

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA  
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA**

**DEBORAH ARAUJO POLICARPO**

**FLUIDOTERAPIA EM AVES DA ORDEM PSITTACIFORMES**

**Uberlândia**

**2022**

**DEBORAH ARAUJO POLICARPO**

**FLUIDOTERAPIA EM AVES DA ORDEM PSITTACIFORMES**

Trabalho de conclusão de curso apresentado à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia, como requisito à aprovação na disciplina de Trabalho de Conclusão de Curso II.

Orientadora: Profa. Dra. Mônica Horr

Uberlândia

2022

**DEBORAH ARAUJO POLICARPO**

**FLUIDOTERAPIA EM AVES DA ORDEM PSITTACIFORMES**

Trabalho de conclusão de curso apresentado à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Uberlândia, como requisito à aprovação na disciplina de Trabalho de Conclusão de Curso II.

---

Profa. Dra. Mônica Horr

FAMEV-UFU

---

Prof. Dr. Márcio de Barros Bandarra

FAMEV-UFU

---

Sofia Silva La Rocca de Freitas

FAMEV-UFU

Uberlândia

2022

## AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, aos meus pais e meu irmão, Denis, Evania e Denner, pela compreensão, amor e incentivo durante toda minha graduação. Agradeço aos meus avós, Edna e Joviano, pelas palavras de afeto, pela força, carinho e amor durante toda minha graduação. Tenho muito orgulho e alegria em tê-los como meus avós. Agradeço ao meu noivo, Higor, que sempre esteve ao meu lado, pela ajuda, paciência, compreensão e todo amor. Amo vocês.

Agradeço aos meus amigos Maria Luísa, Luiza, Paulo e Lara pela compreensão nos meus momentos de ausência, e por cada palavra amiga que me deram em todos os momentos de tensão durante minha graduação e por todos os anos de amizade.

Agradeço aos meus amigos de curso Any, Ana Laura, Camila, Letícia, Lucas, Mariana e Rodrigo por toda ajuda, apoio, bem como a amizade, a qual espero que levaremos da graduação para a vida.

Agradeço aos residentes Maria Priscilla, Ray, Sofia e Maria Estela, bem como ao professor e supervisor Márcio Bandarra, do Setor de Animais Silvestres, da Universidade Federal de Uberlândia, pelo auxílio e ensinamentos durante todo meu período de estágio no setor e execução deste trabalho.

Por fim, um agradecimento especial à minha orientadora, Mônica Horr, pela paciência, ensinamentos e pela excelente orientação.

## RESUMO

A água compõe cerca de 60-70% do peso corporal total das aves, sendo um componente imprescindível para o funcionamento adequado do organismo. A popularização de diversas espécies da ordem Psittaciformes, mantidas como animais de estimação, expostas em zoológicos e a necessidade de conservação de exemplares, resultaram em um grande avanço na medicina e manejo relacionados a esses animais. A desidratação e o choque hipovolêmico nas aves estão presentes na rotina de atendimento clínico de veterinários de animais selvagens, desta forma, é imprescindível que o profissional seja capaz de identificar e tratar a causa desses sinais, uma vez que a anatomia e fisiologia das aves são diferentes das demais classes. Um dos procedimentos realizados na medicina desses animais para tratar essas condições é a fluidoterapia, tratamento suporte para corrigir quadros de desidratação, choque hipovolêmico e/ou desequilíbrios eletrolíticos. Este tratamento se mostra de vital importância, uma vez que existe a popularização de diversas espécies dessa ordem mantidas como pets, além da crescente preocupação com a conservação destas, objetivou-se elucidar a fluidoterapia em aves dessa ordem, providenciando um acesso prático e rápido a estudantes e médicos veterinários, buscando descrever os principais fluidos e as principais vias utilizadas na rotina clínica.

**Palavras-chave:** Água. Desidratação. Fluidos. Fluidoterapia.

## ABSTRACT

Water is around 60-70% of the total body weight composition of birds, being an essential component for the proper functioning of the organism. The popularization of several species of the order Psittaciformes, kept as pets, exposed in zoos and the need to conserve specimens, resulted in a great advance in medicine and management related to these animals. Dehydration and hypovolemic shock are present in the clinical routine of birds, so it is essential that the veterinarian is able to identify and treat the cause of these conditions, since the anatomy and physiology of birds are different from other classes. One of the procedures performed in avian medicine to treat these conditions is fluid therapy, which is a supportive treatment to correct dehydration, hypovolemic shock and/or electrolyte imbalances. This treatment proves to be of vital importance, since there is the popularization of several species of this order kept as pets, in addition to the growing concern with their conservation, the objective of the work was to elucidate fluid therapy in birds of this order, providing practical and quick access to students and veterinarians, seeking to describe the main fluids and the main routes used in clinical routine.

**Keywords:** Water. Dehydration. Fluids. Fluid therapy.

## LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – Maritaca ( <i>Psittacara leucophthalmus</i> ) com aparência de "olho fundo".....	19
FIGURA 2 – Veia cutânea ulnar de maritaca ( <i>Psittacara leucophthalmus</i> ). .....	20
FIGURA 3 - Alimentação forçada em uma maritaca ( <i>Psittacara leucophthalmus</i> ) utilizando sonda uretral adaptada. ....	33
FIGURA 4 - Aplicação de fluidoterapia subcutâneo em região inguinal de uma maritaca ( <i>Psittacara leucophthalmus</i> ).....	34
FIGURA 5 - Acesso intravenoso em veia metatársica medial em exemplar de maritaca ( <i>Psittacara leucophthalmus</i> ).....	36
FIGURA 6 - Inserção de agulha em ulna distal em um periquito verde ( <i>Brotogeris tirica</i> )....	37
FIGURA 7 - Acesso intraósseo em tibiotarso proximal de um exemplar de periquito rei ( <i>Eupsittula aurea</i> ).....	39

## LISTA DE QUADROS

QUADRO 1 - Sinais clínicos apresentados em aves com desidratação e alterações laboratoriais encontradas nos exames.....	21
QUADRO 2 - Vias de administração de fluidos e suas características.....	25
QUADRO 3 - Fluidos coloidais e suas características.....	29



## **LISTA DE ABREVIATURAS**

AVT: arginina vasotocina

IO: intraósseo

IV: intravenoso

SC: subcutâneo

TFG: taxa de filtração glomerular

VO: via oral

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	<b>11</b>
<b>2</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	<b>12</b>
<b>3</b>	<b>SOBRE A ORDEM PSITTACIFORMES E CONCEITOS BÁSICOS</b> .....	<b>13</b>
<b>3.1</b>	<b>Sobre a ordem Psittaciformes</b> .....	<b>13</b>
<b>3.2</b>	<b>Importância do fluido corporal e sua composição</b> .....	<b>15</b>
<b>3.3</b>	<b>Ganho de água</b> .....	<b>16</b>
<b>3.4</b>	<b>Perda de água</b> .....	<b>17</b>
<b>3.5</b>	<b>Pressão osmótica, tonicidade, pressão oncótica e osmorregulação</b> .....	<b>17</b>
<b>3.6</b>	<b>Desidratação</b> .....	<b>18</b>
<b>4</b>	<b>FLUIDOTERAPIA: Vias de administração, tipos de fluidos e taxas utilizadas</b> .....	<b>23</b>
<b>4.1</b>	<b>Fluidoterapia: conceito e aplicação</b> .....	<b>23</b>
<b>4.2</b>	<b>Vias de administração</b> .....	<b>23</b>
<b>4.3</b>	<b>Tipos de soluções utilizadas</b> .....	<b>26</b>
<b>4.4</b>	<b>Etapas e taxa de fluidoterapia</b> .....	<b>29</b>
<b>5</b>	<b>METODOLOGIA DA FLUIDOTERAPIA EM AVES PSITTACIFORMES</b> .....	<b>32</b>
<b>5.1</b>	<b>Via oral</b> .....	<b>32</b>
<b>5.2</b>	<b>Via subcutânea</b> .....	<b>34</b>
<b>5.3</b>	<b>Acesso venoso</b> .....	<b>35</b>
<b>5.4</b>	<b>Acesso intraósseo</b> .....	<b>36</b>
<b>5.4.1</b>	<b>Acesso intraósseo na ulna distal</b> .....	<b>37</b>
<b>5.4.2</b>	<b>Acesso intraósseo no tibiotarso proximal</b> .....	<b>38</b>
<b>6</b>	<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	<b>39</b>
	<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	<b>41</b>

## 1 INTRODUÇÃO

A expansão da criação e manejo de aves silvestres e exóticas apresenta avanços na área de nutrição, condições sanitárias e conhecimentos zootécnicos, o que requer a capacitação e especialização progressiva do médico veterinário (GRESPLAN; RASO, 2014).

Segundo Goldstein (2022) e Reece (2017a) a água compõe cerca de 60-70% do peso corporal total das aves sob a forma de soluções aquosas, as quais são imprescindíveis para maior parte dos eventos fisiológicos, como a filtração glomerular no rim, manutenção do tamanho da célula, a geração de impulso nervoso, entre outras funções. Desta forma, é fundamental que o organismo do animal mantenha o equilíbrio hídrico, e em caso de enfermidades, em que há possibilidade de perda de fluido, é imprescindível que o médico veterinário seja capaz de identificar o quadro de desidratação e a causa desta. Assim, esse nutriente, por sua vez, é obtido por meio da ingestão hídrica, dos alimentos ou água metabólica (GOLDSTEIN, 2022; REECE, 2017a).

De mesmo modo, é importante destacar que a perda de líquidos também ocorre por processos naturais, a qual pode ocorrer por meio da urina, das fezes e secreções corporais eliminadas do corpo, classificada como perda sensível (REECE, 2017a). Dawson (1982) e Goldstein (2022) afirmam que a perda de líquido corporal em aves ocorre, principalmente, pela perda de vapor d'água no ar expirado, denominada de perda insensível. Essas perdas podem se tornar excessivas em determinadas condições, e quando aumentam em comparação aos ganhos, tem-se a configuração do quadro de desidratação, condição que pode comprometer funcionamento do organismo do animal, a qual se caracteriza em grau leve a severo (GUYTON; HALL, 2017; REECE, 2017a).

Os animais, por sua vez, possuem mecanismos fisiológicos para auxiliar no equilíbrio hídrico, no entanto, ao adquirirem doenças, apresentarem nutrição de baixa qualidade, má absorção e excreção de nutrientes, entre outros fatores, como consequência pode ocasionar um desequilíbrio na homeostasia de fluido e de eletrólitos (BRAUN, 1999; REECE, 2017b).

