HALEY SILVA DE CARVALHO

**Estudo anatômico do sistema porta renal e suas implicações no
emprego de agentes anestésicos na contenção de avestruzes
(*Struthio camelus*)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Ciências

Departamento:

Cirurgia

Área de Concentração:

Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres

Orientador:

Profa. Dra. Silvia Renata Gaido Cortopassi

**São Paulo
2006**

Autorizo a reprodução parcial ou total desta obra, para fins acadêmicos, desde que citada a fonte.

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO-NA-PUBLICAÇÃO

(Biblioteca Virginie Buff D'Ápice da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo)

T.1663
FMVZ

Carvalho, Haley Silva de

Estudo anatômico do sistema porta renal e suas implicações no emprego de agentes anestésicos na contenção de avestruzes (*Struthio camelus*) / Haley Silva de Carvalho. – São Paulo: H. S. de Carvalho, 2006.

106 f. : il.

Dissertação (mestrado) - Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Cirurgia, 2006.

Programa de Pós-graduação: Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres.

Área de concentração: Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres.

Orientador: Profa. Dra. Silvia Renata Gaido Cortopassi.

1. Anatomia. 2. Sistema porta renal. 3. Anestesia. 4. Avestruzes.
I. Título.

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
Cidade Universitária "Armando de Salles Oliveira"
Comissão Bioética

CERTIFICADO

Certificamos que o Projeto intitulado "Estudo anatômico do sistema porta renal e suas implicações no emprego de agentes anestésicos na contenção de avestruzes (*Struthio camelus*)", Protocolo nº487/2004, utilizando 12 avestruzes (descarte), sob a responsabilidade da Profª Drª Silvia Renata Gaido Cortopassi, está de acordo com os princípios éticos de experimentação animal da Comissão de Bioética da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo e foi aprovado "ad referendum".

(We certify that the Research "Anatomical study of the portal system and its implications in the use of anesthetic agents in the restraint of ostriches" protocol number 487/2004, utilizing 12 ostriches, under the responsibility of Profª Drª Silvia Renata Gaido Cortopassi, agree with Ethical Principles in Animal Research adopted by Bioethic Commission of the Faculty of Veterinary Medicine and Zootechny of University of São Paulo and was approved "ad referendum", meeting.

São Paulo, 29 de junho de 2004

Profª Drª Júlia Maria Matera
Presidente da Comissão de Bioética
FMVZ/USP

FOLHA DE AVALIAÇÃO

Nome: CARVALHO, Haley Silva de

Título: Estudo anatômico do sistema porta renal e suas implicações no emprego de agentes anestésicos na contenção de avestruzes (*Struthio camelus*)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Mestre em Ciências

Data ____/____/____.

Banca Examinadora

Prof. Dr. _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____ Instituição: _____

Assinatura: _____ Julgamento: _____

Dedicatória

A Deus e a todos os anjos que colocou em minha vida, mantendo-me iluminado em todo meu caminho.

Aos meus pais, Orlando de Carvalho e Alda Reis da Silva Carvalho, pelo amor e incentivo constante em todas as minhas decisões.

À minha irmã, Izabel Silva de Carvalho, pela amizade, amor e sua presença em todos os momentos da minha vida.

Agradeço a Deus por ter vocês como a minha FAMÍLIA.

Em memória dos meus avós paternos, Jovino de Carvalho Costa e Adelina Ferreira da Cunha, e maternos, Henrique Augusto da Silva e Ester Madeira Reis da Silva.

Ao amigo Franklin Espíndola Neto e a seus pais ,Franscisco Espíndola e Maria Izabel Alves de Abreu Espíndola, que me acolheram em Cuiabá e pela amizade de vocês.

A professora Dra. Silvia Renata Gaido Cortopassi pela oportunidade de mais uma vez admirar sua competência profissional e caráter. Agradeço muito por tudo!

“O valor das coisas não está no tempo que elas duram, mas na intensidade com que acontecem. Por isso existem momentos inesquecíveis, coisas inexplicáveis e pessoas incomparáveis.”

Fernando Pessoa

AGRADECIMENTOS

Ao meu cunhado Antonio Carlos da Silva (Toninho) pela ajuda, apoio e diversão, continue sempre tocando com sua banda.

Aos meus tios, Henrique Alberto Reis da Silva e Eunice Martins Veiga da Silva, e aos meus primos, pelo carinho e apoio de todos vocês.

Aos meus padrinhos, Luis Pio Magalhães e Maria Nazareth S. Magalhães, pela constante presença e carinho.

Ao Médico Veterinário Rodrigo Ciboto pelo auxílio na anestesia e seus ensinamentos sobre a criação de avestruzes, pode contar comigo se precisar de ajuda. Muito Obrigado!

A amiga e Médica Veterinária Celestina M. H. Santos pela ajuda nos contatos com os estruticultores.

Ao Sr. Adair Ribeiro Junior presidente da Associação dos Criadores de Avestruz do Brasil (ACAB) e proprietário da Fazenda Vereda dos Avestruzes – Corumbataí – SP, pela doação dos animais e por permitir a realização do procedimento anestésico em sua propriedade. Muito grato pela sua compreensão e contribuição para com a pesquisa em avestruzes.

A Médica Veterinária Camila Baitelo, responsável pela Fazenda Vereda dos Avestruzes – Corumbataí – SP, pelo constante contato que possibilitou a realização deste experimento. Muito Obrigado!

A Sra. Laura Lara e família, proprietários do Criatório Império do Avestruz – Atibaia-SP, pela doação dos animais. Muito Obrigado!

Ao Sr. Renato Guerra e família, proprietários do War Ranch – Centro de Incubação e Criação de Avestruz – Sorocaba - SP, pela doação do animal. Muito Obrigado!

Aos professores Maria Angélica Miglino, Pedro Primo Bombonato, Arani Nanci Bonfim Mariana, Paula de Carvalho Papa, José Roberto Kfoury Júnior, Francisco Javier H. Blasquez, Antonio Augusto C. M. Ribeiro, Julia Maria Matera, Denise Tabacchi Fantoni, Luis Claudio L. C. da Silva, André Luis V. Zoppa, José Manoel dos Santos. Agradeço muito por todos os ensinamentos transmitidos.

Aos Médicos Veterinários, estagiários e pós-graduandos do setor de anestesia do HOVET – FMVZ – USP. Sou grato ao convívio com todos vocês.

A professora Dra. Maria Angélica Miglino, por me receber e pela oportunidade concedida.

Aos funcionários da anatomia, cirurgia, pós-graduação e da biblioteca, enfim a todos funcionários da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo pela boa vontade, paciência, ajuda e convívio que sempre tiveram comigo.

Ao professor Dr. Ricardo Augusto Dias pelo auxílio com a análise estatística e os ensinamentos transmitidos.

Aos amigos Gisele Saviani, Roselaine Ponso de Oliveira, Juliana Plácido Guimarães e Bruno Cogliati que também estão envolvidos com a pesquisa em avestruzes. Muito obrigado.

A todos os amigos da graduação. Alguns eu consegui rever na confraternização de dez anos de formatura. Meus parabéns a todos por suas realizações.

A todos os alunos e amigos da pós-graduação. Agradeço a todos pela convivência e contribuição com suas pesquisas.

RESUMO

CARVALHO, H. S. **Estudo anatômico do sistema porta renal e suas implicações no emprego de agentes anestésicos na contenção de avestruzes (*Struthio camelus*)**. [Anatomical study of the renal portal system and its implications in the use of anesthetic agents in the restraint of ostriches (*Struthio camelus*)]. 2006. 106 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

Objetivou-se com este estudo caracterizar a anatomia do sistema porta renal e verificar sua influência sobre o protocolo anestésico xilazina, tiletamina e zolazepam na contenção de avestruzes, por comparação da administração dos fármacos nos músculos da perna ou da asa. Para o estudo anatômico, foi injetado, em cinco animais, látex nas veias femorais no sentido de drenagem e posteriormente as aves foram fixadas em formol a 10%, por 72 horas. Em uma ave procedeu-se à localização, colheita e fixação das valvas portais renais em formol a 10%. Os exemplares foram dissecados e o sistema porta renal apresentou-se constituído por duas veias portais renais craniais bem reduzidas, duas veias portais renais caudais e seis valvas portais renais. A veia porta renal caudal apresentou-se relacionada, cranialmente, com a veia femoral, a partir da sua união com a veia íliaca externa, e caudalmente, com a veia isquiática e íliaca interna. Na contenção química, utilizaram-se seis avestruzes distribuídos aleatoriamente em dois grupos. O grupo I (GI) recebeu o protocolo nos músculos da base das asas e no grupo II (GII) o protocolo foi administrado nos músculos das pernas. O protocolo anestésico aplicado nos animais dos grupos constou de xilazina (1,0 mg/kg) e após 10 minutos administrou-se a tiletamina/zolazepam (6,0 mg/kg). Foram utilizados os mesmos animais nos dois grupos, respeitando-se um intervalo mínimo de 15 dias entre cada

anestesia. O período de latência foi de $5,63 \pm 3,9$ (GI) e $3,80 \pm 2,07$ (GII) minutos ($p > 0,05$) após a administração da tiletamina/zolazepam. A qualidade da indução foi razoável e ruim em uma ave (16,67%) do GI e GII, respectivamente. O período hábil anestésico foi de $35,17 \pm 8,13$ (GI) e $27,33 \pm 9,75$ (GII) minutos ($p > 0,05$). A frequência cardíaca permaneceu abaixo dos valores basais durante a anestesia ($p < 0,05$) nos dois grupos. O calor e elevada umidade do ar promoveram aumento da temperatura cloacal nos grupos, principalmente em GII, levando ao incremento da frequência respiratória para facilitar a perda de calor. O relaxamento muscular foi intenso por 20 minutos em dois animais (33,33%) do GI e por 10 a 15 minutos em cinco aves (83,33%) do GII. O período de recuperação foi de $33,67 \pm 10,20$ (GI) e $28,83 \pm 8,47$ (GII) minutos ($p > 0,05$). Nos dois grupos a qualidade de recuperação foi razoável em uma ave (16,67%) e ruim em outro animal (16,67%). A contenção química foi adequada para a realização de procedimentos de curta duração a campo nos avestruzes dos dois grupos, portanto não foi possível evidenciar a influência do sistema porta renal.

Palavras-chave: Anatomia. Sistema porta renal. Anestesia. Avestruzes.

ABSTRACT

CARVALHO, H. S. **Anatomical study of the renal portal system and its implications in the use of anesthetic agents in the restraint of ostriches (*Struthio camelus*)**. [Estudo anatômico do sistema porta renal e suas implicações no emprego de agentes anestésicos na contenção de avestruzes (*Struthio camelus*)]. 2006. 106 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

The aim of this study was to characterize the anatomy of the renal portal system and to verify its influence on the anesthetic protocol xylazine, tiletamine and zolazepam in the restraint of ostriches, comparing the drugs administration in the muscles of the leg or of the wing. For the anatomical study, it was injected, in five animals, latex in the femoral veins in the drainage direction and afterwards the birds were fixed in formol to 10%, for 72 hours. In a bird it was proceeded to the location, collected and fixation of the renal portal valves in formol to 10%. The animals were dissected and the renal portal system was constituted by two cranial renal portal veins very reduced, two caudal renal portal veins and six renal portal valves. The caudal renal portal vein was related, cranially, with the femoral vein, from its union with the external iliac vein, and caudally, with the ischiatic vein and the internal iliac vein. In the chemical restraint, it was used six ostriches distributed randomly in two groups. Group I (GI) received the protocol in the base muscles of the wings and in group II (GII) the protocol was administered in the muscles of the legs. The anesthetic protocol used in the animals of the groups consisted of xylazine (1,0 mg/kg) and after 10 minutes it was administered tiletamine/zolazepam (6,0 mg/kg). The same animals were used in the two groups, respecting a minimum interval of 15 days between each anesthesia. Latency period was $5,63 \pm 3,9$ (GI) and $3,80 \pm 2,07$ (GII) minutes ($p > 0,05$)

after the administration of tiletamine/zolazepam. The induction quality was fair and poor in a bird (16,67%) of GI and GII, respectively. The duration of action was $35,17 \pm 8,13$ (GI) and $27,33 \pm 9,75$ (GII) minutes ($p > 0,05$). The heart rate remained below the basal values during the anesthesia ($p < 0,05$) in the two groups. The warmth and elevated air humidity promoted cloacal temperature increase in the groups, mostly in GII, leading to the increment of the respiratory rate to facilitate the warmth loss. The muscular relaxation was intense for 20 minutes in two animals (33,33%) of GI and for 10 to 15 minutes in five birds (83,33%) of GII. The recovery period was $33,67 \pm 10,20$ (GI) and $28,83 \pm 8,47$ (GII) minutes ($p > 0,05$). In the two groups the recovery quality was fair in a bird (16,67%) and poor in other animal (16,67%). The chemical restraint was adapted for the achievement of procedures of short duration in field in the ostriches of the two groups, therefore it was not possible to evidence the renal portal system influence.

Key Words: Anatomy. Renal portal system. Anesthesia. Ostriches.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1 - Avestruz após captura e já encapuzado, aguardando em repouso a avaliação dos parâmetros vitais. Notar a tranquilidade da ave após a retirada dos estímulos visuais..... 55
- Figura 2 - A seta indica o local da administração dos agentes anestésicos nas pernas dos avestruzes..... 56
- Figura 3 - A seta indica o local da administração dos agentes anestésicos nas asas dos avestruzes..... 56
- Figura 4 - Rins e veias de um avestruz, em vista ventral, evidenciando suas relações topográficas com a pelve. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; D, D', Púbis direito e esquerdo; (→) Tubérculos pré-acetabulares; 1, Veia cava caudal; 2, 2', Veias ilíacas comuns direita e esquerda; 3, 3', Veias renais caudais direita e esquerda; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda; 5', Veia porta renal caudal esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 7, Anastomose entre as veias renais caudais; 8, Veias adrenais; e 9, 9', Ureteres direito e esquerdo..... 62
- Figura 5 - Rins e veias de um avestruz, em vista ventral. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; 1, Veia cava caudal; 2, 2', Veias ilíacas comuns direita e esquerda; 3, 3', Veias renais caudais direita e esquerda; 4', Veia púbica esquerda; 5', Veia porta renal caudal esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 7, Anastomose entre as veias renais caudais; 8, Veias adrenais; 9, 9', Ureteres direito e esquerdo; 10", Veia isquiática esquerda; e 11, 11', Veias ilíacas externas direita e esquerda..... 65

- Figura 6 - Rins e veias de um avestruz, em vista dorsal. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; (→) Ponto de entrada das veias portais renais caudais no parênquima renal; (→) Veias ilíacas internas; 1, Veia cava caudal; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda; 5, 5', Veias portais renais caudais direita e esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 9, 9', Ureteres direito e esquerdo; 10, 10", Veias isquiáticas direita e esquerda; e 11, 11', Veias ilíacas externas direita e esquerda..... 65
- Figura 7 - Representação esquemática dos rins de um avestruz, em vista ventral, evidenciando o trajeto intraparenquimal dos vasos portais renais. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; (→) Veias portais renais craniais; (→) Veias ilíacas internas; (→) Valvas portais renais; 1, Veia cava caudal; 2, 2', Veias ilíacas comuns direita e esquerda; 3, 3', Veias renais caudais direita e esquerda; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda; 5, 5', Veias portais renais caudais direita e esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 9, 9', Ureteres direito e esquerdo; 10, 10", Veias isquiáticas direita e esquerda; e 11, 11', Veias ilíacas externas direita e esquerda..... 66
- Figura 8 - Valva porta renal cranial (cr), média (md) e caudal (cd), onde se podem observar os seus óstios (8A) e das suas bases aos ápices (8B). As setas indicam as extensões das bordas papiladas dos óstios encontradas em algumas das valvas, geralmente a cranial (8A e B)..... 67
- Figura 9 - Rins e veias de um avestruz, em vista ventral, evidenciando a disposição anatômica das valvas portais renais nas veias ilíacas comuns. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; cr, cr', valvas renais craniais direita e esquerda; md, md', valvas renais médias direita e esquerda; cd, cd', valvas renais caudais direita e esquerda; 1, Veia cava caudal; 3, 3', Veia renais caudais direita e esquerda; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda;; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda..... 68
- Figura 10 - Diagrama de caixa comparativo do período de latência, em minutos, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). A linha interliga as médias dos grupos. Corumbataí – SP, 2005..... 70

Figura 11 - Diagrama de caixa comparativo do período hábil, em minutos, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). A linha interliga as médias dos grupos. Corumbataí – SP, 2005.....	71
Figura 12 - Diagrama de caixa comparativo do período de recuperação, em minutos, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). A linha interliga as médias dos grupos. Corumbataí - SP, 2005.....	73
Figura 13 - Representação gráfica comparativa da mediana e quartis da frequência cardíaca (batimentos/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005.....	76
Figura 14 - Representação gráfica comparativa da mediana e quartis da frequência respiratória (movimentos respiratórios/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005.....	78
Figura 15 - Representação gráfica comparativa da mediana e quartis da temperatura cloacal (Graus Celsius) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005.....	80
Figura 16 - Avestruz com relaxamento muscular intenso, após dez minutos da administração de tiletamina/zolazepam na musculatura da asa.....	82
Figura 17 - Avestruz com relaxamento muscular intenso, após dez minutos da administração de tiletamina/zolazepam na musculatura da perna.....	82

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Valores individuais, médias e desvios-padrão do período de latência (minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005.....	69
Tabela 2 - Valores individuais, médias e desvios-padrão do período hábil (minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí - SP, 2005.....	71
Tabela 3 - Valores individuais, médias e desvios-padrão do período de recuperação (minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí - SP, 2005.....	72
Tabela 4 - Qualidade da indução e recuperação individual, de acordo com escore proposto, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005.....	74
Tabela 5 - Avaliação percentual dos avestruzes tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II) em relação à qualidade da indução e recuperação, de acordo com escore proposto. Corumbataí – SP, 2005.....	74
Tabela 6 - Valores individuais, médias, desvios-padrão, medianas e quartis da frequência cardíaca (batimentos/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação. Corumbataí – SP, 2005.....	76
Tabela 7 - Valores individuais, médias, desvios-padrão, medianas e quartis da frequência respiratória (movimentos respiratórios/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação. Corumbataí – SP, 2005.....	78
Tabela 8 - Valores individuais, médias, desvios-padrão, medianas e quartis da temperatura cloacal (graus Celsius) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação. Corumbataí – SP, 2005.....	80

Tabela 9 - Relaxamento muscular individual, de acordo com escore proposto, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação após administração da tiletamina-zolazepam. Corumbataí – SP. 2005..... 83

Tabela 10 - Avaliação percentual dos avestruzes tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II) em relação ao relaxamento muscular, de acordo com escore proposto, nos diferentes tempos de avaliação após a administração da tiletamina/zolazepam. Corumbataí – SP..... 83

