

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINARIA

MONOGRAFIA

Perfil bioquímico renal de araras canindé (*Ara ararauna*) clinicamente
sadias mantidas em cativeiro no Estado da Paraíba

SÂMYA FELIZARDO DE SOUZA

2011



UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINARIA

MONOGRAFIA

Perfil bioquímico renal de araras canindé (*Ara ararauna*) clinicamente
sadias mantidas em cativeiro no Estado da Paraíba

SÂMIA FELIZARDO DE SOUZA

Graduanda

Prof. Dr. ADRIANO FERNANDES FERREIRA
Orientador

Patos-PB, junho de 2011

FICHA CATALOGADA NA BIBLIOTECA SETORIAL DO CSTR /
UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE

S729p

2011

Souza, Sâmya Felizardo de

Perfil bioquímico renal de araras Canindé (*Ara ararauna*) clinicamente sadias mantidas em cativeiro no Estado da Paraíba /, Sâmya Felizardo de Souza- Patos - PB: UFCG/UAMV, 2011.

34f.: il. Color.

Inclui Bibliografia.

Orientador: Adriano Fernandes Ferreira

(Graduação em Medicina Veterinária) Centro de Saúde e Tecnologia Rural, Universidade Federal de Campina Grande.
1-Patologia Clínica 2- Bioquímica Sérica. 3- Fisiologia renal - Aves. 4 – Anatomia Renal – Aves. 5 – Aves – Patologia Clínica

CDU: 616:619

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE - UFCG
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS - PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

SÂMIA FELIZARDO DE SOUZA

Graduanda

Monografia submetida ao Curso de Medicina Veterinária como requisito parcial para
obtenção do grau de Médica Veterinária.

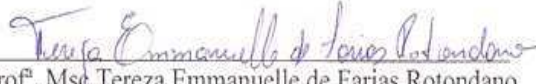
APROVADO EM 15/06/2011

MÉDIA: 10,0 (dez)

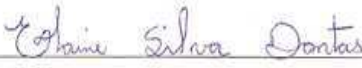
BANCA EXAMINADORA


Prof. Dr. Adriano Fernandes Ferreira
ORIENTADOR

10,0
Nota


Prof. Msc Tereza Emmanuelle de Farias Rotondano
EXAMINADOR I

10,00
Nota


Medica Veterinária Elaine Silva Dantas
EXAMINADOR II

10,0
Nota

Dedico este trabalho a meus pais pela força e incentivo, nunca me permitindo desistir e instigando a querer sempre mais, estando presentes, sempre disponíveis, a qualquer hora e a qualquer momento sei que posso contar com vocês meus grandes e verdadeiros amores.

AGRADECIMENTO

“Em minha oração Senhor... Hoje eu não vou pedir, só quero agradecer eu te agradeço por tudo, por me aliviar a dor e me ajudar a seguir e me fazer crescer e abrir meus olhos para o mundo. Por cada dia, por cada vez que eu me refaço, pelo o aconchego de um abraço, uma palavra de carinho, por cada sonho, que se tornou realidade, por me mostrar cada verdade, por estar sempre em meu caminho.”

A meus pais Ismael e Sônia, indiscutivelmente. A família é o nosso alicerce. Mas além de alicerce tem aqueles que são também pilares de nossa sustentação. Sustentam ao meu lado, as cargas que a vida deposita sobre nós.

A minha avó Hilda que foi uma segunda mãe e a meu tio Antônio que sempre foi um pai, filho e amigo que sempre orou por mim e fez com que eu me visse como uma pessoa muito importante no meio de tantas outras.

Minha irmã de coração Fran, que sempre foi muito atenciosa e amorosa, como uma irmã deve ser. Assim como Isabella, Luciana e Michele.

A cidade de Patos que me fez crescer tanto e me deu oportunidade de conhecer pessoas tão iluminadas de tantos cantos. Pessoas como Annielle, Vinícius, Thiago, Janiely, Luiz, Gustavo, Sarah, Kamila e Samara que estiveram ao meu lado em momentos que eu pensei que talvez não fosse aguentar, elas me mostraram que eu posso. A turma 2006.2 que foi onde fiz amigos para toda a vida.

Ao meu orientador Prof. Dr. Adriano Fernandes que me guiou e ajudou em todo o processo deste projeto.

Ao Laboratório de Patologia Clínica (LPC) do Hospital Veterinário, por ter me proporcionado o aprendizado e ter me apresentado pessoas tão maravilhosas com Elaine (Plim), Laiane, Dona Solange e Erotides, muito obrigada a todos vocês pela ajuda, pelas manhãs e tardes que passamos juntos.

Ao Grupo de Estudo sobre Animais Silvestres (GEAS) fez com que eu me achasse na medicina veterinária e a seus membros, que na verdade é uma família que luta junta por um ideal. Ao Centro de Triagem de Animais Silvestre (CETAS) e ao Parque Zoobotânico Arruda Câmara – BICA que me deram oportunidade de fazer meu projeto.

Agradeço principalmente aos animais que fazem de mim um ser humano melhor.

SUMARIO

	Pág.
Lista de Figuras	07
Lista de Tabelas	08
Lista de Quadros	09
Resumo	10
Abstract	11
1. INTRODUÇÃO	12
2. REVISÃO DE LITERATURA	13
2.1. Taxonomia e biologia geral da Arara Canindé	14
2.2. Arara Canindé (<i>Ara ararauna</i>)	14
2.3. Sistema renal das aves	15
2.4. Bioquímica sanguínea	17
2.4.1. Amônia	19
2.4.2. Ácido Úrico	21
2.4.3. Uréia	22
2.4.4. Creatinina	22
3. MATERIAL E MÉTODOS	23
3.1. Local do experimento	23
3.2. Obtenção e manipulação das amostras	23
3.3. Obtenção de amostras/ Colheita e manipulação das amostras	23
4. RESULTADO E DISCUSSÃO	26
4.1. Resultados	26
4.2. Discussão	28

5. CONCLUSÃO	30
6. BIBLIOGRAFIA	31

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1 – Arara canindé (<i>Ara ararauna</i>) em cativeiro no recinto do CETAS / FONTE: SOUZA (2011)	14
Figura 2: Sistema urogenital feminino e masculino. FONTE: http://www.calopsitamania.com.br/gpage10.html Acesso em 15 de maio de 2011.	16
Figura 3: Formação do excremento / FONTE: VILELA (2006)	20
Figura 4: Coleta de sangue em arara canindé (<i>Ara ararauna</i>) / FONTE: SOUZA (2011)	24
Figura 5: Tubo contendo amostra de sangue. / FONTE: SOUZA (2010)	24
Figura 6: Kit comercial utilizado para dosagem de ácido úrico (AU). / FONTE: SOUZA (2011).	25

