nas fêmeas (figuras 12 a 15).

O sucesso na determinação da frequência cardíaca foi maior para os machos durante T01 e T02 e maior para as fêmeas em T04, e em todas essas situações, não foram observadas diferenças no comportamento motor entre os sexos. Essas diferenças apenas existiram no tratamento 03, durante o qual, entretanto, não foram observadas diferenças quanto ao sucesso na determinação da frequência cardíaca, sugerindo que algum outro fator, além do comportamento motor tenha gerado ruídos

na captação do sinal, suficientes para reduzir a análise do traçado eletrocardiográfico.

6.7 TRAÇADO ELETROCARDIOGRÁFICO

Uma vez que não há informações sobre o padrão eletrocardiográfico para a espécie *Geochelone carbonaria*, as observações do presente estudo foram confrontadas com os dados de outras espécies de quelônios, listadas no apêndice 03 (AKERS e DAMM, 1963; KAPLAN e SCHWARTZ, 1963; RISHER e CLAUSSEN, 1987; HOLZ e HOLZ, 1995). Entretanto, esses estudos utilizaram diversos tipos de eletrodos, e foram desenvolvidos com animais pesando aproximadamente 60% menos que os do presente trabalho, submetidos a diferentes condições experimentais (jejum, alimentação *ad libitum*, anestesia), em diversas temperaturas corporais.

Além disso, a maioria das espécies utilizadas é de hábitos aquático ou semi-aquático, apresentando tegumento com um menor grau de queratinização, o que pode influenciar a captação do sinal eletrocardiográfico. Portanto, tais comparações devem ser feitas com cautela, já que esses e outros fatores (forma do corpo e do coração, eixo elétrico cardíaco, estrutura do sistema de condução, estado nutricional, sexo, idade e temperatura corporal) podem interferir na atividade elétrica cardíaca e, por conseguinte, no traçado eletrocardiográfico (MULLEN, 1967).

No nosso estudo, a onda P foi monofásica e positiva (figura 28), semelhante, portanto, ao descrito para diversas espécies de répteis por HOLZ e HOLZ (1995), KAPLAN E SCHWARTZ (1963), McDONALD e HEATH (1971), JACOB e McDONALD (1975), JOHANSEN (1959) e MULLEN (1967). Há registros de ondas P bifásicas em quelônios (AKERS e DAMM, 1963) e serpentes (JACOB e McDONALD, 1975), ao invés do padrão monofásico de forma abaulada, mais frequentemente observado (HOLZ e HOLZ, 1995; KAPLAN e SCHWARTZ, 1963). Também há registros de ondas P negativas em lagartos e serpentes (JOHANSEN, 1959) ou, ainda, bimodais, conforme registrado em tuataras com baixas temperaturas corporais (McDONALD e HEATH, 1971). Esse mesmo padrão bimodal é registrado por KAPLAN e SCHWARTZ (1963) em tartarugas recém-alimentadas. De acordo com JOHANSEN (1959) a duração da onda P diminui com o aumento TC e da FC.

Apesar da tendência de menores valores para a duração da onda P durante T01 e T04, as diferenças observadas entre os diversos tratamentos não foram significativas. Os valores obtidos neste estudo são maiores que os obtidos por outros autores (Apêndice 02), sendo possível encontrar semelhanças apenas entre aqueles de jabutis-piranga durante o tratamento 01 e os de animais da espécie *Trachemys scripta*, anestesiados com cloridrato de quetamina ou com uma associação dessa droga e midazolam (KAPLAN e SCHWARTZ, 1963).

Neste estudo, o complexo QRS foi representado apenas pela onda R, o que também foi descrito em quelônios da espécie *Trachemys scripta* (KAPLAN e SCHWARTZ, 1963), serpentes (VALENTINUZZI, 1969) e em diversas espécies de lagartos (YACZAN *et al.*, 1972). De acordo, ainda, com KAPLAN e SCHWARTZ (1963), a duração da onda R é maior em fêmeas. BENNET (1996) relata que o complexo QRS geralmente é invertido nos répteis (apesar de não descrever em que derivação). No presente estudo, esse padrão de inversão também foi observado em um jabuti-piranga macho durante os tratamentos 01 e 02 (Figura 36), embora a inversão tivesse apresentado um caráter transitório. YACZAN *et al.* (1972) também relatam o registro de ondas R invertidas, e atribuem isso a uma modificação na direção da onda de despolarização ventricular, devido à inexistência de um sistema de condução.

Uma outra hipótese para explicar essa inversão envolve o padrão de ativação ventricular em função do estado ventilatório do animal. BURGGREN (1978) descreve, para quelônios das espécies *Testudo graeca* e *Chisemys scripta*, dois padrões de ativação ventricular; um durante a ventilação e outro, durante a apnéia. Durante a ventilação, ocorre despolarização da direita para a esquerda e, durante a apnéia, da esquerda para a direita, com o dobro da velocidade da observada durante a ventilação. Em ambos os casos, a despolarização inicia-se na base do coração. Dessa forma, a inversão da onda R poderia estar relacionada à alteração do padrão ventilatório.

Apesar de não ter sido registrada durante nosso estudo, sugerimos que a ventilação em animais dessa espécie deve seguir o mesmo padrão apresentado por *Testudo graeca*, uma vez que essas espécies são ecologicamente semelhantes. De acordo com BURGGREN (1978), animais dessa espécie ventilam apenas durante um único episódio ao longo do período de apnéia, e, por isso, as mudanças entre os

dois padrões ventilatórios são breves, assim, como são as alternâncias entre os padrões de despolarização ventricular, durando um ou poucos ciclos cardíacos. Em jabutis-piranga, a inversão foi observada ao longo de, no máximo, 10 ciclos cardíacos (figura 36).

Ainda segundo esse autor, esse padrão de alteração da atividade de despolarização também pode ser observado durante o estresse, como demonstrado para lagartos da espécie *Sauromalus hispidus*. Considerando que, no nosso estudo, os episódios de alteração da onda R foram observados, em ambos os tratamentos, apenas nos 30 minutos iniciais de registro, pode-se supor que estejam ligados ao estresse da manipulação experimental.

A duração da onda R apresentou tendência de menores valores em T02, seguido por T01, T04 e T03. Diferenças, no entanto, foram observadas apenas entre os tratamentos 03 e 04. Os dados de AKERS e DAMM (1963) mostram uma grande variação nos valores desse parâmetro em função da temperatura corporal, havendo, segundo RISHER e CLAUSSEN (1987) e MULLEN (1967), uma relação inversamente proporcional entre essas duas variáveis. Entretanto, no nosso estudo os maiores valores de duração da onda R foram observados em animais com TC mais altas.

Os diversos estudos envolvendo eletrocardiografia em quelônios (Apêndice 02) descrevem complexos QRS com duração bastante variável. Considerando temperaturas próximas às registradas neste estudo, as durações da onda R, tanto em animais anestesiados como naqueles não-anestesiados, são maiores que os descritos por AKERS e DAMM (1963), KAPLAN e SCHWARTZ (1963) e HOLZ e HOLZ (1995).

A duração da onda T não diferiu entre os tratamentos, apesar da tendência de menores valores durante T01 e maiores durante T04. Em jabutis-piranga essa onda apresentou-se monofásica e positiva, às vezes arredondada e outras vezes em picos, semelhante, pois, ao padrão descrito por HOLZ e HOLZ (1995) em *Trachemys scripta*. Já AKERS e DAMM (1963) reportam ondas T bifásicas em *Graptemys geographica* e *Pseudemys elegans*, porém apenas em temperaturas corporais de 25 °C. No presente estudo, ondas T bifásicas foram observadas em um animal macho durante a anestesia, com temperatura corporal de 28,3 °C.

As características de duração, amplitude e configuração da onda T apresentam uma grande variabilidade, mesmo em animais sadios (EDWARDS, 1993). McDONALD e HEATH (1971) descrevem ondas T negativas no traçado eletrocardiográfico de tuataras, apesar de que em diversos registros ela apareceu positiva ou bifásica. De acordo com KAPLAN e SCHWARTZ (1963), o jejum pode alterar o aspecto da onda T, conforme observado em *Trachemys scripta*, em que animais em jejum apresentaram onda T invertida e com maior duração do que em animais recém-alimentados. JACOB e McDONALD (1975) descrevem, em serpentes, ondas T altamente variáveis em amplitude e configuração, embora o padrão mais comum seja monofásico negativo de amplitude moderada. De acordo com MULLEN (1967), a onda T aparece positiva em 50% dos registros (em lagartos e serpentes), enquanto nos outros 50%, negativa.

O segmento PR apresentou uma tendência de menores valores em T01, seguido por T03, T04 e T02. Entretanto, sua duração diferiu, apenas, entre T01 e T02. O intervalo PR apresentou diferenças entre T02 e T03, mas, como esses dois tratamentos não diferiram com relação à duração da onda P, a diferença no intervalo PR foi devida ao segmento PR. Na maioria dos registros em *Geochelone carbonaria*, o segmento PR apresentou-se isoeletrico. Exceto pelos trabalhos de HOLZ e HOLZ (1995) com quelônios anestesiados com quetamina, e de KAPLAN e SCHWARTZ (1963) com quelônios recém-alimentados, os valores do intervalo PR para *Geochelone carbonaria* foram maiores do que os disponíveis na literatura (Apêndice 03).

A temperatura corporal é um dos fatores que podem causar alterações na duração do intervalo PR. RISHER e CLAUSSEN (1987) descrevem, para quelônios, uma correlação positiva entre esses dois parâmetros, enquanto JACOB e McDONALD (1975) descrevem-na como positiva para serpentes. Entretanto, como as temperaturas corporais dos animais foram semelhantes entre T01 e T02, esse parâmetro não deve ter sido o responsável pelas alterações observadas no intervalo PR. A frequência cardíaca pode ser um outro fator a influenciar a duração deste intervalo, e, a respeito disso, McDONALD e HEATH (1971) descrevem uma correlação negativa entre esses dois parâmetros. HOLZ e HOLZ (1995) relatam, ainda, que quelônios *Trachemys scripta* alimentados apresentam duração do intervalo PR maior que aquelas mantidas em jejum.

O segmento ST registrado durante T02 foi maior que em todos os demais tratamentos. Além disso, esse parâmetro diferiu entre T03 (em que foi maior) e T01. McDONALD e HEATH (1971) descrevem episódios de aumento na duração desse parâmetro em tuataras quando perturbados pelo experimentador, concomitante ao aumento da frequência cardíaca. Os autores sugerem que isso seja devido ao aumento dos níveis de catecolaminas circulantes. Na maioria dos registros obtidos durante o presente estudo, o segmento ST encontrava-se deslocado acima da linha de base, às vezes descrevendo uma curva e confundindo-se com a onda T, de maneira semelhante ao descrito por KAPLAN e SCHWARTZ (1963) e AKERS e DAMM (1963) para quelônios dulcícolas de diferentes espécies.

O intervalo RR foi maior em T02 do que em todos os outros tratamentos, enquanto o intervalo QT diferiu apenas entre T02 e T01, sendo menor neste último. De acordo com MULLEN (1967) o intervalo QT em répteis é bastante variável, e, por isso, a utilização de equações para se relacionar o QT com a FC ou intervalo RR não são muito úteis. JOHANSEN (1959) afirma, ainda, esse intervalo ocupa um grande percentual de tempo do ciclo elétrico cardíaco (entre 75 e 85%, aproximadamente). No nosso estudo, esse percentual foi de 57,23% durante T02 e aproximadamente 67% nos demais tratamentos, menores, portanto, que os descritos por esses autores.