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

DNA	ácido desoxirribonucléico
GABA	ácido gama amino butírico
i.m.	intramuscular
i.v.	intravenoso
kg	kilograma
M	momento
mg	miligrama
min	minuto
ml	mililitro
MPA	medicação pré-anestésica
TZ	tiletamina/zolazepam

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	20
2	OBJETIVOS	26
3	REVISÃO DA LITERATURA	27
3.1	SISTEMA PORTA RENAL	27
3.2	ANESTESIA DISSOCIATIVA E CONTENÇÃO QUÍMICA	34
4	MATERIAL E MÉTODO	51
4.1	ESTUDO ANATÔMICO DO SISTEMA PORTA RENAL	51
4.2	CONTENÇÃO QUÍMICA DOS AVESTRUZES	53
4.2.1	Animais	53
4.2.2	Contenção Física	53
4.2.3	Fármacos	54
4.2.4	Procedimento Experimental	55
4.2.5	Avaliação dos Períodos de Latência, Hábil e Recuperação	57
4.2.6	Avaliação da Qualidade de Indução e Recuperação	57
4.2.7	Avaliação dos Parâmetros Vitais	58
4.2.8	Relaxamento Muscular	58
4.2.9	Delineamento Experimental	59
4.2.10	Análise Estatística	60
5	RESULTADOS	61
5.1	ANATOMIA DO SISTEMA PORTA RENAL	61
5.1.1	Rins	61
5.1.2	Veias	63
5.1.3	Valvas	66

5.2	CONTENÇÃO QUÍMICA DOS AVESTRUZES	68
5.2.1	Período de latência	69
5.2.2	Período hábil	70
5.2.3	Período de recuperação	72
5.2.4	Qualidade da indução e recuperação	73
5.2.5	Frequência cardíaca	75
5.2.6	Frequência respiratória	77
5.2.7	Temperatura cloacal	79
5.2.8	Relaxamento muscular	81
6	DISCUSSÃO	84
6.1	ANATOMIA DO SISTEMA PORTA RENAL	84
6.2	CONTENÇÃO QUÍMICA DOS AVESTRUZES	88
7	CONCLUSÕES	101
	REFERÊNCIAS	102

1 INTRODUÇÃO

O grupo das ratitas (*Ratitae*) é formado por aves corredoras, incapazes de voar, que não apresentam calha ou carina no esterno e musculatura do peito e asas pouco desenvolvidas (ELMÔR et al., 2004; PORTELLA, 2006; HUCHZERMEYER, 1998). Na atualidade, há quatro ordens e cinco famílias pertencentes a este grupo de animais e classificados assim: a ema (*Rhea americana*) e a ema de Darwin (*Pterocnemia pennata*), ambas da ordem Rheiformes e família Rheidae; o casuar (*Casuarus casuarus*) da ordem Casuariformes e família Casuariidae; o emu (*Dromaius novaehollandiae*), também da ordem Casuariformes, mas de uma família distinta, a Dromaiidae; o quiwi (*Apteryx australis*) da ordem Apterygiformes e família Apterygidae; e o avestruz (*Struthio camelus*) da ordem Struthioniformes e família Struthionidae (FOWLER, 1991). Ainda existem mais duas espécies de casuares, *Casuarus unappendiculatus* e *Casuarus bennetti*, e de quiwis, *Apteryx owenii* e *Apteryx haastii* (HUCHZERMEYER, 1998; PORTELLA, 2006).

Em literatura mais recente, as ratitas são agrupadas em uma única ordem, denominada Struthioniformes e nas cinco famílias já citadas anteriormente (ELMÔR et al., 2004). Algumas espécies foram extintas em tempos mais atuais, o moá da Nova Zelândia e a ave elefante do Madagascar (CARRER et al., 2004; PORTELLA, 2006) e recentemente, entre 1940 e 1970, uma subespécie ou raça de avestruz, o *Struthio camelus syriacus* (DEEMING, 1999; ELMÔR et al., 2004; PORTELLA, 2006).

A origem dessas aves remonta da época Paleocênica da era Cenozóica, entre 65 e 54 milhões de anos atrás, conforme sugere o registro fóssil do grupo (PORTELLA, 2006). Ainda, é interessante ressaltar que, neste período ocorreu a extinção dos dinossauros e o surgimento das primeiras aves corredoras (ELMÔR et al., 2004).

Quanto ao surgimento das ratitas e do avestruz há duas teorias em discussão, a monofilética (um ancestral comum) e a polifilética (com vários ancestrais), no entanto, a mais aceita é a que agrupa essas aves com um único ancestral comum (PORTELLA, 2006). Essa teoria baseia-se na existência de um único continente, denominado Gondwana, que após sua fragmentação separou o ancestral comum dessas aves, dando origem às espécies que hoje conhecemos, além das registradas como fósseis (DEEMING, 1999; PORTELLA, 2006). A hipótese polifilética está centrada na investigação do ácido desoxirribonucléico (DNA), demonstrando que as espécies de ratitas podem ter ancestrais diferentes, entre as diversas espécies de antepassados (PORTELLA, 2006).

O período em que ocorreu o surgimento dos avestruzes ainda é controverso, alguns autores datam a origem na era Mesozóica, de acordo com um estudo comparativo do crescimento embrionário dos dedos rudimentares das asas (CARRER, 2004), mas outros relatam que os fósseis mais antigos semelhantes a estas aves são de 12 milhões de anos e se encontravam na África, Europa e na Ásia (PORTELLA, 2006). Assim, ainda há dúvidas se o surgimento é mais primitivo, no Eoceno (65 a 38 milhões de anos atrás), ou, com grandes evidências, durante um período mais recente o Mioceno (26 a 7 milhões de anos atrás). Recentemente, ossos do membro pélvico, datados de 20 milhões de anos atrás e encontrados na Namíbia, sugerem a

origem do avestruz na África e sua posterior distribuição pela Eurásia, por volta de 10 a 5 milhões de anos atrás (DEEMING, 1999).

Atualmente, são encontradas quatro subespécies ou raças de avestruzes selvagens no continente africano. Elas estão distribuídas geograficamente ao sul do Saara, como segue: *Struthio camelus camelus*, no oeste e sul do Saara; *Struthio camelus molybdophanes*, na Etiópia, Somália e Quênia; *Struthio camelus massaicus*, no sul do Quênia e na Tanzânia; e, *Struthio camelus australis*, na África do Sul (DEEMING, 1999; ELMÔR et al., 2004; PORTELLA, 2006).

A exploração comercial do *Struthio camelus* foi impulsionada pela utilização de suas plumas nas vestimentas, principalmente nos chapéus das senhoras do continente europeu. No começo a atividade era extrativista, contudo, com a redução das populações selvagens, iniciou-se a domesticação e criação desses animais, principalmente na África do Sul no final do século XIX (ELMÔR et al., 2004; PORTELLA, 2006).

Hoje, encontramos na estrutiocultura três variedades: “African Black”, “Red Neck” e “Blue Neck”. A primeira é a mais comum nos criadouros, já que apresenta características desejáveis para esta finalidade, tais como, um pequeno porte, sua natureza dócil, uma grande quantidade de plumas de boa qualidade e uma maior área de pele. Originou-se de três subespécies (*S. camelus australis*, *S. camelus camelus* e *S. camelus syriacus*) e é denominado de avestruz comercial (*Struthio camelus*, variedade *domesticus*). Os “Blue Neck” apresentam pescoço e a pele do macho adulto azulada e originaram-se das subespécies *S. camelus molybdophanes*,

S. camelus australis e seus híbridos. Já os avestruzes de pescoço e pele, macho adulto, vermelha, os “Red Neck”, surgiram das subespécies *S. camelus camelus*, *S. camelus syriacus*, *S. camelus massaicus* e seus híbridos (DEEMING, 1999; ELMÔR et al., 2004).

No Brasil a estrutiocultura inicia-se em maio de 1995, com a importação de doze filhotes de avestruzes provenientes da Itália (PORTELLA, 2006). Com o avançar deste novo empreendimento no país e a instalação de diversas fazendas de criação no Estado de São Paulo, aumentou intensamente a demanda no atendimento clínico e cirúrgico destes animais, requerendo do profissional médico veterinário maiores conhecimentos nesta área em expansão. Contudo, a escassez de literatura é ainda um grande problema na aquisição de maiores detalhes para a solução dos problemas na criação, fato este relacionado ao rápido desenvolvimento em um curto período de tempo. Em 2003, o rebanho nacional de avestruzes era de 120.000 animais no total e destes 45.000 pertencentes ao Estado de São Paulo (CARVALHO et al., 2004). Já em 2006, o número aumentou para 335.425 animais, sendo que 42% do plantel brasileiro concentram-se na região sudeste, ou seja, 139.995 aves. O Estado de São Paulo é o principal produtor do sudeste respondendo por 90% do plantel regional e com cerca de 40% do plantel brasileiro, portanto continua sendo o celeiro da produção nacional de avestruzes (MUNIZ, 2006).

Além disso, diversos procedimentos são realizados para a manutenção da sanidade dos animais, assim uma contenção eficaz e segura das aves se faz necessária na rotina. O uso de agentes anestésicos injetáveis, principalmente os mais empregados na medicina veterinária, possibilita a imobilização e manipulação dos animais

diminuindo a ocorrência de estresse e o risco de acidentes. Entretanto, ainda há poucos relatos de protocolos anestésicos para a contenção desta espécie e particularidades que possam interferir na administração dos fármacos.

Um aspecto da morfologia das aves muito discutido, porém com grandes divergências de sua importância, é a presença do sistema porta renal. As aves domésticas apresentam este sistema, constituído pelas veias portas renais craniais e caudais, que conduzem sangue para a divisão cranial e para as divisões média e caudal dos rins, respectivamente (KING, 1986; NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1977).

Na veia ilíaca comum, formada pela confluência das veias ilíaca externa e porta renal caudal, encontra-se, medialmente, na sua primeira porção, a valva porta renal (BAUMEL, 1986). Esta valva pode estar aberta ou fechada e este mecanismo parece depender, respectivamente, da atividade das fibras adrenérgicas ou colinérgicas presentes na mesma (AKESTER, 1970; AKESTER; MANN, 1969; BENNETT; MALFORS, 1975; BURROWS; BRAUN; DUCKLES, 1983). Portanto, quando a valva fecha uma maior parte do fluxo sanguíneo venoso dos membros pélvicos pode ser direcionado para o parênquima renal (BURROWS; BRAUN; DUCKLES, 1983; CRUZ et al, 2001; SHIMADA; STURKIE, 1973), modificando a excreção urinária (BLACKBURM; PRASHAD, 1990). Em papagaios (*Amazona aestiva*) observou-se subdose relativa e efeito inadequado da quetamina quando administrada na musculatura da coxa, o que pode indicar a eliminação renal do fármaco antes de atingir a circulação sistêmica, provavelmente devido à atuação do sistema porta renal (CRUZ et al., 2001).

As avestruzes apresentam o sistema porta renal semelhante às outras aves (BEZUIDENHOUT, 1999; CORNICK-SEAHORN, 1996; FOWLER, 1991; HUCHZERMEYER, 1998; OELOFSEN, 1977), mas quase não há relatos que levam em consideração o local de aplicação dos agentes anestésicos com relação aos efeitos obtidos pelos mesmos, apesar da citação da circulação porta renal como um sistema que possivelmente afete os fármacos administrados nos músculos dos membros pélvicos e da região lombossacra. Portanto, há necessidade de maiores informações com relação à interferência da via e local de administração nos efeitos dos fármacos que compõem o protocolo anestésico, principalmente para melhorar a qualidade no atendimento destes animais.

2 OBJETIVOS

- Caracterizar morfológicamente o sistema porta renal e sua relação com as veias dos membros pélvicos por meio de observações macroscópicas.
- Comparar o protocolo anestésico xilazina, tiletamina e zolazepam na contenção de avestruzes em relação à indução, recuperação, parâmetros cardiovasculares, respiratórios e temperatura quando administrado nos músculos da perna ou da asa.
- Fornecer dados sobre a influência do sistema porta renal quando administrado o protocolo anestésico xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura dos membros pélvicos.

3 REVISÃO DA LITERATURA

Os dados compilados da literatura, relativos às diferentes espécies de aves, com destaque para o grupo das ratitas, serão aqui apresentados em subcapítulos, os quais abordam respectivamente os aspectos morfológicos e funcionais da circulação porta renal e os agentes anestésicos dissociativos e associações para a contenção química.

3.1 SISTEMA PORTA RENAL

Nas aves domésticas, os rins estão dispostos simetricamente aos lados da coluna vertebral e dorsalmente em contato com a pelve e o sinsacro (KING, 1986; NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1977). Cada rim apresenta uma divisão cranial, uma divisão média e uma divisão caudal (BAUMEL et al., 1993; KING, 1986). Alguns autores empregam uma nomenclatura inadequada e os dividem em lobos cranial, médio e caudal (AKESTER, 1967; MAGRAS; ASTERIADIS, 1989; NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1977) e também em divisão anterior, média e posterior (SILLER; HINDLE, 1969). A artéria e veia ilíaca externa delimitam as divisões cranial e média do rim, enquanto entre as divisões média e caudal temos a artéria e veia isquiática (BAUMEL et al., 1993). King (1986) destaca apenas as artérias citadas para delimitar as divisões renais, já Nickel, Schummer e Seiferle (1977) não relatam a presença da veia isquiática na delimitação das divisões média e caudal. Para Siller

e Hindle (1969) as veias ilíaca externa e isquiática é que estabelecem a divisão dos rins em três regiões desiguais.

As ratitas apresentam os rins e ureteres semelhantes aos das outras aves. (FOWLER, 1991; HUCHZERMEYER, 1998). Os rins estão alojados simetricamente na depressão óssea ao longo da superfície ventral do sinsacro e são revestidos por peritônio. Eles possuem aparência granular, coloração marrom avermelhada, estendem-se da última costela até a pelve e apresentam as divisões cranial, média e caudal. Da última costela até a pelve encontra-se a divisão cranial dos rins com um formato mais oval (BEZUIDENHOUT, 1986, 1999). A divisão cranial do rim direito situa-se dorsolateralmente a veia cava caudal, enquanto a do rim esquerdo está dorsalmente ao proventrículo (BEZUIDENHOUT, 1986). Na linha média do sinsacro entre os dois acetábulos repousa a delgada divisão média, enquanto, estendendo-se do acetábulo até região média da pelve temos a maior divisão dos rins, a caudal. Os ureteres deixam a superfície caudomedial dos rins e abrem-se no urodeo (BEZUIDENHOUT, 1986, 1999).

Segundo Nickel, Schummer e Seiferle (1977), além da drenagem para a veia cava do sangue venoso proveniente dos rins, das gônadas, dos ductos deferentes ou ovidutos e dos ureteres, as aves domésticas apresentam um outro sistema venoso que drena o sangue das partes caudais do corpo para os rins. Este sistema é denominado de porta renal e seus constituintes são as veias porta renais (BAUMEL et al., 1993; KING, 1986; NICKEL, SCHUMMER; SEIFERLE, 1977). A veia femoral ao deixar a coxa e penetrar na pelve torna-se a veia ilíaca externa e esta, por sua vez, ao se unir à veia porta renal caudal forma a veia ilíaca comum. Próximo à

junção das veias íliaca externa e porta renal caudal, a veia porta renal cranial une-se a veia íliaca comum. Também é importante ressaltar que a veia isquiática une-se a veia porta renal caudal após entrar na pelve, mas antes uma grande parte do fluxo sanguíneo é desviada para a veia femoral por intermédio da anastomose isquiofemoral (BAUMEL, 1986; BAUMEL et al., 1993).

Desta forma, a porção mais cranial da veia porta renal caudal recebe sangue proveniente do membro pélvico, pelas veias isquiática e íliaca externa, já na sua porção caudal, as veias mesentérica caudal e íliaca interna (anastomose interíliaca) drenam o sangue da parede e vísceras pélvicas. Enquanto, cranialmente, a veia porta renal cranial anastomosa-se com o seio venoso vertebral interno, caudalmente, ela une-se à veia íliaca comum (AKESTER, 1967; BAUMEL, 1986; BAUMEL et al., 1993). Assim estas veias e anastomoses são os componentes, de acordo com Baumel et al. (1993) e King (1986), do anel venoso que caracteriza o sistema porta renal.

A veia renal caudal estende-se por todos os dois terços caudais do rim e ocupa um sulco na superfície ventral da divisão média, mas após atingir a divisão caudal penetra no parênquima renal (KING, 1986). Ela situa-se medial e paralelamente à veia porta renal caudal e drena a parte caudal da divisão cranial e as divisões média e caudal do rim. Seu término ocorre ao abrir-se na veia íliaca comum, medialmente à valva porta renal. A veia íliaca comum localiza-se entre as divisões cranial e média dos rins e drena para a veia cava caudal. O deslocamento da veia cava caudal para a direita torna a veia íliaca comum esquerda mais longa do que à direita (BAUMEL, 1986).

Magras e Asteriadis (1989), comparando a anatomia do sistema porta renal de patos (*Anās platyrhincos*) com galos (*Gallus domesticus*), afirmam que as principais diferenças encontradas nos patos foram: as veias porta renais craniais rudimentares, menor distância entre as veias porta renais caudais e na divisão caudal dos rins as veias porta renais caudais localizam-se mais superficialmente e ventralmente.

Bezuidenhout (1999) cita que no avestruz as veias da parede e vísceras pélvicas drenam para a veia ilíaca interna que se une à veia porta renal caudal. No entanto, mais cranialmente, a veia porta renal caudal recebe as veias isquiática e ilíaca externa do membro pélvico. Após a junção com a veia ilíaca externa, a veia porta renal caudal continua como ilíaca comum, que se anastomosa com a veia renal caudal, e então se une à ilíaca comum do lado oposto para formar a veia cava caudal.

Carretero et al. (1997) relatam a origem dos vasos do sistema porta renal, em embriões de galinha, a partir da veia cardinal posterior, que inicialmente supre apenas o tecido mesonéfrico como um vaso porta. No entanto, a região cranial do rim mesonéfrico apresenta dois vasos independentes: a veia porta mesonéfrica anterior e a veia porta metanéfrica cranial. A primeira, com origem na veia cardinal posterior, penetra no parênquima e conseqüentemente degenera-se com os mesonéfricos, já a segunda é exclusivamente um vaso metanéfrico que está conectada ao seio venoso vertebral. Quando a veia ilíaca externa e a veia isquiática começam a drenar para a veia cardinal posterior forma-se na região caudal do rim a veia porta mesonéfrica posterior que, posteriormente, desenvolve-se na veia porta metanéfrica caudal.

A valva porta renal é uma valva cônica ou cilíndrica e a sua abertura apresenta uma borda serrilhada, no pato e ganso ela é cônica e possui um óstio com borda irregularmente papilada (KING, 1986). A valva localiza-se no início da veia ilíaca comum lateralmente à abertura da veia renal caudal e medialmente a confluência da veia porta renal caudal na veia ilíaca externa (BAUMEL, 1986; KING, 1986; MACRAS; ASTERIADIS, 1989; MIRABELLA; ESPOSITO; PELAGALLI, 1996). Segundo Carretero et al (1997) no décimo quarto dia do desenvolvimento do embrião da galinha, a valva começa a apresentar uma morfologia típica, com dois sulcos que representam os dois folhetos de uma valva venosa. Assim, com o desenvolvimento da valva ocorre a conexão do sistema porta renal (aferente) com o sistema venoso eferente.