LISTA DE TABELAS

	Pág.
Tabela 1: Valores do ácido úrico (AU) de araras canindé (<i>Ara ararauna</i>), por animal, utilizados no experimento, clinicamente sadias e mantidas em cativeiro no estado da Paraíba.	26
Tabela 2: Valor médio, mínimo e máximo do ácido úrico (AU) de araras canindé (<i>Ara ararauna</i>) mantidas em cativeiro no estado da Paraíba em 2010/2011.	27
Tabela 3: Valores da uréia (UR) de araras canindé (<i>Ara ararauna</i>), por animal, utilizados no experimento, clinicamente sadias e mantidas em cativeiro no estado da Paraíba.	27
Tabela 4: Valor médio, mínimo e máximo do uréia (UR) de araras canindé (<i>Ara ararauna</i>) mantidas em cativeiro no estado da Paraíba em 2010/2011.	27

LISTA DE QUADROS

	Páginas
QUADRO 1: Principais provas bioquímicas empregadas para as aves e condições de armazenamento das amostras. FONTE: SCHMIDT et al. (2007)	18
QUADRO 2: Valores hematológicos e bioquímico - séricos de arara canindé (<i>Ara ararauna</i>). FONTE: FUDGE (2000)	19

RESUMO

SOUZA, SÂMIA FELIZARDO. Perfil bioquímico renal de arara canindé (*Ara ararauna*) clinicamente sadias mantidas em cativeiro no estado da Paraíba. Patos, UFCG 2011 37pg (trabalho de conclusão de curso em medicina veterinária).

Resumo: O Brasil possui um considerável número de espécies de psitacídeos catalogados, perfazendo cerca de 80 espécies, sendo que as araras canindé (*Ara ararauna*), uma das maiores representantes dessa ordem, podem ser encontradas em florestas nas diversas regiões brasileiras. O Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) normalizou a comercialização de animais da fauna silvestre provenientes de criadouros e conseqüentemente ocorreu um aumento do número destes animais como de estimação. Atualmente, há pouco conhecimento sobre os parâmetros clínicos e laboratoriais de espécies silvestres em cativeiro. O presente trabalho teve como objetivo determinar parâmetros de bioquímica de araras canindé (*Ara ararauna*) saudáveis de sexo e faixa etária distintas mantidas no IBAMA e no Parque Zoológico Arruda Câmara (BICA) com alimentação e manejo controlados. Foi realizada dosagem bioquímica de ácido úrico (AU) e uréia (UR) em 24 indivíduos, cujos resultados por ácido úrico (AU) para médias, desvio padrão, valores mínimo e máximo foram: 3.4 (\pm 0.7), 1.8 e 4.9 respectivamente. Para a uréia (UR), as análises encontradas para médias, desvio padrão, valores mínimo e máximo foram: 5.3 (\pm 1.2), 3.7 e 7 respectivamente.

Palavras-chave: *Ara ararauna*, ácido úrico, uréia.

ABSTRACT

SOUZA, SÂMIA FELIZARDO. Renal biochemical profile of Blue and Gold Macaw (*Ara ararauna*) clinically healthy in captivity in the state of Paraíba. Patos, UFCG 2011 37pg (work of course conclusion in veterinary medicine).

Abstract: Several psittacines have been cataloged in Brazil, totaling nearly 80 species. The blue-and-yellow macaw (*Ara ararauna*), the most representative species of the Psittaciformes order, lives in the forest areas of different Brazilian regions (IBAMA), Brazilian environmental protection agency, has authorized the trade of wild animals raised in breeding facilities; consequently, their use as household pets has increased ever since. Currently, too little is known about clinical and laboratory parameters of wild species bred in captivity. The aim of the present study was to determine the serum biochemical parameters the blue-and-yellow macaws (*Ara ararauna*) of different sexes and ages reared in IBAMA and Zoobotanic Park Arruda Camara (BICA) breeding facility under controlled and standardized feeding and management practices.

The performed biochemical determination of uric acid (UA) and urea (UR) in 24 subjects, whose results for uric acid (UA) for averages, standard deviation, minimum and maximum values were: 3.4 (\pm 0.7), 1.8 and 4.9 respectively. For urea (UR), the analysis found for medium, standard deviation, minimum and maximum values were 5.3 (\pm 1.2), 3.7 and 7 respectively.

Keywords: *Ara ararauna*, uric acid, urea.

1. INTRODUÇÃO

As aves de todo mundo são representadas por aproximadamente 8.600 espécies, classificadas em diversas ordens, famílias, gêneros e espécies (GODOY, 2007). A família *Psittacidae* encontra-se distribuída na zona tropical do globo e essas aves são tão antigas que foram citadas, desde de 3.000 a.C. e ainda perdura na literatura Hindu (FORBES & LAWTON, 1996).

Embora variem bastante de tamanho, coloração e peso, poucas ordens possuem características tão específicas que permitam o imediato reconhecimento de um psitacídeo (GODOY, 2007).

Não há um censo preciso sobre o número de espécies silvestres mantidas ilegalmente como animais de estimação no Brasil. Através das portarias 117 e 118 de 15 de outubro de 1997, o Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) regularizou a criação de espécies silvestres nativas e a comercialização de animais vivos, promovendo um incentivo à criação de aves em cativeiro. Atualmente tem-se observado uma elevada casuística clínica de aves silvestres de modo que se fez necessário que o médico veterinário atuante nessa área mantenha-se constantemente atualizado.

No Brasil, poucos são os estudos direcionados à obtenção de valores de referências com os diversos constituintes hematológicos e bioquímicas das aves. No tocante às aves silvestres, a lacuna é ainda maior, de forma que os médicos veterinários que labutam nessa área têm recorrido a valores obtidos em outros países com características climáticas, ambientais, manejo e alimentação bastante diferentes das nossas, o que pode levar a erros na interpretação.

Em aves, a determinação de parâmetros de avaliação de referências da bioquímica renal como o ácido úrico e a uréia são de fundamental importância para o diagnóstico de diversas enfermidades que possam acometer esses indivíduos, sobretudo aqueles envolvem o trato urinário.

Frente à escassez de dados na literatura nacional abordando os valores de normalidade para esses constituintes, o presente trabalho objetivou traçar o perfil de bioquímica de ácido úrico (AU) e uréia (UR) dos animais mantidos em cativeiro no Estado da Paraíba.

2. REVISÃO DE LITERATURA

Segundo Sick (1997) a ordem dos Psitaciformes é classificada, em três grandes famílias: a Loridae (lóris), a Cacatuidae (cacatuas) e a Psittacidae (papagaios, araras, periquitos, jandáias e maracanãs). Tais animais são bastante populares como animais de estimação (CARVALHO, 2004).

No Brasil, seis espécies de araras verdadeiras são conhecidas: *Anodorhynchus hyacinthinus*, *Anodorhynchus leari*, *Anodorhynchus glaucus* (já extinta), *Ara ararauna*, *Ara macao* e *Ara chloroptera*. Encontravam-se distribuídas por todo território brasileiroas *A. ararauna*, *A. macao* e *A. chloroptera*; porém, no momento, restringem-se às regiões Norte, Centro-Oeste e pequenas populações em estados isolados do Nordeste e Sudeste (COLLAR, 1997; SICK, 1997; CERQUEIRA, 2006).