Deste modo, é imprescindível a avaliação da desidratação em aves, a qual consiste em examinar os olhos, em especial, as pálpebras, o tempo de preenchimento venoso, as mucosas, além de avaliar o turgor e aparência da pele durante o exame físico desses pacientes (DORRESTEIN, 2010; GREENACRE; GERHARDT, 2016).

Destaca-se, desta forma, a existência de um tratamento de suporte, denominado fluidoterapia, o qual consiste em administrar soluções aquosas, para reposição de fluido e eletrólitos em temperatura de 37°C a 39°C por meio de acesso intravenoso, intraósseo,

subcutâneo ou oral (DORRESTEIN, 2010).

Objetivou-se discutir e elucidar sobre o procedimento de fluidoterapia em aves da ordem Psittaciforme, isto é, providenciar um acesso prático e rápido à estudantes e médicos veterinários acerca dos principais tópicos sobre esse procedimento. Ademais, buscou-se descrever os principais fluidos e apresentar a forma de realizar esse tratamento de suporte em aves.

## 2 MATERIAL E MÉTODOS

A execução do presente estudo baseou-se em revisão de literatura, tendo como base as plataformas de pesquisa *Google Scholar*, *Scielo*, *Research Gate*, *Pubmed* e *BioOne*. Os termos consultados incluíram “aves psittaciformes fluidoterapia”, “fluidoterapia em aves”, “avian”, “fluid therapy”, “avian fluid therapy”, “fluid therapy psittaciformes”, e “osmolality avian psittaciformes”. Desta forma, tem-se como finalidade o levantamento de bibliografia de livros, artigos e revistas científicas. Em relação aos resultados exibidos, a pesquisa possui como objeto principal o levantamento de trabalhos dos últimos cinco anos, com sistematização dos dados e discussão sobre estes.

Com a finalidade de ilustrar e exemplificar como é realizada a fluidoterapia em aves, foi requisitado para o supervisor do Setor de Animais Silvestres, da Universidade Federal de Uberlândia, local no qual a autora realiza estágio, a aprovação para fotografar os procedimentos realizados em aves Psittaciformes.

### 3 SOBRE A ORDEM PSITTACIFORMES E CONCEITOS BÁSICOS

#### 3.1 Sobre a ordem Psittaciformes

A ordem Psittaciformes compreende três superfamílias: a Psittacoidea (araras, papagaios, maritacas e periquitos), Cacatuoidea (calopsitas e cacatuas) e Strigopoidea (papagaio da Nova Zelândia) (JOSEPH et al., 2012).

A popularização de diversas espécies dessa ordem, mantidas como animais de estimação, além de expostas em zoológicos, e a necessidade de conservação de exemplares resultaram em um rápido avanço na medicina, manejo e práticas zootécnicas relacionada as aves (GRESPLAN; RASO, 2014; JOSEPH et al., 2012). Ademais, apesar de exemplares dessa ordem estarem distribuídos mundialmente, a maior diversidade e concentração de espécies estão nos continentes com climas tropicais e subtropicais (FORSHAW, 2010).

Os Psittaciformes são caracterizados pelo formato dos pés zigodáctilos, os quais apresentam dois dedos voltados para frente e dois para trás e pelo formato do bico superior (rinoteca), que é curto, curvo, de base larga e se encaixa sobre o bico inferior (gnatoteca). Essas características anatômicas resultam em aves escaladora com excelente destreza para manipular alimentos (COLLAR, 1997 apud GRESPLAN; RASO, 2014).

Em aves, a osmorregulação, ou seja, um conjunto de mecanismos fisiológicos que regulam a concentração de água e eletrólitos nos fluidos intra e extra celulares (GOLDSTEIN, 2022), é de extrema importância para homeostase geral do organismo, com o objetivo de manter um volume de fluido e composição constante em cada meio, para garantir o equilíbrio (WELLMAN; DIBARTOLA; KOHN, 2012). Esses mecanismos são controlados pelos rins, principalmente, pelo trato gastrointestinal (coprodeu e cólon) e sistema respiratório (perdas por evaporação de água) (GOLDSTEIN, 2022).

Esses animais conseguem aumentar sua osmolalidade plasmática em resposta à privação de água, e conseguem tolerar maior osmolalidade plasmática (PHALEN, 2000 apud BEAUFRÈRE et al., 2011). Além disso, também são capazes de aumentar a sua taxa de filtração glomerular (TFG) em resposta à expansão extracelular induzida por fluidoterapia (GOLDSTEIN; SKADHAUGE, 2000 apud BEAUFRÈRE et al., 2011).

Os rins possuem como função principal a excreção de toxinas, resíduos e excesso de água e solutos (GOLDSTEIN, 2022). Para exercer essa função, esses órgãos recebem grande parte do débito cardíaco, e dessa forma, filtram todo volume de fluido corporal por meio dos glomérulos, e a maior parte desta quantidade e os solutos são reabsorvidos pelos túbulos renais

de volta ao sangue. No entanto, algumas substâncias podem ser secretadas por esses túbulos na urina. No final, temos como produto de filtração, reabsorção e secreção renal, a urina (GOLDSTEIN, 2022).

Em aves hidratadas, a porcentagem de fluido filtrado que é reabsorvido pelos túbulos é geralmente superior a 95%. Podem ocorrer variações desta condição por meio da regulação da taxa de filtração ou de reabsorção, as quais são reguladas pela arginina vasotocina (AVT), hormônio homólogo aviário do hormônio antidiurético (ADH) em mamíferos (GOLDSTEIN, 2022).

A AVT é liberada pela neurohipófise, por um aumento na osmolalidade do líquido extracelular (GOLDSTEIN, 2022). Em um estudo com patos, observou-se que a diminuição do volume do fluido extracelular também pode estimular a liberação da AVT, mas é menos sensível do que a resposta à osmolalidade (SIMON-OPPERMANN et al, 1984)

A redução da TFG é uma resposta à desidratação (GOLDSTEIN, 2022), e em menor intensidade devido à infusão da AVT (AMES; STEVEN; SKADHAUGE, 1971). Como consequência, há redução do fluxo de urina de forma direta, pela redução do fluxo de fluido, quanto indiretamente (pela maior reabsorção tubular e concentração de urina). Conforme Ames, Steven e Skadhauge (1971), a antidiurese observada em um estudo com aves domésticas é provável ser predominantemente devido a maior permeabilidade tubular distal à água, comparado a alteração na TFG. Ainda, segundo Goldstein (2022), a reabsorção de água ocorre em porções mais distais do néfron, e não nos túbulos proximais.

As aves, bem como os mamíferos, possuem capacidade de produzir uma urina mais concentrada que a do plasma por meio de um mecanismo multiplicador de contracorrente, que produz um gradiente de osmolalidade ao longo da medula renal (GOLDSTEIN, 2022). Segundo Goldstein (2022), estudos anteriores observaram que há um conjunto de estruturas básicas associadas a esse mecanismo de contracorrente, como as alças néfricas, as quais estendem-se pela medula renal em paralelo aos ductos coletores, fornecendo fluxo contra direcional.

Há um mecanismo de concentração urinária proposto para aves, em que o único efeito que impulsiona a concentração da urina é a reabsorção de íons ativos pelo ramo ascendente néfrico. Esses íons reabsorvidos entram no ramo descendente néfrico por difusão passiva, e como esse ramo tem baixa permeabilidade à água, mantêm-se um fluxo de volume através da alça, favorecendo a reabsorção de íons pelo ramo ascendente, logo, a urina é concentrada à medida que flui pela alça néfrica descendente e, é diluída à medida que sobe pelo ramo ascendente (OSONO; NISHIMURA, 1994).

Concomitante ao exposto acima, o interstício ao redor da alça néfrica fica concentrado,

pois acumula-se íons. A sensibilidade do ramo ascendente à liberação de solutos significa que o início do ramo ascendente (curva da alça), deve ser o local de maior reabsorção de íons, contribuindo para gerar um gradiente de concentração na medula renal (GOLDSTEIN, 2022). Ademais, conforme a urina desce pelo ducto coletor, ela pode equilibrar-se osmoticamente com o interstício por meio da permeabilidade desse ducto à água (GOLDSTEIN, 2022). Segundo Goldstein (2022), a função da AVT nesse mecanismo precisa ser esclarecida.

Conforme mencionado anteriormente, o trato gastrointestinal também participa da regulação de fluidos e eletrólitos. A partir dos ureteres, a urina entra no urodeu, e na maioria das aves, via peristaltismo retrógrado, essa excreta vai para o coprodeu e o cólon. Através desse fluxo retrógrado, a urina entra em contato com o epitélio colunar absorvente do coprodeu e do cólon, e esse refluxo permite a reabsorção de água, eletrólitos e nitrogênio (GOLDSTEIN, 2022). Essas porções do trato gastrointestinal possuem propriedades de transporte de eletrólitos, as quais são reguladas e mudam em resposta a fatores humorais regulados pela ingestão de NaCl, logo, a taxa de reabsorção é estimulada pela perda de NaCl e é suprimida quando há ingestão (GOLDSTEIN, 2022).

### **3.2 Importância do fluido corporal e sua composição**

Conforme dito anteriormente, assim como nos mamíferos, nas aves a água compreende cerca de 60-70% do peso corporal total destes animais (GOLDSTEIN, 2022; REECE, 2017a). Desta forma, observa-se que esta é uma substância essencial para manutenção da homeostasia celular, digestão, integridade do epitélio, entre outras atividades metabólicas (KOUTSOS; MATSON; KLASING, 2001).

A água corporal total representa a somatória dos líquidos presentes na região intracelular e extracelular. Os fluidos dessas regiões são regulados mediante a existência de mecanismos fisiológicos especiais, os quais atuam por meio das membranas celulares, mantendo as diferentes concentrações iônicas entre os líquidos anteriormente citados. Em 1929, Walter Cannon classificou o referido processo como homeostasia, sendo esta a conservação de condições do meio interno, por meio de mecanismos reguladores (GUYTON; HALL, 2017).

Estes fluidos corporais são divididos em líquidos extracelulares e intracelulares (GOLDSTEIN, 2022; REECE, 2017a), os quais contêm diversos solutos. Assim, os fluidos corporais passam a ser deslocados entre os meios intra e extracelulares, através das membranas plasmáticas por meio de bombas iônicas ou de acordo com a permeabilidade das membranas as partículas (WELLMAN; DIBARTOLA; KOHN, 2012).