De acordo com Oelofen (1977), há três valvas porta renais, cônicas, em cada rim dos avestruzes. As veias ilíaca externa, isquiática e porta renal cranial drenam para uma região mais cranial e dilatada da veia porta renal caudal. Nesta região as valvas formam uma parede comum delimitada medialmente pela veia renal caudal e lateralmente pela dilatação cranial da veia porta renal caudal. O autor descreveu as valvas como anterior (maior tamanho), média e posterior, portanto não respeita a nomenclatura anatômica atual.

O sistema porta renal das aves pode desviar todo ou parte do fluxo sangüíneo para o tecido renal via três diferentes trajetos. Estes trajetos podem funcionar individualmente ou coletivamente e envolvem: a valva porta renal para a veia cava caudal; a veia porta renal caudal e a veia mesentérica caudal para o fígado; e a veia porta renal cranial e o seio venoso vertebral para a veia cava cranial. Portanto, há

evidências de atividade vasomotora nas veias do sistema porta renal, além do funcionamento das valvas (AKESTER, 1967).

Akester e Mann (1969), utilizando técnicas histoquímicas, demonstraram uma extensa inervação adrenérgica e colinérgica da valva porta renal em aves domésticas. Enquanto, a microscopia eletrônica da valva revelou a presença de axônios com vesículas de núcleo denso, presumindo serem de origem catecolaminérgica, juntamente com axônios sem estas vesículas que podem ser colinérgicos (AKESTER, 1970).

De acordo com Shimada e Sturkie (1973), a variação no fluxo sanguíneo da veia porta caudal indica a possível função contrátil da valva porta renal, já que a acetilcolina reduziu o fluxo de sangue, enquanto a noradrenalina levou a abertura da valva. Observaram, também, neste estudo, o fluxo sanguíneo bidirecional na veia mesentérica caudal. Bennett e Malfors (1975) realizaram a estimulação elétrica da inervação intrínseca da valva porta renal “in vitro” e demonstraram a presença de fibras inibitórias noradrenérgicas e excitatórias colinérgicas, sendo que estas podem estar envolvidas no controle do retorno venoso.

Embora, a valva apresente inervação autonômica, estudos em galinhas “in vivo” indicam que a mesma não pode ser completamente fechada por agentes colinérgicos (STURKIE; DIRNER; GISTER, 1978) e demonstram que as variações do fluxo sanguíneo nos vasos do sistema porta renal independem da função da valva (STURKIE; ABATI, 1975).

Segundo Odland (1978), as mudanças na distribuição do fluxo sanguíneo do sistema porta renal é o efeito de reajustes hemodinâmicos, onde se destacam a veia mesentérica caudal e o sistema porta hepático. Mirabella, Espósito e Pelagalli (1996) relatam que em patos a circulação porta renal funciona com uma pressão sanguínea mais elevada do que o sistema venoso sistêmico e que a valva porta regula sua abertura de forma que mantenha uma pressão constante e fluxo contínuo nas veias porta, conseqüentemente evita-se danos ao parênquima renal causados por elevação na pressão.

Em perus, Palmore e Ackerman (1985), investigaram o efeito da adrenalina na circulação porta renal, assim, notou-se aumento do fluxo sanguíneo dos membros pélvicos para os rins e vísceras abdominais sem o envolvimento funcional das valvas.

Fowler (1991) cita que apesar da função do sistema porta renal nas ratitas ainda não ser bem esclarecida, ocorre regulação do fluxo de sangue venoso nos rins pela inervação autonômica. Nos avestruzes a presença de seis valvas, em vez das duas encontradas nas outras espécies de aves, parece enfatizar sua possível importância no controle do fluxo sanguíneo porta renal (BEZUIDENHOUT, 1999; HUCHZERMEYER, 1998).

3.2 ANESTESIA DISSOCIATIVA E CONTENÇÃO QUÍMICA

Há diversos fármacos empregados como agentes pré-anestésicos e que também podem ser associados a outros agentes, como os anestésicos dissociativos, para compor protocolos de indução anestésica e de contenção química em avestruzes.

A xilazina estimula os receptores alfa 2 adrenérgicos pré-sinápticos impedindo a liberação de noradrenalina tanto no sistema nervoso central como no periférico. Apresenta rápida distribuição, principalmente para o sistema nervoso central, e biotransformação, sendo eliminada pela via renal. Em nível central os efeitos observados são: sedação, hipnose, relaxamento muscular, ataxia, analgesia, depressão do centro vasomotor e aumento do tono vagal como atividade dos barorreceptores; enquanto os efeitos periféricos são: bradicardia, bloqueio cardíaco de segundo grau; inicialmente aumento transitório da pressão arterial, seguida de queda moderada; aumento da pressão venosa central; redução da frequência respiratória e do volume corrente; e relaxamento da musculatura do trato respiratório superior (SPINOSA; GÓRNIK, 2002).

As doses de xilazina empregadas para promover sedação e até mesmo na tentativa de produzir imobilização de ratitas foram descritas por Cornick-Seahorn (1996) e Tully (1998) como: 0,2 a 1,0 mg/kg, intramuscular (i.m.) (Sedação); 1,0 a 2,2 mg/kg, i.m. (Imobilização); 0,4 a 0,9 mg/kg, i.m.; e 1500 mg (Dose total administrada em um adulto). Gisleider (1998) cita a dose de 0,2 a 2 mg/kg pela via intramuscular dependendo do grau de sedação desejado. Ludders e Mattheus (1996) indicam a

dose de 1 a 2 mg/kg na medicação pré-anestésica, pela via intramuscular, para ratitas adultas e saudáveis. Esta dose parece facilitar o manejo, a colocação de cateter e a indução da anestesia, mas em animais doentes pode produzir excessiva depressão cardiovascular. Cornick-Seahorn (1996) afirma que a xilazina apresenta um efeito depressor cardiorrespiratório significativo em ratitas sendo contra-indicada nas aves debilitadas e como agente pré-anestésico nos animais submetidos à anestesia geral inalatória, já que o efeito depressor pode ser potencializado.

O uso isolado de xilazina na dose média de 1,38 mg/kg pela via intravenosa (i.v.) promoveu sedação leve e pouca ataxia em sete avestruzes pesando entre 37 e 71 kg (4 a 8 meses de idade). A anestesia foi induzida com alfaxalona/alfadolona (dose média de 2,15 mg/kg, i.v.) e mantida com isoflurano; inicialmente observou-se bradicardia em todos os animais apesar dos relatos da ausência deste efeito da xilazina nas aves (CULLEN et al., 1995).

A detomidina, medetomidina e romifidina também são agonistas dos receptores alfa 2 adrenérgicos, e possuem, assim, efeitos farmacológicos qualitativamente similares aos da xilazina (SPINOSA; GÓRNIK, 2002). As doses de 1,5 mg/kg de detomidina e 0,1 mg/kg de medetomidina pela via intramuscular são relatadas por Cornick-Seahorn (1996) e Tully (1998) em ratitas. O maior benefício da detomidina é relatado como sendo a analgesia gastrointestinal, mas seus efeitos sedativos não são bem conhecidos (CORNICK-SEAHORN, 1996). Segundo Van Heerden e Keffen (1991) quatro avestruzes jovens que receberam a medetomidina por via intramuscular não apresentaram sinais de imobilização. O mesmo é relatado por Ostrowski e Ancrenaz

(1995) em dois avestruzes selvagens quase adultos que receberam dardos com duas gramas deste fármaco e não manifestaram efeitos de sedação.

Seis avestruzes selvagens (*Struthio camelus camelus*) adultos receberam dardos contendo a associação de etorfina (8 a 9 mg) e medetomidina (4 a 8 mg), após uma média de oito minutos da aplicação ocorreu a completa imobilização dos animais. A sedação apesar de profunda foi de curta duração permitindo manipulações simples e dentro de oito a dezesseis minutos. O relaxamento muscular foi de boa qualidade e raramente ocorreram movimentações. A diprenorfina (15 a 25 mg) e atipamazole (5 a 20 mg) aplicados por via intravenosa reverteram à imobilização entre um a cinco minutos, mas as primeiras tentativas de levantar foram violentas e as aves não apresentavam coordenação caindo novamente (OSTROWSKI; ANCRENAZ, 1995).

O diazepam e o midazolam são os benzodiazepínicos mais utilizados na Medicina Veterinária devido aos seus efeitos miorrelaxante, ansiolítico, sedativo/hipnótico e anticonvulsivante. Estes fármacos ligam-se ao seu sítio no receptor GABA_A modificando sua conformação o que aumenta a afinidade pelo neurotransmissor GABA e, conseqüentemente, ocorre a abertura do canal e entrada do íon cloreto para dentro do neurônio. Esta hiperpolarização da membrana pós-sináptica impede a passagem do estímulo nervoso (SPINOSA; GÓRNIK, 2002). O zolazepam é um potente benzodiazepínico que, comercialmente, está associado a tiletamina (FANTONI; CORTOPASSI; BERNARDI, 2002). A dose do diazepam em ratas é de 0,1 a 0,3 mg/kg, i.v., 0,22 a 0,44 mg/kg, i.m., e de 0,5 a 1 mg/kg, i.m. (CORNICK-SEAHORN, 1996; TULLY, 1998). Gilsleider (1998) relata a dose de 0,3 mg/kg pela via intravenosa e que sua associação com a xilazina pela via intramuscular promove

sedação de 15 a 30 minutos para pequenos procedimentos. Ludders e Mattheus (1996) indicam o diazepam (0,4 a 1,0 mg/kg, i.m.) em ratitas doentes ou debilitadas e que sua associação com xilazina deve ser empregada nas aves saudáveis. Cornick-Seahorn (1996) e Tully (1998) citam a dose de 0,15 mg/kg de midazolam pela via intramuscular. De acordo com Cornick-Seahorn (1996) o diazepam e o midazolam promovem mínimos efeitos sobre o sistema cardiorrespiratório e são seguros nos animais debilitados, sendo que o segundo fármaco apresenta a vantagem de ser absorvido mais rapidamente pela via intramuscular. O midazolam na dose de 0,4 mg/kg pela via intramuscular também é indicado como um agente pré-anestésico efetivo (LUDDERS; MATTHEUS, 1996), mas não é economicamente viável sua utilização em avestruzes adultos (CORNICK-SEAHORN, 1996; LUDDERS; MATTHEUS, 1996).

A captura de vinte avestruzes selvagens utilizando-se para imobilização dardos contendo uma dose total de 3 mg de carfentanil e 150 mg de xilazina. Em três animais adultos empregou-se uma dose total de 3,3 mg de carfentanil isolado e verificou-se uma fase inicial com intensa agitação antes do decúbito, já as aves que receberam a associação apresentaram uma excitação menos pronunciada e uma imobilização mais segura e rápida. A administração, por via intravenosa, de naltrexona (300mg) e ioimbina (0,125 mg/kg) promoveu reversão completa e um rápido retorno da postura em estação. Os autores sugerem que o aumento na dose de carfentanil pode reduzir a excitação e produzir uma imobilização mais segura (RAATH; QUANDT SYBILLA; MALAN, 1992).

O uso de carfentanil (0,3 mg/kg, i.m.) em um avestruz adulto resultou em extrema agitação por cinco minutos, enquanto uma outra ave que recebeu este opióide (0,15 mg/kg, i.v.) após a administração de xilazina (0,5 mg/kg, i.m.), apresentou uma indução mais tranqüila. Ambas apresentaram apnéia durante e após a manutenção da anestesia com isoflurano, assim optou-se pela administração de antagonistas opióides na tentativa de melhorar a qualidade da recuperação do animais (CORNICK; JENSEN, 1992).

A administração de xilazina e butorfanol promoveu redução na freqüência cardíaca das ratitas. Este efeito pode ser atribuído ao mecanismo de ação da xilazina, mas o autor ressalta como um efeito sinérgico entre os dois fármacos. Duas aves apresentaram bradicardia intensa (16 e 18 batimentos/minuto) durante a manutenção da anestesia com isoflurano e a administração de atropina foi efetiva em apenas uma. A depressão cardíaca parece estar relacionada ao uso da xilazina, ou a sua combinação com o butorfanol, como medicação pré-anestésica, mas devem-se considerar as condições preexistentes nos animais, uma ave apresentava prolongada retenção de ovo e a outra laceração no pescoço (LIN et al., 1997).

A atropina (0,035 mg/kg, i.m.) e o glicopirrolato (0,011 mg/kg, i.v.) são indicados quando a freqüência cardíaca diminui abaixo de 30 a 35 batimentos por minuto ou se ocorre uma queda brusca. A administração dos anticolinérgicos também deve ser baseada na qualidade de pulso e coloração das mucosas (CORNICK-SEAHORN, 1996).

Os antagonistas são relatados para a reversão dos efeitos dos opióides, agonistas alfa 2 adrenérgicos e benzodiazepínicos. Os fármacos empregados em ratitas como antagonistas são para os opióides a diprenorfina, a naloxona e a naltrexona; já para os agonistas α_2 adrenérgicos temos a ioimbina e o atipamazole (CORNICK-SEAHORN, 1996; HUCHZERMEYER, 1998). O flumazenil é menos utilizado por seu custo e também pelos mínimos efeitos colaterais provocados pelos benzodiazepínicos (CORNICK-SEAHORN, 1996).

A anestesia dissociativa é representada por dois derivados da fenciclidina, a quetamina e a tiletamina. São fármacos amplamente empregados por possuírem elevada margem de segurança; podem ser administrados por outras vias além da intravenosa e podem ser utilizados em diversas espécies de animais domésticos e silvestres. No tipo de anestesia conferida por estes fármacos observa-se: permanência dos reflexos protetores e olhos abertos; pupilas midriáticas; ausência de relaxamento muscular e hipertonia muscular; sialorréia; taquicardia; aumento do débito cardíaco; elevação da pressão arterial e intracraniana; aumento da pressão intra-ocular; depressão dose-dependente do sistema respiratório; diminuição da frequência respiratória e volume minuto, tornando a respiração arritmica e caracterizada como apnêustica; analgesia intensa no sistema músculo esquelético; e podem ocorrer movimentos involuntários bruscos durante o ato operatório, sem a presença de dor. A recuperação da anestesia pode ocorrer de forma súbita e acompanhada de excitação com manifestações de delírio e alucinações (FANTONI; CORTOPASSI; BERNARDI, 2002).

A quetamina é o agente injetável mais utilizado e amplamente proposto como anestésico para uma grande variedade de espécies de aves (GUIMARÃES; MORAES, 2000; LUDDERS; MATTHEUS, 1996), dentre elas destaca-se os avestruzes (BARREIRO et al., 2002; CORNICK; JENSEN, 1992; CORNICK-SEAHORN, 1996; GANDINI et al., 1986; GILSLEIDER, 1998; GUIMARÃES; MORAES, 2000; HONNAS et al., 1991; HONNAS et al., 1993; HUCHZERMEYER, 1998; KOMNENOU et al., 2003; LUDDERS; MATTHEUS, 1996; MCCLURE, 1995; OSTROWSKI; ANCRENAZ, 1995; SAROGLU; YUCEL; AKTAS, 2003), principalmente para procedimentos de curta duração e que exigem contenção mais segura dos animais. Contudo, a quetamina é excretada através dos túbulos renais, assim quando for administrada nos músculos dos membros pélvicos dos avestruzes pode ocorrer sua eliminação antes de atingir a circulação geral, impedindo o seu efeito (FOWLER, 1991). De acordo com Ludders e Mattheus (1996), a influência do sistema porta renal sobre o efeito dos fármacos anestésicos não é provavelmente importante, já que se a primeira dose não produzir os efeitos desejados, uma dose menor pode ser repetida até o resultado satisfatório. Cruz et al. (2001) sugerem que se deve evitar a administração de fármacos, que são excretados por via renal, nos músculos da coxa das aves, tendo em vista a observação de dois papagaios que não manifestaram sinais clínicos de anestesia utilizando a quetamina por esta via. Cornick-Seahorn (1996) afirma que ainda é necessário avaliar a função do sistema porta renal sobre os fármacos aplicados nos músculos dos membros pélvicos e região lombossacra. O requerimento de doses elevadas e a curta duração dos efeitos dos fármacos, tais como, a etorfina em avestruzes, demonstram que a circulação porta renal e a alta taxa metabólica das ratitas podem ter um efeito significativo sobre o metabolismo e a excreção dos agentes anestésicos.

Há várias complicações associadas ao uso da quetamina em aves como relaxamento muscular inadequado, grau de analgesia questionável, recuperação prolongada, salivação excessiva, tremores, bater de asas, recuperação violenta e convulsões. Essas ocorrências podem ser amenizadas por meio da associação de diazepam intravenoso ao protocolo, contenção manual adequada à espécie e manutenção do animal em ambiente tranquilo (GUIMARÃES; MORAES, 2000). Em ratitas, este agente dissociativo levou a excitação durante a indução e recuperação e comportamento convulsivo na recuperação. O seu uso isolado pela via intramuscular ou intravenosa é um método inaceitável para induzir anestesia nestes animais (CORNICK-SEAHORN, 1996). A administração de xilazina (0,5 a 1,0 mg/kg, i.m.) seguida por quetamina (2 a 10 mg/kg, i.v.) promoveu uma indução dentro de 30 segundos após a injeção e duração da anestesia de 10 a 30 minutos, um resultado similar é observado com a combinação do diazepam (0,2 a 0,3 mg/kg, i.v.) e da quetamina (2 a 10 mg/kg, i.v.) (GILSLEIDER, 1998).

Em dois emus adultos (38 e 40 kg) após três a cinco minutos da administração de quetamina (25mg/kg, i.m.) observaram-se ataxia, tremores e decúbito aos dez minutos, contudo não promoveu plano anestésico para realização de cirurgia permitindo apenas procedimentos menores. Assim, os animais receberam mais quetamina (5 a 8mg/kg) pela via intravenosa até um plano cirúrgico adequado e reaplicações de 5mg/kg foram realizadas em intervalos de aproximadamente dez minutos, quando as aves apresentavam movimentos de cabeça e aumento da frequência respiratória (GRUBB, 1983).