Das 344 espécies de psitacídeos existentes no mundo, 72 são encontradas no Brasil sendo as araras e os papagaios os maiores representantes; fato evidenciado nos primeiros mapas desenhados a partir do ano de 1.500, que cognominou o país como “Terra dos papagaios” (SICK, 1997).

Muitas espécies de psitacídeos são caracterizadas pela plumagem vistosa e asas compridas. O bico é uma característica predominante, sendo que a base do bico é larga, a ponta é fina e afiada, possuindo uma curva ampla, e que devido, a isso são nomeados de aves do bico redondo, possuindo uma articulação entre a maxila e o crânio bem desenvolvida, com a função de aumentar a sua força do bico com movimentos de extensão para facilitar a abertura de sementes duras. A língua tem uma considerável espessura e possui aproximadamente 400 papilas gustativas (SICK, 1997).

Quanto à plumagem, também podem ocorrer, áreas desprovidas de penas, como ocorre ao redor do globo ocular. Algumas exceções, como os *Psittichas fulgidus*, *Pionopsitta vultrurina* e *Pionopsitta aurantiocephala*, espécies frutívoras, são desprovidas de penas por toda a cabeça. Essa é proporcionalmente grande e larga e o pescoço curto. As patas são zigodáctilas, ou seja, o primeiro e quarto dedos estão voltados para trás e segundo e terceiro para frente, permitindo destreza nos movimentos. O tamanho e o peso dos psitacídeos variam muito (GODOY, 2007).

2.1. Taxonomia e biologia geral da Arara Canindé

Reino: *Animalia*

Sub-reino: *Eumetazoa*

Ramo: *Bilatéria*

Filo: *Chordata*

Subfilo: *Vertebrata*

Superclasse: *Gnathostomata*

Classe: *Aves*

Subclasse: *Neornithes*

Superordem: *Neognathae*

Ordem: *Psittaciforme*

Famílias: *Psittacidae*

Gênero: *Ara*

Espécie: *A. ararauna*

Nome binomial: *Ara ararauna*

2.2. Arara Canindé (*Ara ararauna*)

Possui o bico preto e uma plumagem caracterizada principalmente pelo azul de suas asas e pelo amarelo de seu ventre podendo chegar a medir até 80 cm de comprimento (Figura 1).



Figura 1 – Arara Canindé (*Ara ararauna*) em cativeiro no recinto do CETAS

FONTE: SOUZA (2011)

Pode ser encontrada desde a América Central até o sudeste do Brasil, Bolívia e Paraguai. Habitam beiras de mata e várzeas de palmeiras (GALETTI, 2002).

Normalmente é observada voando aos pares ou até mesmo num grupo com três indivíduos, podendo este último ser um filhote. Dormem em bandos com até 30 indivíduos e fazem grandes deslocamentos diários desde a área de alimentação até a área de descanso (GODOY, 2001).

Quando chega a época reprodutiva, formam casais que permanecem monogâmicos por toda vida. Procriam a cada dois anos e a postura de ovos compreende os meses de agosto e janeiro, colocando em média 2 ovos com período de incubação de aproximadamente 30 dias. Os filhotes permanecem no ninho até a décima terceira semana, período no qual são alimentados pelos pais que regurgitam o alimento em seus bicos. Nessas aves não existe dimorfismo sexual, para descobrir é necessário fazer exame de DNA ou ultrassonografia. (VERDIANI, 1997).

Nidificam em buracos de troncos ocos, preferindo os ninhos bem profundos para proteger os ovos e filhotes da ameaça de possíveis predadores, como o tucano e primatas de médio porte. Quando os pais encontram um ninho potencial, afofam o fundo do mesmo com a madeira triturada, que raspam das laterais da árvore, facilitando a secagem do fundo que ficará repleto de fezes dos filhotes. Os ovos postos são chocados principalmente pela fêmea que é visitada e alimentada pelo macho (HOYO et al., 1997).

O sucesso da criação de psitacídeos em cativeiro depende de boas práticas de manejo, bem como do controle e tratamento de doenças. Essas aves são acometidas por inúmeras enfermidades como hepatopatias, parasitoses, neoplasias e intoxicações. São as principais fontes de infecção para o homem por *Chlamyphilapsittaci*(CARVALHO, 2004). Portanto, conhecer a fisiologia e os valores dos parâmetros de normalidade desses animais auxilia o médico veterinário na prevenção, controle e tratamento de diversas doenças que os acometem (LUMEIJ & OVERDUIN, 1990; CARVALHO, 2004).

2.3.Sistema renal das aves

O rim participa do metabolismo corporal, sendo o mais importante órgão de excreção. Através da filtração, do sangue e da reabsorção de diversos compostos

necessários ao organismo, mantém constante a pressão osmótica, o equilíbrio ácido - básico e a concentração de íons hidrogênio nos fluidos corporais (GÜRTLER, 1993).

As aves possuem dois rins que são proporcionalmente grandes, com lobos irregulares, adaptando-se às depressões do sinsacro e, como todos os amniotas, são do tipo metanefro. Cada rim tem um ureter que se abre na cloaca, onde a urina mistura-se com as fezes. A maioria das aves não possui bexiga, as únicas que possuem são as aves corredoras (ema e avestruz), a urina é composta por diminutos corpos esféricos de ácido úrico e sais de urato, aparecendo junto com as fezes como um material esbranquiçado (UNESP, 2009).

Os rins são pareados, cada um apresentando três lobos localizados ao lado da coluna vertebral posterior aos pulmões. Sua cor é marrom e possui a forma de um retângulo alongado como mostra a Figura 2 (MORENG & AVENS, 1990).

