

Relatório Final de Estágio
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Protocolos para cuidados de suporte em aves silvestres

Sara Marina Guiomar da Costa

Orientador
Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador
Isabel Hagnauer Barrantes

Porto, 2022

Relatório Final de Estágio
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Protocolos para cuidados de suporte em aves silvestres

Sara Marina Guiomar da Costa

Orientador
Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador
Isabel Hagnauer Barrantes

Porto, 2022

RESUMO

O presente relatório começa por demonstrar algum do trabalho desenvolvido durante o meu estágio curricular, decorrido no período entre outubro de 2021 a janeiro de 2022, focando de seguida nos cuidados de suporte para aves silvestres.

O estágio foi realizado no Rescate Wildlife Rescue Center, um centro de recuperação na Costa Rica. Aqui tive a oportunidade de ganhar competências tanto a nível clínico como a nível biológico e comportamental de uma grande variedade de espécies. Pude participar em vários procedimentos como cirurgias, diagnóstico de imagem e laboratoriais, necrópsias e tratamentos variados. Ao ajudar diariamente na preparação da alimentação dos animais internados pude também ganhar conhecimento acerca das necessidades nutricionais e energéticas das diferentes espécies.

Durante o meu estágio pude perceber a importância dos cuidados de suporte para a medicina aviária e a dificuldade em seguir diretrizes consistentes e em monitorizar estes pacientes, principalmente quando há uma grande variabilidade e um grande número de animais internados. Por isso, e devido ao meu fascínio pelas particularidades das aves, decidi direcionar o tema do relatório para os seus cuidados de suporte. Comecei por fazer uma revisão bibliográfica cuidada, que me permitiu reunir informação para a realização de protocolos de sedação, fluidoterapia, controlo de dor e nutrição enteral. O objetivo é auxiliar o trabalho veterinário no tratamento das aves fornecendo guias simples de seguir na prática clínica.

Palavras-chave: Aves; cuidados de suporte; sedação; fluidoterapia; controlo de dor; suporte nutricional

AGRADECIMENTOS

Sempre fui repleta de sonhos, uns mais inalcançáveis que outros, mas o único que sempre tive absoluta certeza era que queria ser veterinária. Hoje, a terminar, só posso agradecer feliz a todos os que contribuíram para que chegasse até aqui.

Ao meu orientador, professor Faustino, por todo o apoio e motivação, e por me fazer sempre conhecer novas perspetivas do mundo.

A toda a equipa do Rescate Wildlife Rescue Center, por todos os ensinamentos e acolhimento com o qual me receberam.

A todos os professores que foram plantando sementinhas de conhecimento ao longo do meu percurso. Um especial obrigado ao professor Pablo Payo, por me lembrar que errar nos faz crescer e que nunca me devo esquecer de me divertir pelo caminho.

Aos meus pais por tornarem isto possível. Por me apoiarem sempre em tudo o que precisei e confiarem em mim para me deixar voar e arriscar.

Às minhas irmãs pelas conversas e risadas intermináveis que me davam força para estudar mais um pouco e por serem as pestes que mais amo no mundo inteiro.

À Rita e à Mariana, por mostrarem que a amizade resiste ao tempo e por terem crescido comigo e com todas as mudanças que nos transformaram.

Às melhores pessoas que a faculdade me trouxe. À Leni por aturar os meus falatórios intermináveis e ser a minha salvação, sempre a atualizar a pessoa perdida e distraída que sou. À Sofia pela energia calorosa que sempre me contagiou. À Carol, a menina doce que me mostrou todos os dias o que é a persistência. E à Rita, por ser o meu outro coração.

À minha prima Raquel por estar sempre lá com palavras motivadoras e por acreditar em mim. E ao Valentino, por preencher os meus últimos dois anos com as melhores gargalhadas do mundo.

E claro, a todos os meus meninos, que toda a vida encheram o meu coração de amor. Ao Zaire, Bambu, Lucky, Maley, Marie e a todos os outros. E ao Fiel, pelos melhores 11 anos de lealdade e companheirismo, (gostava que estivesses aqui campeão!).

E por fim, quero agradecer a mim também, por nunca ter desistido, em especial à Sara de 4 aninhos que me continua a fazer querer lutar sempre por um mundo melhor para os animais.

A todos, o meu sincero obrigada!

ÍNDICE

1. Atividades desenvolvidas no estágio.....	1
2. Introdução: Revisão bibliográfica de cuidados de suporte em aves	6
2.1 Triagem inicial e identificação de um paciente crítico	7
2.2 Sedação e manejo do stress	8
2.3 Fornecimento de calor e humidade.....	9
2.4 Administração de oxigénio.....	10
2.5 Nebulização.....	11
2.6 Fluidoterapia	12
2.6.1 Tipos de fluídos.....	14
2.6.2 Vias de administração	17
2.7 Controlo de dor.....	18
2.8 Suporte nutricional.....	21
2.8.1 Escolha da fórmula enteral	22
2.8.2 Alimentação de suporte não invasiva	22
2.8.3 Alimentação de suporte invasiva	24
2.8.4 Plano nutricional de suporte enteral	24
3. Protocolos e lista de verificação.....	25
3.1 Protocolo 1- Sedação	25
3.2 Protocolo 2- Fluidoterapia de suporte	26
3.3 Protocolo 3- Controlo de dor.....	27
3.4 Protocolo 4- Plano nutricional enteral	28
4. Conclusão.....	30
5. Referências bibliográficas	30
6. Anexos.....	34
6.1 Anexo A. Fotografias de algumas atividades realizadas no estágio	34
6.2 Anexo B. Tabelas auxiliares à tomada de decisão.....	39

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Aves vistas durante o estágio	2
Figura 2. Mamíferos vistos durante o estágio	2
Figura 3. Répteis vistos durante o estágio	3
Figura 4. Proposta de protocolo de fluidoterapia para um paciente aviário	26

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1. Resumo dos procedimentos realizados no estágio	4
Tabela 2. Doses e vias de administração recomendadas para sedativos em aves	25
Tabela 3. Exemplos de fármacos e doses estudados para uso no controlo de dor em aves.....	27
Tabela 4. Fatores de stress correspondentes aos requerimentos energéticos das aves	29
Tabela B1. Sinais de desidratação em aves	39
Tabela B2. Exemplos de soluções para fluidoterapia usados em aves e as suas indicações	39
Tabela B3. Exemplos de coloides usados em aves e a dose indicada	39
Tabela B4. Tipos e características de vias de administração de fluidos em aves	40
Tabela B5. Alguns comportamentos comumente demonstrados por aves com dor ...	40
Tabela B6. Algumas recomendações nutricionais para a reabilitação de aves silvestres	41

ABREVIATURAS

AINEs Anti-inflamatórios não esteroides

CDPA Citrato de fosfato de dextrose com adenina

COX-1 Enzima cicloxigenase 1

COX-2 Enzima cicloxigenase 2

Dh Défice hídrico

ECG eletrocardiograma

EM Energia metabolizável

g Gramas

G Gordura

g/dl Gramas por decilitro

h horas

HES Solução de Hetastarch- solução colóide de hidroximetilo

HTO Hematócrito

IN Intranasal

IM Intramuscular

IO Intraósseo

IV Intravenoso

Kg Quilogramas

Kcal/d Quilocalorias por dia

Kcal/100g Quilocalorias por cada 100 gramas

LRS Solução de lactato de ringer

mEq/L miliequivalente por litro

mg/dl miligramas por decilitro

mg/kg miligrama por quilograma

mg/kg/d miligrama por quilogramas por dia

mg/kg/h miligrama por quilograma por hora

ml/d mililitros por dia

ml/kg mililitro por quilograma

mmHg Milímetros de mercúrio

MER Necessidades energéticas de manutenção

Nº número

Na⁺ Sódio

NaCl Cloreto de sódio

NEF Extratos livres de nitrogénio

Normosol-R Solução de fluidoterapia com cloreto de sódio, acetato de sódio, gluconato de sódio, cloreto de potássio e cloreto de magnésio