Todas as ondas do traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga, anestesiados ou não, apresentaram amplitudes maiores que aquelas descritas para outras espécies (Apêndice 03). A amplitude da onda P diferiu, apenas, entre os tratamentos 02 e 03, e, neste último, o valor foi o menor dentre os quatro tratamentos. O mesmo resultado foi obtido para a onda T, enquanto que, para o complexo QRS, as diferenças foram observadas apenas entre os tratamentos 03 e 04.

As amplitudes das ondas do traçado eletrocardiográfico podem ser alteradas em função de fatores como a temperatura corporal. De acordo com AKERS e DAMM (1963) a temperatura corporal correlaciona-se negativamente com a amplitude da onda P e positivamente com a do complexo QRS. Esse mesmo tipo de relação entre a TC e o complexo QRS é descrito para lagartos (YACKZAN *et al.*, 1972), serpentes (MULLEN, 1967), enquanto RISHER e CLAUSSEN (1987) descrevem uma correlação negativa entre esses parâmetros em serpentes. Um outro

fator que pode influenciar na amplitude do QRS é o posicionamento dos eletrodos em relação ao coração. Assim, é difícil comparar os valores de diversos artigos, pois a metodologia empregada no registro não é uniforme (YACZAN *et al.*, 1972). Com relação à onda T, AKERS e DAMM (1963) descrevem uma correlação positiva entre esse parâmetro e a temperatura corporal, enquanto RISHER e CLAUSSEN (1987) Descrevem uma correlação negativa entre esses parâmetros.

Assim, a anestesia com cloridrato de quetamina em jabutis-piranga provocou uma tendência de redução da amplitude das ondas P e T e o aumento da amplitude da onda R, em relação a animais submetidos a uma situação estressante (T01). Além disso, também foi observado uma tendência de aumento na duração das ondas P, R e T e dos intervalos QT, PR e segmento ST (nesses dois últimos, de maneira significativa). Em relação a animais habituados às condições experimentais (e, portanto, exibindo menor grau de estresse: T02), foram observadas diminuição significativa das amplitudes das ondas P e T e da duração do segmento ST, e apenas uma tendência de redução na duração das ondas P, T e dos intervalos PR e QT. A duração da onda R foi significativamente aumentada.

De acordo com MULLEN (1967), uma onda precedendo a onda P, denominada onda SV, representa a despolarização do seio venoso, e pode ser observada em alguns répteis, tendo sido descrita em aproximadamente 25% das serpentes e menos de 10% em lagartos analisados por esse autor. No nosso estudo, entretanto, não se observou essa onda, de maneira análoga ao descrito por HOLZ e HOLZ (1995) em quelônios da espécie *Trachemys scripta*. Esses autores sugerem, no entanto, que a utilização de outras derivações poderiam registrar a onda SV.

KAPLAN e SCHWARTZ (1963) estudaram a influência do jejum sobre o padrão eletrocardiográfico de tartarugas *Trachemys scripta*, e concluíram que, durante o jejum, as ondas têm a sua duração e amplitude reduzidas. A onda T é bastante alterada, embora os autores não consigam explicar as causas, sugerindo, apenas, que esse fenômeno pode estar relacionado à energia necessária para o funcionamento da bomba Na/K durante a repolarização ventricular. No nosso estudo, não haveria como garantir que os animais estivessem em jejum ao iniciar o experimento no tratamento 01, uma vez que os mesmos foram trazidos do Parque Dois Irmãos sem o acompanhamento da alimentação.

De acordo com KAPLAN e SCHWARTZ (1963), as diferenças observadas no padrão eletrocardiográfico de diferentes espécies de quelônios podem refletir diferenças na estrutura ou atividade bioquímica do coração, especialmente no marcapasso, afetando a sua frequência de despolarização. Entretanto, esses autores sugerem não haver relação entre o padrão do traçado eletrocardiográfico e o tamanho corporal, *habitat* ou atividade, e, assim esse traçado deve servir como um indicador sensível da espécie, estado nutricional, sexo e integridade funcional do coração. Além disso, sem a padronização de técnicas para registro eletrocardiográfico em quelônios, comparações entre diferentes espécies ou em diferentes condições experimentais são infrutíferas, pois nada revelam sobre os verdadeiros mecanismos envolvidos na adaptação ao meio.

As alterações no traçado eletrocardiográfico são difíceis de interpretar uma vez que as ondas P não são visíveis na maioria dos registros em que esses fenômenos são observados. Duas possibilidades, entretanto, são sugeridas: arritmia sinusal e bloqueio atrioventricular de segundo grau do tipo Mobitz II. No primeiro caso, o intervalo PR é fixo enquanto o RR é variável. Além disso, cada onda P é seguida por um complexo QRS (JONHNSON e SWARTZ, 1988) de aparências normais.

O bloqueio Mobitz I é caracterizado por um ritmo regular, com períodos de irregularidade causados pela perda abrupta e intermitente de complexos QRS (JONHNSON e SWARTZ, 1988), apresentando, ainda, intervalos PR constantes. Esse parece ser o caso em pelo menos um registro durante o tratamento 04 (figura 34), em que se pode observar uma onda P que não é seguida por uma onda R, ocorrendo um “batimento perdido”.

Fenômenos de arritmia também são relatados por LANGE *et al.* (1966) em diversas espécies e quelônios (todas aquáticas e semi-aquáticas). Segundo os autores, isso se deve ao fato de que o coração de quelônios apresenta diversos marcapassos concomitantemente ativos no seio venoso. A estimulação vagal pode inibir a ação de um dos marcapassos do seio venoso sem, no entanto, afetar os demais. Dessa forma, diversos marcapassos podem atuar como dominantes, caso haja a inibição de alguns deles, causando fenômenos de re-entrada e conseqüentes arritmias

RISHER e CLAUSSEN (1987) também descrevem fenômenos de arritmias em 05 espécies de quelônios aquáticos, porém apenas quando submetidos a uma diminuição da temperatura corporal. JACOB e McDONALD (1975), estudando serpentes colubrídeas, relatam a ocorrência de variações espontâneas na frequência cardíaca, inclusive com a ocorrência de arritmias, em 50% dos animais, o mesmo tendo sido observado por VALENTINUZZI *et al.* (1969). Em nosso estudo, a anestesia com o cloridrato de quetamina parece ter reduzido a ocorrência de arritmias, uma vez que alguns animais que apresentaram arritmias enquanto não-anestesiados, não o fizeram sob anestesia. Isto está de acordo com ITAGAWA *et al.* (1994) que relatam que este anestésico apresenta propriedades anti-arrítmicas em ratos.

7. CONCLUSÕES

Tendo em vista as observações sobre parâmetros eletrocardiográficos, frequência cardíaca e comportamento em jabutis-piranga oriundos de cativeiro, submetidos a diferentes agentes estressores e à anestesia com cloridrato de quetamina, pode-se concluir o seguinte:

1. O uso de eletrodos adesivos de superfície posicionados nos membros de jabutis-piranga (*Geochelone carbonaria*) é eficaz para o registro da frequência cardíaca, e em menor grau, para a caracterização do traçado eletrocardiográfico.
2. O padrão de ondas e intervalos no traçado eletrocardiográfico de jabutis-piranga é semelhante ao descrito para outras espécies de quelônios, apresentando, entretanto, valores de amplitude e duração de segmentos e intervalos diferentes, provavelmente em função das diversas temperaturas corporais registradas nos estudos.
3. O transporte de jabutis-piranga para um novo ambiente e a subsequente manutenção neste local representa um agente estressor capaz de promover o aumento da frequência cardíaca e da atividade motora de deslocamento. A manutenção nesse ambiente por 24 horas é suficiente para reduzir esses dois parâmetros, sugerindo haver habituação às condições experimentais.
4. O comportamento da frequência cardíaca de jabutis-piranga não-anestesiados (com temperatura corporal média de 26,0 °C) ao longo de uma hora após a manipulação experimental envolve a redução da frequência cardíaca em níveis significativos após 20 minutos, com subsequente estabilização desse parâmetro após esse período.
5. O cloridrato de quetamina (50 mg/Kg i.m.) promove um aumento inicial de 40% na frequência cardíaca de jabutis-piranga (com temperatura corporal média de 28,0 °C) em relação aos valores observados previamente à anestesia. 30 minutos após a administração do anestésico se observa uma primeira redução

significativa, ocorrendo uma Segunda redução após mais 30 minutos. A partir de então, e até o final do período de duas horas e meia, a frequência cardíaca mantém-se estável.

6. Os níveis de frequência cardíaca ao longo de uma hora durante a anestesia com cloridrato de quetamina (50 mg/Kg i.m.) são semelhantes aos observados durante o estresse representado pela colocação do animal em um novo ambiente.
7. Jabutis-piranga apresentam arritmias espontâneas, de maneira semelhante ao descrito para outras espécies de répteis.
8. Jabutis-piranga de ambos os sexos, anestesiados com cloridrato de quetamina e submetidos ao estresse de manipulação, apresentam comportamento de vocalização sem conotação reprodutiva.

8.0 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABE, A. S. Alterações da Frequência Cardíaca, pH e Transporte de gases Durante o Mergulho na Serpente *Liophis miliaris* (Serpentes, Colubridae). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 47, n. 03, p. 271-276. 1987.

ADETUNJI, A.; OGUNYEMI, T. R. An evaluation of xylazine/ketamine anaesthesia in West African Dwarf Goats. **Tropical Veterinarian**, v. 16, n. 3-4, 115-121.1998.

ALTIMIRAS, J., FRANKLIN, C. E., AXELSSON, M. Relationships between Blood Pressure and Heart rate in the Saltwater Crocodile *Crocodylus porosus*. **The Journal of Experimental Biology**, v. 201, p. 2235-2242. 1998.

ALPHARMA ANIMAL HEALTH LIMITED. MS222 (Tricaine Methane Sulphonate) Technical Bulletin 5/2001.

ANDERSON, N. L.; WACK, R. F.; CALLOWAY, L.; HETHERINGTON, T. E.; WILLIAMS, J. B. Cardiopulmonary Effects and Efficacy of Propofol as an Anesthetic Agent in Brown Tree Snakes, *Boiga irregularis*. **Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians**, V. 09, n. 02, p. 9-15. 1999.

AKERS, T. K.; DAMM, M. C. The effect of temperature on the electrocardiograms of two species of turtles. **Copeia**, n. 04, p. 629-634, 1963.

ARENA, P. C.; RICHARDSON, K. C.; CULLEN, L. K. Anaesthesia in two species of large australian skink. **The Veterinary Record**, n. 123, p. 155 –158. 1988.

ARIYIBI, A. A.; SANNI, A. A.; OLAIFA, A. K.; AJAYI, O. L. Drug dosage determining weight of tortoise (*Kinixys erosa*). **Comparative Biochemistry and Physiology part B**, v. 126, p S1-108. 2000.

AUFFENBERG, W. Sex and species discrimination in two sympatric south american tortoises. **Copeia**, n.03, p. 335-342. 1965.

BABAR, E.; ÖZGÜNEN, T.; MELIKOV, E.; GAIBOVA, G. Effects of Ketamine on Short-Term Memory Avoidance Response in Rats. **Ann Med Sci.**, v. 7, p. 5-9. 1998.

BALL, D. C.; HICKS, J. W. Adrenergic and Cholinergic Response of Ventricular Muscle from the Turtle, *Trachemys (Pseudemys) scripta*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 113A, n. 02, p 135-141. 1996.