Há diversos protocolos para contenção e indução de anestesia para ratitas com a utilização de quetamina associada a outros fármacos como: xilazina (CORNICK; JENSEN, 1992; CORNICK-SEAHORN, 1996; GANDINI et al., 1986; GILSLEIDER, 1998; GUIMARÃES; MORAES, 2000; HUCHZERMEYER, 1998; LUDDERS; MATTHEUS, 1996; MATTHEWS; BURBA; CORNICK, 1991), diazepam (BARREIRO et al., 2002; CORNICK; JENSEN, 1992; CORNICK-SEAHORN, 1996; GILSLEIDER, 1998; HONNAS et al., 1991; HONNAS et al., 1993; KOMNENOU et al., 2003; LUDDERS; MATTHEUS, 1996; MCCLURE et al., 1995; SAROGLU; YUCEL; AKTAS, 2003), midazolam (BARREIRO et al., 2002; HONNAS et al., 1993; LUDDERS; MATTHEUS, 1996), azaperone (LUDDERS; MATTHEUS, 1996), xilazina/diazepam (CORNICK; JENSEN, 1992; HONNAS et al., 1991; LUDDERS; MATTHEUS, 1996), levomepromazina (BARREIRO et al., 2002), climazolam (KOMNENOU et al., 2003), etorfina (HUCHZERMEYER, 1998; OSTROWSKI; ANCRENAZ, 1995), alfaxolona/alfadolona (GANDINI et al., 1986). Estas associações foram realizadas com o propósito de melhorar a qualidade da indução e recuperação dos animais, além de evitar as várias complicações relacionadas ao emprego da quetamina.

De acordo com Cornick e Jensen (1992), a administração da quetamina associada ao diazepam, com ou sem a utilização de xilazina como medicação pré-anestésica em três avestruzes, resultou em recuperação de boa qualidade, mas duas aves apresentaram indução inadequada. É importante destacar que o animal que apresentou a indução suave e segura apresentava-se debilitado, magro e com 6% de desidratação no momento do procedimento.

Mcclure et al. (1995) relatam a administração do diazepam (0,3 mg/kg, i.v.) como agente pré-anestésico, após cinco minutos a indução com quetamina (7 mg/kg, i.v.) e manutenção com isoflurano em um avestruz (9 meses de idade e 49 kg) submetido a reparação cirúrgica da traquéia pós-trauma. Saroglu, Yucel e Aktas (2003) descrevem um caso de conjuntivite granulomatosa, em uma ave adulta, tratada com excisão cirúrgica. Após a administração de diazepam (1 mg/kg, i.v.), a anestesia foi realizada com quetamina (19 mg/kg, i.v.) e mantida com halotano a 3%. Honnas et al. (1993) citam a indução anestésica com diazepam ou midazolam (0,4 mg/Kg, i.m. ou i.v.) seguida por quetamina (4 a 6 mg/kg, i.v.) e manutenção da anestesia geral com isoflurano para o tratamento cirúrgico de quatro emus com retenção de ovos. Estes protocolos parecem oferecer uma indução rápida e desprovida de excitação favorecendo seu uso em animais traumatizados e muito debilitados.

Em avestruzes tratados com a associação levomepromazina (0,25 mg/kg), diazepam (0,2 mg/kg) e quetamina (2 mg/kg) observou-se um período hábil anestésico maior que nas aves tratadas com levomepromazina (0,25 mg/kg), midazolam (0,2 mg/kg) e quetamina (2 mg/kg). Em ambos os protocolos, os fármacos foram associados na mesma seringa e aplicados pela via intravenosa. Quanto aos períodos de latência e de recuperação, não houve diferenças significativas entre os tratamentos. A frequência cardíaca, frequência respiratória e temperatura cloacal tiveram o mesmo comportamento entre os dois protocolos (BARREIRO et al., 2002).

A bradicardia foi observada por Cornick e Jensen (1992) em um avestruz adulto pré-tratado com xilazina (0,9 mg/kg, i.m.) e indução da anestesia realizada com a associação de quetamina (4,8 mg/kg, i.v.) e xilazina (0,03 mg/kg, i.v.); mas o mesmo

efeito não ocorreu em uma ave que recebeu a xilazina (0,44 mg/kg, i.m.) e a anestesia foi induzida com quetamina (2,8 mg/kg, i.v.) e diazepam (0,15 mg/kg, i.v.). Portanto, a depressão cardíaca no primeiro animal deve-se a elevada dose de xilazina, mas, segundo os autores, ainda não é possível uma conclusão definitiva quanto ao efeito deste fármaco nos avestruzes, tendo em vista o pequeno número de animais e as diversas variáveis associadas com este estudo clínico.

A contenção química de cinco *Struthio camelus camelus* adultos com dardos da associação de etorfina (5 a 9 mg/kg, i.m.) e quetamina (120 a 180 mg/kg) mostrou uma média de doze minutos entre a aplicação e a completa imobilização. A sedação apesar de profunda foi de curta duração permitindo manipulações simples e dentro de oito a dezesseis minutos. Houve relaxamento muscular de boa qualidade e raramente ocorreram movimentações. A administração de diprenorfina (12 a 30 mg/kg, i.v.) promoveu recuperação entre um a cinco minutos, mas as primeiras tentativas de levantar foram violentas e as aves não apresentavam coordenação caindo novamente (OSTROWSKI; ANCRENAZ, 1995).

Em quatro avestruzes, pesando entre 7 e 15 kg, administrou-se a associação de xilazina (1 mg/kg, i.v.) e quetamina (5 mg/kg, i.v.) e em seguida alfaxolona/alfadolona até atingir o plano de anestesia caracterizado pela perda do reflexo pedal. Ocorreu aumento da frequência respiratória e redução da temperatura cloacal. Já a frequência cardíaca apresentou inicialmente diminuição com a xilazina/quetamina, mas após alfaxolona/alfadolona houve aumento progressivo até o final da anestesia. A recuperação foi suave em dois animais, enquanto os outros apresentaram opistótono e movimentos de pedalar (GANDINI et al., 1986).

A indução com xilazina e quetamina em um avestruz mostrou-se razoável, mas a recuperação foi ruim, sendo indicada a administração do diazepam ao final do procedimento (CORNICK; JENSEN, 1992). Uma ave adulta que recebeu na indução a associação xilazina (0,45 mg/kg, i.m.) e quetamina (25 mg/kg, i.m.) apresentou no decorrer da anestesia geral com isoflurano, hipertensão e complexos prematuros ventriculares, provavelmente devido a dor e ao estresse (MATTHEWS; BURBA; CORNICK, 1991).

De acordo com Gilsleider (1998) a tiletamina/zolazepam (5 mg/kg, i.m. ou i.v.) é o agente de escolha para a indução anestésica de ratitas de um ano de idade a adultos. O decúbito ocorre suave, dentro de 15 a 20 segundos, e a recuperação em aproximadamente 15 a 20 minutos, mas a administração intramuscular pode resultar em indução demorada e de qualidade ruim. A reaplicação pode ser realizada para prolongar a duração da anestesia. Guimarães e Moraes (2000) citam a dose de 2 a 6 mg/kg, i.v., ou 4 a 10 mg/kg, i.m., para as ratitas, enquanto Huchzermeyer (1998) relata o emprego da tiletamina/zolazepam nas respectivas doses de 2 a 8 mg/kg, i.v., 3,7 mg/kg, i.v., e 4 a 12 mg/kg, i.m. para induzir anestesia e posterior manutenção com agentes inalatórios. Perelman (1999) afirma que a tiletamina/zolazepam (2 a 8 mg/kg, i.v.) pode induzir anestesia em 15 segundos com uma duração aproximada de 30 minutos, mas sugere que a manutenção seja realizada com halotano ou isoflurano, ambos na concentração de 2 a 4%. Cornick-Seahorn (1996) citam a dose de tiletamina/zolazepam pela via intramuscular de 2 a 20 mg/kg e pela via intravenosa de 1 a 3 mg/kg e relata a necessidade de doses mais elevadas para emus e emas.

Lin et al. (1997) relata que em emus e avestruzes a associação xilazina e butorfanol promoveu sedação adequada para proceder à indução com isoflurano ou a administração de tiletamina/zolazepam, mas para as emas não se observou o mesmo resultado sendo necessário um aumento na dose dos fármacos. Ainda ressalta que esta medicação pré-anestésica facilitou a manipulação e reduziu o estresse das aves durante a administração intravenosa da tiletamina/zolazepam.

Segundo Van Heerden e Keffen (1991), avaliando a associação tiletamina/zolazepam aplicada isolada, pela via intramuscular, em quinze avestruzes jovens distribuídos em quatro grupos e recebendo as doses de 5, 10, 15 e 20 mg/kg de peso corpóreo, observaram correlação positiva significativa entre o aumento da dose e o tempo de imobilização, mas o mesmo não ocorreu entre a dose e o tempo de latência para imobilização.

A pressão arterial permaneceu baixa nas ratitas sedadas com xilazina e butorfanol e anestesiadas com isoflurano ou com tiletamina/zolazepam e isoflurano; no entanto, as aves anestesiadas apenas com isoflurano apresentaram elevação na pressão arterial e frequência cardíaca, mas não se observou contrações ventriculares prematuras (LIN et al., 1997). Hipertensão ocorreu em um avestruz adulto, após a aplicação de torniquete no membro pélvico para realização de um procedimento cirúrgico ortopédico. Este animal foi induzido com diazepam (0,1 mg/kg, i.m.) e tiletamina/zolazepam (4,4 mg/kg, i.m.) e mantido com isoflurano (CORNICK-SEAHORN et al., 1995).

Lin et al. (1997) afirma que a administração da tiletamina/zolazepam não reduziu a bradicardia induzida pela associação xilazina e butorfanol, apesar do possível efeito simpatomimético da tiletamina. Van Heerden e Keffen (1991) observaram aumento da frequência cardíaca em um grupo de quatro avestruzes jovens tratadas com tiletamina/zolazepam isolada na dose de 20 mg/kg de peso corpóreo, pela via intramuscular.

De acordo com Lin et al. (1997) a tiletamina/zolazepam administrada por via intravenosa em dez ratitas promoveu anestesia suave e decúbito entre um a dois minutos. Já em uma ema que recebeu o mesmo anestésico pela via intramuscular, não ocorreu o decúbito e a reaplicação se fez necessária. . Cornick e Jensen (1992) relatam que a administração de tiletamina/zolazepam (3,7 mg/kg, i.v.) em uma avestruz adulta promoveu uma indução suave e decúbito esternal em uma hora, mas a recuperação foi ruim sendo necessária à sedação com diazepam (0,2 mg/kg, i.m.) após a cirurgia. Neste caso os autores discutem que a dose administrada foi maior que a calculada inicialmente (2,2 mg/kg), assim este fato somado a curta duração do procedimento pode ter ocasionado uma recuperação ruim. Além disso, é possível que a metabolização do zolazepam ocorra rapidamente nesta espécie o que justificaria a administração de benzodiazepínicos para melhorar a qualidade da recuperação. Este fato, conforme relata Fantoni, Cortopassi e Bernardi (2002), também é verificado em cães onde a meia-vida plasmática da tiletamina é de 1,2 hora, mas apenas de uma hora para o zolazepam. Portanto, na recuperação pode-se observar excitação com vocalizações, hipertonia muscular e até mesmo convulsões.

O uso rotineiro do diazepam para suavizar a recuperação das aves que receberam tiletamina/zolazepam é citado por Cornick e Jensen (1992), Cornick-Seahorn (1996), Gilsleider (1998) e Lin et al. (1997). Administrou-se diazepam (0,13 a 0,41 mg/kg, i.v.) em dez de doze ratitas anestesiadas com tiletamina/zolazepam (LIN et al., 1997). Uma recuperação suave após o uso de agentes injetáveis pode ser obtida com a administração do diazepam (0,2 a 0,2 mg/kg, i.v.) durante o período de recuperação, ou a azaperona (1 a 2 mg/kg, i.m.) depois da indução. A manutenção do animal em posição esternal, a colocação do capuz na cabeça encobrindo os olhos e a limitação dos seus movimentos também são importantes para melhorar a recuperação (PERELMAN, 1999).

O aumento da atividade motora e a hipertonicidade muscular observadas após a utilização da quetamina estão relacionadas à capacidade deste agente derivado da fenciclidina em aumentar a concentração cerebral de dopamina e serotonina. Esta observação também é relatada com o emprego da tiletamina/zolazepam, em cavalos, durante a recuperação da anestesia, onde se verifica rigidez muscular nas extremidades, principalmente dos membros pélvicos com apoio característico em pinça. Já em cães e gatos é freqüente uma recuperação acompanhada de excitação intensa com o emprego deste agente dissociativo (FANTONI; CORTOPASSI; BERNARDI, 2002).

Lin et al. (1997) relata períodos transitórios de apnéia em uma ave anestesiada com xilazina, butorfanol, tiletamina/zolazepam e isoflurano e em outra que recebeu tiletamina/zolazepam e isoflurano. Cornick e Jensen (1992) também observaram apnéia em uma avestruz adulta após a administração intravenosa de

tiletamina/zolazepam e sua persistência durante a manutenção com isoflurano, contudo esta ocorrência parece estar relacionada à dose elevada dos fármacos administrados combinada à anestesia inalatória.

Na literatura relatam-se diversos protocolos para contenção e indução da anestesia em avestruzes submetidos a tratamento cirúrgico de impactação do pró-ventrículo e/ou ventrículo, ou seja, a proventriculotomia e/ou ventriculotomia. Entre os agentes empregados em grande parte estão inclusos os anestésicos dissociativos. Assim é importante destacar seu uso em afecções cirúrgicas que comprometem a homeostase do organismo o que pode demonstrar a segurança destes fármacos. Um avestruz, fêmea, dois anos de idade e pesando 70 kg foi imobilizada com etorfina (2 mg, i.m.) para avaliação radiográfica, em seguida administrou-se diprenorfina (4 mg, i.v.) e dentro de três minutos o animal levantou. A ventriculotomia, para a remoção dos corpos estranhos, foi realizada na manhã seguinte. O animal recebeu etorfina (1,5 mg, i.m.) e após 20 minutos posicionou-se em decúbito esternal, sendo induzida e mantida a anestesia cirúrgica com isoflurano. No término do procedimento administrou-se diprenorfina (3 mg, i.v.) para melhorar a qualidade da recuperação. A imobilização e sua reversão foram de boa qualidade e rápidas mesmo com o emprego de doses mais baixas dos fármacos, já que a ave apresentava-se debilitada (JACOBSON et al., 1986).

De acordo com Honnas et al. (1991) a anestesia foi induzida em sete avestruzes (seis adultos e um jovem) submetidos à proventriculotomia, mas cada ave recebeu uma das seguintes associações: diazepam (0,22 mg/kg, i.v.) e quetamina (4,4 mg/Kg, i.v.); xilazina (0,44 mg/kg, i.m.), diazepam (0,15 mg/kg, i.v.) e quetamina (2,8

mg/kg, i.v.); tiletamina/zolazepam (3,7 mg/kg, i.v.); carfentanil (0,015 mg/kg, i.v.); e xilazina (0,5 mg/kg, i.v.) e carfentanil (0,015 mg/kg, i.v.). Destes protocolos, apenas a tiletamina/zolazepam e xilazina-carfentanil promoveram sedação adequada que permitiu a intubação endotraqueal sem o fornecimento de isoflurano por máscara. Em uma ave debilitada a indução com diazepam e quetamina possibilitou a realização da intubação e em outra se procedeu à indução com isoflurano devido ao seu pequeno porte (7,27 kg).

Shwaluk e Finley (1995) relatam o uso da azaperona (27 mg/kg, i.m.) como medicação pré-anestésica e o halotano para a indução e manutenção de um avestruz de dezesseis dias de idade, pesando 1,5 kg, submetido a proventriculotomia. Enquanto Krautwald-Junghanns et al. (1999) descrevem o caso de ave adulta, com peso estimado em 100 kg e muito debilitada, que recebeu diazepam (1 mg/kg, i.m.), resultando em mínima sedação, mas que permitiu sua manipulação. O posicionamento em decúbito dorsal só tornou-se possível vinte minutos após o início da indução com isoflurano a 5% em oxigênio. Havia perfuração na parede do ventrículo devido à presença de pregos entre os corpos estranhos removidos pelo procedimento cirúrgico.

Kommenou et al. (2003) relatam que em cinco avestruzes (6 a 12 meses de idade), diazepam (0,2 a 0,5 mg/kg) e quetamina (6 mg/kg) foram associados na mesma seringa e administrados pela via intravenosa para induzir a anestesia, enquanto em uma ave adulta (3 anos de idade), usou-se climazolam (1mg/kg) e quetamina (6mg/kg). A anestesia geral foi mantida com halotano não ocorrendo complicações e demonstrou ser adequada ao tratamento cirúrgico de impactação gástrica.

4 MATERIAL E MÉTODO

Antes do início da descrição metodológica desta pesquisa, é importante ressaltar que a metodologia empregada encontra-se dentro das normas de bioética de experimentação animal da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo, como consta em documento número 487 / 2004. O experimento foi dividido em duas etapas. Na primeira etapa realizou-se o estudo anatômico do sistema porta renal e na segunda a contenção química dos avestruzes.

4.1 ESTUDO ANATÔMICO DO SISTEMA PORTA RENAL

Para a realização do referido estudo, utilizaram-se seis avestruzes (*Struthio camelus*, variedade *domesticus*), três machos e três fêmeas, com sete a 12 meses de idade, pesando entre 15 e 65 kg. Os animais foram doados pelos criatórios Vereda dos Avestruzes em Corumbataí, São Paulo; Império dos Avestruzes em Atibaia, São Paulo; e War Ranch em Sorocaba, São Paulo.

Após o procedimento de eutanásia das aves, com sobredose anestésica de tiopental sódico¹, realizou-se, em cinco animais, a identificação, dissecação e canulação das

¹ Thiopentax - Cristália

veias femorais no sentido de drenagem e procedeu-se à lavagem do sistema venoso com solução fisiológica aquecida. Em seguida foi injetada solução aquosa corada de látex², utilizando-se seringa descartável e sob pressão manual moderada até a visualização dos vasos repletos. Posteriormente as peças foram fixadas, mediante a aplicação subcutânea, intramuscular e intracavitária de solução aquosa de formol a 10%, sendo, em seguida, imersas em recipientes contendo a mesma solução por no mínimo 72 horas, quando então puderam ser dissecadas.

Os exemplares foram dissecados, valendo-se de instrumentos cirúrgicos adequados e, em seguida, retirou-se os rins para visualização dos componentes do sistema porta renal. Em uma das aves, após a eutanásia, procedeu-se à retirada dos rins para a localização, colheita e fixação das valvas portais renais em formol a 10%.

Para a padronização dos termos anatômicos utilizados nas descrições dos resultados, empregou-se a Nômina Anatômica Avium (BAUMEL et al., 1993). As dissecações e colheita de material foram acompanhadas pela tomada de algumas imagens fotográficas digitais e elaboração de esquemas representativos, visando à ilustração e comprovação dos resultados.

² Látex Altamira LTDA.

4.2 CONTENÇÃO QUÍMICA DOS AVESTRUZES

Após o estudo anatômico do sistema porta renal, realizou-se a contenção química dos avestruzes, com o objetivo de verificar a influência da circulação porta renal sobre os fármacos empregados no protocolo anestésico.