Oxyglobin medicamento veterinário composto por hemoglobina-glutamer bovina

O₂ Oxigénio

PaO₂ Pressão parcial de oxigénio

Plasmalyte-A Solução de fluidoterapia com cloreto de sódio, gluconato de sódio, acetato de sódio trihidratado, cloreto de potássio e cloreto de magnésio

PO *Per os*

PSI Pressão sistólica indireta

PT Proteínas totais

q Cada

recetor- δ recetor opióide delta

recetor- μ recetor opióide mú

recetor- κ recetor opióide kappa

SC Subcutâneo

SNC Sistema nervoso central

SpO₂ Saturação de oxigénio no sangue

TMB Taxa metabólica basal

TRC Tempo de repleção capilar

x Vezes

1. ACTIVIDADES DESENVOLVIDAS NO ESTÁGIO

A minha paixão pela natureza e o desejo de um dia contribuir para a sua proteção levaram-me a escolher estagiar na área de medicina de animais silvestres. A curiosidade por espécies diferentes e pelas suas particularidades, conduziu-me ao encontro do Rescate Wildlife Rescue Center, um centro de recuperação e santuário na Costa Rica.

Este centro tem três projetos principais. Primeiro, o centro de reabilitação, que tem como propósito a cura e reabilitação de animais silvestres para posterior libertação. Sendo esta realizada em dois locais de libertação, localizados em pontos diferentes do país que dispõem de áreas extensas e adequadas a prosperidade das espécies. Segundo, através do centro de reprodução, contribui também para a conservação de espécies ameaçadas, através da reprodução e reintrodução de espécies como arara-vermelha (*Ara macao*), arara-verde (*Ara militaris*) e papagaio-de-nuca-amarela (*Amazona auropalliata*). E por fim, para os animais que, por distúrbios comportamentais ou deficiências físicas não possam ser libertados, tem também um santuário equipado com instalações projetadas para a melhor qualidade de vida e bem-estar dos mesmos, albergando cerca de 125 espécies diferentes. Para estes animais, há também uma equipa de enriquecimento ambiental liderada por uma especialista em comportamento animal, que é responsável por criar material e plataformas de enriquecimento ambiental e treinos de alguns animais para facilitar posteriores procedimentos veterinários. Através deste trabalho, o centro já contribui para a introdução de espécies globalmente ameaçadas como o macaco-aranha (*Ateles geoffroyi*), o macaco-esquilo-de-coroa-negra da América Central (*Saimiri oerstedii*) e a *Crax rubra*.

A maioria dos meus dias foi passada no centro de reabilitação, onde a equipa médica inclui duas veterinárias principais a Dra Isabel Hagnauer e a Dra Sofia Astorga. Adicionalmente, a equipa mantém-se também em constante formação através da admissão de veterinários externos que vêm partilhar os seus conhecimentos, pelo que também tive a oportunidade de aprender com dois especialistas aviários, a Dra Hanna Tate do Reino Unido e o Dr Kyle Abbott dos Estados Unidos. A clínica é composta por uma sala de cirurgia, um laboratório e unidades de cuidados intensivos separadas por taxonomias, incluindo mamíferos, aves, aves de rapina, répteis e primatas. O que permite fornecer um melhor bem-estar aos animais internados, mantendo as presas

separadas dos predadores. Também aos animais internados, assim que estabilizados, é fornecido enriquecimento ambiental que estimule os seus comportamentos naturais. Com isto, pude ganhar competências a nível da biologia e comportamento de variadas espécies. Nas figuras 1, 2 e 3 estão representadas de forma aproximada em percentagem as diferentes espécies com as quais pude contactar. Foram vistas cerca de 340 aves, 100 mamíferos e 50 répteis. Devido à elevada diversidade, optei por dividi-las por ordem e famílias, na categoria outros estão as espécies que foram vistas apenas uma vez.