BARBOSA, C. M.; PESTELLI, M. M.; CRUZ, M. L.; NUNES, A. L. V. Avaliação dos efeitos respiratórios em jabutis (*Geochelone carbonaria*) em decúbito dorsal. In: VI CONGRESSO E XI ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGENS, 2002, Espírito Santo. **Anais**. Espírito Santo: 2002. P 68.

BARHAM, W. T.; SCHOONBEE, H. J.; VISSER, J. G. The Use of electronarcosis as Anaesthetic in the Cichlid, *Oreochromis mossambicus* (Peters). II. The Effects of Changing Physical and Electrical Parameters on the Narcotizing Ability of Alternating Current. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 55, n. 04, p. 205-215. 1988.

BARHAM, W. T.; SCHOONBEE, H. J.; VISSER, J. G. The Use of electronarcosis as Anaesthetic in the Cichlid, *Oreochromis mossambicus* (Peters). III. The Effects of Changing Physical and Electrical Parameters on the Narcotizing Ability of Half-wave Rectified Currents. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 56, n. 01, p. 67-71. 1989.

BELLÓ, A. A.; BELLÓ-KLEIN, A. A technique to anesthetize turtles with ether. **Physiology and Behavior**, v.50, p. 847-848, 1991.

BENETT, R. A. A Review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 22, n. 3, p. 282 - 303, 1991.

BENETT, R. A. Anesthesia. In: MADER, Douglas R. (Ed.) **Reptile Medicine and Surgery**. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1996. Cap. 21, p. 241 - 247.

BENETT, R. A.; Cardiopulmonary and Anesthetic Effects of Propofol Administered Intraosseously to Green Iguanas. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 212, n. 1, p. 93-98. Jan. 1998.

BERGER, P. J. The reptilian baroreceptor and its role in cardiovascular control. **American Zoologist**, v. 27, p. 111-120, 1987.

BERGER, P. J.; EVANS, B. K.; SMITH, D. G. Localization of Baroreceptors and Gain of the Baroreceptor-Heart Rate Reflex in the Lizard *Trachydosaurus rugosus*. **The Journal of Experimental Biology**, v. 85, p. 197-209. 1980.

BERNARDI, M. M.; FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. Anestésicos Inalatórios. In: SPINOSA, Helenice S.; GÓRNIK, Silvana L.; BERNARDI, Maria M. (Orgs.) **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996. Cap. 10, p. 93 - 103.

BERNE, R. M.; LEVY, M. N. Regulação do batimento cardíaco. In: _____. **Fisiologia**, 3ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S/A, 1996. Cap. 25, p. 391-410.

BETHEA, N. J. Effects of Temperature on Heart Rate and Rates of Cooling and Warming in *Terrapene ornata*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 41A, p. 301-305. 1972.

BIGAL, M. E.; HOFFMANN, E.; MENESCAL-DE-OLIVEIRA, L. Alteration of the Motor Response to an Acute Painful Stimulus During Tonic Immobility. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, v. 27, n. 04, p. 1071-1075. 1994.

BOEVER, W. J.; CAPUTO, F. Tilazol (CI 744) as an anesthetic agent in reptiles. **Journal of Zoo Animal Medicine**, v.13, p.59 – 61. 1982.

BONNER, B. B. Chelonian Therapeutics. **The Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 3, n. 1, p. 257 - 332, Jan. 2000.

BOWMAN, R. E.; FERGUSON, D.; LUINE, V. N. Effects of chronic restraint stress and stradiol on open field activity, spatial memory, and monoaminergic neurotransmitters in ovariectomized rats. **Neuroscience**, v. 113, n. 02, p. 401-410. 2002.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, dos Recursos Hídricos e Da Amazônia Legal. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Portaria nº 117, de 15 de outubro de 1997, do Ministério do Meio Ambiente.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente, dos Recursos Hídricos e Da Amazônia Legal. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Instrução

Normativa n° 3, de 27 de maio de 2003, do Ministério do Meio Ambiente. Lista das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção.

BURGGREN, W. W.; A Quantitative Analysis of ventilation Tachycardia and its Control in Two Chelonians, *Pseudemys scripta* and *Testudo graeca*. **The Journal of Experimental Biology**, v. 63, p. 367 - 380, 1972.

BURGGREN, W. W. Influence of Intermittent Breathing on Ventricular Depolarization Patterns in Chelonian Reptiles. **Journal of Physiology**, v. 278, p. 349 -364, 1978.

BURGGREN, W. W. Form and Function in Reptilian Circulation. **American Zoologist**, v. 27, p. 5 -19, 1987.

BURGGREN, W. W.; SHELTON, G. Gas Exchange and Transport During Intermittent Breathing in Chelonian Reptiles. **The Journal of Experimental Biology**, v. 82, p. 75 - 92, 1979.

BURKE, T. J. Reptile Anesthesia. In: FOWLER, Murray, E. (Ed.) **Zoo and Wild Animal Medicine**. 2º ed. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1986. Cap. 13, p. 153 - 155.

CABANAC, M.; BERNIERI, C. Behavioural Rise in Body Temperature Tachycardia by Handling of a Turtle (*Clemys insculpta*). **Behavioural Processes**, v. 49, p. 61-68. 2000.

CABANAC, A.; CABANAC, M. Heart Rate Response to Gentle Handling of Frog and Lizard. **Behavioural Processes**, v. 52, p. 98-95. 2000.

CALDERWOOD, H. W. Anesthesia for Reptiles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 159, n. 11, p. 1618 -1625, 1971.

CAMPBELL, H. W.; EVANS, W. E. Observations on the vocal behavior of chelonians. **Herpetologica**, v. 28, n. 03, p. 277-280. 1972.

CAROTHERS, J. H.; GROTH, J. G.; JAKSIC, F. M. Vocalization as a Response to Capture in the Central Chilean Lizard *Liolaemus chiliensis* (Tropiduridae). **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 36, n. 02, p. 93-94. 2001.

CARRUBA, M. O.; BONDILOTTI, G.; PICOTTI, B.; CDATTERUCCIA, N.; DA PRADA, M. Effects of diethyl ether, halothane, ketamine and urethane on sympathetic activity in the rat. **European Journal of Pharmacology**, V. 134, P. 15-24. 1987.

CASH, W. B.; HOLBERTON, R. L.; KNIGHT, S. S. Corticosterone secretion in response to capture and handling in free-living red-eared slider turtles. **General and Comparative Endocrinology**, n. 108, p. 427–433. 1997.

CHIU, K. W.; SHAM. J. S. Adrenergic receptors of isolated snake atria. **Comparative Biochemistry and Physiology C**, n. 81, v. 02, p. 445 – 450. 1985.

CHRISTIAN, E.; GRIGG, G.C. Electrical Activation of the ventricular Myocardium of the Crocodile *Crocodylus johnstoni*: a Combined Microscopic and Electrophysiological Study. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A**, v. 123, p.17 - 23, 1999.

CHRISTOV, I. I.; DASKALOV, I. K. Filtering of electromyogram artifacts from the electrocardiogram. **Medical Engineering & Physics**, v. 21, p. 731–736, 1999.

CITES - Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora. **Identification Manual, vol. 3**. Secretariat of The Convention, Switzerland, 1980.

CLARK, J.D., RAGER, D.R., CALPIN, J.P., Animal well-being. II. Stress and distress. **Laboratory Animal Science**, v. 47, n. 06, p. 571-579, 1997.

COGGER, H. G.; ZWEIFEL, R. G. (Eds.). **Reptiles and Amphibians. A Comprehensive Illustrated Guide by International Experts**. New York: Tetra Press, 1992, 240 p.

COOPER, J. E. Ketamine Hydrochloride as an Anaesthetic for East African Reptiles. **The Veterinary Record**, v. 95, p. 37- 41, Jul. 1974.

CORTOPASSI, S. R. G.; FANTONI, D. T.; BERNARDI, M. M. Anestésicos Locais. In: SPINOSA, Helenice S.; GÓRNIAC, Silvana L.; BERNARDI, Maria M. (Orgs.) **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996. Cap. 12, p. 115 - 120.

CRANEFIELD, P. F. The Atrioventricular Node and the Ventricular Conducting System in the Non-mammalian Vertebrate Heart. **Annals of the New York Academy of Science**, v. 127, n. 01, p. 145-150. 1965.

CROCKETT, C. M.; SHIMOJI, M.; BOWDEN, D. M. Behavior, appetite, and urinary cortisol responses by adult female pigtailed macaques to cage size, cage level, room change, and ketamine sedation. **Am J Primatol**, v. 52, n. 02, p. 63-80. 2000.

CUSTER, R. S.; BUSH, M. Physiologic and Acid-Base Measures of Gopher Snakes During Ketamine or Halothane-Nitrous Oxide Anesthesia. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 177, n. 09, p. 870-874, Nov. 1980.

DAVIES, D. C.; MARTINEZ-GARCIA, F.; LANUZA, E.; NOVEJARQUE, A. Striato-amygdaloid Transition Area Lesions Reduce the Duration of Tonic Immobility in the Lizard *Podarcis hispanica*. **Brain Research Bulletin**, v. 57, n. 03/04, p. 537-541. 2002.

DENNIS, P. M.; HEARD, D. J. Cardiopulmonary Effects of a Medetomidine-Ketamine Combination Administered Intravenously in Gopher Tortoises. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 220, n. 10, p. 1516 -1519, May. 2002.

DIMOND, S. M. T.; Responses to Phenethylamines and Nicotine and Histology of Turtle Atria. **American Journal of Physiology**, v. 197, n. 04, p. 747-751. 1959

DINIZ, L. S. Imobilização química em animais silvestres In: SPINOSA, Helenice S.; GÓRNIK, Silvana L.; BERNARDI, Maria M. (Orgs.) **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996. Cap. 17, p. 153-163.

DUNLAP, K. D.; WINGFIELD, J. C. External and internal influences on indices of physiological stress. I. Seasonal and population variation in adrenocortical secretion of free-living lizards, *Sceloporus occidentalis*. **The Journal of Experimental Zoology**, n. 271, v. 1, p. 36 – 46. 1995.

EDWARDS, N. J. **ECG Manual for the Veterinary Technician** . Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1993, 191 p.

ERNST, C. H.; ALTENBURG, R. G. M.; BARBOUR, R.W. **Turtles of the World**. Amsterdam: Expert Center for Taxonomic Identification, 2000. CD-ROM version 1.2. (www.eti.uva.nl).

FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G.; BERNARDI, M. M. Anestésicos Intravenosos e Outros Parenterais. In: SPINOSA, Helenice S.; GÓRNIK, Silvana L.; BERNARDI, Maria M. (Orgs.) **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996. Cap. 11, p. 104 - 114.

FARADAY, M. M. Rat sex and strain differences in response to stress. **Physiology & Behavior**, v. 75, p. 507-522. 2002.

FONTENELLE, J. H.; Nascimento, C.C. do; CRUZ, M.L.; LUNA, S.P.L.; NUNES, A.L.V. Anestesia epidural em jabuti piranga (*Geochelone carbonaria*). In: IV CONGRESSO E IX ENCONTRO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGENS, 2000, São Paulo. **Anais**. São Paulo: 2000. P 07.

FOWLER, M. E. Restraint. In: _____. **Zoo and Wild Animal Medicine**. 2ª ed. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1986. Cap. 06, p. 38 - 50.

FRANKENBERG, E.; WERNER, Y. L. Vocal communication in the reptilia – Facts and questions. **Acta Zoologica Lilloana**, v. 41, p. 45-62. 1992.

FRANKLIN, C. E. Intrinsic Properties of an *in situ* Turtle Heart (*Emydura signata*) Preparation Perfused Via Both Atria. **Comparative Biochemistry and Physiology**, V. 107A, n. 03, p. 501-507. 1994.