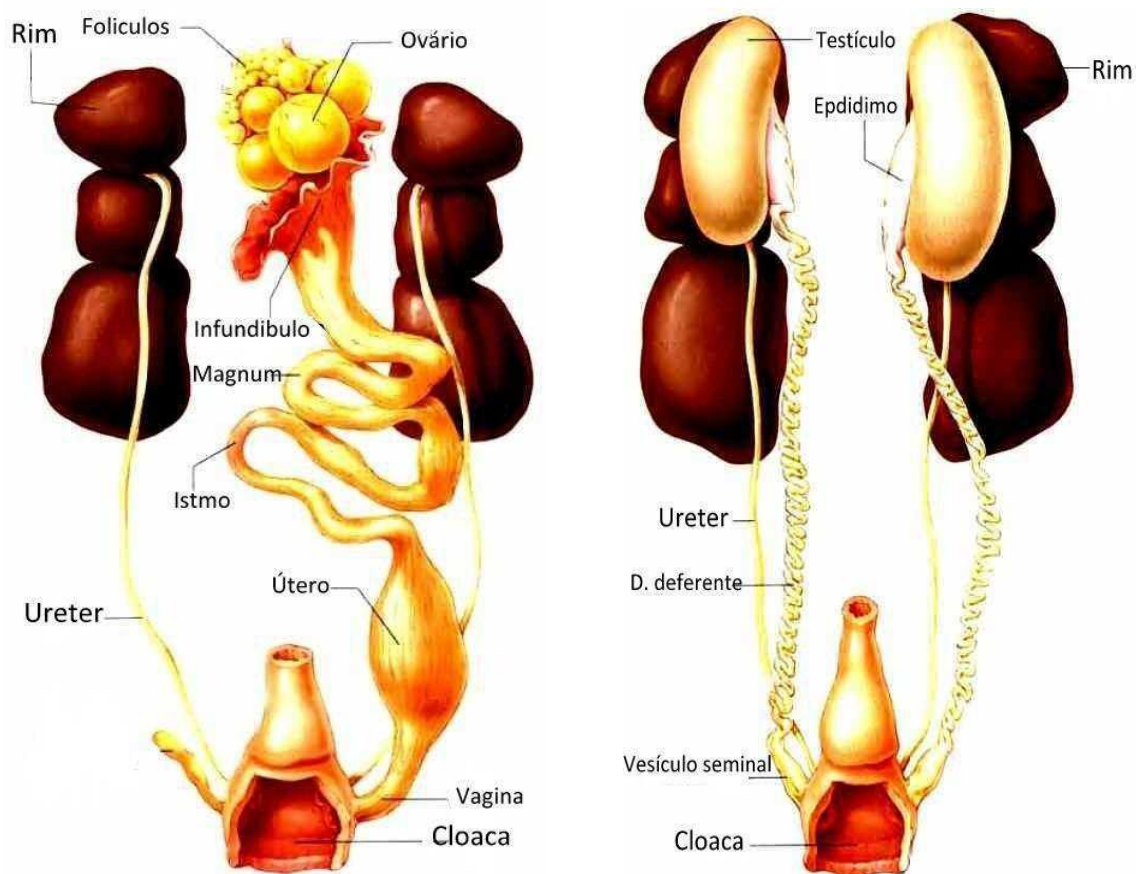


Figura 2: Sistema urogenital feminino e masculino.

FONTE: <http://www.calopsitamania.com.br/gpage10.html> Acesso em 15 de maio de 2011.

A estrutura renal é dividida em lóbulo e lobo. O lóbulo é limitado pelas veias portas renais e histologicamente têm formato de pêra. Macroscopicamente eles se sobrepõem como pequenas projeções arredondadas, com veias aferentes em suas bordas. O rim divide-se em córtex e medula sendo o córtex formado por regiões largas, mais externas, com os néfrons corticais e medulares, além das alças de Henle dos néfrons medulares. A medula é formada pelas hastes dos lóbulos, composta por túbulos coletores em feixes e porção inicial dos ureteres (RUPLEY, 1999).

Nas aves domésticas, há apenas uma valva em cada rim, a qual se localiza no início da veia ilíaca comum, lateralmente à abertura da veia renal caudal e medialmente à confluência da veia porta renal caudal à veia ilíaca externa (BAUMEL, 1986; KING, 1986; MAGRAS & ASTERIADIS, 1989).

Possuem dois tipos de néfrons: os néfrons tipo “répteis” ou cortical superficial, (que não apresentam as alças dos néfrons e recebem sangue do sistema porta renal) e os néfrons tipo “mamífero” ou medulares profundos (que apresentam alças dos néfrons e são envolvidos com o processo do gradiente osmótico de formação de urina). Os rins das aves recebem sangue do sistema porta renal, suprindo aproximadamente dois terços do sangue dos túbulos renais. Este sistema auxilia a secreção do ácido úrico pelos túbulos renais (CAMPBELL, 2004; REECE, 2006).

O glomérulo é mais simples que o dos mamíferos, consistindo em algumas alças capilares que circundam um centro avascular de células. Estes glomérulos são responsáveis pela filtração da urina que é transportada através do néfron até os ductos coletores e ureteres. Os néfrons realizam a absorção de algumas substâncias essenciais para o organismo da ave, concentrando a urina para ser eliminada, sem muitos gastos de água (RUPLEY, 1999).

2.4. Bioquímica sanguínea

O sangue é essencial para manutenção do equilíbrio de eletrólitos e água, controle da temperatura e funcionamento do sistema imunológico (VOIGT, 2003).

Os valores sanguíneos podem ser influenciados por fatores específicos como estado nutricional, sexo, idade, habitat, estação do ano, estado reprodutivo, trauma, criação e estresse ambiental (CAMPBELL, 2004; THRALL, 2004).

O perfil bioquímico é utilizado em diversas espécies domésticas para monitorar a saúde e para a identificação de possíveis doenças subclínicas. Nas aves, o uso desta ferramenta é limitado porque muitas vezes não se conta com valores de referência para explorações avícolas. Assim, a principal dificuldade é que muitas vezes dados são obtidos a partir de indivíduos e não de populações. Isso constitui um problema quando se deseja fazer comparações. Outro problema é que a maior parte dos dados se baseia num tamanho pequeno de amostras, o que pode diminuir a significância estatística dos resultados porque muitos parâmetros obtidos de indivíduos têm influência de fatores específicos (BOWES et al., 1989).

Na clínica aviária, como em outras espécies, os perfis laboratoriais devem ser considerados como uma ferramenta que contribui ao diagnóstico de uma doença. O veterinário deve fazer uso destes resultados em combinação com o histórico do caso, o exame clínico, e as lesões observadas (GONZÁLEZ & SILVA, 2006).

Importante mencionar que, para se obter sucesso na interpretação dos dados, se faz necessário conhecer algumas particularidades em relação ao teste bioquímico solicitado. Dessa forma o Quadro 1 demonstra os principais testes utilizados para aves no laboratório, bem como o tipo de amostra a ser utilizada e estabilidade da mesma.

QUADRO 1: Provas bioquímicas empregadas para as aves e condições de armazenamento das amostras.

Provas bioquímicas	Amostra			Estabilidade da amostra
	Soro	Plasma		
		EDTA	Heparina	
Uréia	X	X	X	7 dias entre 2 a 8°C; congelada (-10°C) por 3 meses
Ácido úrico	X	X	X	2 a 8°C (3 dias); 7 dias a -10°C

FONTE: SCHMIDT et al. (2007)

O diagnóstico laboratorial de enfermidades que acometem aves de cativeiro é prejudicado por três motivos: a dificuldade de coleta das amostras, a técnica laboratorial para pequenos volumes e a falta de valores de referência regionais para comparação (GODOY, 2001).

Alguns trabalhos foram realizados na tentativa de estabelecer valores hematológicos e bioquímicos referenciais para aves, como de Godoy In FUDGE (2000) cujos valores encontram-se no Quadro 2. Esse trabalho utilizou um número considerável de animais, sendo realizado na região sudeste do país, a qual apresenta diferenças climáticas, ambientais e de manejo em relação à região nordeste e, em especial ao Estado da Paraíba.

QUADRO 2: Valores hematológicos e bioquímico - séricos de *Ara ararauna*.