4.2.1 Animais

Foram utilizados seis avestruzes (*Struthio camelus*, variedade *domesticus*), três machos e três fêmeas, com oito a 12 meses de idade, pesando entre 60 e 85 kg, média $72,5 \pm 9,35$ kg. O experimento foi realizado no criatório Vereda dos Avestruzes, Corumbataí, São Paulo. Os animais foram capturados e posteriormente encapuzados, utilizando-se de gorros escuros, eliminando os estímulos visuais no decorrer da manipulação, o que os tornou mais facilmente manipuláveis.

4.2.2 Contenção Física

Os animais, que se encontravam em piquetes, foram capturados com o auxílio de gancho próprio para a contenção de avestruzes. Na captura, a pessoa responsável pela manipulação, se aproximava da ave e colocava o gancho no pescoço do

animal, próximo a sua cabeça, puxando-o sem torcer. Em seguida, o animal era seguro pelo bico e encapuzado, diminuindo-se, assim, os estímulos visuais e facilitando a contenção física das aves.

4.2.3 Fármacos

Os fármacos utilizados no experimento foram:

- Xilazina³ – frasco-ampola de 10 ml contendo 20 mg/ml do princípio ativo.
- Tiletamina/Zolazepam⁴ – frasco-ampola contendo 250 mg do princípio ativo (125 mg de cloridrato de tiletamina e 125 mg de cloridrato de zolazepam) e frasco-ampola contendo 5 ml de diluente. A diluição foi realizada imediatamente antes do momento da aplicação e utilizou-se 2,5 ml do diluente, assim a solução apresentava 100 mg/ml do princípio ativo (50 mg de cloridrato de tiletamina e 50 mg de cloridrato de zolazepam).

³ Anasedan - Vetbrands

⁴ Zoletil 50 - Virbac

4.2.4 Procedimento Experimental

Inicialmente, foi realizado o exame pré-anestésico, que constou da avaliação das mucosas, auscultação cardiorrespiratória, frequência cardíaca, frequência respiratória e temperatura. Antes da realização do exame aguardou-se o tempo necessário para cessar os efeitos do estresse da captura, assim os parâmetros avaliados representaram melhor o estado de repouso das aves (Figura 1).

Figura 1- Avestruz após captura e já encapuzado, aguardando em repouso a avaliação dos parâmetros vitais. Notar a tranqüilidade da ave após a retirada dos estímulos visuais

Os animais foram distribuídos aleatoriamente em dois grupos: Grupo I (n=6) – a administração do protocolo foi realizada nos músculos da base das asas (Figura 2), Grupo II (n=6) – a administração do protocolo foi realizada nos músculos das pernas (Figura 3). O protocolo anestésico utilizado em todos os animais dos grupos constou

de xilazina (1,0 mg/kg de peso corpóreo) e após 10 minutos administrou-se a tiletamina/zolazepam (6,0 mg/kg de peso corpóreo). Foram utilizados os mesmos animais nos dois grupos, respeitando-se um intervalo mínimo de 15 dias entre cada anestesia. Na tentativa de reduzir a interferência das variações climáticas realizou-se o procedimento em três animais de cada grupo no primeiro dia e depois as aves foram trocadas de grupo para proceder-se à segunda anestesia.

Figura 2 – A seta indica o local da administração dos agentes anestésicos nas asas dos avestruzes

Figura 3 - A seta indica o local da administração dos agentes anestésicos nas pernas dos avestruzes

4.2.5 Avaliação dos Períodos de Latência, Hábil e Recuperação

O período de latência foi determinado por meio do tempo compreendido entre a administração dos fármacos e a perda do tônus postural. O período hábil anestésico foi considerado como o intervalo de tempo em que o animal permaneceu completamente imobilizado até a primeira tentativa de endireitamento. O período de recuperação total foi considerado desde a primeira tentativa de endireitamento até o retorno a posição bipedal.

4.2.6 Avaliação da Qualidade de Indução e Recuperação

Na indução e recuperação foram avaliadas:

- Ocorrência de mioclonias
- Ocorrência de salivação
- Ocorrência de apnéia
- Ocorrência de comportamento alterado e movimentação exacerbada
- Ocorrência de bradicardia

A indução e a recuperação foram ainda classificadas em:

- Boa: quando for suave, rápido e sem riscos para o animal e para os assistentes.

- Razoável: sem riscos para o animal e para os assistentes, mas com efeitos demorados ou período de transição ruim.
- Ruim: perigo para o animal e assistentes. Ocorrência de excessiva agitação e necessidade de reaplicação do agente.

4.2.7 Avaliação dos Parâmetros Vitais

Os parâmetros analisados foram:

- Frequência cardíaca: a frequência, na unidade de tempo minuto, foi avaliada mediante a auscultação, por estetoscópio, da área cardíaca.
- Frequência respiratória: obtida por meio da avaliação da movimentação do tórax das aves.
- Temperatura: a temperatura corpórea foi mensurada por meio do uso de termômetro clínico introduzido na cloaca do animal, até atingir o valor máximo estável, sendo seu valor registrado em graus Celsius (°C).

4.2.8 Relaxamento Muscular

O relaxamento muscular foi avaliado subjetivamente por meio da resistência à flexão de membros e da observação de atividade muscular não induzida, segundo o escore

proposto a seguir: 3 = intenso (flacidez muscular total); 2 = regular (discreto tônus muscular); 1 = leve (importante tônus muscular), e 0 = ausente (contrações durante manipulações).

4.2.9 Delineamento Experimental

A avaliação pré-anestésica foi realizada imediatamente antes da administração da medicação pré-anestésica e os parâmetros descritos foram mensurados a cada 10 minutos desde a administração dos fármacos até o início da recuperação.

Os momentos (M) de avaliação foram:

- M0:Valores Basais – Mensuração dos parâmetros após o estresse da captura e imediatamente antes da administração da medicação pré-anestésica (xilazina).
- M1:10'Pós-MPA – Mensuração dos parâmetros após 10 minutos da administração da medicação pré-anestésica (xilazina).
- M2:10'Pós-TZ - Mensuração dos parâmetros após 10 minutos da administração da tiletamina/zolazepam.
- M3:20'Pós-TZ - Mensuração dos parâmetros após 20 minutos da administração da tiletamina/zolazepam.
- M4:30'Pós-TZ - Mensuração dos parâmetros após 30 minutos da administração da tiletamina/zolazepam.

- M6:40'Pós-TZ - Mensuração dos parâmetros após 40 minutos da administração da tiletamina/zolazepam.

4.2.10 Análise Estatística

O teste de Anderson-Darling foi utilizado para determinar o tipo de distribuição dos valores das variáveis nas amostras estudadas. Os períodos de latência, hábil e de recuperação nas amostras apresentaram distribuição normal, portanto os resultados obtidos foram confrontados estatisticamente por meio de teste paramétrico, utilizando-se para comparar os tempos nos dois grupos o teste T de Student para amostras independentes. Alguns dos resultados das demais variáveis nas amostras estudadas não apresentarem distribuição normal e nestes casos empregou-se os testes não paramétricos de Mann-Whitney (Amostras independentes), para comparar os dois grupos nos diferentes momentos de avaliação, e o de Wilcoxon (Amostras dependentes), para comparar os diferentes momentos de avaliação no mesmo grupo. O grau de significância estabelecido foi de 5% ($p < 0,05$). Os testes estatísticos foram realizados em programa de computador¹. Os escores obtidos em relação à qualidade de indução, qualidade de recuperação e relaxamento muscular foram avaliados por frequência relativa percentual de aparecimento nos grupos e também, no caso do relaxamento muscular, nos diferentes momentos de observação.

¹ MINITAB® Release 14.20

5 RESULTADOS

Para melhor compreensão deste capítulo, dividiram-se os resultados em dois subcapítulos, os quais abordam respectivamente a descrição da morfologia macroscópica (Anatomia) dos componentes do sistema porta renal e os parâmetros avaliados na contenção química dos avestruzes.

5.1 ANATOMIA DO SISTEMA PORTA RENAL

A partir das dissecações, esquemas e fotografias, descreveu-se as relações anatômicas dos rins, veias renais e estruturas do sistema porta renal dos avestruzes.

5.1.1 Rins

Os rins estendem-se das últimas costelas (Extremidade cranial) à região média da pelve (Extremidade caudal). A coloração varia de marrom a marrom avermelhada e possuem aspecto granuloso. A face dorsal se relaciona com o sinsacro e a pelve. Na face ventral encontram-se vasos e os ureteres. Cada rim apresenta três divisões: a divisão renal cranial, a divisão renal média e a divisão renal caudal. As divisões craniais, com forma arredondada, estão dispostas mais lateralmente em relação às outras divisões e suas margens mediais não estão em contato, já que nesta região

encontram-se as veias ilíacas comuns e a veia cava caudal. No rim direito a divisão cranial situa-se dorsolateralmente à veia cava caudal (Figura 4). As divisões médias iniciam-se delgadas e suas margens mediais estão em contato, enquanto lateralmente são delimitadas pelas veias renais, elas continuam com as divisões caudais até onde as veias isquiáticas drenam nas veias portais renais caudais (Figuras 6 e 7). As divisões caudais são maiores, de formato retangular e medialmente estão em contato. Da última costela até a região mais cranial da pelve situam-se as divisões craniais dos rins, as médias encontram-se entre os acetábulos e na região mais cranial da pelve, e as divisões caudais estendem-se dos acetábulos à região média da pelve. Os ureteres deixam as divisões caudais dos rins caudomedialmente (Figura 4).

Figura 4 – Rins e veias de um avestruz, em vista ventral, evidenciando suas relações topográficas com a pelve. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; D, D', Pélvis direita e esquerda; (→) Tubérculos pré-acetabulares; 1, Veia cava caudal; 2, 2', Veias ilíacas comuns direita e esquerda; 3, 3', Veias renais caudais direita e esquerda; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda; 5, 5', Veia porta renal caudal esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 7, Anastomose entre as veias renais caudais; 8, Veias adrenais; e 9, 9', Ureteres direito e esquerdo

Em dois animais observou-se na porção mais caudal da divisão média esquerda uma delimitação no tecido renal parecendo com mais uma divisão renal de formato arredondado (Figura 5).

5.1.2 Veias

Nas preparações, a partir da injeção do látex corado na direção de drenagem das veias femorais, observou-se a repleção das veias renais caudais, veias isquiáticas, veias portais renais, veias púbicas, veias adrenais, veias ilíacas externas, veias ilíacas comuns, veia cava caudal e apenas a origem das veias ilíacas internas que deixam caudodorsalmente a divisão caudal dos rins; assim, segue-se, a descrição anatômica destes vasos, suas relações com os rins e sistema porta renal.

A veia femoral deixa a coxa e penetra na pelve cranialmente à articulação coxofemoral, ao passar craniodorsalmente pelo tubérculo pré-acetabular (processo pectinal) ela torna-se conhecida como veia ilíaca externa. A veia púbica é uma tributária da veia femoral desembocando próximo à origem da veia ilíaca externa que acaba por adentrar na pelve (Figura 4). A confluência da veia porta renal caudal com a veia ilíaca externa originou a veia ilíaca comum e ainda na sua formação observou-se à drenagem de uma pequena veia da divisão renal cranial, a veia porta renal cranial (Figura 7). Na formação da veia ilíaca comum evidenciou-se a presença das valvas portais renais como uma continuação da parede do vaso porta renal caudal. A veia renal caudal drena para a veia ilíaca comum medialmente as valvas

(Figuras 7 e 9). As descrições até aqui foram equivalentes para as estruturas anatômicas dos rins direito e esquerdo, demonstrando, portanto, simetria nos órgãos. A confluência das veias ilíaca comum direita e esquerda forma a veia cava caudal que se encontrou deslocada para a lateral direita em todas as preparações, assim a veia ilíaca comum esquerda mostrou-se mais longa (Figuras 5 e 7).

Na face ventral dos rins observaram-se anastomoses entre as veias renais caudais na região cranial das divisões renais caudais em quatro das preparações (Figuras 4 e 7). Em uma, a anastomose ocorreu na extremidade caudal das divisões mediais próximo à extremidade cranial das divisões renais caudais (Figura 5). A veia renal caudal direita apresentou maior calibre que à esquerda e ambas uniram-se às suas respectivas veias ilíacas comuns ventralmente entre as divisões craniais e médias (Figuras 4 e 5). Evidenciou-se ventralmente a veia porta renal caudal esquerda que percorre lateralmente a veia renal caudal esquerda entre as divisões caudal e cranial (Figuras 5 e 7).

Na face dorsal dos rins as veias portais renais caudais são visíveis da região onde se unem as veias ilíacas externas, nas extremidades caudais das divisões craniais, até o local de drenagem das veias isquiáticas e continuam caudalmente seus trajetos por dentro do parênquima renal das divisões caudais, quando então deixam os rins e se continuam como veias ilíacas internas (Figuras 6 e 7). As veias portais renais craniais apresentaram-se bem reduzidas e localizadas dorsalmente dentro do parênquima das divisões renais craniais (Figura 7).

Figura 5 - Rins e veias de um avestruz, em vista ventral. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; 1, Veia cava caudal; 2, 2', Veias ilíacas comuns direita e esquerda; 3, 3', Veias renais caudais direita e esquerda; 4', Veia púbica esquerda; 5', Veia porta renal caudal esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 7, Anastomose entre as veias renais caudais; 8, Veias adrenais; 9, 9', Ureteres direito e esquerdo; 10", Veia isquiática esquerda; e 11, 11', Veias ilíacas externas direita e esquerda

Figura 6 - Rins e veias de um avestruz, em vista dorsal. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; (→) Ponto de entrada das veias portais renais caudais no parênquima renal; (→) Veias ilíacas internas; 1, Veia cava caudal; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda; 5, 5', Veias portais renais caudais direita e esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 9, 9', Ureteres direito e esquerdo; 10, 10", Veias isquiáticas direita e esquerda; e 11, 11', Veias ilíacas externas direita e esquerda

Figura 7 – Representação esquemática dos rins de um avestruz, em vista ventral, evidenciando o trajeto dos vasos portais renais. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; C, C', Divisões renais caudais direita e esquerda; (→) Veias portais renais craniais; (→) Veias ilíacas internas; (→) Valvas portais renais; 1, Veia cava caudal; 2, 2', Veias ilíacas comuns direita e esquerda; 3, 3', Veias renais caudais direita e esquerda; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda; 5, 5', Veias portais renais caudais direita e esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda; 9, 9', Uteres direito e esquerdo; 10, 10", Veias isquiáticas direita e esquerda; e 11, 11', Veias ilíacas externas direita e esquerda

5.1.3 Valvas

Encontraram-se três valvas portais renais na formação das veias ilíacas comuns esquerda e direita. As valvas estão dispostas lado a lado formando uma parede que parece contínua à do vaso porta renal caudal (Figuras 7 e 9). Desta forma, lateralmente às valvas observaram-se as veias portais renais craniais, veias ilíacas

externas e veias portais renais caudais; medialmente encontrou-se a união das veias renais caudais às veias ilíacas comuns (Figura 7). De acordo com sua disposição anatômica foram denominadas de valva porta renal cranial, valva porta renal média e valva porta renal caudal (Figuras 8 e 9). As valvas craniais e médias apresentaram formato cônico, enquanto as valvas caudais mostraram-se mais cilíndricas (Figura 8). Em todas, o ápice estava voltado para a veia ilíaca comum e seus óstios eram irregularmente papilados, em algumas, principalmente as valvas craniais, observaram-se extensões livres da borda irregular semelhante às cordas tendíneas (Figuras 8 e 9). As valvas caudais mostraram-se bem menores quando comparadas às médias e craniais, já as valvas portais renais médias eram menores ou de tamanho aproximadamente igual aos das valvas craniais (Figura 8).

Figura 8 – Valva porta renal cranial (cr), média (md) e caudal (cd), onde se podem observar os seus óstios (8A) e das suas bases aos ápices (8B). As setas indicam as extensões das bordas papiladas dos óstios encontradas em algumas das valvas, geralmente a cranial (8A e B)

Figura 9 - Rins e veias de um avestruz, em vista ventral, evidenciando a disposição anatômica das valvas portais renais nas veias ilíacas comuns. Cr, Cranial; Cd, Caudal; Le, Lateral esquerda; Ld, Lateral direita; A, A', Divisões renais craniais direita e esquerda; B, B', Divisões renais médias direita e esquerda; cr, cr', valvas renais craniais direita e esquerda; md, md', valvas renais médias direita e esquerda; cd, cd', valvas renais caudais direita e esquerda; 1, Veia cava caudal; 3, 3', Veias renais caudais direita e esquerda; 4, 4', Veias púbicas direita e esquerda; 6, 6', Veias femorais direita e esquerda

5.2 CONTENÇÃO QUÍMICA DOS AVESTRUZES

A partir dos parâmetros avaliados descreveram-se os resultados obtidos durante o procedimento anestésico para a contenção dos animais a campo.

5.2.1 Período de latência

Após a administração da tiletamina/zolazepam, o Grupo I apresentou um período de latência em média de 5,63 min $\pm$ 3,91, sendo maior quando comparado ao Grupo II com média de 3,80 min $\pm$ 2,07, mas não houve diferença significativa entre os grupos ($p>0,05$) (Tabela 1 e Figura 10).

TABELA 1 – Valores individuais, médias e desvios-padrão do período de latência (minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005

Animais Nº	Grupo I	Grupo II
1	10,40	1,20
2	2,70	4,00
3	4,20	2,00
4	10,80	4,30
5	3,50	7,10
6	2,20	4,20
MD	5,63	3,80
DP	3,91	2,07

Nota: MD: média; DP: desvio padrão.

Figura 10 – Diagrama de caixa comparativo do período de latência, em minutos, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). A linha interliga as médias dos grupos. Corumbataí – SP, 2005

5.2.2 Período hábil

Em relação ao período hábil anestésico do protocolo xilazina, tiletamina e zolazepam, observaram-se valores médios de $35,17 \text{ min} \pm 8,13$ para o Grupo I e $27,33 \text{ min} \pm 9,75$ no Grupo II, contudo não foi estatisticamente significativa a diferença entre os grupos ($p > 0,05$) (Tabela 2 e Figura 11).

TABELA 2 – Valores individuais, médias e desvios-padrão do período hábil (minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí - SP, 2005

Animais Nº	Grupo I	Grupo II
1	29	40
2	26	22
3	37	31
4	30	19
5	43	16
6	46	36
MD	35,17	27,33
DP	8,13	9,75

Nota: MD: média; DP: desvio padrão.

Figura 11 – Diagrama de caixa comparativo do período hábil, em minutos, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). A linha interliga as médias dos grupos. Corumbataí – SP, 2005

5.2.3 Período de recuperação

A recuperação demorou em média $33,67 \text{ min} \pm 10,20$ no Grupo I e $28,83 \text{ min} \pm 8,47$ no Grupo II, sem diferença significativa entre os dois grupos ($p > 0,05$) (Tabela 3 e Figura 12).