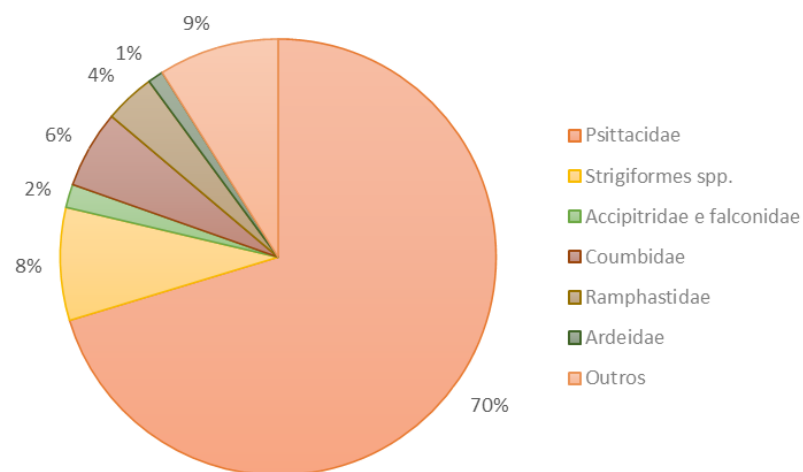


Figura 1. Aves vistas durante o estágio

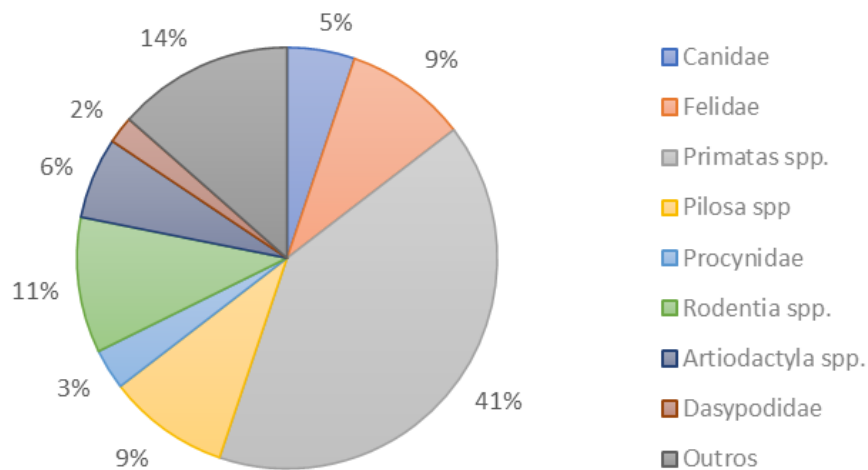


Figura 2. Mamíferos vistos durante o estágio

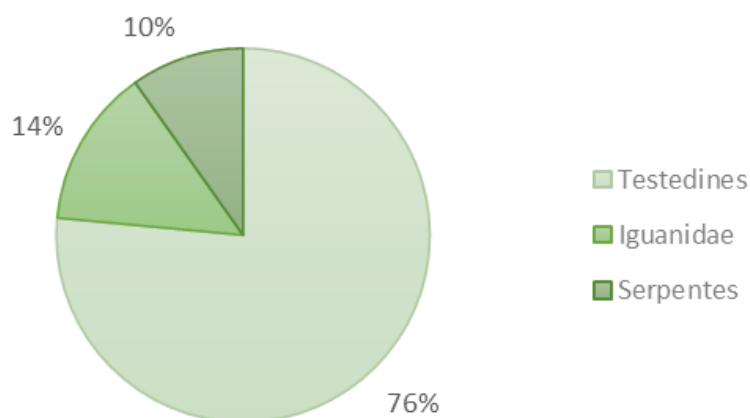


Figura 3. Répteis vistos durante o estágio

As minhas atividades diárias iniciavam-se com as limpezas das jaulas e a preparação e administração de medicações. De seguida acompanhava os veterinários em vários procedimentos, desde cirurgias, diagnósticos de imagem e laboratoriais, necrópsias e tratamentos variados dependendo dos casos que tínhamos. Todos os dias, ajudava também na preparação da alimentação tanto das aves como de primatas e dos restantes mamíferos e répteis. O que me acrescentou bastante conhecimento acerca das necessidades nutricionais e energéticas de cada espécie. Também tinha como tarefa ajudar no enriquecimento das jaulas de internamento, pelo que pude ganhar competências acerca do comportamento e manejo de stress adaptado às diferentes espécies.

Antes de serem enviados para os centros de libertação e depois de curados na clínica, os animais passam para instalações exteriores maiores e isoladas, ficando em quarentena cerca de dois meses para despiste de outras doenças e aprimoramento do seu comportamento natural. Assim, antes de serem deslocados, são feitas por rotina recolhas de sangue para hematologia, pesagem e avaliação da condição física e, por fim, identificação através de anilhagem no caso das aves e chip e colares no caso de mamíferos. Com isto, tive bastantes oportunidades de praticar a recolha de sangue em diferentes espécies e o processamento de amostras em laboratório. Entre as colheitas realizadas destacam-se as realizadas na veia jugular de aves, na veia femoral de primatas como o macaco-esquilo (*Saimiri oerstedii*) e o macaco-uvador (*Alouatta palliata*), uma intracardiaca numa cobra-oliva (*Senticolis triaspis*) e ainda, no complexo venoso supraclavicular a uma preguiça-de-hoffmann (*Choloepus hoffmanni*). No laboratório tinha como principais tarefas o processamento das amostras para hematócrito e proteínas totais, junto com a realização de esfregaço para pesquisa de

anomalias celulares e parasitas sanguíneos. Realizei também várias coprologias com o teste de flutuação fecal para despiste de parasitas fecais.

Em relação a motivos de entrada, são de realçar os casos de eletrocussão, nomeadamente de um macaco-capuchinho (*Cebus capucinus*), de um macaco-uivador, de duas preguiças-de-hoffmann e de uma preguiça-de-3-dedos (*Bradypus tridactylus*). Deram entrada também vários casos de traumatismo de aves com fraturas e um caso de um gato-maracajá (*Leopardus wiedii*) atropelado. Tínhamos ainda todas as semanas, entrada de órfãos de várias espécies. Pude presenciar variados procedimentos anestésicos, desde para tarefas mais simples como limpezas de feridas e exames médicos de controlo como também para várias cirurgias. Entre elas, realçam-se três orquiectomias de dois cães e um furão (*Galictis vittata*), uma ovariectomia de uma cadela, uma cirurgia ortopédica a uma coruja-do-mato-americana (*Strix virgata*), e duas amputações de braço, uma a uma preguiça-de-três-dedos e outra a uma preguiça-de-hoffmann eletrocutadas. Nas anestésias observadas realçam-se as efetuadas com dardos a dois macacos-aranha, a um macaco-capuchinho, a um gato-maracajá, e a um jaguarundi (*Herpailurus yagouaroundi*). Por último, tendo as necrópsias um papel crucial no auxílio do diagnóstico e despiste de doenças, também pude aprender as várias técnicas adaptadas a diferentes espécies, enfatizando duas necrópsias de veado-de-cauda-branca (*Odocoileus virginianus*), uma de um macaco-uivador, uma de uma jiboia (*Boa constrictor*), um porco-do-mato (*Tayassuidae, spp*) e várias espécies de aves entre elas tucanos (*Ramphastidae*), araras-vermelhas, papagaios e de uma garça-tigre (*Tigriornis leucolopha*). Um resumo da quantidade de procedimentos veterinários que realizei está demonstrado na tabela 1 e através das fotografias do anexo A.

Tabela 1. Resumo dos procedimentos realizados no estágio

	Procedimentos	Aves	Mamíferos	Répteis	Total
Imagiologia	Ecografias	5	12	1	18
	Radiografias	30	14	NE	44
	Cistocentese ecoguiada	NE	4	NE	4
Laboratoriais	Hematologia	51	9	4	64
	Coloração Diff Quick	31	5	5	39
	Coloração Gram	5	NE	NE	5
	Coprologias	15	8	NE	23
	Citologias	15	1	1	17
	Urianálise	NE	4	NE	4

Administrações	Intracardíaca	17	NE	2	19
	Intramuscular	71	35	4	108
	Intravenosa	NE	3	NE	3
	Subcutânea	53	36	2	90
	Oral	92	56	NE	148
	Exames físicos	68	22	9	99
Outros	Colheitas de sangue	49	26	10	85
	Cateter	4	6	NE	10
	Contenções	58	23	6	85
	Anestésias e monitorização	11	19	1	31
	Cirurgias	2	10	1	13
	Limpeza e desinfeção de feridas	3	19	3	23
	Bandagem	18	14	NE	32
	Eutanásias	17	5	2	24
	Necropsias	21	8	1	30
	Entubações endotraqueais	2	10	1	5
	Entubações esofágicas	11	2	2	15
	Alimentação forçada	22	2	2	26
	Exame oftalmológico com oftalmoscópio	11	1	NE	12
	Teste fluoroscopia	2	NE	NE	2
	Transfaunação fecal*1	NE	6	NE	6
	Fisioterapia	14	21	NE	35

*Nota 1- transplante de microbiota fecal de um indivíduo saudável para outro doente, nos casos vistos em estágio, transplantou-se microbiota fecal de macacos-uivadores saudáveis para crias com diarreia, através da administração oral de mistura de fezes frescas dos indivíduos saudáveis com o leite.
Legenda: NE- não efetuado

Além disto, o centro proporcionou palestras de formação dadas por variados convidados especialistas em diferentes áreas da conservação e medicina de animais silvestres. Nomeadamente uma intitulada “Medicina de emergência e anestesia em aves”, conduzida pela Dra Hanna Tate, especialista aviária do Reino Unido e duas palestras de manejo e enriquecimento ambiental para animais em cativeiro dadas pelos especialistas em comportamento animal do santuário, Sophie Collier e Phil Guy. E, por fim, uma palestra sobre nutrição na natureza de araras-vermelhas fornecida por Donald Brishmith, mestre em Ecologia da Vida Silvestre e co-diretor da Macaw Society cujo trabalho incide em projetos de investigação e recuperação da arara vermelha. Projeto este que, posteriormente, tive a gratificante oportunidade de ver de perto numa visita à reserva de Punta Leona, onde nos mostraram todo o processo de fornecimento e monitorização de ninhos e exame físico das crias (fotografia A18). Para além destas palestras, tive também ações de formação de alguns procedimentos para medicina aviária realizadas pela doutora Hanna Tate, nomeadamente a entubação de sacos aéreos, colocação de cateteres intraósseos e cirurgia ortopédica, onde pude também praticar, sobre a sua supervisão, em cadáveres frescos (fotografia A5).