O líquido intracelular é aquele que se encontra dentro das células, é constituído principalmente por íons potássio, fósforo e magnésio (GOLDSTEIN, 2022; REECE, 2017a).

Por outro lado, o fluido extracelular, o qual está localizado fora da célula, possui maior concentração os íons de cloreto, bicarbonato e sódio, além de outros nutrientes para a célula, como glicose, oxigênio, ácidos graxos, aminoácidos (GOLDSTEIN, 2022; REECE, 2017a). Este é classificado em fluido intersticial, transcelular e intravascular (volume plasmático) (REECE, 2017a; GOLDSTEIN, 2022).

O líquido intersticial ocupa a região entre as células, chamada de meio intercelular ou intersticial, juntamente com outras substâncias, como o colágeno, fibroblastos, fibras elásticas e a substância fundamental amorfa, a qual é composta por ácido hialurônico (REECE, 2017a).

O líquido transcelular é aquele presente nas cavidades corporais, por exemplo, o líquido sinovial, líquido encefalorraquidiano e os do trato digestório (REECE, 2017a).

Por fim, o líquido intravascular é o fluido existente nos vasos sanguíneos, conhecido também como volume plasmático, este representa cerca de 3,5-6,5% do peso corporal total das aves (GOLDSTEIN, 2022).

Diante do que foi exposto, percebemos a importância dos fluidos corporais, isto é, da água para a manutenção do metabolismo dos animais e da homeostasia deste (GUYTON; HALL, 2017).

### **3.3 Ganho de água**

A principal forma de obter água é por meio da ingestão desta nos alimentos, água metabólica ou do consumo direto, sendo esta última a principal medida para adquiri-la, na maioria das aves (GOLDSTEIN, 2022; REECE, 2017a).

Quanto as formas de obtenção aquosa apresentadas anteriormente, é importante destacar a água metabólica, processo este que se caracteriza pela obtenção de água resultante das reações químicas do metabolismo celular nas mitocôndrias, produzida no final da cadeia de transferência de elétrons que desempenha importante papel na regulação (REECE, 2017a).

A taxa de ingestão de água para aves com peso igual ou superior a 100g é de 5% da massa corporal por dia, porém para animais menores de 10-20g, a taxa é de 50% por dia (BARTHOLOMEW; CADE, 1963 apud GOLDSTEIN, 2022).



### 3.4 Perda de água

A perda de água é classificada, segundo Reece (2017a), em perdas insensíveis e sensíveis. As perdas sensíveis são aquelas consideradas visíveis, por exemplo, a urina, fezes e secreções corporais. Enquanto as perdas insensíveis, conforme dito anteriormente, são aquelas associadas a evaporação de água, pelo sistema respiratório.

As perdas insensíveis representam um importante componente do equilíbrio hídrico das aves (GOLDSTEIN, 2022). Ademais, as taxas de evaporação de água são proporcionais ao aumento de massa corporal das aves e da demanda termorreguladora de acordo com as condições ambientais (GAVRILOV; GAVRILOV, 2019).

Por serem animais endotérmicos, ou seja, o metabolismo gera calor e consegue regular a temperatura, as aves possuem uma grande perda de água por meio da respiração, o qual é uma consequência das altas frequências respiratórias. Ademais, esses animais conseguem modular a perda de água e de calor pela respiração, por exemplo, ofegando em condições de clima quente, para manter a temperatura corporal (DAWSON, 1982).

### 3.5 Pressão osmótica, tonicidade, pressão oncótica e osmorregulação

Conforme exposto anteriormente, os fluidos corporais estão em constante deslocamento no organismo decorrente da existência de mecanismos fisiológicos, através das membranas celulares (GUYTON; HALL, 2017). No entanto, essa dinâmica depende de muitos fatores, e é baseado na constituição e pressão osmótica de cada meio (BEAUFRÈRE et al., 2011).

A pressão osmótica é uma medida quantitativa, a qual representa a tendência da água a sofrer difusão. Ademais, o número de íons e moléculas é o que determina sua pressão osmótica, ou seja, quanto maior a quantidade de partículas, mais alta é a pressão osmótica (REECE, 2017a). Esta pode ser expressa em osmolalidade, a qual é uma medida que representa a concentração de solutos em osmóis por quilograma de água (Osm/kg) ou em osmolaridade, a qual é a concentração expressa em osmóis por litro de solvente (Osm/l) (GUYTON; HALL, 2017).

Há um equilíbrio hídrico no corpo do animal, a quantidade de água é relativamente constante, dado que a ingestão dessa substância é igual à sua excreção (REECE, 2017a). Visto que o sódio é o íon em maior concentração no fluido extracelular, a concentração desse íon e a regulação da osmolalidade (osmorregulação) estão relacionados (GUYTON; HALL, 2017).

Na hipótese de ocorrer a excreção de água sem ingestão desta, tem-se a hiperosmolalidade

do líquido extracelular, visto que os solutos como íons, proteínas e outras substâncias iriam se concentrar no fluido. Por outro lado, a ingestão de água sem ocorrer excreção causaria hiposmolalidade do líquido extracelular (REECE, 2017a). Alguns fluidos são classificados em isosmóticos, hiperosmóticos e hiposmóticos, baseado em sua osmolalidade comparada aos fluidos corporais (BEAUFRÈRE et al., 2011).

Existe também a classificação baseada na tonicidade da solução, definida como pressão osmótica efetiva, a qual está relacionada a alterações no volume celular (GUYTON; HALL, 2017; REECE, 2017a). Ademais, apenas as partículas impermeáveis nas membranas plasmáticas contribuem para essa propriedade, visto que a água se deslocará para o meio de maior pressão osmótica efetiva (REECE, 2017a).

Sendo assim, ao administrar fluido isotônico, este não altera o volume celular, enquanto o hipotônico ao ser administrado causará aumento da célula, uma vez que o líquido deslocará para o meio de maior pressão osmótica efetiva. Por outro lado, a solução hipertônica reduzirá o tamanho da célula (REECE, 2017a).

A pressão oncótica, também denominada de pressão coloidosmótica do plasma, refere-se a pressão osmótica efetiva (tonicidade) do plasma. Essa propriedade está relacionada ao equilíbrio entre os líquidos corporais do meio intravascular e intersticial. E as proteínas, em especial a albumina, são coloidais e não se difundem, bem como íons e outras substâncias presentes no plasma, e essas substâncias juntas estão relacionadas a essa pressão, conforme dito anteriormente, visto que são impermeáveis a membrana plasmática (REECE, 2017a).

Para evitar o desequilíbrio hídrico nas aves, há necessidade de estabilidade entre ingestão e excreção do fluido e de eletrólitos, por meio de um conjunto de mecanismos fisiológicos que regulem os meios, os quais envolvem os rins, sistema digestório inferior (coprodeu e cólon) e sistema respiratório (BEAUFRÈRE et al., 2011; GOLDSTEIN, 2022).

### **3.6 Desidratação**

Diante do processo de ganho e perda de líquidos citados anteriormente, a desidratação se apresenta nos quadros em que o animal possui maior perda de líquidos em comparação ao seu ganho. Deste modo, ao estabelecer esse quadro, a fonte imediata de perda de água é o fluido extracelular, em seguida, ocorre difusão do líquido intracelular para o meio extracelular (REECE, 2017a).

A concentração de eletrólitos (íons) presentes nos líquidos corporais diminui, pois à medida que há perda de água, essas substâncias são excretadas proporcionalmente pelos rins

(REECE, 2017a).

Segundo Takei, Okawara e Kobayashi (1988) a desidratação celular, extracelular e a angiotensina II são responsáveis pelo estímulo de ingestão de água, e esses estímulos são desencadeados simultaneamente. E assim como nos mamíferos, um estudo em pombos observou que as células osmorreceptoras das aves, localizadas no hipotálamo, respondem a alterações na concentração de sódio nos fluidos extracelulares e estimulam a sede (THORNTON, 1986).

Em aves, assim como nos animais domésticos, pode-se avaliar a hidratação por meio do exame físico, além da observação dos olhos, turgor da pele e aparência da pele, verificação das mucosas, temperatura e do tempo de preenchimento venoso (GREENACRE; GERHARDT, 2016). Nos olhos, a córnea apresenta-se opaca e seca quando desidratada, o globo ocular fica recuado, com aparência de “olho fundo” (Figura 1) (GREENACRE; GERHARDT, 2016).

FIGURA 1 – Maritaca (*Psittacara leucophthalmus*) com aparência de "olho fundo".



Fonte: Imagem cedida pelo Setor de Animais Silvestres - Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.

A pele dos membros pélvicos, em quadros de desidratação, apresenta-se enrugada e opaca. A avaliação do turgor da pele, é realizada na região da quilha, de modo gentil pode-se puxar a pele desse local suavemente para o lado, ela deve retornar imediatamente a posição usual, quanto mais o tecido demora para retornar ao posicionamento usual, significa que mais

desidratado a ave está (NUGENT-DEAL, 2016).

Esse quadro pode ser avaliado também por meio das mucosas, principalmente a oral, a qual possui aparência pegajosa e opaca (GREENACRE; GERHARDT, 2016). Outro parâmetro que pode ser examinado é o tempo de preenchimento venoso, através da veia basilica (cutânea ulnar). Em aves hidratadas, ao pressionar essa veia com o dedo e soltar para vê-la, instantaneamente ela deve ser preenchida novamente (Figura 2) (GREENACRE; GERHARDT, 2016).

FIGURA 2 – Veia cutânea ulnar de maritaca (*Psittacara leucophthalmus*).



Fonte: Imagem cedida pelo Setor de Animais Silvestres - Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.

Deste modo, os sinais clínicos auxiliam na determinação do grau de desidratação do animal, conforme dito anteriormente. Segundo Greenacre e Gerhardt (2016), pode-se estimar a desidratação por meio do tempo de preenchimento da veia cutânea ulnar, em que na hipótese de observar o vaso sanguíneo se preenchendo, estima-se que a ave esteja 5% desidratada, e se a veia necessitar de mais de um segundo para se preencher, significa que a ave está severamente desidratada (10%) ou está em choque hipovolêmico.