TABELA 3 – Valores individuais, médias e desvios-padrão do período de recuperação (minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí - SP, 2005

Animais Nº	Grupo I	Grupo II
1	49	15
2	35	37
3	39	22
4	24	33
5	34	32
6	21	34
MD	33,67	28,83
DP	10,20	8,47

Nota: MD: média; DP: desvio padrão.

Figura 12 – Diagrama de caixa comparativo do período de recuperação, em minutos, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). A linha interliga as médias dos grupos. Corumbataí - SP, 2005

5.2.4 Qualidade da indução e recuperação

Grupo I: A qualidade da indução anestésica foi boa em cinco animais (83,33%) e razoável em um animal (16,67%). Em quatro animais (66,66%) houve uma boa recuperação anestésica e uma ave (16,67%) apresentou qualidade razoável. Observou-se comportamento alterado e movimentação exacerbada em uma ave (16,67%) com qualidade de recuperação ruim (Tabelas 4 e 5).

Grupo II: Um animal (16,67%) apresentou qualidade de indução ruim e nos cinco animais (88,33%) restantes a qualidade foi boa. A qualidade da recuperação foi boa

em quatro animais (66,66%), razoável em um animal (16,67%) e ruim em uma ave (16,67%) (Tabelas 4 e 5).

TABELA 4 – Qualidade da indução e recuperação individual, de acordo com escore proposto, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005

Animais Nº	Qualidade da indução		Qualidade da recuperação	
	Grupo I	Grupo II	Grupo I	Grupo II
1	Boa	Boa	Boa	Boa
2	Boa	Boa	Razoável	Razoável
3	Boa	Boa	Boa	Boa
4	Razoável	Boa	Boa	Boa
5	Boa	Ruim	Ruim	Ruim
6	Boa	Boa	Boa	Boa

Nota: Qualidade da indução e recuperação: Boa = suave, rápida e sem riscos para o animal e para os assistentes; Razoável = sem riscos para o animal e para os assistentes, mas com efeitos demorados ou período de transição ruim; Ruim = perigo para o animal e assistentes, podendo ocorrer excessiva agitação e necessidade de reaplicação do agente.

TABELA 5 – Avaliação percentual dos avestruzes tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II) em relação à qualidade da indução e recuperação, de acordo com escore proposto. Corumbataí – SP, 2005

Qualidade	Grupos	Indução	Recuperação
Boa	I	83,33%	66,66%
	II	83,33%	66,66%
Razoável	I	16,67%	16,67%
	II	0,00%	16,67%
Ruim	I	0,00%	16,67%
	II	16,67%	16,67%

Nota: Qualidade da indução e recuperação: Boa = suave, rápida e sem riscos para o animal e para os assistentes; Razoável = sem riscos para o animal e para os assistentes, mas com efeitos demorados ou período de transição ruim; Ruim = perigo para o animal e assistentes, podendo ocorrer excessiva agitação e necessidade de reaplicação do agente.

5.2.5 Frequência cardíaca

Grupo I: Os valores basais (M0) foram superiores àqueles avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e àqueles avaliados 10 (M2), 20 (M3), 30 (M4) e 40 (M5) minutos após a administração da tiletamina/zolazepam, sendo as diferenças significantes ($p < 0,05$). Os resultados obtidos aos 30 minutos (M4) foram significativamente inferiores ($p < 0,05$) aos avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e 40 minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (M5) (Tabela 6 e Figura 13). Nos momentos M4 e M5 uma ave já havia se recuperado e seus parâmetros não foram avaliados (Tabela 6).

Grupo II: Os valores basais (M0) foram superiores àqueles avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e àqueles avaliados 10 (M2), 20 (M3) e 30 (M4) minutos após a administração da tiletamina/zolazepam, sendo as diferenças significantes ($p < 0,05$) (Tabela 6 e Figura 13). No momento M4 apenas três animais foram avaliados, já que os demais estavam em recuperação. Em M5 foi possível avaliar a frequência cardíaca de apenas uma ave, pois o período hábil foi menor neste grupo e a recuperação mais rápida (Tabela 6).

A avaliação estatística não mostrou diferenças significativas entre os grupos em relação aos momentos de avaliação ($p > 0,05$) (Tabela 6 e Figura 13).

TABELA 6 – Valores individuais, médias, desvios-padrão, medianas e quartis da frequência cardíaca (batimentos/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação. Corumbataí – SP, 2005

Animais Nº	Minutos após Tiletamina/Zolazepam											
	MO:Valores Basais		M1:10' Pós- MPA		M2:10'		M3:20'		M4:30'		M5:40'	
	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII
1	84	68	58	42	50	56	52	57	54	60	64	60
2	92	64	56	51	48	46	52	46				
3	88	65	56	58	51	54	48	68	51	66	57	
4	126	106	82	72	88	56	78	60	81		87	
5	76	92	46	56	52	72	56	59	46		60	
6	50	80	56	57	60	48	52	44	50	45	54	
MD	86,00	79,17	59,00	56,00	58,17	55,33	56,33	55,67	56,40	57,00	64,40	
DP	24,65	16,97	12,05	9,82	15,18	9,18	10,91	9,09	14,04	10,82	13,16	
Q ₁	69,50	64,75	53,50	48,75	49,50	47,50	51,00	45,50	48,00	45,00	55,50	
M	86,00	74,00	56,00	56,50	51,50	55,00	52,00	58,00	51,00	60,00	60,00	
Q ₃	100,5	95,50	64,00	61,50	67,00	60,00	61,50	62,00	67,50	66,00	75,50	

Nota: MD: média; DP: desvio padrão; Q₁: primeiro quartil; M: mediana; Q₃: terceiro quartil.

Figura 13 – Representação gráfica comparativa da mediana e quartis da frequência cardíaca (batimentos/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005

5.2.6 Frequência respiratória

Grupo I: Os valores basais (M0) foram inferiores àqueles avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1), sendo as diferenças significantes ($p < 0,05$). (Tabela 7 e Figura 14). Nos momentos M4 e M5 uma ave já havia se recuperado e a sua frequência respiratória não foi avaliada (Tabela 7).

Grupo II: Os valores basais (M0) foram inferiores àqueles avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e àqueles avaliados 10 (M2) e 20 (M3) minutos após a administração da tiletamina/zolazepam, sendo as diferenças significantes ($p < 0,05$) (Tabela 7 e Figura 14). Os resultados obtidos aos 30 minutos (M4) foram significativamente superiores ($p < 0,05$) aos avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e 20 minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (M3) (Tabela 5 e Figura 2), contudo em M4 apenas três animais foram avaliados, já que os demais estavam em recuperação. Em M5 foi possível avaliar apenas uma ave, já que as demais se encontravam em recuperação (Tabela 7).

Em M3 os resultados obtidos no Grupo I foram inferiores aos do Grupo II, sendo as diferenças significantes ($p < 0,05$) (Tabela 7 e Figura 14).

TABELA 7 – Valores individuais, médias, desvios-padrão, medianas e quartis da frequência respiratória (movimentos respiratórios/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação. Corumbataí – SP, 2005

Animais Nº	Minutos após Tiletamina/Zolazepam											
	M0:Valores Basais		M1:10' Pós- MPA		M2:10'		M3:20'		M4:30'		M5:40'	
	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII
1	14	48	16	54	34	58	24	60	20	60	20	60
2	40	20	48	54	66	44	26	58				
3	16	56	24	70	42	68	48	70	60	68	69	
4	27	40	57	48	22	69	15	66	16		20	
5	22	56	20	56	48	54	36	57	40		48	
6	16	16	26	40	20	20	22	21	36	21	42	
MD	22,50	39,33	31,83	53,67	38,67	52,17	28,50	56,00	34,40	49,67	39,80	
DP	9,83	17,60	16,62	9,91	17,28	18,29	11,73	17,83	17,57	25,15	20,67	
Q ₁	15,50	19,00	19,00	46,00	21,50	38,00	20,25	48,00	18,00	21,00	20,00	
M	19,00	44,00	25,00	54,00	38,00	56,00	25,00	61,00	36,00	60,00	42,00	
Q ₃	30,25	56,00	50,25	59,50	52,50	68,25	39,00	67,00	50,00	68,00	58,50	

Nota: MD: média; DP: desvio padrão; Q₁: primeiro quartil; M: mediana; Q₃: terceiro quartil.

Figura 14 – Representação gráfica comparativa da mediana e quartis da frequência respiratória (movimentos respiratórios/minuto) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005

5.2.7 Temperatura cloacal

Grupo I: Os valores basais (M0) foram inferiores àqueles avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e àqueles avaliados 10 (M2) e 20 (M3) minutos após a administração da tiletamina/zolazepam, sendo as diferenças significantes ($p < 0,05$). Os resultados obtidos aos 20 minutos (M3) foram significativamente superiores ($p < 0,05$) aos avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e 10 minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (M2) (Tabela 8 e Figura 15). Em M5 os resultados obtidos foram significativamente superiores ($p < 0,05$) aos avaliados em M4. Nos momentos M4 e M5 uma ave já havia se recuperado e a sua temperatura cloacal não foi avaliada (Tabela 8).

Grupo II: Os valores basais (M0) foram inferiores àqueles avaliados 10 minutos após a medicação pré-anestésica (M1) e àqueles avaliados 10 minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (M2), sendo as diferenças significantes ($p < 0,05$) (Tabela 8 e Figura 15). Em M2 os resultados obtidos foram significativamente superiores ($p < 0,05$) aos avaliados em M1. No momento M3, duas aves, e nos momentos M4 e M5, em uma ave, a temperatura cloacal foi superior a 42 °C, portanto não foram registrados os valores exatos no termômetro e estes dados não puderam ser analisados estatisticamente (Tabela 8). Em M4 só foi possível avaliar a temperatura cloacal de duas aves (Tabela 8).

Os resultados obtidos não demonstraram diferenças significativas entre os grupos em relação aos momentos de avaliação ($p > 0,05$) (Tabela 8 e Figura 15).

TABELA 8 – Valores individuais, médias, desvios-padrão, medianas e quartis da temperatura cloacal (graus Celsius) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação. Corumbataí – SP, 2005

Animais Nº	Minutos após Tiletamina/Zolazepam											
	M0:Valores Basais		M1:10' Pós-MPA		M2:10'		M3:20'		M4:30'		M5:40'	
	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII
1	39,7	41,2	40,3	41,6	40,2	42	40,3	>42	40,1	>42	40,6	>42
2	40,7	39,5	41	40,1	40,9	40,8	41,1	41				
3	39,3	41,3	40,8	41,2	41,2	41,6	41,2	41,6	41,2	41,6	41,7	
4	40,5	41,1	40,3	41,5	40,5	41,8	40,7	41,7	40,9		41,1	
5	39,4	40,7	40	41	40,5	41,7	40,6	>42	40,8		41,2	
6	39,5	38,9	40,6	39,8	40,8	39,8	40,9	39,7	41,6	39,9	41,4	
MD	39,85	40,45	40,50	40,87	40,68	41,28	40,80	41,00	40,92	41,17	41,30	
DP	0,60	1,01	0,37	0,75	0,35	0,83	0,33	0,92	0,55	1,11	0,51	
Q ₁	39,37	39,35	40,22	40,02	40,25	40,55	40,52	40,02	40,45	39,90	40,85	
M	39,60	40,90	40,45	41,10	40,65	41,65	40,80	41,30	40,90	41,60	41,20	
Q ₃	40,55	41,22	40,85	41,52	40,97	41,85	41,12	41,67	41,40	42,00	41,80	

Nota: MD: média; DP: desvio padrão; Q₁: primeiro quartil; M: mediana; Q₃: terceiro quartil.

Figura 15 – Representação gráfica comparativa da mediana e quartis da temperatura cloacal (Graus Celsius) dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II). Corumbataí – SP, 2005

5.2.8 Relaxamento muscular

Grupo I: Apenas dois animais (33,33%) apresentaram relaxamento muscular intenso aos 10 (M2) e 20 (M3) minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (Figura 16). Em M2 e M3 observaram-se três animais (50%) com relaxamento muscular regular e um animal (16,67%) foi leve. Aos 30 minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (M4) o miorelaxamento apresentava-se: intenso em apenas uma ave (16,67%), regular em três aves (50%), leve em um animal (16,67%) e já estava ausente em uma ave (16,67%). Em M5 três animais (50%) já não apresentavam mais relaxamento muscular, mas em duas (33,33%) ainda era regular e em uma (16,67%) leve (Tabelas 9 e 10).

Grupo II: O relaxamento muscular foi intenso em cinco animais (83,33%) aos 10 minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (M2), mas aos 20 minutos (M3) apenas duas aves mantiveram este grau de miorelaxamento (Figura 17). Em M3 verificou-se três aves (50%) com relaxamento regular e uma (16,67%) com leve. Já em M4 três animais (50%) não apresentavam mais miorelaxamento e os três restantes (50%) o relaxamento era regular. Aos 40 minutos após a administração da tiletamina/zolazepam (M5) o relaxamento muscular apresentava-se leve em um animal (16,67%) e já estava ausente em cinco aves (83,33%) (Tabelas 9 e 10).

Figura 16 – Avestruz com relaxamento muscular intenso, após dez minutos da administração de tiletamina/zolazepam na musculatura da asa

Figura 17 - Avestruz com relaxamento muscular intenso, após dez minutos da administração de tiletamina/zolazepam na musculatura da perna

TABELA 9 – Relaxamento muscular individual, de acordo com escore proposto, dos animais tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (GI) ou da perna (GII), nos diferentes tempos de avaliação após administração da tiletamina-zolazepam. Corumbataí – SP, 2005

Animais Nº	Minutos após Tiletamina-Zolazepam							
	M2:10'		M3:20'		M4:30'		M5:40'	
	GI	GII	GI	GII	GI	GII	GI	GII
1	1	3	2	3	1	2	0	1
2	3	3	1	3	0	0	0	0
3	3	3	3	2	3	2	1	0
4	2	3	3	2	2	0	0	0
5	2	2	2	1	2	0	2	0
6	2	3	2	2	2	2	2	0

Nota: Relaxamento Muscular: 0 = Ausente; 1 = leve; 2 = regular e 3 = intenso.

TABELA 10 – Avaliação percentual dos avestruzes tratados com xilazina, tiletamina e zolazepam na musculatura da asa (Grupo I) ou da perna (Grupo II) em relação ao relaxamento muscular, de acordo com escore proposto, nos diferentes tempos de avaliação após a administração de tiletamina/zolazepam. Corumbataí – SP, 2005

Grupos	Relaxamento Muscular - Escore	Minutos após Tiletamina/Zolazepam			
		M2:10'	M3:20'	M4:30'	M5:40'
I	0			16,66	50,00
	1	16,67	16,67	16,67	16,67
	2	50,00	50,00	50,00	33,33
	3	33,33	33,33	16,67	
II	0			50,00	83,33
	1		16,67		16,67
	2	16,67	50,00	50,00	
	3	83,33	33,33		

Nota: Relaxamento Muscular: 0 = Ausente; 1 = leve; 2 = regular e 3 = intenso.

6 DISCUSSÃO

Para o melhor desenvolvimento deste capítulo, dividiu-se a discussão em dois subcapítulos, os quais abordam respectivamente a morfologia macroscópica (Anatomia) dos componentes do sistema porta renal e a contenção química dos avestruzes.

6.1 ANATOMIA DO SISTEMA PORTA RENAL

A disposição dos rins e suas relações com a pelve e o sinsacro foram semelhantes às aves domésticas (KING, 1986; NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1977) e corresponderam as descrições já existentes para a espécie em estudo (BEZUIDENHOUT, 1986, 1999). Na delimitação das divisões renais utilizou-se como referência apenas as veias ilíaca externa e isquiática (SILLER; HINDLE, 1969), já que estavam mais evidentes em função da preparação com látex, mas, além destas veias, também se podem empregar as artérias ilíaca externa e isquiática (BAUMEL et al., 1993). Assim, notou-se que nos rins dos avestruzes deste estudo, a veia ilíaca externa delimitou as divisões cranial e média, enquanto a veia isquiática demarcou as divisões média e caudal. A divisão em lobos cranial, médio e caudal (AKESTER, 1967; MAGRAS; ASTERIADIS, 1989, NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1977) não parece ser adequada, já que o lobo renal das aves é provavelmente homólogo ao lobo do rim do tipo multilobar dos mamíferos (BAUMEL, 1993). E, ainda, quando se

divide em anterior, média e posterior (SILLER; HINDLE, 1969) não está condizente com a nomenclatura atual (BAUMEL, 1993).

Há muita semelhança entre os rins e ureteres dos avestruzes com as outras aves conforme relataram Fowler (1991) e Huchzermeyer (1998). Os resultados encontrados em relação à localização, aparência, coloração e extensão dos rins corroboraram com os relatos existentes para a espécie (BEZUIDENHOUT, 1986, 1999). A aparência granular tem relação com a delimitação dos lobos renais na superfície renal e a coloração pode variar em decorrência da quantidade de sangue presente nos órgãos. No presente estudo o local de drenagem da veia isquiática delimitou as divisões médias e caudais, discordando da referência nos acetábulos para esta demarcação (BEZUIDENHOUT, 1986, 1999). Desta forma, além da porção mais delgada entre os acetábulos, considerou-se que a primeira porção contínua com a divisão caudal e cranial a veia isquiática também é parte da divisão média. Este fato foi evidenciado em dois animais que apresentaram completa delimitação do tecido renal entre as divisões média e caudal esquerda, assemelhando-se com outra divisão renal.

Nos resultados encontrados, evidenciou-se a presença dos vasos que constituem o sistema porta renal conforme foram relatados em aves domésticas (BAUMEL et al., 1993; KING, 1986; NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1977). Estes vasos drenam o sangue proveniente das partes caudais do corpo para os rins (NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1977), sendo o mesmo observado nos avestruzes. As veias femoral e isquiática drenam o sangue dos membros pélvicos para os vasos porta renais, mas não foi possível avaliar nas preparações a anastomose

isquiofemoral (BAUMEL, 1986; BAUMEL et al., 1993). A veia púbica drena parte do sangue da parede pélvica para a veia femoral, praticamente na origem da veia ilíaca externa que se une à veia porta renal caudal. A drenagem da veia mesentérica caudal na anastomose interilíaca e conseqüentemente na porção caudal da veia porta caudal renal (AKESTER, 1967; BAUMEL, 1986; BAUMEL et al., 1993) não foi evidenciada, já que apenas a origem das veias ilíacas internas estava visível nas preparações. No entanto, Bezuidenhout (1999) afirmou que as veias da parede e vísceras pélvicas drenam para a veia ilíaca interna no avestruz e esta une-se a veia porta renal caudal. A veia porta renal cranial, assim como descrita em patos por Magras e Asteriadis (1989), apresentou-se pouco desenvolvida sendo evidente sua união a veia ilíaca comum, mas, provavelmente devido ao seu tamanho reduzido, não foi possível visualizar a anastomose com o seio venoso vertebral interno (AKESTER, 1967; BAUMEL, 1986; BAUMEL et al., 1993). Em galinhas a origem embriológica da veia porta renal cranial ocorre a partir da veia porta metanéfrica cranial, que se forma independentemente da veia cardinal posterior e está conectada ao seio venoso vertebral (CARRETERO et al., 1997), podendo, este fato, refletir em diferenças anatômicas nas aves. Portanto, nos avestruzes não se caracterizou o anel venoso do sistema porta renal relatado por Baumel et al. (1993) e King (1986) em aves domésticas.