Adicionalmente, acompanhei a comportamentalista do santuário, Sophie Collie, durante um dia onde pude aprender as várias técnicas de enriquecimento ambiental para espécies como macacos-aranha e sagui-comum (*Callithrix jacchus*), ocelotes (*Leopardus pardalis*), jaguarundi e raposa-cinzenta (*Urocyon cinereoargenteus*), fiz também a observação e monitorização comportamental das araras do centro de reprodução em conjunto com a colocação dos respetivos dados no programa Zoomonitoring e pude ainda acompanhar os treinos adaptados a posteriores procedimentos veterinários dos coiotes (*Canis latrans*), ocelotes e jaguar (*Panthera onca*) do santuário (fotografia A17).

Por fim, passei também uma semana num dos centros de libertação, o Bosque Escondido Wildlife Refuge, que é uma floresta tropical seca de cerca de 800 hectares na Península de Nicoya. O protocolo de libertação passa por manter os animais em jaulas adaptadas espalhadas pela área durante cerca de dois meses antes de serem libertados, continuando-se com o fornecimento de alimentação durante as primeiras semanas em liberdade, pretendendo-se contribuir assim para uma maior eficácia na reintrodução dos animais. Deste modo, aqui as minhas tarefas passaram tanto pela organização da clínica e auxílio na alimentação como também pela numeração de jaulas para posterior mapeamento, exame físico de controle de papagaios-de-nuca-amarela e observação comportamental de macacos aranha para identificação dos indivíduos aptos à libertação (fotografia A16).

2. INTRODUÇÃO: REVISÃO BIBLIOGRÁFICA DE CUIDADOS DE SUPORTE EM AVES

A habilidade das aves de mascararem sintomas pode resultar em doenças crónicas que evoluem para uma apresentação aguda. Assim, emergências e aves em estado avançado de debilidade são uma apresentação comum ao veterinário. Além disso, aves doentes na natureza tornam-se frequentemente incapazes de se alimentar, tendo as suas reservas rapidamente consumidas, o que contribui para o agravamento da doença. Com isto, é importante haver um planeamento antecipado que permita uma ação imediata em emergências e técnicas de cuidados de suporte adequadas (González & Carrasco, 2016). Durante o meu estágio, pude perceber a dificuldade em seguir diretrizes consistentes e em monitorizar estes pacientes, principalmente em centros de recuperação onde, frequentemente, há menos recursos e também um menor número de profissionais, mas onde ao mesmo tempo, há também uma grande

variabilidade e um grande número de animais internados. Por estas razões, decidi direccionar a minha pesquisa não para a parte inicial de emergências, mas para os posteriores cuidados de suporte que continuam a estabilização da ave doente.

O objetivo da terapia de suporte é contribuir para a estabilização do paciente. Os cuidados de suporte dependem de cada caso e o tratamento de aves em estado crítico é complicado devido à grande diversidade de espécies e à falta de pesquisas e dados sobre resposta às terapias (Lennox et al., 2006).

Os cuidados de suporte incluem, portanto, a diminuição do manuseamento e stress do animal, internamento com fornecimento de calor, ventilação e humidade adequados, administração de fluidoterapia, oxigénio e nebulização e manutenção do peso através do fornecimento dos nutrientes e energias adequados. Suplementações vitamínicas e minerais e antibióticos podem também ser indicados para auxiliar no tratamento de suporte (Hawkins et al., 2018).

2.1 Triagem inicial e identificação de um paciente crítico

A obtenção de uma história detalhada é um ponto crucial para qualquer prática veterinária. No entanto, saber a história à priori de animais silvestres em centros de recuperação é um desafio. Pelo que, sempre que possível, é importante obter informações precisas sobre como o animal foi encontrado: a localização exata, as circunstâncias, se foi fornecido algum cuidado médico ou de suporte, e também obter o contacto de quem encontrou o animal pode ser útil caso sejam necessários mais detalhes posteriormente (Hawkins et al., 2018).

Na triagem inicial de uma ave silvestre é importante perceber primeiro se esta pode ser tratada e sobreviver ao período de reabilitação e se pode ser libertada ou colocada em algum programa de educação, sendo que muitas vezes a decisão de eutanásia tem de ser tomada. Antes de qualquer contenção, deve-se fazer um breve exame visual à distância e dentro da gaiola. Deve-se avaliar primeiro os problemas que ameaçam a vida do animal, devendo-se verificar se as vias aéreas estão desobstruídas, se o animal respira e se o batimento cardíaco e pulso estão presentes, devendo-se fornecer ressuscitação cardiopulmonar quando necessário. Em casos de hemorragia deve-se controlá-la, sendo que uma perda de sangue maior que 25% do volume sanguíneo é considerada uma emergência. Se o animal apresentar sinais de depressão, fraqueza ou dispneia, deve ser colocado rapidamente num local aquecido e com oxigenação. Deve-se também avaliar se o animal está em choque, ou com hipotermia ou hipertermia. O exame físico completo é apenas realizado quando a ave

estiver estável, podendo este ser limitado a um exame superficial ou realizado por etapas para minimizar o stress do paciente. Se possível deve-se determinar a espécie, sexo, estágio de vida, condição corporal e peso. Caso uma doença zoonótica ou infecciosa seja suspeita deve-se isolar o animal (Hawkins et al., 2018). No exame físico deve-se então avaliar a condição corporal, o estado de hidratação, a cor das mucosas, observar a orofaringe e narinas, palpar os músculos e membros, auscultar o coração, pulmões, sacos aéreos e vias aéreas, fazer uma palpação cuidada da cavidade celômica, observar a pele em busca de sinais de hematomas, hemorragia ou trauma e por fim pesar a ave (Jenkins, 2016). De seguida, deve-se desenvolver o respetivo plano de cuidados de suporte, exames de diagnóstico necessários e posterior tratamento. É importante continuar a avaliar a ave à medida que os cuidados de suporte estão a ser fornecidos, sendo necessário reconhecer a sintomatologia que indique um agravamento ou melhoria da doença para assim se poder ajustar o tratamento (Hawkins et al., 2018).

2.2 Sedação e manejo do stress

Para auxiliar na avaliação do animal pode-se recorrer à sedação. Esta facilita a contenção do animal além de aumentar a segurança para a realização de um exame físico mais detalhado e de vários procedimentos necessários ao diagnóstico e tratamento do animal. Permite ainda a atenuação da resposta ao stress causada pela restrição manual. Os medicamentos comumente usados na sedação para aves são o midazolam, diazepam e butorfanol. Sendo que os dois primeiros têm a vantagem de poderem ser revertidos com o uso de flumazenil. O midazolam é o sedativo mais usado, tem ainda efeitos como relaxante muscular, amnésico e na estimulação do apetite. O diazepam tem efeitos e eficácia similares ao midazolam, mas demora mais tempo a atuar e a sua duração de ação também é mais longa, pelo que se pode usar em alternativa quando o midazolam não estiver disponível. Embora também se possa usar a via de administração IM, a via ideal é a IN, uma vez que é menos invasiva e não dolorosa e não há risco de lesão devido à agulha. Como limitações, a via IN tem o facto de haver risco de distribuição incompleta do medicamento, dificuldade em administrar grandes volumes e poder causar espirros. O butorfanol, tem efeitos sedativos que são potencializados pelas benzodiazepinas, pelo que a sua combinação com midazolam é recomendada em animais em que o midazolam não proporcione níveis de sedação suficientes ou em situações em que é necessária uma sedação mais profunda. É importante monitorizar a respiração e frequência cardíaca durante a sedação (Mans, 2015). O tempo de atuação das benzodiazepinas pode ultrapassar os 30 minutos em algumas espécies, pelo que a

possibilidade de reversão com flumazenil é também uma vantagem. Em relação aos efeitos adversos da sedação com benzodiazepinas, há relatos de convulsões, descarga nasal, vômitos e decúbito dorsal, mas são pouco frequentes. Também se reportou movimentos laterais repetitivos da cabeça na espécie *Buteo buteo* como um efeito temporário (Altundag et al., 2021). As doses recomendadas estão exemplificadas na tabela 2.