FRYE, F. L. **Reptile Clinician's Handbook: A Compact Clinical and Surgical Reference**. Florida: Krieger Publishing Company, 1994. 277 p.

FU, X.; BRUDZYNSKI, S. M. High-Frequency Ultrasonic Vocalization Induced by Intracerebral Glutamate in Rats. **Pharmacology Biochemistry and Behavior**, v. 49, n. 04, p. 835-841. 1994.

FUCCIO, H.; CARVALHO, E. F; VARGAS, G. Perfil da caça e dos caçadores no Estado do Acre, Brasil. **Aportes Andinos**, N. 06. 2003.

GANS, C.; MADERSON, P. F. Sound producing mechanisms in recent reptiles: Review and comment. **American Zoologist**, v. 13, p. 1195-1203. 1973.

GANS, C.; POUGH, F. H. Physiological Ecology: Its Debt to Reptilian Studies, its Value to Students of Reptiles. In: GANS, C. (ed). **Biology of the Reptilia**. Vol 12. Physiology C. Physiological Ecology. New York: Academic Press, 1982. Cap. 01, p. 01 - 13.

GÁRATE, A. P.; PINHEIRO, N. L.; FEDULLO, L. P. .L. Aspectos Histológicos do Coração e Vasos de *Geochelone carbonaria* (Spix, 1824). In: IX JORNADA DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UFRRJ, 1999, Rio de Janeiro. **Anais**. P 264 - 265.

GATTEN, Jr, R. E. Effects of Temperature and Activity on Aerobic and Anaerobic Metabolism and Heart Rate in the Turtles *Pseudemys scripta* and *Terrapene ornata*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 48A, p. 619-648. 1974.

GILL, A. G.; ILLERA, J. C.; SILVÁN, J.; ILLERA, M. Plasma glucocorticoid concentrations after Ffentanyl-droperidol, ketamine-xylazine and ketamine-diazepam anaesthesia in New Zealand rabiits. **The Veterinary Record**, v. 148, p. 784-786. 2001.

GILLESPIE, D. Répteis. In: BIRCHARD, S. J.; SHERDING, R. G. **Manual Saunders - Clínica de Pequenos Animais**. São Paulo: Roca, 1998. Secção 12, Cap. 11, p. 1553 - 1576.

GLASS, M. L., WOOD, S. C. Gas Exchange and Control of Breathing in Reptiles. **Physiological Reviews**, v. 63, n. 01, p. 236 - 260, Jan., 1983.

GLENN, J. L.; STRAIGHT, R.; SNYDER, C. C. Clinical Use of Ketamine Hydrochloride as an Anesthetic Agent for Snakes. **American Journal of Veterinary Research**, v. 33, n. 09, p. 1901- 1903, sep. 1972.

GÓRNIAK, S. L. Transmissão Neuromuscular e Relaxantes Musculares de Ação Periférica. In: SPINOSA, Helenice S.; GÓRNIAK, Silvana L.; BERNARDI, Maria M. (Orgs.) **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996a. Cap. 08, p. 75 – 81.

GÓRNIAK, S. L. Hipnoanalgésicos e Neuroleptoanalgesia. In: SPINOSA, Helenice S.; GÓRNIAK, Silvana L.; BERNARDI, Maria M. (Orgs.) **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996b. Cap. 15, p. 140 - 146.

GRAPHPAD PRISM VERSION 3.00 FOR WINDOWS. (GraphPad Software, San Diego California USA, 2000. www.graphpad.com).

GRASSMAN, M.; HESS, D. L. Sex differences in adrenal function in the lizard *Cnemidophorus sexlineatus*: II. Responses to acute stress in the laboratory. **Journal of Experimental Zoology**, v. 264, n. 02, p. 183-168. 1992.

GREER, L. L.; JENNE, K. J.; DIGGS, H. E. Medetomidine-Ketamine Anesthesia in Red-eared Slider Turtles (*Trachemys scripta elegans*). **Contemporary Topics in Laboratory Animal Science**, v. 40, n. 3, p. 9 -11, May. 2001.

GREGORY, L. F.; GROSS, T. S.; BOLTEN, A. B.; BJORNDAL, K. A.; GUILLETTE JR, L. J. Plasma corticosterone concentrations associated with acute captivity stress in wild loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). **General and Comparative Endocrinology**, n. 104, p. 312 –320. 1996.

GREGORY, L. F.; SCHMID, J. R. Stress response and sexing of wild kemp's ridley sea turtles (*Lepidochelys kempii*) in the northeastern gulf of Mexico. **General and Comparative Endocrinology**, n. 124, p. 66-74. 2001.

GROVER, M. C.; DeFALCO, L. A. Desert Tortoise (*Gopherus agassizii*): Status-of-Knowledge Outline With References. United States Department of Agriculture Forest Service. Intermountain Research Station. General Technical Report INT-GTR-316. Julho 1995.

GUILLETTE JR, L. J.; CREE, A.; ROONEY, A. A. Biology of stress: interactions with reproduction, immunology and intermediary metabolism. In: WARWICK, C.; FRYE, F. L.; MURPHY, J. B. (Eds.) **Health and Welfare of Captive Reptiles**. London: Chapman & Hall, 1996. Cap. 2.

GUIX, J. C.; FEDULLO, D. L.; MOLINA, F. B. Masculinization of Captive Females of *Chelonoidis carbonaria* (Testudinidae). **Revista Española de Herpetología**, v. 15, p. 67-75. 2001.

HABIB, K. E., WELD, K. P., RICE, K. C., PUSHKAS, J., CHAMPOUX, M., LISTWAK, S., WEBSTER, E. L., ATKINSON, A. J., SCHULKIN, J., CONTOREGGI, C., CHROUSOS, G. P., McCANN, S. M., SUOMI, S. J., HIGLEY, J. D., GOLD, P. W. Oral administration of a corticotropin-releasing hormone receptor antagonist significantly attenuates behavioral, neuroendocrine, and autonomic responses to stress in primates. **Proc. Natl. Acad. Sci. USA**, v. 97, n. 11, p. 6079-6084, 2000.

HAILEY, A.; THEOPHILIDIS, G. Cardiac Responses to Stress and Activity in the Armoured Legless Lizard *Ophisaurus apodus*: Comparison With Snake and Tortoise. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 88A, n. 02, p. 201-206. 1987.

HALL, L. W.; CLARK, K. W. Anaesthesia of Birds, Laboratory Animals and Wild Animals. In: _____. **Veterinary Anaesthesia**. 9^a ed. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1991. Cap. 17, p. 339 - 351.

HARTDEGEN, R. W.; RUSSELL, M. J.; YOUNG, B.; REAMS, R. D. Vocalization of the crocodile skink, *Tribolonotus gracilis* (De Rooy, 1909), and evidence of parental care. **Contemporary Herpetology**, n. 02. 2001

HEATWOLE, H.; SEYMOUR, R. S.; WEBSTER, M. E. D. Heart Rates of Sea Snakes Diving in the Sea. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 62A, p. 453-456. 1978

HICKS, J. W. The Physiological and Evolutionary Significance of Cardiovascular Shunting Patterns in Reptiles. **News in Physiological Science**, v. 17, p. 241-245. 2002.

HICKS, J. W.; COMEAU, S. G. Vagal Regulation of Intracardiac Shunting in the Turtle *Pseudemys scripta*. **The Journal of Experimental Biology**, v. 186, p. 109 - 126, 1994.

HICKS, J. W.; ISHIMATSU, A.; MOLLOI, S.; ERSKIN, A.; HEISLER, N. The Mechanism of Cardiac Shunting in Reptiles: A New Synthesis. **The Journal of Experimental Biology**, v. 199, p. 1435 -1446, 1996.

HÖHNKE, L. A. Regulation of Arterial Blood Pressure in the Common Green Iguana. **American Journal of Physiology**. V. 228, n. 02, p. 386-391. 1975.

HOLZ, P. H. The Reptilian Renal-Portal System: Influence on Therapy. In: FOWLER, M. E. & MILLER, R. E. **Zoo and Wild Animal Medicine**. 4ª ed. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1999. Cap. 32, p. 249 - 252.

HOLZ, R. M.; HOLZ, P. Electrocardiography in anaesthetized red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). **Research in Veterinary Science**, v. 58, n. 01, p. 67-69, 1995.

HOWIE, M. B.; SMITH, D. J. Anestésicos Gerais: Drogas Intravenosas In: CRAIG, C. R.; STITZEL, R. E. **Farmacologia Moderna**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996. Cap. 31, p. 319-325.

HUBBELL, J. A. E. Métodos Práticos de Anestesia. In: BIRCHARD, S. J.; SHERDING, R. G. **Manual Saunders - Clínica de Pequenos Animais**. São Paulo: Roca, 1998. Seção 01, Cap. 02, p. 14 - 23.

HUIGEN, E.; PEPPER, A.; GRIMBERGEN, C. A. Investigation into the Origin of the Noise of Surface Electrodes. **Med. Biol. Eng. Comput**, v. 40, p. 332-338. 2002.

HUTTON, K. E.; BOYER, D. R.; WILLIAMS, J. C.; CAMPBELL, P. M. Effects of temperature and body size upon heart rate and oxygen consumption in turtles. **J. Cell. Comp. Physiology**, v. 55, p. 87-93, 1960

ILKIW, J. Injectable Anesthesia in Dogs - Part 1: Solutions, Doses and Administration. In: **Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: Companion Animals**. New York: International Veterinary Information Service, 2002.

ILKIW, J. W.; SUTER, C. M.; McNEAL, D.; FARVER, T. B.; STEFFEY, E. P. The effect of intravenous administration of variable-dose midazolam after fixed-dose ketamine in healthy awake cats. **J. Vet. Pharmacol. Ther.**, v. 19, n. 03, p. 217-24. 1996.

ISHII, I; ISHII, K. Glossopharyngeal innervation of chemo- and baroreceptors in the dorsal carotid artery of the tortoise *Testudo hermannii*. **Respiration Physiology**, v. 65, p. 295-302. 1986.

JACOB, J. S.; McDONALD, H. S. Temperature Preferences and Electrocardiography of *Elaphe obsoleta* (Serpentes). **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 52A, p. 591-594. 1975.

JESSOP, T. S., KNAPP, R., WHITTIER, J.M., LIMPUS, C. J. Dynamic endocrine responses to Stress: evidence for energetic constraints and status dependence in breeding male green turtles. **General and Comparative Endocrinology** v. 126, p. 59-67, 2002.

JOHANSEN, K. The influence of temperature on the electrocardiograms of some northern reptiles. **Acta Physiologica Scandinavica**, v. 46, p. 346-357, 1959.

JOHNSON. R.; SWARTZ, M. H. **Eletrocardiografia – uma abordagem simplificada**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 1988, 310 p.

JONES, D. M. The Sedation and Anaesthesia of Birds and Reptiles. **The Veterinary Record**, v. 101, p. 340 - 342, Oct. 1977.

JURGENS, U.; Localization of a pontine vocalization-controlling area. **J Acoust Soc Am**. V. 108, n. 04, p. 1393-1396. 2000.

JURGENS, U.; LU, C. L. The effects of periaqueductally injected transmitter antagonists on forebrain-elicited vocalization in the squirrel monkey. **European Journal of Neuroscience**, v. 05, n. 06, p. 735-741. 1993.

KAPLAN, H. M.; SCHWARTZ, C. Electrocardiography in Turtles. **Life Sciences**, n. 09, p. 637-645. 1963.