A veia renal caudal estende-se pelos dois terços caudais do rim do avestruz e após deixar o parênquima renal da divisão caudal ela ocupa um sulco na superfície ventral da divisão caudal e média semelhante ao que ocorre nas aves domésticas (KING, 1986); contudo ocorreu anastomose entre as veias renais caudais em quatro das preparações, na região cranial da divisão caudal e, em uma preparação, na

divisão média. A união da veia porta renal caudal com a veia ilíaca externa forma a veia ilíaca comum que ainda recebe a veia renal caudal (BAUMEL, 1986; BAUMEL et al., 1993; BEZUIDENHOUT, 1999) o que também se verificou nas preparações. Segundo Baumel (1986) a veia cava caudal encontra-se deslocada para a direita o que torna a veia ilíaca comum esquerda mais longa, o mesmo foi observado nos avestruzes. O trajeto da veia porta renal caudal foi evidente na face dorsal dos rins somente entre as divisões craniais e caudais, já que o restante deste ocorre dentro da divisão caudal até deixar os rins como veia ilíaca interna. A veia cardinal posterior comporta-se inicialmente como vaso porta dos rins mesonéfricos nos embriões de galinha, mas posteriormente forma a veia porta metanéfrica caudal e na sequência do desenvolvimento a veia porta renal caudal (CARRETERO et al., 1997).

Oelofen (1977) descreveu a presença de três valvas porta renais, cônicas, em cada rim dos avestruzes o que foi confirmado nos resultados encontrados, mas o autor as denominou de anterior, média e posterior. Nas observações do presente estudo e utilizando a nomenclatura anatômica avium atual (BAUMEL et al., 1993) adotou-se que as valvas seriam porta renal cranial, média e caudal. No pato e ganso elas são cônicas e possuem um óstio com borda irregularmente papilada (KING, 1986) o que também foi observado para as valvas craniais e médias dos avestruzes. Já as valvas caudais são geralmente menores e apresentam um formato mais cilíndrico semelhante às galinhas (KING, 1986). O ápice está voltado para a veia ilíaca comum e algumas valvas apresentaram extensões livres da borda do óstio irregular. Quanto à base, a disposição lado a lado das valvas, forma uma parede contínua com a veia porta renal caudal. Nas aves domésticas há apenas uma valva em cada rim que se localiza no início da veia ilíaca comum lateralmente à abertura da veia renal caudal e

medialmente a confluência da veia porta renal caudal na veia ilíaca externa (BAUMEL, 1986; KING, 1986; MACRAS; ASTERIADIS, 1989; MIRABELLA; ESPOSITO; PELAGALLI, 1996). A valva em embriões de galinha revelou a presença de dois sulcos no décimo quarto dia, representando os dois folhetos de uma valva venosa e com seu desenvolvimento ocorre à conexão do sistema porta renal (aferente) com o sistema venoso eferente (CARRETERO et al., 1997). As valvas nos avestruzes foram localizadas na origem das veias ilíacas comuns, sendo que lateralmente observaram-se as veias portais renais craniais, veias ilíacas externas e veias portais renais caudais; enquanto medialmente encontra-se a união das veias renais caudais as veias ilíacas comuns. Assim, os resultados encontrados não corroboraram com Oelofen (1977) que descreveu a drenagem da veia isquiática para a região mais cranial da veia porta renal caudal, juntamente com as veias ilíaca externa e porta renal cranial. Nas preparações ficou evidente a drenagem da veia isquiática no local onde a veia porta renal caudal penetra no parênquima renal da divisão caudal.

6.2 CONTENÇÃO QUÍMICA DOS AVESTRUZES

A utilização da via intramuscular para administração de fármacos anestésicos em avestruzes é evitada por diversos motivos, dentre eles podem-se citar: o alto valor comercial da carne e do couro; a necessidade de altas doses para promover contenção ou anestesia cirúrgica; a possibilidade de lesão e dor muscular no local da aplicação o que pode incapacitar a locomoção das aves; a demora na indução e

recuperação com a ocorrência de efeitos indesejáveis; e a atuação do sistema porta renal levando a excreção renal dos fármacos aplicados nos músculos da perna. Huchzermeyer (1998) indica a realização das injeções intramusculares nos músculos da base das asas nessas aves, tendo em vista alguns dos motivos já citados, mas é importante destacar, principalmente para este estudo, que a indicação do autor também se baseia na presença da circulação porta renal. Bezuidenhout (1999), Cornick-Seahorn (1996), Fowler (1991) e Oelofsen (1977) relatam a semelhança do sistema porta renal dos avestruzes com outras aves, fato que se confirma nos resultados encontrados no estudo anatômico quando comparados aos achados da literatura referenciada. Desta forma, há relevância, sob o aspecto anatômico, quanto à precaução em se aplicar fármacos nos músculos dos membros pélvicos da espécie estudada.

No presente estudo utilizou-se a musculatura da base da asa para administrar o protocolo anestésico nos animais do grupo I, conforme a indicação de Huchzermeyer (1998), e comparou-se com as aves do grupo II que receberam os mesmos fármacos nos músculos da perna. As diferenças encontradas ainda serão discutidas com maiores detalhes e seguindo-se os resultados dos parâmetros avaliados, mas é interessante ressaltar que em todos os animais dos grupos ocorreu uma contenção química satisfatória para realização de procedimentos rápidos a campo ou até mesmo pode-se proceder à manutenção com anestesia inalatória.

Em todas as aves, após a administração da xilazina como medicação pré-anestésica, observou-se maior facilidade no manejo, permitindo a colocação de algumas em decúbito esternal ou quando em estação, permaneciam quietas e no

mesmo local. Além disso, a avaliação dos parâmetros vitais e a aplicação do anestésico dissociativo foram realizadas de maneira tranqüila e com mínima contenção física. Cornick-Seahorn (1996) e Tully (1998) descrevem a dose de 1,0 a 2,2 mg/kg de xilazina, pela via intramuscular, na tentativa de promover imobilização em ratitas, contudo não se evidenciou relaxamento muscular nos animais em estudo, assim a sedação observada está de acordo com Cullen et al. (1995), Gisleider (1998) e Ludders e Matheus (1996), como também para a dose de 0,2 a 1,0 mg/kg descrita por Cornick-Seahorn (1996) e Tully (1998). A facilidade na indução da contenção química com o emprego deste agente pré-anestésico na dose de 1,0 mg/kg confirmou a indicação de Ludders e Matheus (1996).

Nos dois grupos ocorreu redução na frequência cardíaca após a administração da xilazina (M1), sendo estatisticamente significativa quando se comparou aos valores basais (M0) e este efeito também foi relatado por Cornick e Jensen (1992), Cornick-Seahorn (1996), Cullen et al. (1995), Gandini et al. (1986) e Lin et al. (1997). De acordo com este efeito observado e a citação de Ludders e Matheus (1996) deve-se evitar o emprego deste fármaco nas aves debilitadas. E, ainda, esta depressão cardiovascular pode ser potencializada com a anestesia inalatória (CORNICK-SEAHORN, 1996; LIN et al., 1997).

Apesar de não haver diferença significativa no período de latência entre os grupos, os animais que receberam a tiletamina/zolazepam na musculatura da perna apresentaram um tempo mais curto até a perda do tônus postural, provavelmente porque ocorreu uma absorção mais rápida dos fármacos, já que se trata de aves corredoras e há extensa vascularização nos músculos dos membros pélvicos. Cruz

et al. (2001) observaram o mesmo fato em papagaios que receberam quetamina nos músculos do peito. Nas aves do grupo I a indução anestésica demorou mais em decorrência da lenta absorção da tiletamina/zolazepam. Van Heerden e Keffen (1991) não observaram redução no tempo para ocorrer a imobilização em avestruzes jovens ao aumentarem a dose de tiletamina/zolazepam pela via intramuscular. Gilsleider (1998), apesar da indicação da tiletamina/zolazepam pela via intramuscular para ratitas, apenas citou que pode ocorrer demora na indução sem maiores detalhes sobre o período de latência, assim como Cornick-Seahorn (1996), Guimarães e Moraes (2000) e Huchzermeyer (1998) que somente relatam as doses por esta via. Já o período de latência de 1 a 2 minutos em média foi relatado em quinze avestruzes que receberam apenas estes fármacos nos músculos, mas os animais eram jovens e o mais pesado tinha 16,1 kg (VAN HEERDEN; KEFFEN, 1991). Algo que deve ser revisto são os relatos na literatura de doses generalizadas dos anestésicos para o grupo das ratitas, isto baseado nas observações de Cornick-Seahorn (1996) e Lin et al. (1997) quanto à necessidade de doses mais elevadas para emus e emas.

Ostrowski e Ancrenaz (1995) ao compararem a administração da associação etorfina/medetomidina e etorfina/quetamina nos músculos da coxa, via dardo, para imobilização química de avestruzes, observaram que o decúbito ocorreu mais rápido com a primeira associação, mas a duração do efeito foi curta. De acordo com Cornick-Seahorn (1996) a necessidade de doses elevadas de etorfina e a curta duração dos seus efeitos parece ter relação com o sistema porta renal, excreção renal do fármaco, e a alta taxa metabólica destas aves, o que também foi apresentado por Ostrowski e Ancrenaz (1995) que ainda acrescentaram em sua

discussão a possível ocorrência de uma rápida metabolização da etorfina nestes animais. Em relação aos resultados obtidos no experimento observou-se período hábil anestésico mais curto nas aves do grupo II, mas como não ocorreu diferença significativa quando se comparou ao grupo I, pode-se apenas sugerir que a influência da circulação porta renal em avestruzes foi de menor importância do que os relatos na literatura, contudo não se deve descartar que as diferenças no metabolismo desta espécie possam modificar o efeito anestésico da associação tiletamina/zolazepam, ou seja, alterar a duração de sua ação. A duração de ação de 15 a 20 minutos, após administração de 5 mg/kg, i.v. de tiletamina/zolazepam foi descrita por Gilsleider (1998), enquanto a dose de 2 a 8 mg/kg, i.v. dura em torno de 30 minutos segundo Perelman (1999). O aumento da dose de tiletamina/zolazepam, administrada pela via intramuscular e sem agente pré-anestésico, prolongou o tempo de imobilização em avestruzes de acordo com os achados de Van Heerden e Keffen (1991) que empregaram as doses de 5, 10, 15 e 20 mg/kg e os seus respectivos períodos de imobilização foram de $33,16 \pm 9,0$, $79,0 \pm 33,2$, $106,0$ e $126,4 \pm 48,0$ minutos. Desta forma, considerou-se relevante o período hábil anestésico obtido nos dois grupos deste experimento, já que se trata de animais mais velhos (8 a 12 meses de idade) e maiores ($72,5 \pm 9,35$ kg), quando comparado aos achados de Van Heerden e Keffen (1991). A maior duração da anestesia no grupo I pode estar relacionada à lenta absorção dos fármacos, já que os músculos na base das asas são pouco desenvolvidos e conseqüentemente bem menos vascularizados. Talvez, essas observações, possam ser esclarecidas com a realização de estudos farmacocinéticos, principalmente para se avaliar os agentes anestésicos.

Oelofen (1977) ao descrever a presença das três valvas portais renais nos avestruzes, o que se confirmou nos resultados deste estudo, pareceu evidente que desempenham uma função importante na regulação da circulação porta renal (BEZUIDENHOUT, 1999; FOWLER, 1991; HUCHZERMEYER, 1998). O mecanismo de abertura e fechamento destas valvas parece ser controlado por fibras nervosas autonômicas intrínsecas, conforme os achados de Akester (1970), Akester e Mann (1969), Bennett e Malfors (1975) e Burrows, Braun e Duckles (1983) para aves domésticas. A ação colinérgica promove o fechamento das valvas o que desvia a maior parte do fluxo sanguíneo venoso proveniente dos membros pélvicos diretamente para os túbulos renais, no entanto, quando as valvas estão abertas, sob efeito adrenérgico, o fluxo sanguíneo direciona-se diretamente para a circulação sistêmica (BURROWS; BRAUN; DUCKLES, 1983; CRUZ et al., 2001; SHIMADA; STURKIE, 1973). Nas preparações, evidenciou-se que o arranjo anatômico dos vasos e das valvas do sistema porta renal dos avestruzes podem desviar o fluxo sanguíneo da mesma forma como foi descrito para outras aves. Desta forma, deve-se considerar a interferência deste mecanismo nos períodos de observação dos grupos e ainda a possibilidade de interação dos fármacos com as fibras autonômicas das valvas. Embora haja evidências da inervação autonômica, os resultados de Odland (1978), Palmore e Ackerman (1985), Sturkie e Abati (1975) e Sturkie, Dirner e Gister (1978) não atribuem às valvas as variações na distribuição do fluxo sanguíneo nos vasos porta renais. Esses vasos, juntamente com as valvas, parecem regular os diferentes trajetos do fluxo sanguíneo no sistema porta renal (AKESTER, 1967), mas a pressão constante e o fluxo contínuo nas veias porta são mantidos pela regulação da abertura da valva ao elevar-se a pressão sanguínea no sistema (MIRABELLA; ESPOSITO; PELAGALLI, 1996). Levando-se em consideração as controvérsias

expostas e a ausência de maiores detalhes dos aspectos funcionais da circulação porta renal, na espécie em estudo, não foi possível estabelecer como ocorre a regulação do fluxo sanguíneo no sistema porta renal, já que a metodologia empregada no experimento permitiu somente observar seus componentes, verificar suas relações anatômicas e comparar com a literatura existente.

Na literatura consultada, observa-se que em grande parte dos protocolos anestésicos onde se empregou a quetamina, ocorreram fenômenos excitatórios durante a recuperação das ratitas, mesmo quando as associações foram realizadas na tentativa de minimizar as complicações relacionadas a este agente dissociativo (CORNICK; JENSEN, 1992; CORNICK-SEAHORN, 1996; GANDINI et al., 1986; OSTROWSKI; ANCRENAZ, 1995). A recuperação demorou mais no grupo I, mas a diferença foi pequena e não significativa em relação ao grupo II, assim deve-se considerar a velocidade de absorção dos fármacos anestésicos nos grupos e talvez menor interferência do desvio porta renal no grupo II. Em relação à avaliação da qualidade de recuperação os resultados obtidos foram iguais nos dois grupos e inclusive o mesmo escore nos animais nas duas anestésias, o que pode sugerir uma característica individual quanto a farmacocinética do protocolo anestésico empregado, principalmente na sua metabolização. As aves com recuperação ruim (16,67%) e razoável (16,67) nos dois grupos apresentaram hipertonia muscular, movimentos de pedalar e movimentação da cabeça e pescoço, sendo mais pronunciados no animal número cinco com escore ruim nas duas anestésias. Esses efeitos podem ser minimizados com o uso do diazepam na recuperação (CORNICK; JENSEN, 1992; CORNICK-SEAHORN, 1996; GILSLEIDER, 1998; LIN et al., 1997; PERELMAN, 1999) ou da azaperona no momento da indução (PERELMAN, 1999),

já que o zolazepam parece ser metabolizado mais rápido que a tiletamina nos avestruzes (CORNICK; JENSEN, 1992). Fantoni, Cortopassi e Bernardi (2002) destacam, o mecanismo de ação dos dissociativos e espécies, como o cão, onde a meia-vida do zolazepam possa ser mais curta que a tiletamina, como os fatores que podem desencadear uma recuperação com excitação e aumento da atividade motora, assim como os efeitos observados neste experimento. Assim como Perelman (1999), notou-se que o decúbito esternal, o capuz e a limitação de movimentos favoreceram uma recuperação mais tranqüila nos animais dos dois grupos.

A qualidade de indução foi razoável em uma ave do grupo I (16,67%) e ruim no animal número cinco (16,67%) do grupo II. É importante destacar que o animal número cinco apresentou o maior período de latência e menor período hábil do grupo II, além de uma recuperação ruim. No entanto, quando este animal fez parte do grupo I observou-se uma latência curta, indução de boa qualidade e o segundo maior período hábil anestésico (43 minutos), mas sua recuperação foi ruim. Assim, como Cruz et al. (2001) ao observar dois papagaios que não manifestaram sinais de anestesia ao receberem quetamina nos músculos da coxa, também pode ter ocorrido à atuação da circulação porta renal neste animal o que provavelmente justificaria os resultados obtidos.

A bradicardia foi observada por Cornick e Jensen (1992) e Gandini et al. (1986) após a associação xilazina e quetamina. Após a administração da xilazina, a frequência cardíaca permaneceu abaixo dos valores basais nos dois grupos, permanecendo nestes patamares mesmo depois da aplicação da tiletamina/zolazepam, conforme

também foi relatado por Lin et al. (1997) que empregou xilazina e butorfanol na pré-anestesia. Diferentemente, Van Heerden e Keffer (1991) além de não observarem bradicardia com o uso isolado da tiletamina/zolazepam, obtiveram incremento da frequência cardíaca após a dose de 20 mg/kg, i.m.. Desta forma, parece que a xilazina promoveu redução da frequência cardíaca mesmo quando utilizada com fármacos que apresentam efeitos simpatomiméticos (LIN et al., 1997), ou seja, os anestésicos dissociativos. Os resultados obtidos mostraram valores menores da frequência cardíaca nos animais do grupo I e observaram-se valores significativamente inferiores em M4 quando comparados a M1 e M5. A duração mais prolongada da anestesia em função da absorção mais lenta dos fármacos pode ter proporcionado a maior redução da frequência cardíaca neste grupo.

Lin et al. (1997) observaram em duas avestruzes anestesiadas com tiletamina/zolazepam e isoflurano períodos transitórios de apnéia, sendo o mesmo efeito relatado por Cornick e Jensen (1992) após a administração de tiletamina/zolazepam, i.v., e durante a manutenção com isoflurano. No presente estudo, houve incremento da frequência respiratória na maioria dos animais, principalmente no grupo II. Os dissociativos promovem depressão dose-dependente do sistema respiratório e uma respiração apnéustica segundo Fantoni, Cortopassi e Bernardi (2002), o que torna evidente sua ação nos centros respiratórios, já que podem modificar o padrão ventilatório normal. Talvez a ocorrência de apnéia esteja relacionada à administração da tiletamina/zolazepam pela via intravenosa no momento da indução, atingindo um pico elevado de concentração do anestésico dissociativo no sistema nervoso central em segundos, e conseqüentemente, depressão mais acentuada dos centros respiratórios. E, ainda, a manutenção da

anestesia com anestésicos inalatórios pode ter potencializado este efeito depressor. Os resultados obtidos demonstraram que a via intramuscular permitiu uma indução anestésica sem a ocorrência de apnéia, provavelmente, em decorrência da absorção lenta do fármaco dissociativo nos dois grupos. Em M3 alguns animais do grupo I apresentaram redução da frequência respiratória, sendo mais evidente na ave número quatro, justificando, assim, a diferença estatística encontrada ao comparar com o grupo II. Essa observação parece estar relacionada à absorção mais lenta dos anestésicos neste grupo e com o maior período de imobilização. A contenção química mais prolongada pode ter levado a uma maior redução no metabolismo das aves e, conseqüentemente, menor acúmulo de dióxido de carbono e necessidade de oxigênio tecidual, mas, também, deve-se considerar um menor efeito depressor nos centros respiratórios.