O stress tem efeitos deletérios na cura do animal, inibindo o sistema imunitário e retardando a cicatrização das feridas, pelo que é importante tomar medidas para o diminuir não só durante a manipulação, mas também enquanto a ave permanece internada. Deste modo, sempre que seja necessário realizar exames, deve-se reduzir ao máximo o tempo de manipulação do animal, preparando todo o material antes de o conter e fazer apenas procedimentos essenciais. O local onde a ave está hospitalizada deve permitir uma observação fácil sem ser necessário aproximação e o ambiente deve ser calmo, isolado de estímulos como ruídos e presença de predadores e deve ser respeitado o ciclo circadiano da espécie, fornecendo as horas de luz adequadas. As aves beneficiam também de alguma proteção visual, pelo que se podem usar panos ou toalhas para cobrir parte da gaiola, deixando ainda assim um espaço para se poder observar o animal (Dorrestein, 2000).

2.3 Fornecimento de calor e humidade

As aves têm uma temperatura central mais alta que os mamíferos, cerca de 38 a 39° C em repouso e 40 a 42°C quando ativas. Como têm também um alto metabolismo, o fornecimento de suporte térmico ajuda a reduzir o gasto de energia, contribuindo para a estabilização do animal, o que por sua vez, pode reduzir o consumo de oxigénio e as necessidades calóricas diárias. Além disto, uma ave em estado crítico, como se alimenta mal, necessita de catabolizar massa muscular, pelo que tem mais dificuldade em reter calor. Uma temperatura corporal inferior a 35°C é considerada crítica, sendo necessário fornecer calor para reduzir as necessidades energéticas rapidamente. A temperatura ambiente deve ser idealmente estabelecida dentro da zona termoneutra da espécie, que corresponde à temperatura em que o equilíbrio térmico é atingido com o menor gasto de energia, sendo esta aproximadamente de 25° a 30° C para a maioria das aves. Pode ser maior em regiões tropicais e para passeriformes, e menor em espécies de ambientes frios. Também se deve ter em atenção as particularidades de algumas espécies, como por exemplo nos colibris, que diminuem a temperatura à noite para conservar energia, pelo que se deve diminuir o calor oferecido nesta altura do dia para evitar maiores gastos energéticos. Há várias fontes de calor disponíveis, podendo estas incluir incubadoras, tapetes de

aquecimento, aquecedores ou lâmpadas infravermelhas. A melhor maneira de fornecer o calor e humidade necessários aos animais é através de incubadoras, onde se podem ajustar os valores necessários e monitorizá-los de forma segura. Para aves maiores que não podem ser colocadas em incubadoras, podem-se usar lâmpadas infravermelhas. Ao usar estas deve-se deixar uma zona mais fria na gaiola para a ave escolher se sentir necessidade. O chão deve ser forrado com panos de forma a diminuir a dissipação de calor e também fornecer algum conforto ao animal, que por norma não se consegue manter em estação. É essencial confirmar a temperatura com um termómetro de modo a evitar o superaquecimento, que será muito stressante para a ave. Sinais de hipertermia incluem asas em abdução, hiperextensão do pescoço ou penas muito juntas ao corpo. A humidade recomendada para aves doentes é de 70%, sendo importante fornecê-la para ajudar na regulação da temperatura e prevenir desidratação. Se o local onde o animal está não estiver equipado com fornecimento de humidade, colocar um pequeno prato de água ou uma toalha molhada aquecida permite fornecer a humidade adequada (Lennox et al., 2006; Smaour, 2016).

2.4 Administração de oxigénio

O objetivo da oxigenoterapia é aumentar a concentração de oxigénio do ar inspirado para melhorar a oxigenação dos tecidos. As indicações para oxigenoterapia incluem, doenças respiratórias, cardíacas, choque, recuperação pós-cirúrgica e stress. A anatomia e fisiologia respiratória das aves é muito diferente da dos mamíferos devido ao seu alto metabolismo, pelo que necessitam de um maior consumo de oxigénio. Ao contrário dos mamíferos, os pulmões das aves não participam na ventilação, que é realizada pelo sistema de sacos aéreos, que por sua vez não desempenham nenhum papel nas trocas gasosas, têm apenas a função de ventilar os pulmões. Os pulmões das aves geram uma superfície de troca muito maior em termos de volume comparando com o que ocorre em mamíferos, têm uma barreira sangue-ar mais fina e recolhem oxigénio por difusão num sistema de troca de corrente cruzada, o que maximiza a sua captação. Como consequência destas diferenças, a oxigenoterapia é extremamente benéfica para as aves (Beaufrère, 2021). Em pacientes aviários é tipicamente implementada usando incubadoras que forneçam oxigénio porque é pouco stressante e não invasivo. Pode-se usar também concentradores de oxigénio e máscaras faciais. No entanto, a maioria das aves não tolera ter a cabeça na máscara sem contenção, com exceção das aves que estão significativamente deprimidas, em que a suplementação de oxigénio fornecida por meio de máscara facial deve ser administrada durante a execução de outros procedimentos. Embora seja importante monitorizar a saturação de oxigénio (SpO_2) ou

a pressão parcial de oxigênio no sangue arterial (PaO_2) durante a sua suplementação, isto é muito pouco prático nas aves, pelo que se deve monitorizar a resposta à terapia através da sintomatologia. A complicação mais comum associada à oxigenoterapia é a toxicidade porque o oxigênio é um agente oxidante potente e a alta eficiência da troca gasosa das aves torna-as mais suscetíveis à incompatibilidade ventilação/perfusão. Para a maioria dos pacientes críticos mantidos numa incubadora fechada é recomendado um nível de saturação de O_2 de 40 a 50%. O_2 puro é aceitável para uso a curto prazo fornecido por meio de máscara facial ou num ambiente fechado com o uso de um concentrador (Beaufrère et al., 2021).