KIENBAUM, P.; HEUTER, T.; MICHEL, M. C.; PETERS, J. Racemic Ketamine Decreases Muscle Sympathetic Activity but Maintains the Neural Response to Hypotensive Challenges in Humans. **Anesthesiology**, v. 92, p. 94–101. 2000.

KING, F. W.; RUSSELL, L. B. (eds.). **Crocodylian, Tuatara, and Turtle Species of the World: An Online Taxonomic and Geographic Reference** [Online]. Washington, D.C: Association of Systematics Collections. 1997. 294 p.

Disponível em <<http://www.flmnh.ufl.edu/natsci/herpetology/turtcroclis/>> Acesso em 07 abril. 1997.

KIRBY, S.; BURNSTOCK, G. Pharmacological Studies of the Cardiovascular System in the Anesthetized Sleepy Lizard (*Tiliqua rugosa*) and Toad (*Bufo marinus*). **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 28, p. 321-331. 1969.

KLEMM, W. R. Identity of Sensory and Motor Systems that Are Critical to the Immobility Reflex ("Animal Hypnosis"). **Journal of Neuroscience Research**. V. 02, n. 01, p. 57-69. 1976.

KOOLHAAS, J. M.; KORTE, S. M.; De BOER, S. F.; Van Der VEGT, B. J.; Van REENEN, C. G.; HOPSTER, H.; De JONG, I. C.; RUIS, M. A. W.; BLOCKHUIS, H. J. Coping styles in animals: current status in behavior and stress-physiology. **Neuroscience and Biobehavioral Reviews**, v. 23, p. 925–935. 1999.

KOPRLA, E. C. The Ultrastructure of Alligátor Conductive Tissue an Electron Microscope Study of the Sino-atrial Node. **Acta Physiologica Hungarian**, v. 69, n. 01, p. 71-84. 1987.

KREGGER, M. D.; MENCH, J. A. Physiological and behavioral effects of handling and restraint in the ball python (*Python regius*) and the blue-tongued skink (*Tiliqua scincoides*). **Applied Animal Behaviour Science**, v. 38, p. 323-336. 1993.

KRESS, H. G.; SPACEK, A. Neuronal mechanisms of ketamine. **Acta Anaesthesiologica Scandinavica**, v. 42, Suplemento 112, p. 211-212. 1998.

LAMBOOY, E. Electroanesthesia or Electroimmobilisation of Calves, Sheep and Pigs by the Feenix Stockstill. **The Veterinary Quarterly**, v. 7, n.02, p. 120. 1985.

LANCE, V. A.; ELSEY, R. M. Plasma catecholamines and plasma corticosterone following restraint stress in juvenile alligators. **Journal of Experimental Zoology**, v.1, n. 6, p. 559-565. May 1999.

LANGE, G.; LU, H. H.; TSUMURAYA, Y.; BROOKS, C. McC. Pacemaker Actions in the Turtle Heart. **American Journal of Physiology**, v. 210, n. 06, p. 1375-1382. 1966.

LAWRENCE, K.; JACKSON O. F. Alphaxalone/Alphadolone Anaesthesia in Reptiles. **The Veterinary Record**, v. 112, p. 26 - 28, Jan. 1983.

LEGLER, W. K. Radiotelemetric Observations of Cardiac Rates in the Ornate Box Turtle. **Copeia**, n.04, 1971.

LEHRER, J. **The World of Turtles and Tortoises**. New York: Tetra Press, 1993, 160 p.

LEVINE, D.; SCHAFER, D. Red-Footed Tortoise, *Geochelone carbonaria*. **Tortuga Gazette**, v. 28, n. 01, p. 1-3, Jan. 1992.

LILLYWHITE, H. B.; POUGH, F. H. Control of Arterial Pressure in Aquatic Sea Snakes. **American Journal of Physiology** (Regulatory, Integrative and Comparative Physiology, 13), v. 244, p. R66-R73. 1983.

LILLYWHITE, H. B.; SEYMOUR, R. S. Regulation of Arterial Blood Pressure in Australian Tiger Snakes. **The Journal of Experimental Biology**, v. 75, p. 65-79. 1978.

LILLYWHITE, H. B.; ZIPPEL, K. C. FARRELL, A. P. Resting and maximal heart rates in ectothermic vertebrates. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 124A, p. 369-382, 1999.

LOCK, B. A.; HEARD, D. J.; DENNIS, P. Preliminary Evaluation of Medetomidine-Ketamine Combinations for Immobilization and Reversal With Atipamezole in Three Tortoises Species. **Association of Reptilian Amphibian Veterinarians.**, v. 08, n. 04, p. 06-09, 1998.

LÖSCHER, W.; FREDOW, G.; GANTER, M. Comparison of pharmacodynamic effects of the non-competitive NMDA receptor antagonists MK-801 and ketamine in pigs. **European Journal of Pharmacology**, v. 192, p. 377-382. 1991.

LU, C. L.; JURGENS, U. Effects of chemical stimulation in the periaqueductal gray on vocalization in the squirrel monkey. **Brain Research Bulletin**, v. 32, n. 02, p. 143-151. 1993.

MAHAPATRA, M. S.; MAHATA, S. K.; MAITI, B. Effect of stress on serotonin, norepinephrine, epinephrine and corticosterone contents in the soft-shelled turtle. **Clinical and Experimental Pharmacology and Physiology**, V.18, n. 10, p. 719-724. 1991.

MALLEY, D. Reptile Anaesthesia and the Practising Veterinarian. **In Practice**, v. 19, p. 351-368, July/aug. 1997.

MARTIN, B. J. Evaluation of Hypothermia For Anesthesia in Reptiles and Amphibians. **ILAR Journal**, v. 37, n. 04. 1995.

MASSONE, F. **Anestesiologia Veterinária: Farmacologia e Técnicas**. 2ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara-Koggan S. A., 1994. 252 p.

MATHIES, T.; FELIX, T. A.; LANCE, V. A. Effects of trapping and subsequent short-term confinement stress on plasma corticosterone in the brown treesnake (*Boiga irregularis*) on Guam. **General and Comparative Endocrinology**, n. 124, p. 106-114. 2001.

MATHISSEN, L. C.; SKJELBRED, P.; SKOGLUND, L. A.; ØYE, I. Effect of ketamine, an NMDA receptor inhibitor, in acute and chronic orofacial pain. **Pain**, v. 61, p. 215-220. 1995.

MATT, K. S.; MOORE, M. C.; KNAPP, R.; MOORE, I. T. Sympathetic mediation of stress and aggressive competition: plasma catecholamines in free-living male tree lizards. **Physiology and Behavior**, v. 61, n.5, p. 639-647. 1997.

McDONALD, H. S. Bradycardia During Death-feigning of *Heterodon platyrhinos* Latreille (Serpentes). **Journal of Herpetology**, v. 08, n.02, p. 157-164. 1974.

McKEOWN, S.; MEIER, D. E.; JUVIK, J. O. The Management and Breeding of the Asian Forest Tortoise (*Manouria emys*) in Captivity. Proc. 1st Intern. Symposium on Turtles & Tortoises: Conservation & Captive Husbandry. p. 138-159. 1991.

McDONALD, H. S.; HEATH, J. E. Electrocardiographic observations on the Tuatara, *Sphenodon punctatus*. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 40A, p. 881-892, 1971.

MIGLIORINI, R. H.; KETTELHUT, I. C. As glândulas adrenais. In: AIRES, M. M. (Org.) Fisiologia. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1999. Cap. 70, p. 829-841.

MOLINA, F. B. **Some Comments on Turtle Conservation in Brazilian Zoos**. Holos, Edição Especial: I Congresso Brasileiro de Conservação e Manejo da Biodiversidade, p. 227 - 235, 1999.

MOON, P. F.; FOERSTER, S. H. Reptiles: Aquatic Turtles (Chelonians). In: **Zoological Restraint and Anesthesia**. New York: International Veterinary Information Service, 2001.

MOON, P. F.; STABENAU, E. K. Anesthetic and Postanesthetic Management of Sea Turtles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 208, n. 05, p. 720 -726, March. 1996.

MOREIRA, G. Observações sobre *Geochelone denticulata* (Linnaeus, 1766) e *Geochelone carbonaria* (Spix, 1824) na Bacia do rio Uatumã, Amazônia Central. **Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi, Série Zoologia.**, v. 07, n. 02, p. 183 -188. 1991.

MOSKOVITS, D. K. Sexual Dimorphism and Population Estimates of the Two Amazonian Tortoises (*Geochelone carbonaria* and *Geochelone denticulata*) in Northwestern Brazil. **Herpetologica**, v. 44, n. 02, p. 209 -217, jun. 1988.

MULLEN, R. K. Comparative Electrocardiography of the Squamata. **Physiological Zoology**, v. 40, p. 114-126. 1967.

MURRAY, M.J. Cardiology and Circulation. In: MADER, D. R. **Reptile Medicine and Surgery**. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1996. Cap. 09, p. 95 –104.

NAGANOBU, K.; OGAWA, H.; OYADOMARI, N.; SUGIMOTO, M. Surgical Repair of a Depressed Fracture in a Green Sea Turtle, *Chelonia mydas*. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 62, n.01, p. 103-104, Jan. 2000.

NEUMAN, M. R. Biopotential electrodes. In: WEBSTER, J. G. (Editor). **Medical Instrumentation: Application and Design**. 3rd ed. New York: John Willey & Sons, Inc., 1998. Cap. 5, p. 183-232.

NOBLE, R. E., Diagnosis of stress. **Metabolism**, v. 51, n. 06 suppl.1, p. 37-39, jun. 2002.

NORTHWAY, ROBERT, B. Electroanesthesia of Green Iguanas (*Iguana iguana*). **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 155, n. 07, p. 1034, Oct. 1969.

OTT, J. A.; MENDONÇA, M. T.; GUYER, C.; MICHENER, W. K. Seasonal changes in sex and adrenal hormones of gopher tortoises (*Gopherus polyphemus*). **General and Comparative Endocrinology**, n. 117, p. 299-312. Feb. 2000.

ØVERLI, Ø., KOTZIAN, S., WINBERG, S. Effects of cortisol on aggression and locomotor activity in rainbow trout. **Hormones and Behavior**, v. 42, p. 53-61, 2002.

PACHALY, J. R. Principias Drogas Empregadas na Contenção Farmacológica de Animais Selvagens. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia**, vol. 3, n. 1, p. 87 - 94, Jan./Jul., 2000.

PAGE, C. D. Current Reptilian Anesthesia Procedures. In: FOWLER, MURRAY, E. **Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy**. 3ª ed. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1993. Cap. 19, p. 140 - 143.

PLIQUETT, F.; PLIQUETT, U. Passive electrical properties of human stratum corneum in vitro depending on time after separation. **Biophysical Chemistry**, v. 58, p. 205-210, 1996.

PASCOE, P. J. Humaneness of an Electro-immobilisation Unit for Cattle. **American Journal of Veterinary Research**, v. 47, n. 10. 1986.

PEIXOTO, L. S.; KOPROSKI, L. P.; PACHALY, J. R.; LANGE, R. R.; GUERRA-NETO, G. Contenção Farmacológica do jabuti (*Geochelone spp*) Pelo Cloridrato de Cetamina. In: XXVII CONGRESSO DE ZOOLOGICOS DO BRASIL, 2003, BAURU. **Anais**. São Paulo: 2003.

PINHEIRO, S. R. Manual: **Manutenção de Répteis em Cativeiro**. Sorocaba: Sociedade de Zoológicos do Brasil – Departamento de Répteis, 1991.