O experimento foi realizado a campo e sob as condições climáticas de calor e elevada umidade do ar, assim observou-se elevação da temperatura nos dois grupos, sendo que o maior incremento ocorreu nos animais do grupo II. Elmôr et al. (2004) relataram que a temperatura cloacal dos avestruzes é de aproximadamente 39 °C, mas os valores basais mensurados nos grupos foram superiores em todos os animais com uma única exceção. De acordo com Huchzermeyer (1998) as temperaturas normais registradas em avestruzes variam de 37,8 a 38,9 °C, atingindo até mesmo 40,7 °C. No entanto, dentre os valores basais obtidos no presente estudo, registrou-se a temperatura de 41,3 °C. A temperatura corporal nas avestruzes é regulada pela variação no posicionamento das plumas e o aumento da frequência respiratória, ou arquejamento, que possibilita a perda de calor por evaporação a partir da traquéia, dos sacos aéreos e da faringe (ELMÔR et al., 2004;

HUCHZERMEYER, 1998). Durante o arquejamento, a hiperventilação é redirecionada para fora da região de troca parabronquial, assim o avestruz não sofre de hipocapnia e alcalose respiratória como as outras aves (HUCHZERMEYER, 1998). A perda de calor ocorre a partir das áreas desprovidas de plumas do corpo e pescoço, sendo facilitada pelo eriçar das plumas e pela abertura e movimentação das asas (ELMÔR et al., 2004; HUCHZERMEYER, 1998). Desta forma, além da temperatura ambiental elevada, o decúbito esternal e a imobilização dos animais dificultaram a perda de calor, o que justifica o incremento da temperatura cloacal nos grupos. A hipertermia pode ocorrer em ratitas adultas expostas à temperatura e umidade ambiental elevadas, sendo uma situação comum a campo (CORNICK-SEAHORN, 1996). O principal mecanismo compensatório foi o arquejamento nas aves em estudo, sendo evidente a relação entre a elevação da temperatura cloacal e o aumento da frequência respiratória nos grupos, principalmente no grupo II onde a temperatura de dois animais foi superior a 42 °C. Além disso, procedeu-se à abertura das asas para facilitar, ainda mais, a perda de calor nos animais do experimento.

Apenas dois animais (33,33%) do grupo I apresentaram relaxamento muscular intenso e com duração aproximada de 20 minutos, enquanto no grupo II o mesmo grau de miorrelaxamento ocorreu em cinco aves (83,33%), mas por 10 a 15 minutos. Portanto, pode ser necessária uma dose mais elevada da tiletamina/zolazepam, quando for administrada nos músculos da base da asa, já que a lenta absorção parece ter disponibilizado menor quantidade dos fármacos para os seus locais de ação, dificultando o estabelecimento de uma anestesia com completo miorrelaxamento em quatro animais. No grupo II a absorção mais rápida promoveu

relaxamento muscular intenso na maioria das aves, apesar da curta duração, o que pode estar relacionado à metabolização e à excreção de parte dos fármacos em decorrência do desvio porta renal ou por ambos.

A anestesia em avestruzes, assim como nas ratitas de forma geral, parece restrita, na sua maioria, aos relatos de casos dos procedimentos cirúrgicos, com pouca literatura onde o foco central da discussão possa esclarecer perguntas sobre a atuação dos agentes anestésicos e a realização da conduta anestésica, o que também torna necessário maiores conhecimentos da morfologia, fisiologia e farmacologia desta espécie, fornecendo uma base mais sólida para uma ciência aplicada como a anestesiologia. A revisão de literatura mostrou que a maior parte das publicações está centrada, praticamente, em um mesmo círculo de autores, assim não se pode desmerecer esta contribuição, mas há necessidade de pesquisas em outras áreas do conhecimento para suprir dificuldades encontradas, como por exemplo, neste trabalho, onde se percebeu a falta de informações da farmacologia dos agentes anestésicos e também da fisiologia da circulação porta renal na espécie estudada. Portanto, os resultados obtidos neste experimento demonstraram que sob o ponto de vista morfológico os vasos e valvas porta renais apresentam um arranjo anatômico que possibilita o desvio do fluxo sanguíneo para os rins, mas, de acordo com a metodologia empregada e escassez de literatura, não foi possível determinar os aspectos funcionais da circulação porta renal. E, ainda, quanto ao local de aplicação dos fármacos na contenção química dos avestruzes as diferenças encontradas permitiram apenas supor menor envolvimento do sistema porta renal no desvio dos fármacos anestésicos aplicados na perna, assim se faz necessário

estudos farmacocinéticos aliados a fisiologia da circulação porta renal para se estabelecer uma real preocupação quanto a esta questão.

7 CONCLUSÕES

A partir dos resultados obtidos pode-se concluir que:

- O sistema porta renal do *Struthio camelus* apresentou-se constituído por duas veias portais renais craniais bem reduzidas, duas veias portais renais caudais e seis valvas portais renais.
- Cada veia porta renal caudal apresentou-se relacionada, cranialmente, com a veia femoral, a partir da sua união com a veia ilíaca externa, e caudalmente, com a veia isquiática e ilíaca interna.
- A disposição da base das valvas porta renal cranial, média e caudal apresentou-se como uma parede contínua da veia porta renal caudal e seus ápices encontram-se voltados para a veia ilíaca comum.
- O protocolo anestésico composto por xilazina, tiletamina e zolazepam promoveu contenção química adequada para a realização de procedimentos de curta duração a campo nos avestruzes e os parâmetros avaliados apresentaram comportamento semelhante nos dois grupos, sugerindo que os músculos da base das asas é um local alternativo para administração de fármacos anestésicos.
- Os parâmetros avaliados não forneceram diferenças nos grupos que possam evidenciar a influência do sistema porta renal na administração de fármacos anestésicos nos músculos dos membros pélvicos.

REFERÊNCIAS

AKESTER, A. R. Renal portal shunts in the kidney of the domestic fowl. **Journal Anatomic**, v. 101, n. 3, p. 569-594, 1967.

AKESTER, A. R.; MANN, S. P. Adrenergic and cholinergic innervation of the renal portal valve in the domestic fowl. **Journal Anatomic**, v. 104, n. 2, p. 241-252, 1969.

AKESTER, A. R. Dense core vesiculated axons in the renal portal valve of the domestic fowl. **Journal Anatomic**, v. 106, n. 1, p. 185-186, 1970.

BARREIRO, R. H.; MASSONE, F.; BALIEIRO, J. C. C.; ELMÔR, R. A.; HATSCHBACH, E.; LOBO, M. A. M. S. Associação de levomepromazina, midazolam, e quetamina ou levomepromazina, diazepam e quetamina pela via intravenosa em avestruz (*Struthio camelus*). **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 9, n. 1, p. 148-150, 2002. Suplemento.

BAUMEL, J. J. Coração e vasos sanguíneos das aves. In: GETTY, R. **Sisson/Grossman anatomia dos animais domésticos**. 5. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1986. v. 2, p. 1842-1889.

BAUMEL, J. J.; KING, A. S.; BREAZILE, J. E.; EVANS, H. E.; VANDEN, J. C. **Handbook of avian anatomy: nomina anatomica avium**. 2. ed. Cambridge: Berge, 1993. p. 779.

BENNETT, T.; MALFORMS, T. Autonomic control of renal portal blood flow in the domestic fowl. **Experientia**, v. 31, n. 10, p. 1177-1178, 1975.

BEZUIDENHOUT, A. J. The topograph of the thoraco – abdominal viscera in the ostrich (*struthio camelus*). **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 53, n. 2, p. 111-117, 1986.

BEZUIDENHOUT, A. J. Anatomy. In: DEEMING, D. C. **The ostrich: biology, production and health**. London: CABI Publishing, 1999. p.13-49.

BLACKBURN, R.; PRASHAD, D. The avian renal portal system: a model for studying nephrotoxicity of xenobiotics. **Toxicology Letters**, v. 53, p. 219-221, 1990.

BURROWS, M. E.; BRAUN, E. J.; DUCKLES, S. P. Avian renal portal valve: a reexamination of its innervation. **American Journal Physiology**, v. 245, n. 4, p. H628-634, 1983.

CARRER, C. C.; KORNFELD, M. E.; ELMÔR, R. A. Origem e histórico. In: CARRER, C. C.; ELMÔR, R. A.; KORNFELD, M. E.; CARVALHO, M. C. **A criação do avestruz: guia completo de A a Z**. Pirassununga: C. C. Carrer, 2004. p. 13-16.

CARRETERO, A.; DITRICH, H.; NAVARRO, M.; RUBERTE, J. Afferent portal venous system in the mesonephros and metanephros of chick embryos: development and degeneration. **The Anatomical Record**, v. 247, n. 1, p. 63-70, 1997.

CARVALHO, M. C.; CARRER, C. C.; KORNFELD, M. E.; ELMÔR, R. A.; KAMIMURA, E. S.; FREIRE, M. T. A. Mercado e produtos. In: CARRER, C. C.; ELMÔR, R. A.; KORNFELD, M. E.; CARVALHO, M. C. **A criação do avestruz: guia completo de A a Z**. Pirassununga: C. C. Carrer, 2004. p. 197-217.

CORNICK, J. L.; JENSEN, J. Anesthetic management of ostriches. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 200, n. 11, p. 1661-1666, 1992.

CORNICK-SEAHORN, J. L. Anesthesiology of ratites. In: SHANE, S. M. ;TULLY, T. N. **Ratite management, medicine and surgery**. Florida, Malabar: Kriegler Publishing Company, 1996. p. 79-94.

CORNICK-SEAHORN, J. L.; MARTIN, G. S.; TULLY, T. N.; MORRIS, J. M. Tourniquet-induced hypertension in an ostrich. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 207, n. 3, p. 344-346, 1995.

CRUZ, M. L.; LUNA, S. P. L.; CASTRO, G. B.; MASSONE, F.; TEIXEIRA NETO, F. J. Avaliação da importância do sistema porta-renal em papagaios (*Amazona aestiva*). **Revista de Educação Continuada CRMV-SP**, v. 4, n. 1, p. 40-44, 2001.

CULLEN, L. K.; GOERKE, M. A.; SWAN, R. A.; CLARK, W. T.; NANDAPI, D.; COLBOURNE, C. Ostrich anaesthesia: xylazine premedication followed by alphaxalone/alphadolone and isoflurano. **Australian Veterinary Journal**, v. 72, n. 4, p. 153-154, 1995.

DEEMING, D. C. Introduction. In: _____. **The ostrich: biology, production and health**. London: CABI Publishing, 1999. p.1-11.

ELMÔR, R. A.; CARRER, C. R. O.; CARVALHO, M. C. Biologia e meio ambiente. In: CARRER, C. C.; ELMÔR, R. A.; KORNFELD, M. E.; CARVALHO, M. C. **A criação do avestruz: guia completo de A a Z**. Pirassununga: C. C. Carrer, 2004. p. 17-32.

FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G.; BERNARDI, M. M. Anestésicos intravenosos e outros parenterais. In: SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L.; BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. 3. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2002. p. 117-128.

FOWLER, M. E. Comparative clinical anatomy of ratites. **Journal Zoo Wild Medicine**, v. 22, n. 2, p. 204-227, 1991.

GANDINI, G. C. M.; KEFFEN, R. H.; BURROUGHS, R. E. J.; EBEDES, H. An anaesthetic combination of ketamine, xylazine and alphaxalone-alphadolone in ostriches (*Struthio camelus*). **The Veterinary Record**, v. 118, n. 26, p. 729-730, 1986.

GILSLEIDER, E. F. Anesthesia and surgery of ratites. **Veterinary Clinics of North America: food animal practice**, v. 14, n. 3, p. 503-524, 1998.

GRUBB, B. Use of ketamine to restraint and anesthetize emus. **Veterinary Medicine/Small Animal Clinician**, v. 78, n. 2, p. 247-248, 1983.

GUIMARÃES, L. D.; MORAES, A. N. Anestesia em aves: agentes anestésicos. **Ciência Rural**, v. 30, n. 6, p. 1073-1081, 2000.

HONNAS, C. M.; JENSEN, J.; CORNICK, J. L.; HICKS, K.; KUESIS, B. S. Proventriculotomy to relieve foreign body impaction in ostriches. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 199, n. 4, p. 461-465, 1991.

HONNAS, C. M.; JENSEN, J. M.; BLUE-MCLENDON, A.; ZAMOS, D. T.; LIGHT, G. S. Surgical treatment of egg retention in emus. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 203, n. 10, p. 1445-1447, 1993.

HUCHZERMEYER, F. W. **Diseases of ostriches and other ratites**. Onderstepoort: Agricultural Research Council, 1998. 296 p.

JACOBSON, E. R.; ELLISON, G. W.; MCMURPHY, R.; HEARD, D. J.; ACKERMAN, N. Ventriculostomy for removal of multiple foreign bodies in an ostrich. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 189, n. 9, p. 1117-1119, 1986.

LIN, H. C.; TODHUNTER, P. G.; POWE, T. A.; RUFFIN, D. C. Use of xylazine, butorfanol, tiletamine-zolazepam, and isoflurane for induction and maintenance of anesthesia in ratites. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 210, n. 2, p. 244-248, 1997.

KING, A. S. Aparelho urogenital das aves. In: GETTY, R. **Sisson/Grossman anatomia dos animais domésticos**. 5. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1986. v. 2, p. 1798-1839.

KRAUTWALD-JUNGHANNS, M-E.; TELLHELM, B.; KOSTKA, V. M.; TACKE, S. Surgical removal of ventricular foreign bodies from an adult ostrich (*Struthio camelus*). **The Veterinary Record**, v. 145, n. 22, p. 640-642, 1999.

LUDDERS, J. W.; MATTHEUS, N. Birds. In: THURMON, J. C.; TRANQUILLY, W. J.; BENSON, G. J. **Lumb & Jones' veterinary anesthesia**. 3. ed. Baltimore: Williams & Wilkins, 1996. p.645-669.

MAGRAS, I. N.; ASTERIADIS, G. I. Anatomical study of the renal portal system in the duck (*Anas platyrhincos*). **Archives d' Anatomie, d' Histologie et d' Embryologie Normales et Expérimentales**, v. 72, p. 105-111, 1989.

MATTHEWS, N. S.; BURBA, D. J.; CORNICK, J. L. Premature ventricular contractions and apparent hypertension during anesthesia in an ostrich. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 198, n. 11, p. 1959-1961, 1991.

MCCLURE, S. R.; TAYLOR, T. S.; JOHNSON, J. H.; HEISTERKAMP, K. B.; SANDERS, E. A. Surgical repair of traumatically induced collapsing trachea in an ostrich. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 207, n. 4, p. 479-480, 1995.

MIRABELLA, N.; ESPOSITO, V.; PELAGALLI, G. V. The valva portalis renalis in the duck (*Anas platyrhynchos*). **Acta Anatomica**, v. 157, n. 2, p. 151-158, 1996.

MUNIZ, L. R. Estatística do atual rebanho de avestruzes no Brasil. In: **ANUÁRIO da Estruticultura Brasileira 2005/06**. São Paulo: ACAB, 2006. p. 107-112.

NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. **Anatomy of the domestic birds**. Berlin - Hamburgo: Paul Parey, 1977. p. 202.

ODLING, B. Blood flow distribution in the renal portal system of the intact hen. A study of a venous system using microspheres. **Acta Physiology Scandinavica**, v. 102, p. 342-356, 1978.

OELOFEN, B. W. The renal portal valves of the ostrich, *Struthio camelus*. **South African Journal of Science**, v. 73, p. 57-58, 1977.

OSTROWSKI, S.; ANCRENAZ, M. Chemical immobilization of red-necked ostriches (*Struthio camelus*) under field conditions. **The Veterinary Record**, v. 136, n. 6, p. 145-147, 1995.

PALMORE, W. P.; ACKERMAN, N. Blood flow in the renal portal circulation of the turkey: effect of epinephrine. **American Journal Veterinary Research**, v. 46, n. 7, p. 1589-1592, 1985.

PERELMAN, B. Health management and veterinary procedures. In: DEEMING, D. C. **The ostrich: biology, production and health**. London: CABI Publishing, 1999. p.321-346.

PORTELLA, R. B. O avestruz no mundo e no Brasil. In: **ANUÁRIO da Estruticultura Brasileira 2005/06**. São Paulo: ACAB, 2006. p. 7-35.

RAATH, J. P.; QUANDT SYBILLA, K. F.; MALAN, J. H. Ostrich (*Struthio camelus*) immobilization using carfentanil and xylazine and reversal with yohimbine and naltrexone. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 63, n. 4, p. 138-140, 1992.

SAROGLU, M.; YUCEL, R.; AKTAS, M. Granulomatous conjunctivitis in an ostrich. **Veterinary Ophthalmology**, v. 6, n. 4, p. 337-339, 2003.

SHIMADA, K.; STURKIE, P. D. Renal portal circulation in chickens. **Japan journal Veterinary Science**, v. 35, p. 57-63, 1973.

SHWALUK, T. W.; FINLEY, D. A. Proventricular-ventricular impaction in an ostrich chick. **Canadian Veterinary Journal**, v. 36, n. 2, p. 108-109, 1995.

SILLER, W. G.; HINDLE, R. M. The arterial blood supply to the kidney of the fowl. **Journal Anatomic**, v. 104, n. 1, p. 117-135, 1969.

SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L. Tranqüilizantes, relaxantes musculares de ação central e antidepressivos. In: SPINOSA, H. S.; GÓRNIK, S. L.; BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. 3. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2002. p. 146-157.

STURKIE, P. D.; ABATI, A. Blood flow in mesenteric, hepatic portal and renal portal veins of chickens. **Pflügers Archives**, v. 359, p. 127-135, 1975.

STURKIE, P. D.; DIRNER, G.; GISTER, R. Role of renal portal valve in the shunting of blood flow in renal and hepatic circulations of chickens. **Compendium Biochemical Physiology**, v. 59C, p. 95-96, 1978.

TULLY, T. N. Health examination and clinical diagnostic procedures of ratites. **Veterinary Clinics of North America: food animal practice**, v. 14, n. 3, p. 401-420, 1998.

VAN HEERDEN, J.; KEFFEN, R. H. A preliminary investigation into the immobilizing potential of a tiletamine/zolazepam mixture, medetomidine, a medetomidine and azaperone combination and medetomidine in ostriches (*Struthio camelus*). **Journal of the African Veterinary Association**, v. 62, n. 3, p. 114-117, 1991.