2.5 Nebulização

A nebulização é usada para administrar medicamentos diretamente no trato respiratório, mas também permite hidratar as membranas mucosas bem como proporcionar um efeito expetorante que ajuda a limpar os detritos do trato respiratório. Tem a vantagem de diminuir o stress do animal na administração dos medicamentos, uma vez que esta é feita dentro de uma gaiola fechada sem ser necessário conter manualmente o animal. É assim indicada para animais com sinais de dispneia e infeções respiratórias. Permite fornecer partículas transportadas pelo ar aos tecidos respiratórios e humedecer as vias aéreas para aumentar a excreção de exsudados e detritos. Possibilita também uma alta concentração terapêutica local, maximizando a sua eficácia e minimizando a absorção o que diminui o risco de toxicidade e a biotransformação da substância. A profundidade atingida depende do tamanho das partículas. As vias aéreas das aves têm os pequenos diâmetros, os parabrônquios variam entre 0,5-2 mm de diâmetro e os capilares aéreos variam entre 3-10 μm , sendo que são recomendadas partículas de 3 μm de diâmetro para a nebulização. Para a sua administração é necessária uma gaiola fechada apropriada, a solução ou medicamento a ser nebulizado e um nebulizador apropriado. Há dois tipos de nebulizadores, os pneumáticos e os ultrassónicos, sendo que para as aves se recomendam os segundos, por serem mais rápidos e mais silenciosos. Os medicamentos usados devem ser idealmente hidrossolúveis, de baixa viscosidade e com características de nebulização adequadas. Os medicamentos comumente nebulizados incluem solução salina a 0,9%, antibióticos, antifúngicos, broncodilatadores e agentes mucolíticos. A dose sistémica do medicamento é geralmente diluída em 5-10 ml de solução salina e administrada por 15-30 minutos na frequência de duas a três vezes ao dia. Embora raras, as potenciais complicações incluem a sobrehidratação, irritação das vias aéreas e infeção respiratória iatrogénica ao usar o mesmo nebulizador de um paciente para outro (Mickley, 2013).

2.6 Fluidoterapia

Uma fluidoterapia apropriada é essencial para o suporte de qualquer estado crítico. Ao avaliar um paciente para fluidoterapia, devem ser considerados, idealmente, os seguintes fatores: estado de hidratação, balanço eletrolítico, estado ácido-base, estado hematológico, valores bioquímicos e balanço calórico (Steinohrt, 1999).

A distribuição de fluidos no corpo das aves é semelhante à dos mamíferos. Cerca de 60-70% do peso corporal de uma ave é feito de água, sendo um terço extracelular e dois terços intracelulares. O líquido extracelular é composto por líquido intersticial e intravascular (plasma). O sangue é cerca de 10% do peso corporal, embora varie de acordo com a espécie. O líquido extracelular contém predominantemente sódio e cloro, enquanto o líquido intracelular contém principalmente potássio, fósforo e magnésio. O plasma aviário tem uma osmolaridade ligeiramente mais alta do que os mamíferos e os seus mecanismos gerais de conservação de água também tendem a ser superiores (Beaufrère, 2021).

A fluidoterapia é classicamente dividida em três estágios: ressuscitação (correção dos défices de perfusão), reidratação (correção dos défices intersticiais) e manutenção. Como em todas as espécies, deve-se usar o menor volume efetivo para a restauração dos parâmetros normais. A necessidade de água das aves em espécies comumente vistas em clínicas tem sido pouco investigada, mas é estimada em cerca de 50 mL/ kg / dia (Scott, 2021; Smaour, 2016).

As situações em que pode ser necessário fluidoterapia de suporte incluem situações de choque hipovolémico e de desidratação. O choque hipovolémico define-se como uma má perfusão tecidual devido a uma distribuição baixa ou desigual do fluxo sanguíneo, que resulta num fornecimento inadequado de oxigénio aos tecidos. O choque hipovolémico é causado por decréscimo absoluto ou relativo do volume sanguíneo. A hipovolemia absoluta acontece em situações onde há hemorragias como sangramentos arteriais, úlceras gastrointestinais ou coagulopatia. A hipovolemia relativa acontece em casos de desidratação grave, em perdas significativas de plasma como em queimaduras ou em perdas extensas de fluidos intravasculares num espaço corporal, como a cavidade celômica. Em todos os casos, há diminuição do volume sanguíneo que leva a uma redução do débito cardíaco. A fisiopatologia do choque em espécies aviárias é pouco conhecida. A fase inicial ou compensatória ocorre devido à ação mediada por barorreceptores na libertação de catecolaminas. A pressão arterial aumenta devido ao aumento do débito cardíaco e da resistência do fluxo vascular sistémico. Esta fase foi observada em patos no estudo de Lichtenberger et al. (2009),

onde houve perda de sangue inferior a 25%–30% do volume sanguíneo. Os principais indicadores de choque nesta fase são o aumento da frequência cardíaca e a pressão arterial normal ou aumentada. A reposição com fluidos nesta fase está associada a bons resultados. Quando as perdas de sangue ultrapassam os 25%-30% em aves, ocorre o início da fase descompensatória onde há uma distribuição desigual de sangue. Nas espécies estudadas observou-se redução do fluxo sanguíneo renal, trato gastrointestinal, pele e músculos. Os sinais clínicos podem incluir hipotermia, membros e pele frios, taquicardia, pressão arterial normal ou diminuída, membranas mucosas pálidas, tempo de repleção capilar prolongado e depressão mental. Nesta fase é necessária fluidoterapia agressiva usando cristalóides e colóides. Quando a perda sanguínea é já bastante significativa, as respostas neuroendócrinas à hipovolémia tornam-se ineficazes e há falha orgânica irreversível. Em aves, esta fase foi observada após perda aguda de 60% do volume sanguíneo. Os sinais clínicos são bradicardia com baixo débito cardíaco, hipotensão grave, mucosas pálidas ou cianóticas, tempo de repleção capilar ausente, pulso fraco ou ausente, hipotermia, oligúria a insuficiência renal anúrica, edema pulmonar e um estado de estupor a comatoso (Lennox, 2011). No protocolo 2 está representada uma sugestão de tratamento de fluidoterapia usado em aves em situação de choque.

Devido às suas particularidades, estimar a quantidade de desidratação em aves é complicado. A sua pele é muito fina e pouco elástica, pelo que nem sempre a prega de pele é um sinal fidedigno. Pode-se avaliar a coloração das mucosas e TRC através da eversão da mucosa cloacal, bem como pela conjuntiva e orofaringe em algumas aves. A perfusão vascular periférica também pode ser avaliada através da turgescência e tempo de repleção da veia basilar. Outros sinais clínicos como taquicardia, diminuição do débito cardíaco, fraqueza generalizada, prostração e pulso fraco também são característicos de hidratação deficiente. Se possível deve-se processar uma amostra de sangue para análises bioquímicas e hematológicas, sendo que estudos sugerem que a concentração de ureia e nitrogénio aumentadas estão altamente relacionadas com a desidratação em aves (Steinohrt, 1999). O défice hídrico das aves pode ser calculado através da fórmula: % de desidratação x peso corporal (g) (Scott, 2021). Na tabela B1, são apresentadas as percentagens de défice hídrico associadas aos marcadores de desidratação em aves.

Os fluidos de manutenção substituem as perdas contínuas como em situações de vômitos, diarreia e poliúria, atendem às demandas metabólicas e restauram equilíbrio hídrico e eletrolítico. Os requisitos de manutenção são maiores

em aves, cerca de 40-60 ml/kg/d, do que em mamíferos devido à maior taxa metabólica (Lennox, 2011).

Durante a fluidoterapia é importante monitorizar a ave através da melhoria dos marcadores clínicos, em que há a restauração do estado mental normal, da cor das mucosas e do TRC e o estabelecimento da temperatura, volémia, frequência cardíaca e débito urinário normais (Lennox, 2011). Se possível, é indicado monitorizar também a pressão sistólica indireta, principalmente em situação de choque. Esta pode ser medida através de métodos invasivos e não invasivos. As técnicas invasivas requerem a colocação de um cateter arterial e, embora ideais, não são facilmente realizadas na prática clínica. As técnicas não invasivas incluem o uso de doppler, esfigmomanómetro e monitores oscilométricos. A técnica de doppler e esfigmomanómetro demonstraram ser mais confiáveis em aves de grande porte. No entanto, os monitores oscilométricos têm demonstrado consistentemente não serem confiáveis e não devem ser usados. Estudos demonstraram variações da pressão arterial entre as várias espécies de aves, mas consideram-se estados hipovolémicos quando esta decai para menos de 90mmHg (Beaufrère, 2021).