POUGH, F. H.; HEISER, J. B.; McFARLAND, W. N. **A Vida dos Vertebrados**. São Paulo: Atheneu, 1993, 839 p.

PRITCHARD, P. **Encyclopedia of turtles**. TFH Publications, Inc., Ltd. 1979.

PYE, G. W.; CARPENTER, J. W. Ketamine Sedation Followed by Propofol Anesthesia in a Slider, *Trachemys scripta*, to Facilitate Removal of an Esophageal Foreign Body. **Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians**, V. 08, n. 01, p. 16- 17. 1998.

RAEDER, J. C.; STENSETH, L. B. Ketamine: a new look at an old drug. **Current Opinion in Anaesthesiology**, v. 13, n. 4, p. 463-468. 2000.

RANDALL, D; BURGGREN, W.; FRENCH, K. **Fisiologia Animal: Mecanismos e adaptações**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 2000, 729 p.

READ, M. Long Acting Neuroleptic Drugs. In: **Zoological Restraint and Anesthesia**. New York: International Veterinary Information Service, 2002.

REDROBE, S.; MEREDITH, A. Small Mammal, Exotic Animal and Wildlife Nursing. In: MOORE, A. H.; SIMPSON, G. (Eds.) **Manual of Advanced Veterinary Nursing**. 1999. Cap. 08, p. 171 - 198.

RISHER, J. F.; CLAUSSEN, D. L. The Effects of Cold Acclimation on Electrocardiogram Parameters in Five Species of Turtles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 87A, n. 01, p. 73 - 80, 1987.

RICHTER, K.; JURGENS, U. A comparative study on the elicibility of vocalization by electrical brain stimulation, glutamate, aspartate and quisqualate in the squirrel monkey. **Neuroscience Letters**, v. 66, n. 03, p. 239-244. 1986.

ROMERO, L. M.; WIKELSKI, M. Exposure to tourism reduces stress-induced corticosterone levels in Galápagos marine iguanas. **Biological Conservation**, V. 108, P. 371–374. 2002.

ROONEY, M. B.; LEVINE, G.; GAYNOR, J. MACDONALD, E.; WIMSATT, J. Sevoflurane Anesthesia in Desert Tortoise (*Gopherus agassizii*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 30, n. 01, p. 64 - 69, 1999.

RUMMLER, G.; BELLÓ, A. A. A Restraining Apparatus for Chelonians. **Physiology and Behavior**, v. 31, p. 569 - 571, 1983.

RUSHEN, J.; CONGDON, P. Sheep May Be More Averse to Electro-immobilisation than to Shearing. **Australian Veterinary Journal**, v. 63, n. 11, p. 373. 1986.

SALT, P. J.; BARNES, P. K.; BESWICK, F. J. Inhibition of neuronal and extraneuronal uptake of noradrenaline by ketamine in the isolated perfused rat heart. **British Journal of Anaesthesiology**, v. 51, p. 835-838. 1979.

SAMPAIO, I. B. M. **Estatística aplicada à experimentação animal**, 3ª ed. Belo Horizonte: Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, 1998. Cap. 03, p. 14-23.

SÁNCHEZ, C. Stress-induced vocalisation in adult animals. A valid model of anxiety? **European Journal of Pharmacology**. v. 463, p.133–143. 2003.

SARNO. R. J.; HUNTER, R. L.; FRANKLIN, W. L. Immobilization of guanacos by use of tiletamine/zolazepam. **Journal of the American Veterinary Medical Association**. .v. 208, n. 03, p. 408-409. 1996.

SCHUMACHER, J.; LILLYWHITE, H. B.; NORMAN, W. M.; JACOBSON, E. R. Effects of ketamine HCL on cardiopulmonary function in snakes. **Copeia**, v. 2, p. 395-400. 1997.

SECOR, S. M.; HICKS, J. W.; BENNETT, A. F. Ventilatory and Cardiovascular Responses of a Python (*Python molurus*) to Exercise and Digestion. **The Journal of Experimental Biology**, v. 16, p. 2447-2454. Aug. 2000.

SEDGWICK, C. J. Anesthesia for Reptiles, Birds, Primates, and Small Exotic Mammals. In: **Manual of Small Animal Anesthesia**. St. Louis: Mosby Year Book, 1989. Cap. 12, p. 309 - 320.

SEYLE, H. The evolution of the stress concept. **American Scientist**, v. 61, p. 692-699. 1973.

SHAAD, F. U.; QAYYUM, M. A.; Anatomical and Neurohistological Observations on the Heart of the Spiny Lizard, *Uromastix hardwickii*. **Acta Anatomica**, v. 93, p. 399-410. 1975.

SCHAFFER, C.; MORGAN, V. Behavioral Observations of captive juvenile *Manouria emys phayrei* with notes on degrees of intergradation with *Manouria emys emys*. **Turtle and Tortoise Newsletter**, v. 05. 2000.

SCHUMACHER, J.; LILLYWHITE, H. B.; NORMAN, W. M.; JACOBSON, E. R. Effects of Ketamine HCL on Cardiopulmonary Function in Snakes. **Copeia**, v. 02, p. 395-40. 1997.

SLEEMAN, J. M.; GAYNOR, J. Sedative and Cardiopulmonary Effects of Medetomidine and Reversal with Atipamezole in Desert Tortoises (*Gopherus Agassizii*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 31, n. 01, p. 28 - 35, 2000.

SMITH, M. Rx for ECG monitoring artifact. **Critical Care Nurse**, 1984.

SMITS, A. W.; ZOZUBOWSKI, M. M. Partitioning of Body Fluids and Cardiovascular Responses to Circulatory Hypovolaemia in the Turtle, *Pseudemys scripta elegans*. **The Journal of Experimental Biology**, v. 116, p. 237-250. 1985.

SNEDIGAR, R.; ROKOSKY, E. J. Courtship and egg laying of captive *Testudo denticulata*. **Copeia**, n. 01, p. 46-49. 1950.

SPIEGEL, R. A.; LANE, T. J.; LARSEN, R. E.; CARDEILHAC, P. T. Diazepam and Succinylcholine for restraint of the American Alligator. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 185, n. 11, p. 1335 - 1336, Dec. 1984.

SPIESS, P. The Red-Footed Tortoise (*Geochelone carbonaria*), a South American Treasure. **Reptile and Amphibian Magazine**. March/April 1997.

SPINOSA, H. S.; GÓRNIAC, S. L Tranqüilizantes e Relaxantes Musculares de Ação Central. In: SPINOSA, Helenice S.; GÓRNIAC, Silvana L.; BERNARDI, Maria M. (Orgs.) **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan S. A., 1996. Cap. 14, p. 131 - 139.

SPRAY, D. C.; MAY, M. L. Heating and cooling rates in four species of turtles. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 41A, p. 507-522, 1972.

STEPHENS, G. A.; SHIRER, H. W.; TRANK, J. W.; GOETZ, K. L. Arterial Baroreceptor Reflex Control of Heart Rate in Two Species of Turtle. **American Journal of Physiology** (Regulatory, Integrative and Comparative Physiology, 13), v.224, n. 13, p. R544-R552. 1983.

STINNER, J. N.; ELY, D. L. Blood pressure during routine activity, stress and feeding in black racer snakes (*Coluber constrictor*). **American Journal of Physiology**, v. 264 (1 pt 2), p. R79-84. Jan. 1993.

SZB. Censo de Animais Cativos no Brasil. Sociedade de Zoológicos do Brasil. 1996.

SZB. Censo de Animais Cativos no Brasil. Sociedade de Zoológicos do Brasil. 1997.

SZB. Censo de Animais Cativos no Brasil. Sociedade de Zoológicos do Brasil. 1998.

SZB. Censo de Animais Cativos no Brasil. Sociedade de Zoológicos do Brasil. 1999.

TANNO, A. P.; BIANCHI, F. J.; MOURA, M. J. C. S.; MARCONDES, F. K. Atrial supersensitivity to noradrenaline in stressed female rats. **Life Sciences**, v. 71, p. 2973-2981. 2002.

TROIANO, J. C. **Manejo Sanitario de Reptiles en Cautiverio**. Buenos Aires: Editorial Prensa Veterinaria Argentina, 1991, 176 p.

TRUEX, R. C.; SMYTHE, M. Q. Comparative Morphology of the cardiac Conduction Tissue in Animals. **Annals of the New York Academy of Science**, v. 127, n. 01, p. 19-33. 1965.

TYRRELL, C. L.; CREE, A. Relationships between corticosterone concentration and season, time of day and confinement in a wild reptile (Tuatara, *Sphenodon punctatus*). **General and Comparative Endocrinology**, n. 110, p. 97-108. 1998.

VALENTINUZZI, M. E. ; HOFF, H. E.; GEDDES, L. A.; Observations on the electrical activity of the snake heart. **Journal of electrocardiology**, v. 02, n. 01, p. 39-50, 1969.

VARANO, L.; LAFORGIA, V.; De VIVO, P. Effects of ketamine on the catecholamine containing cells of the adrenal gland of the lizard *Podarcis s. sicula* Raf. **Res Commun Chem Pathol Pharmacol.**, v. 48, n.01, p. 145-8. 1985.

WALLACH, J. D. Medical Care of Reptiles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 55, n. 07, p. 1017 - 1033, Oct. 1969.

WANG, T.; TAYLOR, E. W.; ANDRADE, D.; ABE, A. S. Autonomic Control of Heart Rate During Forced Activity and Digestion I the Snake *Boa constrictor*. **The Journal of Experimental Biology**, v. 204, p. 3553-3560. 2001.

WEIHE, W. H., The impact of stress and discomfort on experimental outcome. **Arch. Toxicol. Suppl. V.** 20, p. 47-59, 1998.

WENKER, C. J. Anesthesia of Exotic Animals. **The Internet Journal of Anesthesiology**, v. 02, n. 03. 1998.

WHISHAW, I. Q.; DYCK, R. Comparative Potency of Tactile, Auditory, and Visual Stimulus Repetition in Eliciting Activated Forebrain EEG in the Rabbit. **Behavioural Neuroscience**, v. 98, n. 02, p. 333-344. 1984.

WHITAKER, B. R.; KRUM, H. Medical Management of Sea Turtles in Aquaria. In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. **Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy**. 4^a ed. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1999. Cap. 29, p. 217 - 231.

WHITE, F. N. Circulation. In: GANS, C. (ed). **Biology of the Reptilia**. Vol 05. Physiology A. New York: Academic Press, 1976. Cap. 05, p. 275 - 334.

WILBER, C. G. Effect of temperature on the heart in the alligator. **American Journal of Physiology**, v. 198, n. 04, p. 861-863, 1960.

WILLIAMS, E. E. Two Species of Tortoises in Northern South America. **Breviora**, v. 120, p. 1-13, 1960.

WILSON, O. B.; HAMILTON, R. F.; WARNER, R. L.; JOHNSTON, C. M.; deFRIECE, R.; HARTER, L.; SCHWEITZER, C.; TALAVERRA, J.; HYMEL, C. M.; SKOLNICK, M. H. The Influence of Electrical variables on Analgesia Produced by Low Current Transcranial Electrostimulation of Rats. **Anesthesia & Analgesia**, v. 68, n. 05, p. 673-681. 1989. (Errata em **Anesthesia & Analgesia**, v. 70, n. 04, p. 474. 1990.

WOOD, J. R.; WODD, F. E. Recent Developments in the Anesthesia of Sea Turtles. **Marine Turtles Newsletter**, v. 26, p. 06-07. 1983.