Parâmetro	Média	m/m	Parâmetro	Média	Intervalo
LG (mm ³)	12,80	8-16	Volume Globular (%)	48,70	44-55
Heterófilos (%)	60,60	49-71	Linfócito (%)	34,70	18-53
Monócitos (%)	0,04	0-20	Eosinófilo (%)	NI	NI
Uréia (mg/dL)	7,89	1,9-15	AST (U/L)	118,90	64-168
Ácido úrico (mg/dL)	5,32	1,9-11	Glicose (mg/dL)	279,70	210-368
Creatina kinase (U/L)	219,4	92-380	Colesterol (mg/dL)	160,7	96-249
Albumina (g/dL)	0,80	0,3-1,2	Fosfatase alcalina (U/L)	60,20	32-100
Proteína total (g/dL)	3,50	2,5-4,2	Global (g/dL)	1,97	1-3,80
Amilase (U/L)	421,00	239-564			

NI= não identificado; m/m = mínimo/ máximo.FONTE: FUDGE (2000)

2.4.1 Amônia

Segundo Vilela (2006), a amônia é uma substância tóxica e altamente solúvel, que se difunde facilmente através dos tecidos animais. Desde que haja grande quantidade de água disponível, não há maior dificuldade em liberar amônia. Nos animais aquáticos,

por exemplo, esta pode ser eliminada diretamente para o meio ambiente sem muitos problemas. No entanto, alterações do meio podem provocar algumas adaptações fisiológicas como aquelas observadas em peixes ósseos pulmonados (de água doce) que deixam de ter a amônia como excreta principal quando a água do meio seca, passando a excretar principalmente uréia (menos tóxica e menos solúvel).

Os animais terrestres, como não dispõem de quantidades relativamente grandes de água, precisam converter a amônia em outro tipo de substância menos tóxica e menos solúvel, como a uréia ou o ácidoúrico. Nos animais vertebrados, a amônia pode ser convertida pelo fígado em uréia (através do ciclo da uréia ou da ornitina), ou então em ácido úrico (através do ciclo do ácido úrico). O ácido úrico, por ser praticamente insolúvel em água e ainda menos tóxico que a uréia, pode ser armazenado por longo tempo, estando por isso, relacionado com a oviparidade em vertebrados terrestres (Figura 3). Os embriões de répteis e aves desenvolvem-se dentro de ovos revestidos com casca, onde também lançam e armazenam suas excretas nitrogenadas. Para estes animais, a excreção de ácido úrico traz duas vantagens importantes economia de água e armazenamento no interior do ovo sem causar prejuízo para o embrião (VILELA, 2006).

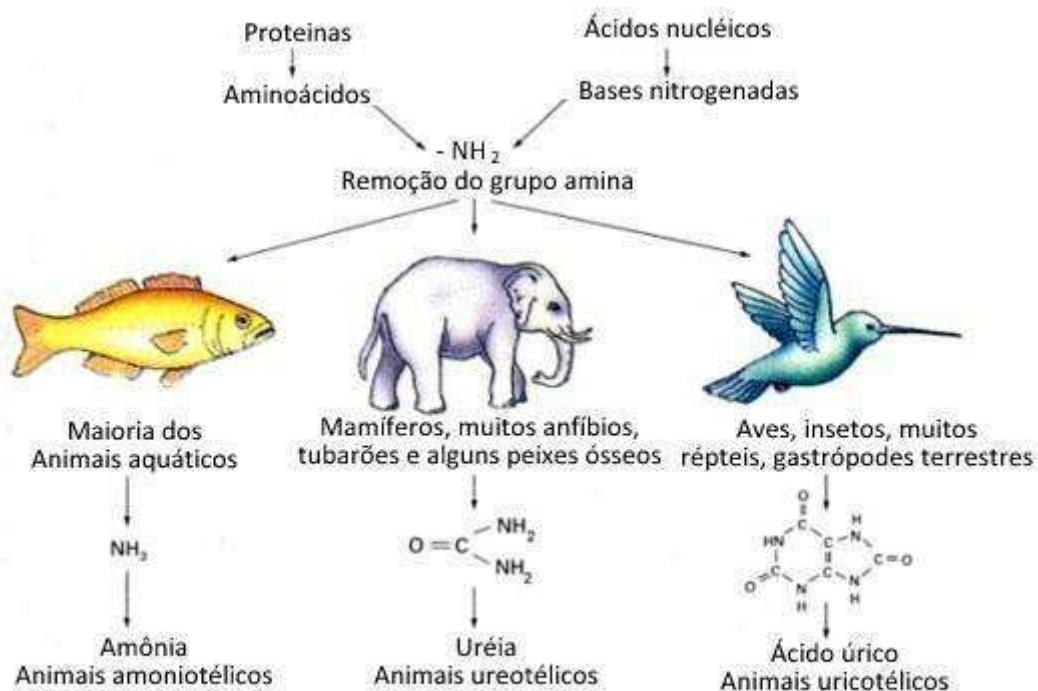


Figura 3: Formação de excremento.

FONTE: VILELA (2006)

2.4.2 Ácido Úrico

É o composto nitrogenado excretado em maior quantidade nas aves e tem sua síntese, a partir do metabolismo das purinas (RITCHIE, 1994; GODOY, 2000; HARR, 2002; THRALL et al., 2004).

O ácido úrico é o principal produto do metabolismo de nitrogênio nas aves, constituindo aproximadamente 60 a 80% do total de nitrogênio excretado pela urina. É sintetizado no fígado e nos rins, sendo 90% do ácido úrico sanguíneo excretado primariamente por secreção nos túbulos proximais dos néfrons corticais (SCHMIDT, 2007). Independentemente da reabsorção tubular de água. Assim, os distúrbios na função renal podem aumentar os níveis do ácido úrico no soro ou no plasma das aves (LUMEIJ, 1987; KANEKO et al., 1997; SCHMIDT et al., 2007).

O ácido úrico não é um teste renal sensível em aves, pois, 75% da função renal deve estar comprometida para que seja possível detectar o aumento da concentração sanguínea. Além disso, as aves podem apresentar hiperuricemia após ingestão de dietas com altos teores de proteínas, jejum prolongado e na necrose tecidual severa. Apesar dessas limitações, o ácido úrico é útil para monitorar o tratamento e a progressão da doença quando utilizado em determinações sequenciais (GREGORY, 2003; LIERZ, 2003; CAMPBELL, 2004; TRHALL et al, 2004).

Um aumento de até 15 g/dL pode ser observado em casos de lesões renais severas ocasionadas por micotoxinas (ocratoxina) e deficiência de vitamina A (causando uropatia obstrutiva). Um erro comum que pode levar a distúrbios renais graves é o fornecimento de dietas com alto teor de proteínas para aves que não precisam desses níveis como, por exemplo, fornecimento para aves psitacéias de ração para frangos (com 20-23% de proteína). A manifestação clínica deste fornecimento errado caracteriza-se pela apresentação da chamada gota visceral, com a deposição de grandes quantidades de uratos principalmente em rins, fígado, coração e articulações (AMAND, 1986; CAMPEBELL, 2004; BERCHIERI et al., 2002).