Idealmente deve-se descontinuar a fluidoterapia quando a hidratação normal tiver sido restaurada e a ave estiver ativa e com capacidade de se manter hidratada. Uma vez que os déficits e necessidades de fluidos são difíceis de estimar e os desfechos clínicos desafiadores para avaliar em aves, a reidratação pode continuar por mais 24-48 horas usando uma taxa mais baixa (Smaour, 2016).

2.6.1 Tipos de fluidos

A escolha de fluidos é baseada na natureza e nível de gravidade da patologia. Em relação às aves, é importante considerar que os fluidos pré-embalados usados em medicina veterinária foram desenvolvidos para mamíferos, cuja osmolaridade plasmática é mais baixa do que a aviária. Como consequência, os fluidos classificados como isotónicos podem ser ligeiramente hipotónicos para as aves. É também importante saber que a maioria dos fluidos de reposição são deficientes em potássio e devem ser suplementados após a estabilização inicial para prevenir hipocalémia após alguns dias (Beaufrère, 2021).

Os cristalóides são a base da reidratação e da fluidoterapia de manutenção, e podem ser usados juntamente com colóides durante a ressuscitação. Os fluidos de reposição contêm concentrações de eletrólitos semelhantes ao líquido extracelular, enquanto os de manutenção contêm mais potássio que sódio (Lichtenberger, 2017).

As soluções tamponadas são indicadas para pacientes em choque, uma vez que a administração de uma solução ácida pode piorar a acidose metabólica pré-existente. Em aves, solução de lactato de ringer (LRS), Normosol®-R e Plasmalyte®-A são soluções tamponadas balanceadas que se aproximam mais da composição do fluido extracelular e, portanto, podem ser usadas na maioria das situações. A solução de NaCl a 0,9% não é tamponada e a sua concentração de sódio é similar à do fluido extracelular, mas a de cloro é mais alta, pelo que normalmente é restrita para pacientes com alcalose metabólica, podendo causar acidose metabólica por hiperclorêmia se usado incorretamente. O LRS é hipo-osmolar para o plasma aviário e não deve ser usado em alta taxa IV, mas é adequado para administração subcutânea, uma vez que pode ser absorvido mais prontamente do que soluções isotônicas, como contém lactato não deve ser usado em animais com doença hepática. O Plasmalyte®-A contém acetato e 140 mEq/L de sódio, e é o fluido mais próximo da composição do plasma aviário em termos de pH, osmolaridade e concentrações de eletrólitos. A solução salina hipertônica, geralmente a 7,5% leva a uma rápida expansão intravascular, equivalente à dos colóides num quarto do volume. Sendo usada na reanimação e em combinação com colóides. Em relação às soluções de dextrose, há várias disponíveis. Não devem ser dadas em pacientes desidratados ou com déficit de eletrólitos. A dextrose a 5% é usada principalmente como um transportador para infusão de medicamentos em taxa constante ou como uma fonte de água pura. Na tabela B2 é apresentado um resumo das características dos cristalóides bem como as suas indicações mais comuns. Aquando da administração de cristalóides pode ser necessário fazer também suplementação de outros eletrólitos. Quando há perda de potássio a dosagem de manutenção é de 15 a 20 mEq/L, se houver perdas severas pode chegar aos 60 mEq/L (Beaufrère, 2021).

Os colóides são moléculas grandes restritas ao compartimento plasmático e que aumentam a sua pressão coloidal atraindo fluidos intersticiais para o espaço intravascular, sendo por isso considerados expansores de volume intravascular. Como tal, são indicados em situações em que a pressão coloidal está baixa como na hipotensão, hipovolêmia, hipoproteinemia e na hemorragia significativa. Estão contraindicados em caso de coagulopatia, pneumonia, insuficiência cardíaca congestiva e insuficiência renal (Beaufrère, 2021). Exemplos de colóides usados em aves incluem a solução de Hetastarch® (HES) e o sangue total (Tabela B3). O sangue além de ser considerado um colóide tem o benefício adicional de fornecer células sanguíneas e fatores de coagulação. Pelo que é indicado em anemias onde o hematócrito está a menos de 20%, em casos de hipoproteinemia (<1 g/dl) e para

corrigir déficits de perfusão. O sangue é tipicamente transfuso inteiro em aves e os doadores são idealmente da mesma espécie. Deve ser colhido com uma seringa contendo anticoagulantes como citrato de sódio, citrato de fosfato de dextrose com adenina (CDPA) ou heparina. O citrato de sódio ou o CDPA são preferidos porque são metabolizados mais rapidamente pelo recetor e são menos propensos a causar distúrbios de coagulação. Citrato de sódio é usado na proporção de 1 ml: 9 ml de sangue. O CDPA pode ser administrado a uma taxa de 0,15ml/ ml de sangue. Com a heparina, usa-se a 0,25 ml/ 10 ml de sangue. Uma ave pode doar de forma segura cerca de 1% a 2% do seu peso corporal. Sendo que o objetivo de uma transfusão é fornecer ao recetor 10- 20% do seu volume de sangue. Deve ser administrado à taxa de 1 ml/ kg/ h nos primeiros 15 minutos e depois dividir os restantes pelas próximas 3- 4h (Barron, 2019). Durante a transfusão é também importante monitorizar o animal para potenciais efeitos secundários, como hemólise dos eritrócitos do doador, febre, urticária e anafilaxia. Estas condições são muitas vezes difíceis de avaliar em aves, mas foram relatados em pacientes que receberam múltiplas transfusões de sangue. Muitos destes problemas podem ser evitados por *crossmatch* antes de uma transfusão, que é um teste que permite avaliar a compatibilidade entre o dador e o recetor, misturando eritrócitos do dador com soro do recetor, para verificar se há hemólise ou aglutinação, que são indicadores de incompatibilidade. A regurgitação secundária à hipovolemia também foi observada em aves, associada a uma administração rápida ou em excesso. Como alternativa ao sangue ou hemoderivados, pode-se usar o oxyglobin®, que é um transportador de oxigénio baseado em hemoglobina. Atua como um colóide, fornecendo oxigénio aos tecidos, tem um efeito vasoconstritor e ajuda a neutralizar as consequências fisiológicas do choque. As aves devem receber 5 mL/kg IV ou IO de oxyglobin® em bólus durante alguns minutos. Tem potenciais efeitos colaterais, foram relatadas mortes em cães por desenvolvimento de anemia hemolítica autoimune e em humanos diagnosticou-se hipertensão após a administração deste composto. Pelo que, embora não tenham sido relatadas reações adversas em aves, deve-se ter cautela quando o oxyglobin® é administrado (Martinho, 2009). O HES é um colóide sintético que expande o volume celular cerca de 1,4 vezes o volume infundido e tem uma meia-vida de 25 horas. Os colóides sintéticos são administrados com cristalóides isotónicos para diminuir a depleção de volume intersticial, sendo que a dose de cristalóides nestes casos é de apenas 40-60% do que seria se fossem administrados sozinhos (Lichtenberger, 2017).