WOODBURY, M. R.; CAULKETT, N. A.; BAUMANN, D.; READ, M. R. Comparison of Analgesic Techniques for Antler Removal in Wapiti. **Canadian Veterinary Journal**, v. 42, n. 12, p. 929-935.

WOODLEY, S. K.; MOORE, M. C. Plasma corticosterone response to an acute stressor varies according to reproductive condition in female tree lizards (*Urosaurus ornatus*). **General and Comparative endocrinology**, v. 128, p. 143-148. 2002.

WRIGHT, M. Pharmacologic effects of ketamine and its use in veterinary medicine. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 180, n. 12, p. 1462-1471, 1982.

YACKZAN, K. S.; YOUSEF, M. K.; DILL, D. B. Comparative electrocardiography in lizards: effects of temperature and *Gymnema sylvestre* fractions. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 43A, p. 381-391, 1972.

ZAR, J. H. **Biostatistical Analysis**, 3^a ed. New Jersey: Prentice-Hall, 1996, 927 p.

ZUG, G. R. **Herpetology** - An Introductory Biology of Amphibians and Reptiles. California: Academic Press, 1993, 527 p.

APÊNDICE 01 - Resultados das análises de variância (ANOVA), equações e valores de probabilidades associadas aos testes estatísticos.

Tabela 01 – Análise de variância (ANOVA) para as temperaturas corporais de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Tratamento	3,0	32,03	10,68	12,06	<0,0001	37,52
Sexo	1,0	1,776	1,776	2,007	0,1621	2,08
Interação	3,0	1,103	0,3677	0,4155	0,7425	1,29
Resíduo	57,0	50,45	0,8850			
Total	64,0	85,359				

Tabela 02 – Análise de variância (ANOVA) para as temperaturas ambientais (interior do laboratório) durante os quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Tratamento	3,0	0,6420	0,2140	2,18	0,0977	7,87
Sexo	1,0	0,02450	0,02450	0,25	0,6188	0,30
Interação	3,0	0,4295	0,1432	1,46	0,2330	5,26
Resíduo	72,0	7,066	0,09814			
Total	79,0	8,162				

Tabela 03 – Equações das retas de regressão linear da frequência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante os quatro tratamentos experimentais, além dos respectivos coeficientes de determinação (r^2) e valores de probabilidade associados ao teste para existência de inclinação das retas.

Tratamento	Sexo	Equação da reta	r^2	Valor de P (teste de inclinação)
T01	Macho	$Y=25,95 - 0,09283X$	0,08472	0,0241
	Fêmea	$Y=27,06 - 0,08638X$	0,9787	0,0239
T02	Macho	$Y=19,93 - 0,07992X$	0,04797	0,0685
	Fêmea	$Y=21,72 - 0,1045X$	0,1322	0,0029
T03	Macho	$Y=29,33 - 0,1450X$	0,1583	0,0007
	Fêmea	$Y=28,37 - 0,1417X$	0,3649	<0,0001
T04	Macho	$Y=16,79 - 0,1041X$	0,2141	0,0100
	Fêmea	$Y=19,66 - 0,07315X$	0,09407	0,0731

Tabela 04 – Valores de probabilidade associadas à comparação entre as elevações e inclinações das retas de regressão linear da frequência cardíaca em função do tempo de duração do registro para jabutis-piranga de ambos os sexos durante os quatro tratamentos experimentais.

Retas	Valor da Probabilidade associada	
	Inclinação	Elevação
Todas	0,0857	<0,0001
T01 e T02	0,8175	<0,0001
T01 e T03	0,0177	-
T01 e T04	0,7691	<0,0001
T02 e T03	0,0400	-
T02 e T04	0,9802	0,0027
T03 e T04	0,0151	-

As elevações são comparadas apenas quando as inclinações são semelhantes

Tabela 05 – Análise de variância (ANOVA) para as a frequências cardíacas de jabutis-piranga machos ao final do 3°, 33° e 63° minutos após a manipulação experimental, nos quatro tratamentos.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	de Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Tratamento	3,0	4725,0	1575,0	33,13	<0,0001	23,25
Período do registro	2,0	2126,0	1063,0	22,36	<0,0001	10,46
Interação	6,0	212,1	35,35	0,74	0,6149	1,04
Resíduo	279,0	13260,0	47,54			
Total	290,0	20323,1				

Tabela 06 – Análise de variância (ANOVA) para as a frequências cardíacas de jabutis-piranga fêmeas ao final do 3°, 33° e 63° minutos após a manipulação experimental, nos quatro tratamentos.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	de Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Tratamento	3,0	2617,0	872,2	32,98	<0,0001	22,57
Período do registro	2,0	1805,0	902,6	34,13	<0,0001	15,57
Interação	6,0	109,9	18,32	0,69	0,6557	0,95
Resíduo	267,0	7061,0	26,44			
Total	278,0	11,592,9				

Tabela 07 – Análise de variância (ANOVA) para as a freqüências cardíacas de jabutis-piranga de ambos os sexos agrupados, ao final do 3°, 33° e 63° minutos após a manipulação experimental, nos quatro tratamentos.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	de Soma dos quadrados	dos Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Tratamento	3,0	6734,0	2245,0	60,45	<0,0001	21,34
Período do registro	2,0	3927,0	19,64	52,88	<0,0001	12,44
Interação	6,0	180,0	30,0	0,81	0,5639	0,57
Resíduo	558,0	20720,0	37,13			
Total	569,0	34561,0				

Tabela 08 – Análise de variância (ANOVA) para as a freqüências cardíacas de jabutis-piranga de ambos os sexos durante o 13° e 3° minutos anteriores à manipulação para administração de anestésico

Fonte de variação	Graus de liberdade	de Soma dos quadrados	dos Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Período do registro	1,0	165,4	165,4	3,77	0,053	3,85
Sexo	1,0	2,974	2,974	0,07	0,7952	<0,1
Interação	1,0	0,1189	0,1189	0,00	0,9586	<0,1
Resíduo	94,0	4126,0	43,89			
Total	97,0	4294,4929				

Tabela 09 – Análise de variância (ANOVA) para as a freqüências cardíacas de jabutis-piranga de ambos os sexos durante o 13° e 3° minutos anteriores à manipulação para administração de solução salina

Fonte de variação	Graus de liberdade	de Soma dos quadrados	dos Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Período do registro	1,0	31,57	31,57	1,23	0,2845	6,20
Sexo	1,0	92,35	92,35	3,60	0,0770	18,14
Interação	1,0	0,9529	0,9529	0,04	0,8497	0,19
Resíduo	15,0	384,4	25,62			
Total	18,0	509,2729				

Tabela 10 – Análise de variância (ANOVA) para as a freqüências cardíacas de jabutis-piranga de ambos os sexos durante o 3^o e 13^o minutos após a manipulação para administração de anestésico

Fonte de variação	Graus de liberdade	de	Soma dos quadrados	dos	Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Período registro	do	1,0	92,36		92,36	2,14	0,1465	1,90
Sexo		1,0	16,71		16,71	0,39	0,5352	0,34
Interação		1,0	46,19		46,19	1,07	0,3033	0,95
Resíduo		109,0	4707,0		43,18			
Total		112,0	4862,26					

Tabela 11 – Análise de variância (ANOVA) para as a freqüências cardíacas de jabutis-piranga de ambos os sexos durante o 3^o e 13^o minutos após a manipulação para administração de solução salina

Fonte de variação	Graus de liberdade	de	Soma dos quadrados	dos	Quadrado médio	F	P	% da variação total observada
Período registro	do	1,0	105,3		105,3	5,26	0,0258	8,53
Sexo		1,0	93,31		93,31	4,66	0,0354	7,40
Interação		1,0	2,511		2,511	0,13	0,7245	0,20
Resíduo		53,0	1061,0		20,01			
Total		56,0	1262,121					

Tabela 12 – Análise de variância (ANOVA) para as freqüências cardíacas jabutis-piranga de ambos os sexos, agrupados antes e após a administração de solução salina e cloridrato de quetamina.

Fonte de variação	Graus de liberdade	de	Soma dos quadrados	dos	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03		5487		1829	47,37	<0,0001
Resíduo	283		10930		38,61		
Total	286		16410				

Tabela 13 – Análise de variância (ANOVA) para as amplitudes da onda P dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	0,9314	0,3105	3,788	0,0155
Resíduo	53	4,344	0,08197		
Total	56	5,276			

Tabela 14 – Análise de variância (ANOVA) para as amplitudes do complexo QRS dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	40,35	13,45	3,475	0,0222
Resíduo	53	205,1	3,871		
Total	56	245,5			

Tabela 15 – Análise de variância (ANOVA) para as amplitudes da onda T dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	4,107	1,369	3,395	0,0244
Resíduo	53	21,37	0,4032		
Total	56	25,48			

Tabela 16 – Análise de variância (ANOVA) para as durações do segmento PR dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	1253000	417700	5,8833	0,0012
Resíduo	77	5514000	71610		
Total	80	6767000			

Tabela 17 – Análise de variância (ANOVA) para as durações do intervalo PR dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	1320000	440200	4,342	0,0070
Resíduo	77	7805000	101400		
Total	80	9125000			

Tabela 18 – Análise de variância (ANOVA) para as durações do complexo QRS dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	45730	15240	3,499	0,0194
Resíduo	77	335500	4357		
Total	80	381200			

Tabela 19 – Análise de variância (ANOVA) para as durações do segmento ST dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	401900	134000	16,48	<0,0001
Resíduo	77	626100	8131		
Total	80	1028000			

Tabela 20 – Análise de variância (ANOVA) para as durações do intervalo QT dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	535500	178500	8.596	<0,0001
Resíduo	77	1599000	20770		
Total	80	2135000			

Tabela 21 – Análise de variância (ANOVA) para as durações do intervalo RR dos traçados eletrocardiográficos de jabutis-piranga de ambos os sexos submetidos aos quatro tratamentos experimentais.

Fonte de variação	de Graus de liberdade	Soma dos quadrados	Quadrado médio	F	P
Tratamento	03	38,22	12,74	20,50	<0,0001
Resíduo	71	44,11	0,6213		
Total	74	82,33			

APÊNDICE 02 - Frequências cardíacas de diversas espécies de quelônios

Espécie	Peso (Kg)	N	TC °C	Ta °C	FC	Fonte
<i>Caretta</i> sp.	-	-	22,0	-	45,0	WILBER (1960)
<i>Lepidochelys kempii</i>	17,0 ± 2,0	09	25,0 ± 3,0	-	34,0 ± 3,0	MOON e STABENAU (1996)
<i>Lepidochelys kempii</i> ‡	17,0 ± 2,0	09	25,0 ± 3,0	-	15,0 ± 1,0	MOON e STABENAU (1996)
<i>Chelydra</i> sp	-	-	22,0	-	35,0	WILBER (1960)
<i>Chelydra serpentina</i>	1,7	-	22,3	-	28,5	GATTEN, Jr (1974)
<i>Chrysemys picta</i>	0,39	-	25,2	-	22,4	GATTEN, Jr (1974)
<i>Chrysemys scripta</i> (= <i>Trachemys scripta</i>)	1,06 ± 0,07	06	15	-	23,4 ± 1,7	FARRELL et al (1994)
<i>Chrysemys scripta</i> (= <i>Trachemys scripta</i>)	1,06 ± 0,07	05	05	-	8,1 ± 0,3	FARRELL et al (1994)
<i>Emys blandingii</i>	1,14	-	25,7	-	27,2	GATTEN, Jr (1974)
<i>Graptemys geografica</i>	-	-	10,0	-	7,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	15,0	-	17,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	20,0	-	27,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	25,0	-	46,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	30,0	-	53,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	35,0	-	72,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	40,0	-	92,0	GATTEN, Jr (1974)