Os níveis de ácido úrico normais para aves jovens podem ficar entre 1 até 2 mg/dL, enquanto que as aves em postura têm níveis entre 2 até 7 mg/dL. Pode haver aumento nos níveis de ácido úrico, creatinina e uréia no plasma quando os rins trabalham a 30% de sua capacidade. Por esta razão, considera-se que a medição do ácido úrico nas aves não é uma prova sensível para detectar a função renal, porém é bastante específica (LUMEIJ, 1997; SCHMIDT et al., 2007).

2.4.3 Uréia

A uréia é formada no fígado sendo sua concentração sanguínea influenciada pela ingestão de proteínas, taxa de excreção renal (que podem aumentar a concentração sanguínea) e funcionamento hepático (KANEKO, 1997; CAMPEBELL, 2004).

Devido ao tipo de proteína ingerida, as aves carnívoras têm maiores concentrações de uréia que as aves granívoras (LUMEIJ, 1987), podendo ocorrer reabsorção tubular dependendo do estado de hidratação do paciente. A uréia está presente em quantidades muito baixas no plasma e possui pouco valor diagnóstico. Com exceção dos pombos, a uréia não é marcadora de lesão renal, mas indica o perfil de hidratação do paciente (RITCHIE, 1994). Aves desidratadas apresentam aumento da creatinina sérica já que, diferentemente do que ocorre com a uréia, ela depende da taxa de filtração glomerular para sua excreção (COKE, WEST & HOOVER, 2004).

A medição dos níveis de uréia pode ser útil para a avaliação da azotemia renal em algumas aves porque é eliminada por filtração glomerular, que depende do estado de hidratação do animal, assim torna-se útil para detectar uma diminuição da perfusão arterial renal (LUMEIJ, 1987; LUMEIJ, 1997; CAMPBELL, 2004; SCHMIDT et al., 2007).

2.5.4 Creatinina

Segundo Lierz (2003) e Campebell (2004) o ideal seria dosar as concentrações plasmáticas de creatina para detectar uma diminuição na taxa de filtração glomerular. No entanto, os laboratórios veterinários não possuem um método de rotina para a determinação deste metabólito. Desta forma, para avaliação da função renal, utiliza-se a determinação dos valores do ácido úrico e da uréia. Entretanto, devem-se considerar variações entre as espécies de aves, além de alterações fisiológicas (SCHMIDT, 2007).

A creatinina tem pouco valor diagnóstico nas aves. Trata-se de um teste com baixa sensibilidade, porque a creatina é excretada pelos rins antes de ser convertida em creatinina (HOCHLEITHNER, 1994).

Doenças renais severas podem gerar o aumento da creatinina, especialmente se a taxa de filtração glomerular estiver diminuída. Aumentos na sua concentração também já foram descritos em casos de peritonite por retenção de ovo, septicemia, trauma renal e pelo uso de drogas nefrotóxicas (RITCHIE, 1994).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Local do experimento

Centro de Triagem de Animais Silvestres (CETAS) localizado no município de Cabedelo – PB e no Parque Zoobotânico Arruda Camara (BICA) no município de João Pessoa – PB.

3.2. Obtenção e manipulação das amostras

Foram avaliadas 24 araras canindé (*Ara ararauna*) clinicamente saudáveis. Todos os animais eram mantidos em cativeiro a mais de 2 anos, eram adultos e pesam de 1,23 à 1,74 kg, sem distinção de sexo. A alimentação fornecida aos animais baseava-se no fornecimento de frutas e sementes, além de água à vontade.

3.3. Obtenção de amostras/ Colheita e manipulação das amostras

Os animais foram contidos em seu recinto com o auxílio de um puçá, sendo logo em seguida pesados e submetidos à coleta de sangue em uma sala de procedimento.

Para coleta as araras eram deitadas dorso ventralmente, era realizada a punção na veia ulnar, localizada na superfície ventral da articulação umerorradioulnar (Figura 4), foram coletados entre 1,5 mL a 2 mL de sangue de cada animal utilizando seringas descartáveis de 3mL descartáveis 22G e transferiu-se para o tubo, com ácido etilenodiamino tetra-acético a 10% (EDTA).



Figura 4: Coleta de sangue em arara canindé (*Ara ararauna*)
FONTE: SOUZA (2011)

As amostras eram imediatamente centrifugadas com 10.000 rotações e o soro armazenado em microtubos (Figura 5), mantidos sob refrigeração até chegar ao Laboratório de Patologia Clínica Veterinário (LPC) no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Campina Grande (UFCG) em Patos-PB para posterior dosagem bioquímica.



Figura 5: Tubo contendo amostra de sangue.
FONTE: SOUZA (2010)

Para dosagem bioquímica foram utilizados kits comerciais¹(Figura 6) de Ácido Úrico (AU) e Uréia (UR) seguindo as orientações do fabricante.



Figura 6: Kit comercial utilizado para dosagem de ácido úrico (AU). FONTE: SOUZA (2011).

¹ Kit ácido úrico liquiform marca Labtest

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Resultados

Devido ao numero limitado de animais, o desconhecimento do sexo e da faixa etária exata de cada animal, não foi possível utilizar um teste estatístico, entretanto foi calculado a média e o desvio padrão.

Os resultados obtidos para dosagem de ácido úrico (AU) e uréia (UR), estão dispostos nas Tabelas 1, 2, 3 e 4.

Tabela 1: Valores de ácido úrico (AU) de araras canindé (*Ara ararauna*), por animal, utilizados no experimento, clinicamente sadias e mantidas em cativeiro no estado da Paraíba.

IDENTIFICAÇÃO DO ANIMAL	AU(mg/dL)
982009106725571	2,5
982009106720260	2,9
93642	3,8
17599	2,9
14086	4,0
97115	4,9
33749	4,5
CETAS/ sem identificação 01	4,3
00314	3,7
33025	3,8
96223	4,6
58511	2,5
29074	3,8
58960	3,1
CETAS/ sem identificação 02	2,5
20642	3,3
56033	4,5
94781	4,1
07759	3,8
29862	3,5
57107	4,2
PZBAC 13-5 091	4,9
PZBAC 13-5 094	3,2
PZBAC 13-5 098	1,8

Tabela 2: Valores médio, mínimo e máximo do ácido úrico (AU) de araras canindé (*Ara ararauna*) mantidas em cativeiro no estado da Paraíba em 2010/2011.

MÉDIA (mg/dL)	MÍNIMO (mg/dL)	MÁXIMO (mg/dL)
3,4 ± 0,7	1,8	4,9

Tabela 3: Valores da uréia (UR) de araras canindé (*Ara ararauna*), por animal, utilizados no experimento, clinicamente sadias e mantidas em cativeiro no estado da Paraíba.

ANIMAIS CETAS / BICA	RESULTADOS UR (mg/dL)
982009106725571	7
982009106720260	8
93642	5
17599	4
14086	6,7
97115	5,2
33749	4
CETAS/ sem identificação 01	4
00314	5,8
33025	5,3
96223	4,1
58511	4,2
29074	6
58960	5
CETAS/ sem identificação 02	7
20642	6,9
56033	5
94781	3,7
07759	4,8
29862	5,1
57107	4,8
PZBAC 13-5 091	7
PZBAC 13-5 094	6
PZBAC 13-5 098	4

Tabela 4: Valor médio, mínimo e máximo do uréia (UR) de araras canindé (*Ara ararauna*) mantidas em cativeiro no estado da Paraíba em 2010/2011.