Em mesma linha, Nugent-Deal (2016) afirma que aves com grau de desidratação leve,

até 5%, o tempo de preenchimento venoso é de 2,5 segundos e a pele demora pouco tempo para retornar a sua posição normal. Ainda, atribui um estado severo e emergencial para pacientes com 10-12% de desidratação, no qual a membrana mucosa apresenta-se muito pegajosa e seca, olhos fundos, tempo de preenchimento venoso de 3 a 4 segundos e turgor de pele demora a retornar à sua posição usual.

Ademais, é necessário destacar que para além da escala de desidratação anteriormente apresentada, Nugent-Deal (2016) complementa que a determinação do nível de desidratação é realizada da mesma forma que em animais domésticos, configuração esta não apresentada por Greenacre e Gerhardt (2016).

Por sua vez, existem autores que defendem o nível de desidratação em parâmetros distintos aos apresentados anteriormente. Estes declaram que o quadro de desidratação moderado corresponde a valor igual ou superior a 10%, constatando-se pregas persistentes, secreções orais espessas e hipotermia. Enquanto animais em estado de desidratação severa estima-se resultado igual ou superior a 15%, além das manifestações mencionadas anteriormente, observa-se apatia e taquicardia (DORRESTEIN, 2010).

De mesmo modo, Dorrestein (2010) destaca que os exames complementares como hemograma, leucograma e proteínas totais podem ser úteis para auxiliar na definição do nível de desidratação e do estado clínico das aves.

O quadro 1 abaixo mostra os principais sinais clínicos apresentados por aves com desidratação, hipovolemia e os achados laboratoriais encontrados nos exames.

QUADRO 1 - Sinais clínicos apresentados em aves com desidratação e alterações laboratoriais encontradas nos exames.

<b>Grau de desidratação</b>	<b>Sinais clínicos de desidratação (perda intersticial)</b>
5%	Desidratação subclínica Histórico de perda de fluidos Retorno lento da pele da quilha
7-8%	Letargia Membranas mucosas secas e pegajosas
10-12%	Olhos fundos Retorno muito lento da pele da quilha
15%	Ave em estado comatoso Fraqueza acentuada

<b>Sinais clínicos de hipovolemia (perda intravascular)</b>	Consciência alterada Taquicardia Tempo de preenchimento venoso (>1-2s) Pulso pouco palpável Hipotermia Hipotensão
<b>Achados laboratoriais comuns em animais desidratados (dependendo da comorbidade, as alterações podem ser inconsistentes)</b>	Aumento do volume globular (VG) Aumento de sólidos totais (ST) e proteína total (PT) Aumento da ureia Ácido úrico aumentado Concentrações de eletrólitos aumentadas Aumento da osmolalidade plasmática Aumento do lactato sanguíneo (por hipoperfusão) Aumento da glicose no sangue (devido ao aumento do tônus simpático) pH plasmático alterado

Fonte: Adaptado de Beaufrère (2021).

## **4 FLUIDOTERAPIA: Vias de administração, tipos de fluidos e taxas utilizadas**

### **4.1 Fluidoterapia: conceito e aplicação**

Na medicina de aves a fluidoterapia tornou-se uma parte fundamental, sendo essencial à área clínica e cirúrgica, desde que seja realizada da forma correta, tornando-se indispensável à sobrevivência do paciente (STEINOHRT, 1999).

A fluidoterapia é utilizada como tratamento suporte para corrigir quadros de desidratação e/ou de desequilíbrios eletrolítico, sendo realizada em pacientes no transoperatório para repor a perda de fluido durante o procedimento cirúrgico, e em emergências, como o choque hipovolêmico (LICHTENBERGER, 2004). Os principais objetivos dessa terapia, segundo Benesi e Kogika (2017), é a correção de desequilíbrios existentes e auxiliar na estabilidade do quadro de saúde do paciente, até que este se recupere. Ademais, a administração de líquidos parenterais irá restaurar o volume sanguíneo efetivo, o débito cardíaco e melhorará a oxigenação dos tecidos (DORRESTEIN, 2010).

Como comentado anteriormente, além dos sinais clínicos observados durante o exame físico de Psittaciformes, é importante avaliar o sistema cardiovascular e condição nutricional das aves, bem como realizar exames complementares como hemograma, leucograma, proteínas totais, e análise do equilíbrio acidobásico e eletrólitos plasmáticos, os quais podem ser úteis para determinar o estado clínico das aves, e a formular e realizar a fluidoterapia (DORRESTEIN, 2010; STEINOHRT, 1999). Para administrar o fluido, deve-se escolher uma via para administrá-lo, o que depende de vários fatores, as vias disponíveis em aves são: via oral (VO), subcutânea (SC), intravenosa (IV) ou intraóssea (IO) (GREENACRE; GERHARDT, 2016; JENKINS, 2016). Existem outras rotas de administração de fluidos descritas, mas são menos práticas e geralmente não são empregadas na rotina clínica (BEAUFRÈRE, 2021).

### **4.2 Vias de administração**

A escolha da via de administração e do fluido que será utilizado depende de alguns fatores, como: o nível de desidratação do paciente, a causa desse quadro, a espécie, o comportamento do animal, as condições clínicas, os resultados dos exames hematológicos e bioquímicos e o custo desse tratamento (BEAUFRÈRE, 2021).

A VO é utilizada em pacientes que apresentam desidratação leve ou para aves que não estão em choque ou com doenças gastrointestinais, o fluido é administrado na maioria das vezes

por meio da alimentação oral, através de sonda (GREENACRE; GERHARDT, 2016; JENKINS, 2016). No entanto, essa técnica apresenta desvantagens, como o estresse na contenção física, o risco de aspirar o fluido, não corrige quadros hipovolêmicos, desequilíbrios eletrolíticos e ácido-base, e a escolha de líquidos que podem ser administrados por essa via é limitado, podem ser utilizados apenas fluidos enterais hipotônicos, os quais apresentam osmolaridade entre 250 e 300mOsm/l, como o Pedialyte ou produtos semelhantes (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016).

Ademais, outra forma de administrar fluido é através da via SC, a qual também não é indicada para pacientes com desidratação grave ou em choque, pois algumas aves severamente debilitadas podem não absorver os fluidos (GREENACRE; GERHARDT, 2016). No entanto, pode ser realizada como terapia de manutenção, para aves com grau de desidratação leve a moderado ou como veículo para drogas irritantes, por exemplo, a enrofloxacin. Assim como na VO, há limitações quanto aos tipos de fluidos permitidos, por exemplo, líquidos hipertônicos, coloides e glicose acima de 2,5% não podem ser administrados (BEAUFRÈRE, 2021).

Os fluidos subcutâneos são aplicados na região inguinal, principalmente, ou na interescapular, a taxa de fluido é de 10–30ml/kg por local. Para aplicar utiliza-se agulhas de grandes calibres para administrar o fluido de modo rápido, além disso, deve-se garantir que o fluido não entre na cavidade celomática, por meio da visualização de uma “bolha de fluido” abaixo da pele (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016).

Por outro lado, as vias de escolha para pacientes críticos são a IV ou a IO (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016; JENKINS, 2016).

A via IV possui várias vantagens, uma delas é permitir a rápida disseminação do líquido por todo o corpo da ave, além disso, todos os tipos de fluidos podem ser administrados através dessa rota. Por outro lado, esta é considerada mais difícil comparada a IO, pois possui desvantagens quanto a aceitação por parte dos Psittaciformes e quanto a anatomia da ave, pois possuem veias pequenas e frágeis, as quais formam hematomas facilmente, o que resulta em dificuldade na inserção e manutenção do acesso, principalmente em aves pequenas, além de envolver uma contenção prolongada e sangramento significativo, caso o paciente consiga retirar o cateter periférico (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016).

Os locais utilizados para inserir cateteres intravenosos são a veia cutânea ulnar, metatársica medial e a veia jugular direita. A administração de líquidos por essa via é recomendada em caso de desidratação moderada a grave e durante procedimentos cirúrgicos (BEAUFRÈRE, 2021). Ademais, segundo Beaufrère (2021) é necessário sedar as aves para



inserção de cateteres periféricos, com exceção de pacientes debilitados ou cooperativas.

Por fim, a via de eleição em casos de choque é a IO, devido a facilidade e estabilidade de manutenção do acesso intraósseo, e por estressar menos o paciente em comparação a repetidas punções venosas (BOWLES; LICHTENBERGER; LENNOX, 2007; JENKINS, 2016). Esse acesso é realizado, geralmente, nos ossos ulna distal ou no tibiotarso proximal, os ossos pneumáticos, ou seja, aqueles que se comunicam com os sacos aéreos por meio de divertículos, devem ser evitados (BEAUFRÈRE, 2021; RATH; DURAIRAJ, 2022).

Conforme Beaufrère (2021), a rota IO é preferível na ulna, pois é possível verificar a localização correta ao injetar um pequeno bolus de líquido ou uma bolha de ar, e observá-lo fluindo através da veia ulnar ou pode realizar radiografias para confirmar a posição do cateter. Além disso, o fato de as aves serem bípedes, e a dor induzida pela inserção de cateter no osso tibiotarso pode causar desconforto e claudicação (BEAUFRÈRE, 2021). Por fim, o autor comenta que pode ser feita anestesia local com lidocaína antes da inserção do cateter intraósseo.

Os líquidos em bolus podem ser administrados com relativa segurança por meio das vias IV ou IO durante um período de 3 a 5 minutos (JENKINS, 2016).

Os fluidos administrados, independente da via, devem ser aquecidos aproximadamente de 37 a 40°C, em incubadoras ou por meio de aquecedores de fluidos, se disponíveis (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016).

Abaixo o Quadro 2 mostra uma visão geral das vias de administração utilizadas na medicina de aves e suas características.

QUADRO 2 - Vias de administração de fluidos e suas características.

Vias	Locais	Vantagens	Desvantagens	Tipo de fluido
VO	Inglúvio	Menos invasivo	Contraindicado em casos de desidratação grave, doenças do trato gastrointestinal, neurológicas e em aves debilitadas	Hipotônico
SC	Prega inguinal Área interescapular	Não invasivo Mais tolerável	Apenas para desidratação leve a moderada Volume limitado (10-30 ml/kg/local)	Isotônico Hipotônico
IV	Veia cutânea ulnar Veia metatársica medial Veia jugular	Disseminação rápida Dose exata Acesso para medicamentos	Baixa tolerância Sangramento significativo, se a ave remover o acesso	Sangue Isotônico Hipotônico Hipertônico Coloide

IO	Osso ulna Osso tibiotarso	Disseminação rápida Dose exata Acesso para medicamentos Sem sangramento, se a ave remover o acesso Ideal quando as veias são muito pequenas ou estão danificadas	Baixa tolerância Doloroso Potencial para osteomielite Fluido pode extravasar ao utilizar altas taxas	Sangue Isotônico Hipotônico Hipertônico Coloide
----	------------------------------	--	--	---

Fonte: Adaptado de Beaufrère (2021).