Espécie	Peso (Kg)	N	TC °C	Ta °C	FC	Fonte
<i>Pseudemys</i> sp (= <i>Trachemys</i> sp)	-	-	20,6	-	17,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Pseudemys concinna</i>	1,8 – 6,5	-	22,0	-	20,7	GATTEN, Jr (1974)
<i>Pseudemys scripta</i> (= <i>Trachemys scripta</i>)	0.3	-	7,0	-	7,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Pseudemys scripta</i> (= <i>Trachemys scripta</i>)	0.3	8	10	-	5,5 (Repouso) 12,7 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
			20	-	10,6 (Repouso) 33,6 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
			30	-	20,6 (Repouso) 65,2 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
			40	-	39,7 (Repouso) 93,1 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
<i>Pseudemys scripta</i> (= <i>Trachemys scripta</i>)	1.3 – 2,3	14	-	-	44,0 ± 4,0 (S/I)	HICKS e COMEAU (1994)
<i>Pseudemys scripta</i> (= <i>Trachemys scripta</i>)	1,41 – 2,10	07	-	25	43,2 ± 3,9	HICKS et al (1996)
<i>Pseudemys scripta</i> (= <i>Trachemys scripta</i>)	0,95 – 1,80	16	-	16 - 18	7,8 ± 2,0 (Apnéia) 17,9 ± 4,0 (Ventilação)	BURGGREN (1972)
<i>Pseudemys scripta elegans</i> (= <i>Trachemys scripta elegans</i>)	-	-	5,0	-	7,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	15,0	-	20,3	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	30,0	-	34,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	40,0	-	30,1	GATTEN, Jr (1974)

Espécie	Peso (Kg)	N	TC °C	Ta °C	FC	Fonte
<i>Pseudemys scripta elegans</i> (= <i>Trachemys scripta elegans</i>)	0,94	-	22,2	-	33,2	GATTEN, Jr (1974)
<i>Pseudemys scripta elegans</i> (= <i>Trachemys scripta elegans</i>)	0,3 – 0,8	-	15,0	-	16,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	20,0	-	25,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	25,0	-	44,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	30,0	-	61,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	35,0	-	71,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Pseudemys scripta elegans</i> (= <i>Trachemys scripta elegans</i>)	-	-	10,0	-	8,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	15,0	-	17,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	20,0	-	29,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Pseudemys scripta elegans</i> (= <i>Trachemys scripta elegans</i>)	-	-	25,0	-	42,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	30,0	-	50,0	GATTEN, Jr (1974)
	-	-	35,0	-	70,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Testudo graeca</i>	0,95 – 1,80	10	-	16 - 18	8,2 ± 1,0 (Apnéia) 15,1 ± 1,5 (Ventilação)	BURGGREN (1972)
<i>Geochelone denticulata</i>	5,0	-	14,0	-	10,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	20,0	-	22,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	30,0	-	31,0 – 50,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Terrapene sp</i>	-	-	22,0	-	39,0	WILBER (1960)
<i>Terrapene ornata</i>	0,21	-	30,0	-	54,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	35,0	-	78,0	GATTEN, Jr (1974)
		-	40,0	-	95,0	GATTEN, Jr (1974)

Espécie	Peso (Kg)	N	TC °C	Ta °C	FC	Fonte
<i>Terrapene ornata</i>	0,28 – 0,30	-	30,0	-	30,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Terrapene ornata</i>	0,35	17	10	-	3,3 (Repouso) 22,4 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
			20	-	6,7 (Repouso) 36,0 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
			30	-	13,5 (Repouso) 57,9 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
			40	-	27,2 (Repouso) 93,0 (Atividade)	GATTEN, Jr (1974)
<i>Terrapene ornata ornata</i>	0,35	01	-	-	27,0 – 48,0	LEGLER (1971)
<i>Terrapene carolina carolina</i>	0,66	-	23,3	-	30,0	GATTEN, Jr (1974)
<i>Gopherus agasizii</i>	1,29 – 4,49	06	25,0 – 28,5	-	34,0 ± 4,0	ROONEY <i>et al.</i> 1999)
<i>Gopherus agasizii*</i>	1,29 – 4,49	06	25,0 – 28,5	-	38,0 ± 3,0	ROONEY <i>et al.</i> 1999)
<i>Gopherus agasizii#</i>	1,29 – 4,49	06	25,0 – 28,5	-	33,0 ± 3,0	ROONEY <i>et al.</i> 1999)
<i>Testudo hermanni</i>	0,45 – 0-70	05	05	-	1,7 (Repouso) 6,5 (Atividade)	HAILEY e TEOPHILIDIS (1987)
			15	-	4,7 (Repouso) 22,0 (Atividade)	HAILEY e TEOPHILIDIS (1987)
			25	-	13,0 (Repouso) 51,0 (Atividade)	HAILEY e TEOPHILIDIS (1987)
			37	-	19,0 (Repouso) 83,0 (Atividade)	HAILEY e TEOPHILIDIS (1987)

* Anestesiado com Sevoflurano a 5% (concentração no ar expirado = 2,50%);

Anestesiado com Sevoflurano a 5% (concentração no ar expirado = 3,75%)

‡ Anestesiado com Isoflurano entre 2% e 5%

APÊNDICE 03 – Parâmetros eletrocardiográficos em diversas espécies de quelônios.

Espécie	Peso (Kg)	TC (°C)	FC (bpm)	Duração (ms)						Amplitude (mv)			Autor	
				P	PRi	QRS	STs	QTi	RRi	T	P	QRS		T
<i>Graptemys geografica</i>	-	10	7,0	-	-	500,0	1900,0	-	7400,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
	-	15	17,0	-	-	480,0	1100	-	3500,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
	-	20	27,0	-	-	350,0	800	-	2200,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
	-	22	29,0	-	390,0	350,0	-	950,0	-	-	-	0,10	0,037	AKERS e DAMM (1963)
	-	25	46	-	-	300,0	400,0	-	1300,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
	-	30	53	-	-	240,0	400,0	-	1100,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
	-	35	72	-	-	230,0	250,0	-	830,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
	-	40	92	-	-	200,0	160,0	-	650,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
<i>Pseudemys elegans</i> (= <i>Trachemys scripta elegans</i>)	-	10	8,0	-	-	500,0	1800,0	-	7500,0	-	-	-	-	AKERS e DAMM (1963)
	-	15	17,0	-	-	450,0	1000,0	-	3500,0	-	-	-	-	
	-	20	29,0	-	-	650,0	700,0	-	2100,0	-	-	-	-	
<i>Pseudemys elegans</i> (= <i>Trachemys scripta elegans</i>)	-	22	30,0	-	410,0	350,0	-	950,0	-	-	-	0,13	0,035	AKERS e DAMM (1963)
	-	25	42,0	-	-	290,0	420,0	-	1400,0	-	-	-	-	
	-	30	50,0	-	-	260,0	300,0	-	1200,0	-	-	-	-	
	-	35	70,0	-	-	220,0	230,0	-	850,0	-	-	-	-	
<i>Pseudemys scripta elegans</i> ♂	0,86 ±0,26	22,8 ±0,4	34,8 ±7,1	90,0 ±20,0	450,0 ±100	100,0 ±20,0	810,0 ±120,0	-	-	150,0 ±30,0	0,02 ±0,01	0,27 ±0,17	0,08 ±0,05	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)
<i>Pseudemys scripta elegans</i> ♀	0,61 ±0,04	25,1 ±1,5	33,2 ±6,1	80,0 ±4,0	360,0 ±30,0	80,0 ±10,0	640,0 ±80,0	-	-	160,0 ±10,0	0,02 ±0,01	0,14 ±0,05	0,05 ±0,03	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)

Espécie	Peso (Kg)	TC (°C)	FC (bpm)	Duração (ms)							Amplitude (mv)			Autor
				P	PRi	QRS	STs	QTi	RRi	T	P	QRS	T	
<i>Pseudemys scripta elegans</i> ♦	0,95 ±0,15	22,1 ±1,1	33,2 ±7,1	90,0 ±10,0	370,0 ±40,0	120,0 ±10,0	820,0 ±180,0	-	-	250,0 ±90,0	0,02 ±0,00	0,20 ±0,06	0,06 ±0,02	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)
<i>Pseudemys scripta elegans</i> ♣	0,86 ±0,07	25,1 ±1,5	34,2 ±3,6	80,0 ±4,0	340,0 ±20,0	80,0 ±10,0	520,0 ±90,0	-	-	170,0 ±10,0	0,01 ±0,00	0,13 ±0,04	0,03 ±0,00	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)
<i>Trachemys scripta elegans</i> *	1,11 ±0,54	-	20,10± 4,67	160,0 ±0,00	520,0 ±56,6	170,0 ±14,1	340,0 ±198,0	920,0 ±509,1	-	-	0,032 ±0,009	0,232 ±0,062	0,060 ±0,013	HOLZ e HOLZ (1995)
<i>Trachemys scripta elegans</i> #	1,26 ±0,72	-	28,94± 3,09	86,7 ±55,1	500,0 ±60,0	140,0 ±34,6	866,7 ±23,1	1180 ±87,2	-	-	0,028 ±0,020	0,258 ±0,101	0,079 ±0,064	HOLZ e HOLZ (1995)
<i>Trachemys scripta elegans</i> †	0,90 ±0,03	-	24,80 ±8,84	130,0 ±20,0	525,0 ±57,4	150,0 ±11,5	1040,0 ±228,6	1335,0 ±225,9	-	-	0,026 ±0,009	0,247 ±0,036	0,046 ±0,014	HOLZ e HOLZ (1995)
<i>Emys blandingii</i>	1,14 ±0,23	25,7 ±0,3	27,2 ±8,4	90,0 ±10,0	320,0 ±30,0	90,0 ±5,0	580,0 ±150,0	-	-	210,0 ±30,0	0,01 ±0,00	0,14 ±0,03	0,04 ±0,01	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)
<i>Chrysemys picta</i> ♦	0,39 ±0,03	25,2 ±0,2	22,4 ±3,2	70,0 ±3,0	330,0 ±10,0	70,0 ±4,0	310,0 ±60,0	-	-	210,0 ±7,0	0,01 ±0,00	0,11 ±0,03	0,05 ±0,01	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)
<i>Terrapene carolina Carolina</i> ♦	0,66 ±0,06	23,3 ±0,7	30,0 ±11,4	80,0 ±3,0	500,0 ±90,0	80,0 ±10,0	850,0 ±210,0	-	-	170,0 ±2,0	0,01 ±0,00	0,13 ±0,06	0,04 ±0,03	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)
<i>Chelydra serpentina</i> ♦	1,69 ±0,64	22,3 ±1,0	28,5 ±5,4	90,0 ±10,0	550,0 ±50,0	100,0 ±10,0	890,0 ±130,0	-	-	170,0 ±10,0	0,02 ±0,00	0,08 ±0,02	0,03 ±0,01	KAPLAN e SCHWARTZ (1963)

* Animais anestesiados com cloridrato de quetamina (60 mg/Kg)

Animais anestesiados com cloridrato de quetamina (60 mg/Kg) e cloridrato de xilazina (2,0 mg/Kg)

† Animais anestesiados com cloridrato de quetamina (60 mg/Kg) e midazolam (2,0 mg/Kg)

♦ Apenas fêmeas, alimentadas *ad libitum*

♂ Apenas machos, alimentados *ad libitum*

☞ Apenas machos, em jejum de 14 dias

♣ Apenas fêmeas, em jejum de 14 dias.