MÉDIA (mg/dL)	MÍNIMO (mg/dL)	MÁXIMO (mg/dL)
5,3 ± 1,2	3,7	7

4.2. Discussão

Na literatura nacional, as informações que dizem respeito à mensuração de parâmetros bioquímicos em aves de cativeiro são escassas e, por isso, houve dificuldades na comparação dos resultados obtidos.

Em 1990 um estudo que visava estabelecer parâmetros bioquímicos para os Psitaciformes de uma forma geral, encontrou os seguintes valores médios e desvios-padrão para *Ara sp.*: Ácido úrico: $8,9 \pm 3,4$ (mg/dL) e uréia: $2,0 \pm 0,7$ (mg/dL), resultados esses se aproximaram dos obtidos no experimento realizado na Paraíba. Muitos clínicos de animais silvestres têm como hábito extrapolar o valor de referência de um padrão bioquímico entre uma espécie e outra de mesmo gênero. Porém, há duas décadas já fora comprovada a existência de diferenças significativas até em espécies que compartilham o mesmo gênero. O estudo demonstrou que essas diferenças se estendem ao manejo em que essa espécie é submetida, as suas características sexuais e também ao tipo de contenção à qual são submetidas para a coleta de amostras de sangue (LUMEIJI, OVERDUIN, 1990).

Um artigo foi publicado por Valle et al. (2008) sobre parâmetros bioquímicos de *Ara ararauna* de diferentes idades. Para tanto, foram utilizados 11 animais jovens (6 machos e 5 fêmeas) e 24 adultos (12 machos e 12 fêmeas). Os níveis de média geral independente do sexo de $4,9$ mg/dL. Sabem-se os níveis de ácido úrico e uréia nas fêmeas são normalmente superiores aos dos machos segundo Godoy (2000). Na presente pesquisa, não foi possível fazer a distinção sexual dos animais do CETAS e do Parque Zoológico. No trabalho de Valle et al. (2008), foram utilizadas 8 fêmeas em período de postura, o que faz com que haja elevação dos níveis bioquímicos renais.

Godoy (2000) fez um estudo similar, embora nem todos os animais utilizados estivessem em bom estado clínico, e encontrou os seguintes valores de mínimo e máximo de UR respectivamente $1,9-15$ mg/dL tendo uma média de $7,89$ mg/dL e mínimo e máximo de AU respectivamente $1,9-11$ mg/dL e a média de $5,32$ mg/dL.

Na presente pesquisa, observa-se que houve uma variação considerável entre os valores mínimo e máximo na concentração sanguínea de ácido úrico. O valor mínimo encontrado para o ácido úrico ($1,8$ mg/dL) foi apresentado pelo animal PZBAC 13-5 098, e pode ter sido influenciado pelo estresse sofrido pelo animal que se encontrava

em fase de mudanças de penas, o que leva a uma redução na ingestão de alimento e consequentemente perda de peso.

O valor máximo de 4,9 mg/dL pode estar relacionado com animais mais jovens que se alimentam e recebem uma boa quantidade de proteínas na dieta, o que contribui para o aumento de ácido úrico sanguíneo. Segundo Phalen (2000), aves jovens apresentam concentração de ácido úrico maior e isto pode estar relacionada ao consumo de uma dieta com elevada concentração de proteína. Os valores encontrados na presente pesquisa estão próximos aos encontrados por esse autor ($4,85 \pm 1,97$ mg/dL).

Quanto aos níveis de uréia, o valor mínimo encontrado de 3,7 mg/dL proveio de animais mantido no CETAS e pode ser justificado, devido a limitação de espaço (viveiros que medem 1,70 x 1,70 cm) nos quais são mantidos os animais. Essa limitação impede o exercício adequado, tornando os animais sedentários; o que não acontece com animais em vida livre já que os mesmos têm que ir a busca da alimentação. O valor máximo (7 mg/dL) foi encontrado em animais que vivem no Parque Zoobotânico, local onde os recintos são amplos e, portanto, possuem espaço para voo e escalar, fazendo com que os mesmos se exercitem (LUMEIJ, 1987; CAMPBELL, 2004).

Os resultados obtidos no presente trabalho concordam parcialmente com alguns trabalhos citados na literatura, em relação a animais em cativeiro do gênero *Ararauna*, mas restam dúvidas, uma vez que tais trabalhos não especificam idade e sexo dos indivíduos.

A falta de especificação sobre a metodologia utilizada, observada na revisão bibliográfica, dificultou a correta interpretação estatística de estudos anteriores que possuíam o mesmo objetivo deste trabalho. Assim sendo, acredita-se que mais estudos devem ser realizados utilizando um número maior de animais bem como especificando detalhadamente faixa etária, sexo, manejo alimentar, nutricional e sanitário aos quais são submetidos os animais visando resultados mais fidedignos para serem aplicados a *A. ararauna*.

5. CONCLUSÃO

Os parâmetros encontrados na avaliação foram similares aos da literatura e servirão como referências laboratoriais para animais mantidos em cativeiro que possuem um clima semelhante ao do Estado da Paraíba.

6. BIBLIOGRAFIA

AMAND, W.B. Avian clinical hematology and blood chemistry. IN FOWLER, M. E. **Zoo and wild animal medicine**, 2 ed. Philadelphia, W.B. Saunders, 1986, p. 264 – 276.

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.

BERCHIERI, J. A.; MACARI, M. **Doenças das aves**. São Paulo: FACTA. 2002, 1 ed.

BOWES, V; JULIAN, R; STIRTZINGER, T. Comparison of Serum Biochemical Profiles of Male Broilers with Female Broilers and White Leghorn Chickens Can J Vet Res. 1989; 53: 7-11

Calopsita Mania. **8 -Sistema Reprodutor das Aves**. Disponível em: <<http://www.calopsitamania.com.br/gpage10.html>> Acesso em: 15 de maio de 2011.

CAMPBELL, T.W. Clinical chemistry os birds. IN: THALL, M.A. **Veterinary hematology and clinical chemistry**. Philadelphia: Lippincott Williams and Wilkins. 2004, p. 479-492.

CARVALHO, P.P. **Alterações patológicas encontradas em psitacídeos mortos em cativeiro de Janeiro de 1994 a Dezembro de 2002 no Estado do Paraná**. 2004. Tese (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

CERQUEIRA, A.G. **Papagaios, araras e maritacas**. Belo Horizonte, disponível em: <<http://www.zooway.com.br>> Acesso em Janeiro/2011.

COKE, R. L.; WEST, G. D.; HOOVER, J. P. Hematology and plasma biochemistry of captive Puna Ibis (*Plegadisridgewayi*). **Journal of Wildlife Diseases**.2004, v. 40, n.1, p 141-144.