### 4.3 Tipos de soluções utilizadas

Os fluidos são divididos em cristaloides ou coloides (BEAUFRÈRE, 2021). Os fluidos cristaloides são aqueles que contém eletrólitos e não-eletrólitos, capazes de se difundirem para todos os compartimentos de fluidos corporais, são exemplos destes a solução de Ringer Lactato (SRL), a solução fisiológica 0,9% e glicose 5% (DIBARTOLA; BATEMAN, 2012).

Os cristaloides atuam principalmente nos compartimentos intersticial e intracelular (DIBARTOLA; BATEMAN, 2012). Sendo eficazes na reposição de fluidos principalmente nos compartimentos intersticiais, pois saem da circulação e se equilibram nesse meio (JENKINS, 2016). Ademais, dependendo de sua composição e características são considerados fluidos de manutenção ou de reposição, e são classificados em hipotônicos, isotônicos e hipertônicos (BEAUFRÈRE, 2021).

Os fluidos comerciais hospitalares possuem menor osmolaridade plasmática comparado aos fluidos das aves, visto que foram desenvolvidos para mamíferos. Sendo assim, líquidos classificados como isotônicos, por exemplo, a solução de Ringer Lactato (SRL), podem ser hipotônicas para as aves (BEAUFRÈRE, 2021).

De acordo com Beaufrère (2021) e DiBartola e Bateman (2012), os cristaloides podem também ser classificados quanto a sua composição em fluidos de manutenção ou de reposição. Os líquidos de manutenção apresentam composição aproximadas às necessidades diárias de líquidos e eletrólitos para animais incapazes de ingerir água, e são raramente utilizados na medicina de aves (BEAUFRÈRE, 2021). Segundo DiBartola e Bateman (2012), exemplos dessas soluções são o Normosol M e Plasma-Lyte M em Glicose 5%, as quais contêm menos sódio (40 a 60 mEq/l) e mais potássio (15 a 30 mEq/l) comparadas aos líquidos de reposição.

Em contrapartida, os fluidos de reposição são aqueles que se assemelham à composição do fluido extracelular e são utilizadas para corrigir perdas de água e eletrólitos e, portanto, podem ser administrados na maioria das situações (BEAUFRÈRE, 2021). São exemplos desses fluidos, a SRL, Normosol-R e Plasma Lyte-A, são soluções tamponadas e equilibradas (composição semelhante ao do fluido extracelular) (BEAUFRÈRE, 2021).

A maior parte dos fluidos de reposição são deficientes em potássio, e a hipocalcemia pode resultar de regurgitação ou de fluidoterapia intensa, dessa forma, deve ser suplementado após estabilização do paciente, caso contrário, pode desenvolver esse quadro após alguns dias (BEAUFRÈRE, 2021). Segundo Jenkins (2016), o cloreto de potássio pode ser adicionado a SRL na dose de 0,1-0,3 mEq/kg, e no máximo até 11mEq/kg/dia.

A maioria das aves que apresenta quadro de desidratação está em acidose metabólica, o que torna o Plasma Lyte-A 7,4 o fluido de escolha, visto que é o fluido mais próximo da composição de eletrólitos, osmolalidade e de pH do plasma das aves. Além disso, mesmo que a SRL seja considerada hipotônica em relação ao plasma das aves, esta pode ser utilizada para aplicações no SC, uma vez que é absorvida facilmente comparada às soluções isotônicas e não deve ser aplicada em altas taxas via IV, por exemplo, em reanimações volêmicas (BEAUFRÈRE, 2021). Em casos de acidose grave e persistente, a SRL deve ser suplementada com bicarbonato de sódio, na dose de 1 mEq/kg a cada 15-20 minutos, até um máximo de 4mEq/kg (JENKINS, 2016).

Outros exemplos de fluidos cristaloides é a solução fisiológica 0,9%, a qual não é tamponada e é desequilibrada (composição não se assemelha a do fluido extracelular), esta é tipicamente restrita a pacientes em alcalose metabólica (BEAUFRÈRE, 2021).

Por sua vez, Jenkins (2016) afirma que o soro fisiológico 0,9% pode ser útil em casos de hidropericárdio, edema pulmonar ou aumento da pressão intracraniana sem hemorragia.

Ademais, existe a solução salina hipertônica, a qual pode ser considerada um expansor intravascular, devido à rápida expansão intravascular que esta causa, semelhante a ação dos coloides (BEAUFRÈRE, 2021; JENKINS, 2016). De acordo com Jenkins (2016), é recomendada para quadros de endotoxemia, hipotensão ou perda aguda de sangue. Segundo o mesmo autor, quando a solução é administrada na dose de 5ml/kg, resulta em rápida melhora da função cardíaca, com aumento da contratilidade e débito cardíaco, devido ao efeito inotrópico direto no coração e ao volume vascular expandido. No entanto, são efeitos transitórios, possui duração de 2 a 3 horas em cães, e 15 a 20 minutos no gato, e o efeito pode ser ainda mais curto nas aves (JENKINS, 2016). Segundo Beaufrère (2021) esta solução pode ser combinada com cristaloides e coloides.

A glicose 5%, outro exemplo de cristalóide, é utilizada principalmente como veículo para infusão de drogas em taxa constante ou como fonte de água pura (BEAUFRÈRE, 2021).

A infusão de um grande volume de soluções cristaloides reduz a pressão osmótica coloidal e predispõe a edema pulmonar e periférico (JENKINS, 1997 apud JENKINS, 2016).

Abaixo a Tabela 1 exhibe a composição de alguns fluidos cristaloides comuns na

medicina de aves.

TABELA 1 – Composição de soluções cristaloides comuns na medicina de aves

Cristaloides	pH	mOsm/l	Na*	Cl*	K*	Ca*	Tampão	Tonicidade
SRL	6,5	272	130	109	4	3	Lactato	Isotônica; levemente hipotônica para aves
Plasma-Lyte A	5,5	312	140	103	10	5	Acetato	Isotônica
Plasma-Lyte A 7,4	7,4	294	140	98	5	0	Acetato	Isotônica
Plasma-Lyte M em Glicose 5%	5,5	377	40	40	16	5	Acetato e lactato	Isotônica
Normosol-R	6,4	296	140	98	5	0	Acetato	Isotônica
Solução salina 0,9%	5,0	308	154	154	0	0	Nenhum	Isotônica
Solução salina 3%	5,0	1026	513	513	0	0	Nenhum	Hipertônica
Solução salina 7,5%	5,0	2566	1283	1283	0	0	Nenhum	Hipertônica
Glicose 5%	4,0	252	0	0	0	0	Nenhum	Hipotônica

\*(mEq/l)

Fonte: Adaptado de Beaufrère (2021).

Por outro lado, os coloides são substâncias de grande peso molecular, as quais não se difundem facilmente através das membranas plasmáticas, sendo restritas ao compartimento intravascular, onde exercem seu efeito primário (DIBARTOLA; BATEMAN, 2012; BEAUFRÈRE, 2021). Essas moléculas aumentam a pressão coloidal do plasma, deste modo, atraem fluidos intersticiais para o meio intravascular, e por isso, podem ser considerados expansores intravasculares (BEAUFRÈRE, 2021).

São considerados coloides sintéticos os dextrans e soluções de hidroxietilamido, os coloides naturais são as proteínas, em especial a albumina, as quais são administradas a pequenos animais como plasma armazenado ou congelado fresco, sangue total armazenado ou sangue total fresco, estes dois últimos possuem como vantagem adicional a oferta de células e fatores de coagulação (BEAUFRÈRE, 2021; HUGHES; BOAG, 2012).

De acordo com Jenkins (2016) e Beaufrère (2021), coloides sintéticos possuem efeitos semelhantes ao da salina hipertônica, como mencionado anteriormente, mas apresentam meia-vida mais longa (24 horas em mamíferos). São utilizados em situações de hipotensão e hipovolemia, quando a pressão coloidal está diminuída e na hipoproteinemia (BEAUFRÈRE, 2021). De acordo com Jenkins (2016), uma dose de 10 a 20 ml/kg pode ser usada com segurança. As contraindicações do uso de coloides são quadros de pneumonia, insuficiência cardíaca congestiva, insuficiência renal e coagulopatia (BEAUFRÈRE, 2021).

O sangue, como mencionado anteriormente, é um coloide natural e normalmente é transfundido o sangue total em aves, o ideal é que seja coletado da mesma espécie de ave. Visto que a transfusão entre diferentes espécies de aves não é indicada, pois as células sanguíneas

transfundidas são destruídas rapidamente (DEGERNES et al., 1999). Ademais, a meia vida do sangue transfundido é cerca de uma semana (BEAUFRÈRE, 2021).

No entanto, a transfusão sanguínea é indicada apenas para alguns casos específicos, como a hemorragia aguda ou coagulopatia, por exemplo, intoxicação por rodenticidas como a varfarina, sendo raramente utilizada para reanimação volêmica (LICHTENBERGER, 2007).

A coleta de sangue para transfusão é realizada em um doador saudável, na veia jugular, durante o procedimento o animal é contido, sedado ou anestesiado. Podem ser utilizados anticoagulantes como heparina a 0,25 ml/10 ml de sangue ou outros produtos por sugestão do fabricante. Ademais, deve ser coletado no máximo 10% do volume do sangue do doador (LICHTENBERGER; LENNOX, 2016).

No entanto, apesar de ser descrita, a transfusão sanguínea é um procedimento limitado na clínica de aves, devido à baixa disponibilidade de hemoderivados em quantidade suficiente para atender as necessidades dos pacientes, visto que a maioria dos hospitais não possui doadores disponíveis (LICHTENBERGER, 2007).

O quadro 3 abaixo exhibe alguns dos líquidos coloidais e as doses utilizadas na rotina clínica de aves.

QUADRO 3 - Fluidos coloidais e suas características.

Coloides	mOsm/l	Meia-vida	Dose
Hidroxietilamido 6%	310	25h	20ml/kg/dia Bolus de 5ml/kg pode ser repetido duas vezes
Hidroxietilamido 10%	326	2h30min	20ml/kg/dia Bolus de 5ml/kg pode ser repetido duas vezes
Sangue das aves	300-340	8-10 dias	Administrar volume total em 1-4h

Fonte: Adaptado de Beaufrère (2021).

#### 4.4 Etapas e taxa de fluidoterapia

A fluidoterapia é dividida em três etapas, segundo Beaufrère (2021) e Lichtenberger (2007), sendo estas: etapa de reanimação, reidratação e manutenção. A primeira é realizada em casos de choque hipovolêmico, quando há sinal de hemorragia ativa ou hipoperfusão, ou seja, é uma manobra de emergência. Os fluidos recomendados para esse quadro em aves são os cristaloides isotônicos balanceados, como o Plasmalyte-A 7,4 ou solução salina hipertônica (NaCl 7,5%) combinado a cristaloides e coloides (BEAUFRÈRE, 2021).

Na etapa de reanimação volêmica, a fim de administrar a menor quantidade de fluido e

alcançar o efeito desejado, o qual é reverter a hipotensão e expandir rapidamente o volume intravascular, recomenda-se administrar 3ml/ kg de NaCl 7,5% combinado a 5ml/ kg de coloide, durante 10 minutos, logo depois administrar bolus de cristalóide na taxa de 10 ml/kg (LICHTENBERGER, 2007). Os bolus de cristalóides podem ser repetidos a cada 10-15 minutos, de acordo com a melhora dos sinais clínicos da ave (BEAUFRÈRE, 2021). Ademais, caso o animal não responder a fluidoterapia de reanimação hipovolêmica, pode-se administrar fármacos como Atropina (0.2mg/kg IV) e Epinefrina (0.02mg/kg IV), e realizar exames de hemograma, gasometria e eletrólitos, os quais auxiliam na determinação da causa do choque não responsivo, por exemplo, hipoglicemia, hipocalcemia, entre outros (BEAUFRÈRE, 2021).

Na fase de reidratação, no qual a perfusão foi restaurada e o nível de desidratação foi estimado, a taxa de fluidoterapia deve ser calculada. Geralmente, 50-100% da perda de água estimada pode ser reposta dentro das primeiras 24 horas, e quanto mais rápida a perda de fluido, mais rápida deve ser a reposição, assim, o déficit total de líquidos em casos de desidratação aguda pode ser repostado em 4 a 10 horas (BEAUFRÈRE, 2021).

Conforme Greenacre e Gerhardt (2016) e Lichtenberger (2007), para determinar o volume de fluido necessário para reidratação, usa-se a seguinte fórmula:

$$\text{Volume (ml)} = \% \text{ desidratação} \times \text{peso corporal (kg)} \times 1000 \text{ ml}$$

No entanto, Beaufrère (2021) e Dorrestein (2010) explica que a fórmula é apenas uma estimativa, e a avaliação da resposta e monitoramento do paciente à fluidoterapia é importante. Durante o procedimento, deve-se avaliar as frequências cardíaca e respiratória, além dos sinais clínicos gerais e exames complementares, pois uma das consequências da fluidoterapia severa é anemia e hipoproteinemia (REDIG, 1984 apud DORRESTEIN, 2010).

Ademais, segundo Beaufrère (2021), devido à dificuldade de avaliação da desidratação e cálculo das necessidades, a etapa de reidratação pode continuar por mais 24 a 48 horas utilizando uma taxa menor.

Na etapa de manutenção, o procedimento de fluidoterapia é realizada por via SC, devido à baixa aceitação das aves aos cateteres IV e IO (BEAUFRÈRE, 2021). A taxa de fluidoterapia de manutenção é a mesma para aves e mamíferos, sendo esta a 50 ml/kg/dia (GREENACRE; GERHARDT, 2016). Segundo Greenacre e Gerhardt (2016), os fluidos mais comuns para essa etapa é a SRL e o Normosol-R, visto que eles são mais semelhantes aos líquidos perdidos.

De acordo com Jenkins (2016), pode interromper a terapia de manutenção assim que a desidratação for corrigida e a ave esteja se alimentando e ingerindo água por 1 a 2 dias.

Por fim, em procedimentos cirúrgicos, a taxa de fluido sob anestesia é 10 ml/kg/h para tratar a perda de fluido antecipada devido ao fluxo de oxigênio e evaporação através dos locais cirúrgicos, além da hipotensão induzida pelo isoflurano (BEAUFRÈRE, 2021).

No entanto, segundo Heard (2016), a taxa de fluido durante as cirurgias varia de 5 a 10 ml/kg/h, até taxas mais altas dependendo da perda de sangue. Além disso, o autor comenta que durante a anestesia, em aves de médio a grande porte é preferível colocar cateter na veia metatársica dorsal e em aves pequenas, utilizar a via IO na ulna. O mesmo autor expõe que pode utilizar bomba de seringa para fornecer pequenos volumes intraósseos ao longo do tempo com precisão, que apesar de ser um equipamento dispendioso, considera-o um componente essencial durante a anestesia.

Diante do que foi descrito, observa-se a necessidade de utilização dos cálculos anteriormente apresentados para o correto emprego da terapia descrita neste trabalho. Abaixo observa-se um exemplo de uma maritaca (*Psittacara leucophthalmus*) de 150 gramas com 7% de desidratação, portanto, calcula-se a taxa de reidratação e de manutenção para o paciente:

$$\text{Volume} = \% \text{ desidratação} \times \text{peso corporal (kg)} \times 1000 \text{ (ml)}$$

$$\text{Volume} = 0,07 \times 0,15 \times 1000$$

$$\text{Volume} = 10,5 \text{ ml}$$

Segundo Beaufrère (2021), essa perda de água estimada pode ser repostada dentro das primeiras 24 horas, dessa forma, para saber quantos ml por hora poderão ser administrados, divide-se 10,5 ml por 24h, o qual resulta em 0,44 ml/hora.

Ademais, a taxa de manutenção é 50 ml/kg/dia, portanto, para essa mesma ave observa-se um exemplo de cálculo abaixo:

$$50 \times 0,15 = 7,5 \text{ ml/dia}$$

Para saber quantos ml por hora precisa-se administrar, divide-se 7,5 ml por 24h, resultando em 0,31ml/hora.

Durante a anestesia, a taxa de fluido varia de 5 a 10 ml/kg/h (BEAUFRÈRE, 2021; HEARD, 2016). Utilizando a taxa recomendada por Beaufrère (2021), de 10 ml/kg/h, abaixo observa-se um exemplo de um papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*) de 430g:

$$10 \times 0,43 = 4,3 \text{ ml/h}$$

Para saber quantas ml por min precisa-se administrar, divide-se 4,3 ml por 60 min, resultando em 0,072 ml/min.

## 5 METODOLOGIA DA FLUIDOTERAPIA EM AVES PSITTACIFORMES

Na medicina de aves, apesar das aves apresentarem diferenças anatômicas e fisiológicas, em situações de emergência são utilizados princípios semelhantes aos aplicados na estabilização de mamíferos (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021). O estabelecimento de uma via pode ser difícil em diferentes espécies, principalmente em pacientes de pequeno porte, o que requer prática para desenvolver habilidade técnica para realizar os procedimentos (BRISCOE; SYRING, 2004). Neste capítulo, será explicado como estabelecer as vias de administração de fluidos mencionadas anteriormente.

### 5.1 Via oral

Conforme explicado anteriormente, a fluidoterapia pode ser administrada via oral em pacientes levemente desidratados através de sondas (GREENACRE; GERHARDT, 2016; JENKINS, 2016). A sondagem é utilizada na medicina de aves para alimentação forçada, para aqueles animais que estão relutantes ou incapazes de se alimentarem sozinhos ou para administrar medicações enterais, suplementos e meios de contraste radiográficos (BEAUFRÈRE, 2021; POWERS, 2006).

Dessa forma, para realizar a sondagem pode ser utilizada uma agulha de alimentação de aço inoxidável com ponta esférica ou sondas uretrais adaptadas e um espécuro oral, para evitar a secção do material, e conseqüentemente ingestão (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016). Em Psitaciformes, Beaufrère (2021) recomenda a agulha de alimentação de aço inoxidável, por ser um material mais resistente, visto que essas aves possuem o bico forte que pode facilmente danificar materiais mais frágeis.

Segundo Beaufrère (2021), o diâmetro e comprimento da cânula de alimentação deve ser escolhido baseado no tamanho do paciente, e devem ser esterilizadas de um paciente para outro. Ademais, o autor comenta que pode ser utilizado lubrificante na sonda a fim de reduzir a ocorrência de trauma na mucosa do trato gastrointestinal.

Para realizar a sondagem, uma pessoa deve conter o animal e mantê-lo em posição ereta para evitar aspiração. Para facilitar a inserção da sonda, pode utilizar um espécuro oral (metálico) para abrir o bico, mas deve-se ter cuidado, pois pode danificar o bico da ave (BEAUFRÈRE, 2021). Ademais, a maioria das aves tentará bicar a sonda, e com auxílio da sonda pode ser realizada a abertura da cavidade oral (BEAUFRÈRE, 2021). Conforme Beaufrère (2021), em araras a abertura do bico pode ser realizada com a sonda de metal.



Uma vez que a ave abre o bico, a sonda é cuidadosamente direcionada da comissura esquerda da boca para a região caudal e direita da orofaringe, no esôfago, o qual fica localizado ligeiramente a direita da linha média, e termina no inglúvio (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016). Deve ser confirmado a inserção correta da sonda antes da administração do conteúdo, o equipamento pode ser palpado ou visualizado no inglúvio (Figura 3) (GREENACRE; GERHARDT, 2016).

FIGURA 3 - Alimentação forçada em uma maritaca (*Psittacara leucophthalmus*) utilizando sonda uretral adaptada.



Fonte: Imagem cedida pelo Setor de Animais Silvestres - Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.

Ademais, ao realizar o procedimento em duas pessoas, é importante evitar movimentos para cima e para baixo da ave em relação à sonda, para evitar perfuração do inglúvio (BEAUFRÈRE, 2021).

O procedimento pode ser realizado por uma pessoa, exceto em espécies grandes ou ao usar o espéculo oral, porém o manipulador deve ser experiente, deve conter o animal de modo ereto e saber controlar a profundidade da sonda, com o objetivo de evitar trauma no inglúvio (BEAUFRÈRE, 2021).