COLLAR, N.J. Family Psittacidae (parrots). In: DEL HOYO, J. et al. (Eds.). **Handbook of the birds of the world**. Barcelona: Lynx. 1997, v.4, p.280-447.

FORBES, N.A; LAWTON, M. P. C. Introduction. In: **Manual of Psittacine Birds**. BSAVA. 1996. p. 7-10.

GALETTI, M.; PIZO, M. A. (Eds.). **Ecologia e conservação de psitacédeos no Brasil**. Belo Horizonte, MG: Melopsittacus Publicações Científicas. 2002, p.17-26.

GODOY, S.N. Avian metabolic disorders. In: FUDGE, A.M. **Laboratory medicine: avian and exotic pets**. Philadelphia: Saunders, 2000. p.56-60.

_____. **Patologia comparada de psitacédeos mantidos em cativeiro no Estado de São Paulo**. 2001. 214f. Dissertação (Mestrado em Patologia Experimental Comparada) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo.

_____. Psittaciformes (Arara, Papagaio, Periquito). IN CUBAS, Z. S. *et al.* **Tratado de Animais Silvestres Medicina Veterinária**. 2007. 1 ed. São Paulo: Roca, cap. 16, p.222-251.

GONZÁLEZ, F; SILVA, S. **Introdução à bioquímica clínica veterinária**. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 2006, 2 ed.

GREGORY, C.R. Urinary System. In: LATIMER, K.S.; MAHAFFEY, E.A.; PRASSE, K.W. **Veterinary Laboratory Medicine – Clinical Pathology**. 4 ed. Blackwell Publishing. 2003, p. 231-259.

GÜRTLER, H.; KETZ, H.-A.; KOLB, E.; SCHRÖDER, L.; SEIDEL, H. Fisiologia dos rins. **Fisiologia veterinária**. São Paulo: Guanabara. 1993, 4 ed., cap. 10, p. 312-323.

HARR, K. Clinical Chemistry of Companion Avian Species: A Review. **Veterinary Clinical Pathology**. 2002, v. 31, n.3.

HOCHLEITHNER, M. Biochemistries. IN: RITCHIE, B. W.; HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. (Eds) **Avian medicine: principles and application**. Florida: Wingers Publishing, 1994, p. 223-245.

HOYO, J. D.; ELLIOTT, A.; SARGATAL, J.(eds). **Handbook of the birds of theWorld**. Barcelona: Lynx Ediciones, 1997, p. 369, vol. 4 (vol. 1-10).

KANEKO, J. J.; HARVEY, J. W.; BRUSS, M. L. **Clinical biochemistry of domestic animals**.5 ed., San Diego, Academic Press, 1997, 932p.

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.

LIERZ, M. Avian renal disease: pathogenesis, diagnosis, and therapy. **Veterinary clinics of north America – Exotic animal practice**, 2003, v.6, p. 29-55.

LUMEIJ, J.T. Plasma urea, creatinine and uric acid concentrations in response to dehydration in racing pigeons (*Columba Livia Domestica*).**Avian Pathology**, 16: 3. 1987. 377-382.

_____. OVERDUIN, L.M. Plasma chemistry references values in Psittaciformes. **Avian Pathology**.1990, v.19, p. 235-244.

_____. Avian clinical biochemistry. IN KANEKO, J.J.; HARVEY, J.W.; BRUSS, M.L. **Clinical biochemistry od domestic animals**. 5 ed. San Diego, Academic Press, 1997, p. 932.

MAGRAS, IN. ASTERIADIS, G.I. Anatomical study of the renal portal system in the duck (*Anasplatyrhincos*). **ArchAnatHistolEmbryol**, 1989, v.72, p.105-111.

MORENG, R. E.; AVÉNS, J. S. **Ciência e produção de Aves**. Ed. Roca. São Paulo, 1990.

PHALEN, D.N. Avian renal disorders. In: FUDGE, A.M. **Laboratory medicine: avian and exotic pets**. Philadelphia: Saunders, 2000. p.60-68.

PINHEIRO, C.C. et al. Indicadores sanguíneos de estresse por calor e restrição alimentar em frangos de corte. In: SALÃO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UFRGS. Porto Alegre. **Livro de Resumos...** Porto Alegre: Pró-reitoria de Pesquisa, 2003. p.163.

POLO, F.J. Hematologic and plasma chemistry values in captive psittacine birds. **Avian disease**, 1998, v.42, p.523-535.

REECE, W.O. Dukes – **Fisiologia dos animais domésticos**, 12 ed. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 2006, p. 926.

RITCHIE, B. W. et al. **Avian Medicine: principles and applications**. WINGERS PUBLISHING, INC.: Florida, 1994.

RUPLEY, A. E. **Manual de clínica aviária**. Ed. Roca. College Station, Texas. 1999.

SAAD, C. E. P; FERREIRA, W. M; BORGES, F. M. O; LARA, L. B. Avaliação do gasto e consumo voluntário de rações balanceadas e semente de girassol para papagaios verdadeiros (*Amazona aestiva*) **Ciência e Agrotecnologia**. Lavras. 2000, v.31, n.4, p.1176 - 1183.

SCHMIDT, E.M.S.; LOCATELLI-DITTRICH, R.; SANTIN, E.; PAULILLO, A.C. Patologia clínica em aves de produção – uma ferramenta para monitorar a sanidade avícola– revisão. **Archives of Veterinary Science**, 2007, v. 12, n.3, p. 9-20.

SICK, H. **Ornitologia brasileira**. Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 1997, p. 912.

THRALL, M.A. et al. **Veterinary Hematology and Clinical Chemistry**. Philadelphia, Lippincott, Williams & Wilkins, 2004, p. 518.

UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SÃO PAULO (UNESP). **Aves – Anatomia (cont.)**. 2004. Disponível em:
<<http://ns.rc.unesp.br/ib/zoologia/anuros/Vert/Aves%20Anatomia%202.pdf>> Acesso em Abril / 2010.

VALLE, S. F.; ALLGAYER, M. C.; PEREIRA, R. A.; BARCELLOS, L. J. G.; HLAVAC, N. R. C.; FRANÇA, R. T.; LOCATELLI, M. L. Parâmetros de bioquímica sérica de machos, fêmeas e filhotes de arara Canindé (*Ara ararauna*) saudáveis mantidas em cativeiro comercial. **Ciência Rural**, Santa Maria. 2008, vol. 38, n. 3.

VERDIANI, J.B. **Fundação Parque Zoológico de São Paulo**. 2007. Disponível em:
<<http://www.zoologico.sp.gov.br/aves/araracaninde.htm>> Acesso em Fevereiro / 2011.

VILELA, A. L. M. **SISTEMA EXCRETOR E EXCREÇÃO COMPARADOS**. Anatomia e Fisiologia Comparadas. Minas Gerais. 2006, 1 ed.

VOIGT, G.L. **Conceptos y Técnicas Hematológicas para Técnicos Veterinários**. Zaragoza, EditorialACRIBIA, 2003, p. 144.