Se a ave regurgitar ou for observado refluxo do conteúdo durante a administração, a

sonda deve ser removida imediatamente e a ave deve ser colocada de volta em seu recinto para que realize a autolimpeza da cavidade, visto que a contenção contínua pode promover mais resistência e aspiração do conteúdo (BEAUFRÈRE, 2021).

## 5.2 Via subcutânea

As áreas mais indicadas para se administrar o fluido é a prega inguinal ou na região dorsal, interescapular (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016). Segundo Wade (2009), ao administrar fluidos na região dorsal da ave, interescapular, deve-se evitar a região na base do pescoço, onde se localiza o saco aéreo cervicocefálico.

O volume total da fluido pode ser dividido e aplicado metade em cada lado, uma vez que é mais confortável para a ave e permite uma absorção melhor dos fluidos (WADE, 2009). Para visualizar a área onde será realizada a fluido, pode utilizar algodão ou gaze úmida com álcool, mas deve-se evitar utilizar em excesso, pois pode causar queda na temperatura corporal e o cheiro pode causar desconforto respiratório em aves menores (WADE, 2009).

Ademais, é importante confirmar que a agulha está inserida no local correto por meio da visualização de uma “bolha de fluido” abaixo da pele, enquanto a injeção é administrada (Figura 4) (BEAUFRÈRE, 2021; GREENACRE; GERHARDT, 2016).

FIGURA 4 - Aplicação de fluidoterapia subcutâneo em região inguinal de uma maritaca (*Psittacara leucophthalmus*).



Fonte: Imagem cedida pelo Setor de Animais Silvestres - Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.

### 5.3 Acesso venoso

Cateteres intravenosos podem ser inseridos na veia cutânea ulnar, metatársica medial e a veia jugular direita (BEAUFRÈRE, 2021). A veia jugular, apesar de ser maior que as outras, é menos utilizada devido à dificuldade de manutenção em pacientes ativos e a necessidade de imobilizar o pescoço da ave. Uma das complicações do acesso venoso na jugular das aves é o vazamento de sangue para os sacos aéreos adjacentes, em grandes volumes pode levar a ave a óbito (LICHTENBERGER; LENNOX, 2016).

Antes de inserir o cateter, a veia deve ser visualizada molhando o local com álcool ou removendo as penas, além disso, deve ser realizada antissepsia da área a ser puncionada (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021). Além disso, o cateter pode ser lavado com solução salina heparinizada para evitar formação de coágulos (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

Para realizar acesso venoso na veia ulnar, o cateter deve permanecer paralelo ao eixo longitudinal da veia, de modo que a ponta da agulha penetre na parede mais superficial da veia (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

Uma vez que o cateter tenha entrado na veia, o sangue pode ser visualizado fluindo, deve-se então introduzir mais alguns milímetros, logo colocar um adaptador para cateteres e lavar novamente com solução salina heparinizada a fim de garantir a viabilidade do acesso (DUBÉ; DUBOIS; STRUTHERS, 2011; SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021)

Se o cateter permanecer enquanto o animal estiver consciente, deve-se realizar uma bandagem em forma de oito com fita autoadesiva e esparadrapo, para evitar que o animal remova o cateter (DUBÉ; DUBOIS; STRUTHERS, 2011; SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

Por outro lado, o acesso na veia metatársica medial pode ser realizado na maioria das aves acima de 300g, a veia é visualizada ao longo da região dorso medial do tarsometatarso. Como em toda inserção de cateter e/ou agulha, deve ser realizada antissepsia da região primeiro, e um cateter compatível com o tamanho da ave deve ser inserido paralelo ao vaso sanguíneo. A pele da região é dura e apresenta escamas o que auxilia na estabilização do cateter, os quais devem ser fixados nesse local com esparadrapo e curativo (Figura 5) (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

FIGURA 5 - Acesso intravenoso em veia metatársica medial em exemplar de maritaca (*Psittacara leucophthalmus*).



Fonte: Imagem cedida pelo Setor de Animais Silvestre - Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.

#### 5.4 Acesso intraósseo

O acesso IO é bem descrito, e pode ser realizado em aves menores (LICHTENBERGER; LENNOX, 2016). Dependendo do tamanho do animal, pode utilizar agulhas espinhais, mas se não estiverem disponíveis ou se a ave for muito pequena, pode substituí-las com agulhas hipodérmicas (LICHTENBERGER; LENNOX, 2016; SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021). Na hipótese de a agulha ficar obstruída, pode utilizar um fio de cerclagem esterilizado de tamanho apropriado para desobstruir o acesso ou trocar a agulha hipodérmica (BEAUFRÈRE, 2021; SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021)

O posicionamento correto do cateter pode ser determinado por radiografias (em 2 projeções – lateral e craniocaudal) ou por palpação, com movimento da agulha igual ao do osso (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021). Ademais, caso um cateter for posicionado incorretamente, é possível visualizar o fluido administrado se acumulando nos espaços dos tecidos moles (LICHTENBERGER; LENNOX, 2016).

Em contrapartida, se ocorrer muita oscilação durante a inserção do cateter, pode resultar em um grande ponto de entrada no osso, o que pode resultar em vazamentos durante a fluidoterapia (LICHTENBERGER; LENNOX, 2016).

O cateter intraósseo deve ser mantido no animal por no máximo 72 horas

(LICHTENBERGER; LENNOX, 2016). Em humanos, foram relatadas complicações como dor, agulha dobrada e/ou quebrada, deslocamento do cateter e extravasamento de líquido para os tecidos moles. Apesar de raras, foram descritas complicações graves como osteomielite e síndrome compartimental, com menos de 1% (HALLAS; BRABRAND; FOLKESTAD, 2013). Em aves, pode ocorrer fraturas iatrogênicas e a colocação não é aconselhável em aves com osteoporose (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

#### 5.4.1 Acesso intraósseo na ulna distal

Para realizar acesso IO na ulna distal deve-se palpar o processo estiloide na ulna distal, na região dorsal da asa. Para melhor visualização da região, remova as penas e faça a antissepsia da área (Figura 6) (HEARD, 2016). Pode ser utilizada anestesia local com lidocaína para bloquear a pele e o periósteo da região (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021). Segure a ulna distal entre os dedos de uma mão, e com a outra mão, posicione a agulha sobre a ulna distal, direcionada entre os dedos que seguram a ulna. Aplique uma pequena quantidade de pressão ao girar a ponta da agulha com os dedos, para que ela corte a córtex do osso. Uma vez que a agulha tenha penetrado o córtex, avance lentamente na cavidade medular, até que a agulha esteja fixa na ulna (HEARD, 2016; SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

FIGURA 6 - Inserção de agulha em ulna distal em um periquito verde (*Brotogeris tirica*).



Fonte: Imagem cedida pelo Setor de Animais Silvestres - Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.

O estabelecimento da via pode ser confirmado realizando movimento com a asa, a agulha deve movimentar-se igual ao osso (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021). Outro teste para confirmar a localização correta é utilizar uma seringa de tamanho apropriado e uma pequena quantidade de solução salina heparinizada, é possível observá-la fluindo pela veia cutânea ulnar ao aplicar o conteúdo (HEARD, 2016).

Confirmado o posicionamento do acesso IO, conecte um adaptador de cateter, e faça uma bandagem de asa em forma de oito, para reduzir o movimento da asa (HEARD, 2016). Segundo Schnellbacher e Beaufrère (2021), o movimento da asa pode aumentar a possibilidade de vazamento de fluido do local de inserção da agulha.

#### **5.4.2 Acesso intraósseo no tibiotarso proximal**

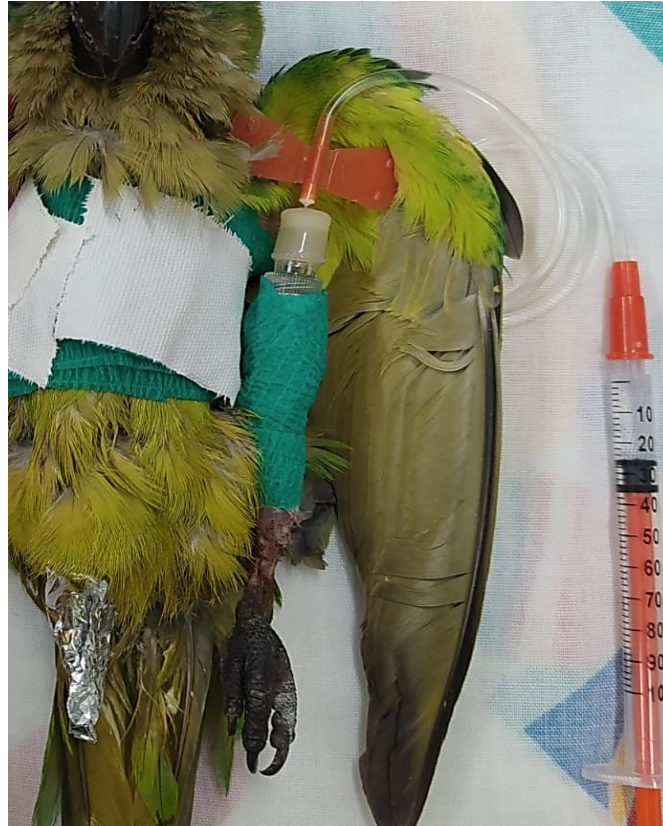
Flexione o joelho da ave e palpe a crista cnêmia na região cranial e proximal do tibiotarso. Após localizado, deve-se remover as penas da região e realizar antissepsia (HEARD, 2016). A agulha deve ser inserida no sentido crânio-medial na crista cnêmia, evitando o tendão patelar que se insere nesse processo ósseo (SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021). Deve-se aplicar uma leve pressão, girando a agulha com os dedos simultaneamente. Uma vez inserida na cavidade medular, continue com a agulha lentamente, até que esteja fixa no osso (HEARD, 2016; SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

Para confirmar a inserção, podem ser feitas radiografias com duas incidências diferentes, por palpação ou aplicação de uma pequena quantidade de solução salina heparinizada, observando se há acúmulos nos tecidos moles (HEARD, 2016; SCHNELLBACHER; BEAUFRÈRE, 2021).

Assim como na ulna, acopla-se um adaptador de cateter, e a agulha pode ser fixada utilizando um pequeno pedaço de esparadrapo na extremidade e esse esparadrapo pode ser suturado na pele (Figura 7) (HEARD, 2016).



FIGURA 7 - Acesso intraósseo em tibiotarso proximal de um exemplar de periquito rei (*Eupsittula aurea*).



Fonte: Imagem cedida pelo Setor de Animais Silvestres, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.

## 6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente trabalho teve como objetivo esclarecer sobre o procedimento de fluidoterapia em aves da ordem Psittaciformes, visto que, há uma popularização de aves como animais de estimação. Diante disso, observou-se que é imprescindível que o exame físico, exames complementares, a escolha da via de administração, quantidade e o tipo de fluido sejam realizados de maneira correta, visto que possuem um papel fundamental na sobrevivência e melhora do quadro do paciente. Além disso, outro ponto importante é a instituição rápida da fluidoterapia também auxilia na melhora do quadro do paciente, principalmente em situações de emergência, como o choque hipovolêmico.

Ademais, uma das dificuldades relacionadas ao presente estudo foi a falta de informações sobre as técnicas e materiais utilizados na medicina de aves na bibliografia consultada, deste modo, ressalta-se a extrema necessidade de desenvolvimento de estudos

quanto aos métodos e instrumentos utilizados na rotina clínica.

Por fim, é fundamental que se desenvolva novos estudos sobre os fluidos já existentes em aves dessa ordem e principalmente, elaboração de novos tipos de fluidos que se assemelhe aos fluidos de aves.



## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AMES, E.; STEVEN, K.; SKADHAUGE, E. Effects of arginine vasotocin on renal excretion of Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, Cl<sup>-</sup>, and urea in the hydrated chicken. **American Journal of Physiology**, [S. l.], v. 221, n. 5, p. 1223-1228, 1971.

BEAUFRÈRE, H. Nutrition and Fluid Therapy. *In*: GRAHAM, J. E.; DOSS, G. A.; BEAUFRÈRE, H. (ed.). **Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine**. 1. ed. Hoboken: Wiley-Blackwell, 2021. ch. 29, p. 503-517.

BEAUFRÈRE, H. et al. Plasma osmolality reference values in African grey parrots (*Psittacus erithacus erithacus*), Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*), and red-fronted macaws (*Ara rubrogenys*). **Journal of Avian Medicine and Surgery**, [S. l.], v. 25, n. 2, p. 91-96, 2011.

BENESI, F. J.; KOGIKA, M. M. Fluidoterapia. *In*: SPINOSA, H. D. S.; GÓRNIK, S. L.; BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. 6. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan LTDA, 2017. cap. 61, p. 1273-1301.

BOWLES, H.; LICHTENBERGER, M.; LENNOX, A. Emergency and Critical Care of Pet Birds. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, [S. l.], v. 10, p. 345-394, 2007.

BRAUN, E. J. Integration of Renal and Gastrointestinal Function. **Journal of Experimental Zoology**, [S. l.], v. 283, n. 4-5, p. 495-499, 1999.

BRISCOE, J. A.; SYRING, R. Techniques for Emergency Airway and Vascular Access in Special Species. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, [S. l.], v. 13, n. 3, p. 118-131, 2004.

DAWSON, W. R. Evaporative Losses of Water by Birds. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology**, Great Britain, v. 71, n. 4, p. 495-509, 1982.

DEGERNES, L. A. et al. Autologous, homologous, and heterologous red blood cell transfusions in cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). **Journal of Avian Medicine and Surgery**, [S. l.], p. 2-9, 1999.

DIBARTOLA, S. P.; BATEMAN, S. Introduction to Fluid Therapy. *In*: DIBARTOLA, S. P. (ed.). **Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice**. 4. ed. Saint Louis: Elsevier, 2012. ch. 14, p. 331-350.

DORRESTEIN, G. M. Cuidando da ave doente. *In*: TULLY, T. N.; DORRESTEIN, G. M.; JONES, A. K. (ed.). **Clínica de aves**. 2. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. cap. 6, p. 234-311.

DUBÉ, C.; DUBOIS, I.; STRUTHERS, J. Intravenous and Intraosseous Fluid Therapy in Critically Ill Birds of Prey. **Journal of Exotic Pet Medicine**, [S. l.], v. 20, n. 1, p. 21-26, 2011.

FORSYTH, J. M. **Parrots of the world**. New Jersey: Princeton University Press, 2010.

336 p.

GAVRILOV, V. M.; GAVRILOV, V. V. Scaling of total evaporative water loss and evaporative heat loss in birds at different ambient temperatures and seasons. **International Journal of Avian & Wildlife Biology**, [S. l.], v. 4, n. 2, p. 40-53, 2019.

GOLDSTEIN, D. L. Renal and Extrarenal Regulation of Body Fluid Composition. *In*: SCANES, C. G.; DRIDI, S. (ed.). **Sturkie's Avian Physiology**. 7. ed. Cambridge: Elsevier, 2022. ch. 19. p. 411-443.

GREENACRE, C. B.; GERHARDT, L. Psittacine and Passerine Birds. *In*: BALLARD, B.; CHEEK, R. (ed.). **Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician**. 3. ed. [S. l.]: Wiley-Blackwell, 2016. ch. 4.

GRESPLAN, A.; RASO, T. de F. Psittaciformes (Araras, Papagaios, Periquitos, Calopsitas e Cacatuas). *In*: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L.(org.). **Tratado de Animais Selvagens**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. v. 1, cap. 28, p. 550-589.

GUYTON, A. C.; HALL, J. E. Organização Funcional do Corpo Humano e Controle do "Meio Interno". *In*: GUYTON, A. C.; HALL, J. E. **Tratado de Fisiologia Médica**. 13. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2017. p. 38-42.

HALLAS, P.; BRABRAND, M.; FOLKESTAD, L. Complication with intraosseous access: Scandinavian users' experience. **Western Journal of Emergency Medicine**, [S. l.], v. 14, n. 5, p. 440-443, 2013.

HEARD, D. Anesthesia. *In*: SPEER, B. L. (ed.). **Current Therapy in Avian Medicine and Surgery**. Saint Louis: Elsevier, 2016. ch. 19, p. 601-615.

HUGHES, D.; BOAG, A. Fluid Therapy with Macromolecular Plasma Volume Expanders. *In*: DIBARTOLA, S. P. (ed.). **Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice**. 4. ed. St Louis, MO: Elsevier, 2012. ch. 27, p. 647-664.

JENKINS, J. R. Critical Care of Pet Birds. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, [S. l.], v. 19, n. 2, p. 501-512, 2016.

JOSEPH, L. et al. A revised nomenclature and classification for family-group taxa of parrots (Psittaciformes). **Zootaxa**, [S. l.], p. 26-40, 2012.

KOUTSOS, E. A.; MATSON, K. D.; KLASING, K. C. Nutrition of Birds in the Order Psittaciformes: A Review. **Journal of Avian Medicine and Surgery**. [S. l.], v. 15, n. 4, p. 257-275, 2001.

LICHTENBERGER, M.; LENNOX, A. Critical Care. *In*: SPEER, B. L. (ed.). **Current Therapy in Avian Medicine and Surgery**. Saint Louis: Elsevier, 2016. ch. 17, p. 582-588.

LICHTENBERGER, M. Principles of Shock and Fluid Therapy in Special Species. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, [S. l.], v. 13, n. 3, p. 142-153, 2004.

- LICHTENBERGER, M. Shock and Cardiopulmonary-Cerebral Resuscitation in Small Mammals and Birds. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, [S. l.], v. 10, n. 2, p. 275-291, 2007.
- NUGENT-DEAL, J. Exotic Anesthesia and Analgesia. *In*: BALLARD, B.; CHEEK, R. (ed.). **Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician**. 3. ed. [S. l.]: Wiley-Blackwell, 2016. ch. 2.
- OSONO, E.; NISHIMURA, H. Control of sodium and chloride transport in the thick ascending limb in the avian nephron. **American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology**, [S. l.], v. 267, n. 2, p. R455-R462, 1994.
- POWERS, L. V. Techniques for Drug Delivery in Psittacine Birds. **Journal of Exotic Pet Medicine**, [S. l.], v. 15, n. 3, p. 193-200, 2006.
- RATH, N. C.; DURAIRAJ, V. Avian bone physiology and poultry bone disorders. *In*: SCANES, C. G.; DRIDI, S. (ed.). **Sturkie's Avian Physiology**. 7. ed. Cambridge: Elsevier, 2022. ch. 22, p. 529-543.
- REECE, W. O. Água corporal: Propriedades e funções. *In*: DUKES, H. H. **Fisiologia dos animais domésticos**. 13. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017a. cap. 11, p. 241-266.
- REECE, W. O. Princípios Básicos Do Equilíbrio Acidobásico. *In*: DUKES, H. H. **Fisiologia dos animais domésticos**. 13. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017b. cap. 13, p. 320-345.
- SCHNELLBACHER, R.; BEAUFRÈRE, H. Catheterization and Venipuncture. *In*: GRAHAM, J. E.; DOSS, G. A.; BEAUFRÈRE, H. (ed.). **Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine**. 1. ed. Hoboken: Wiley-Blackwell, 2021. ch. 25, p. 457-467.
- SETOR DE ANIMAIS SILVESTRES – HOSPITAL VETERINÁRIO, Faculdade de Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Uberlândia (UFU), 2022.
- SIMON-OPPERMANN, C. et al. Blood volume changes and arginine vasotocin (AVT) blood concentration in conscious fresh water and salt water adapted ducks. **Pflügers Archiv: European Journal of Physiology**, [S. l.], v. 400, n. 2, p. 151-159, 1984.
- STEINOHRT, L. A. Avian Fluid Therapy. **Journal of Avian Medicine and Surgery**, [S. l.], v. 13, n. 2, p. 83-91, 1999.
- TAKEI, Y.; OKAWARA, Y.; KOBAYASHI, H. Water intake induced by water deprivation in the quail, *Coturnix coturnix japonica*. **Journal of Comparative Physiology B**, [S. l.], p. 519-525, 1988.
- THORNTON, S. N. Osmoreceptor Localization in the Brain of the Pigeon (*Columba livia*). **Brain Research**, [S. l.], v. 377, p. 96-104, 1986.
- WADE, L. Restraint and administration of subcutaneous fluids and intramuscular injections in psittacine birds. **Lab animal**, [S. l.], v. 38, n. 9, p. 292-293, 2009.

WELLMAN, M. L.; DIBARTOLA, S. P.; KOHN, C. W. Applied physiology of body fluids in dogs and cats. *In*: DIBARTOLA, S. P. (ed.). **Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice**. 4. ed. St Louis, MO: Elsevier, 2012. ch. 1, p. 2-25.