2.6.2 Vias de administração

Os fluidos podem ser administrados por via oral, subcutânea, intravenosa e intraóssea, devendo ser sempre aquecidos à temperatura de 39-40°C. A escolha da via de administração depende do estado do paciente e cooperação, do tipo de fluido e dos custos (Dorrestein, 2000).

A administração oral é o método ideal de administração de líquidos. É menos dolorosa e stressante do que outras vias. O animal deve estar consciente, em posição vertical e sem problemas neurológicos ou gastrointestinais. No entanto, os fluidos orais não tratam estados hipovolêmicos e a escolha de fluidos que podem ser administrados por via oral é limitada, pelo que este método é mais comumente usado em aves com desidratação leve ou em conjunto com as outras vias. Na maioria dos casos os fluidos orais devem ser hipotônicos e conter sódio e glicose. Podem ser usados produtos médicos humanos para reidratação oral como Pedialyte® (Abbott). Uma mistura solução salina equilibrada com um volume de dextrose a 5% também pode ser usada, com exceção de aves marinhas cujas soluções hipotônicas de sal podem ser contraindicadas devido às glândulas de sal ativas. Neste caso, deve-se utilizar uma solução salina isotônica balanceada com adição de potássio e de glicose a 2,5-5%. Esta via é normalmente simples de administrar com o uso de sondas de entubação esofágica apropriados à espécie e tamanho do animal. Alguns animais como crias e aves adultas desidratadas que regridem comportamentalmente para pedir comida, podem receber voluntariamente o líquido oferecido (Smaour, 2016).

A via SC é tipicamente usada em aves como terapia de manutenção ou de reposição em animais levemente desidratados. No entanto, tal como a via oral, não é eficaz em situações de desidratação grave ou hipovolémia, devido à vasoconstrição periférica que ocorre e impede a sua absorção. Fluidos hipertônicos, coloides ou dextrose acima de 2,5% não podem ser administrados por esta via. Os locais de administração são a área inguinal, axilar ou interescapular com agulhas de 22-23G em espécies maiores e 25G nas espécies pequenas. Antes de administrar deve-se garantir que os fluidos não entram na cavidade celômica ou nos sacos aéreos, pelo que se deve confirmar a via subcutânea por refluxo e pela visualização de uma bolha de fluido abaixo da pele. Não devem ser administrados mais do que 10-30 ml/kg/local, idealmente até que a pele esteja razoavelmente distendida. Adicionar hialuronidase facilita a velocidade de absorção subcutânea (Scott, 2021).

Em casos de desidratação grave ou hipovolémia é necessária a administração de fluidos intravenosos. Esta via permite uma disseminação rápida por todo o corpo e

a administração de todo o tipo de fluidos. Os locais mais comuns incluem a veia basilar, a veia metatarsal medial e a veia jugular. Com exceção de animais prostrados, a sedação é normalmente necessária (Scott, 2021). A manutenção do cateter pode ser difícil devido à sua baixa aceitação por parte das aves, principalmente em Psitaciformes. Pode ocorrer sangramento significativo se a ave morder a linha IV pelo que se recomenda a colocação de válvulas anti-refluxo pequenas proximalmente para que o sangramento não ocorra caso a linha seja seccionada pela ave. Também se pode recorrer a colares isabelinos, no entanto, estes nem sempre são bem tolerados pelos pacientes aviários e podem causar mais stress no animal. Pelo que se deve ponderar bem a sua utilização para cada caso individualmente bem como o modelo de colar a utilizar. Independentemente de haver complicações ou não, o cateter deve ser removido depois de 2-3 dias (Smaour, 2016).

O cateterismo intraósseo oferece uma alternativa eficaz quando cateterização intravenosa se torna difícil, impraticável, ou o risco de hemorragia após a remoção pela ave é muito grande. Geralmente é bem tolerado na maioria dos pacientes aviários e é considerada a via padrão para fluidoterapia em aves com peso inferior a 60 g. Fluidos administrados na cavidade medular do osso são rapidamente absorvidos pela circulação sistémica com a mesma eficácia e uma taxa de absorção equivalente à da via intravenosa. Ossos pneumáticos, como o úmero, e em algumas aves, o fémur, não devem ser usados, uma vez que isso pode levar a aerossaculite, pneumonia ou asfixia. Dependendo do tamanho do animal, agulhas espinhais de 20G, 22G e 25G devem ser usadas, se não estiverem disponíveis ou o tamanho do animal for muito pequeno, também podem ser usadas agulhas hipodérmicas. A inserção de cateteres intraósseos tende a ser dolorosa e stressante e muitas vezes requer anestesia para colocação, exceto em aves prostradas. Com manutenção regular e esterilidade adequada, os cateteres intraósseos podem ser usados até 3 dias. Os ossos normalmente usados para a colocação destes cateteres são a ulna distal ou o osso tibiotársico proximal. Nalgumas aves, como membros da ordem Cathartiformes e potencialmente alguns Pelecaniformes, a ulna é um osso pneumático e não deve ser cateterizado (Beaufrère, 2021).

2.7 Controlo da dor

O controlo de dor é primordial no tratamento de pacientes críticos, uma vez que está associado a efeitos deletérios como a anorexia, aumento do stress, cura mais lenta e comportamentos anormais. O que, consequentemente, pode piorar o prognóstico geral do animal (Guzman & Beaufrère, 2021).

O reconhecimento e a quantificação da dor são muitas vezes um desafio em pacientes aviários, podendo ser confundidos com processos da doença. Além disso, as aves desenvolveram comportamentos para minimizar exhibições dolorosas como forma de diminuir a atenção de potenciais predadores. É geralmente aceite que quando uma ave está com dor, há uma mudança ou ausência de um ou mais comportamentos normais (tabela B5). As escalas de dor podem ser uma ferramenta de avaliação útil, no entanto há variações entre as diferentes espécies de aves e é preciso um conhecimento comportamental acerca das mesmas, pelo que são necessários estudos para escalas espécies-específicas. Outra alternativa possível é usar folhas de pontuação de dor para a monitorização do indivíduo hospitalizado, sendo que as descrições comportamentais e os termos devem ser bem definidos para reduzir a variabilidade do observador (Guzman & Beaufrère, 2021). Em qualquer caso, deve ser assumido que uma ave necessita de analgesia se: a lesão ou procedimento pode ser doloroso para outras espécies; se a lesão ou procedimento pode causar dano tecidual a outras espécies ou se a ave demonstra comportamento anormal (Altundag et al., 2021).

Ainda são poucos os estudos realizados sobre o controlo de dor em aves e há uma variação considerável na farmacodinâmica e farmacocinética entre as várias espécies. Ainda assim, para o controlo de dor em pacientes aviários podem usar-se opióides, anti-inflamatórios não esteroides e anestésicos locais (Guzman & Beaufrère, 2021). Na tabela 3 estão os fármacos e a doses recomendadas para o uso em aves com base no “Exotic Animal Formulary” e em estudos recentes.

Na medicina veterinária, os opióides são usados para o controlo de dor moderada a severa, como fraturas ou cirurgias. Em mamíferos, a analgesia ocorre quando os opióides se ligam a recetores opioides μ , κ ou δ no sistema nervoso central. Os comumente usados em aves, são os que atuam nos recetores μ ou κ (Altundagm et al., 2021). A sua ação sobre estes recetores ativa as proteínas G, levando a uma redução na transmissão de impulsos nervosos e inibição da libertação de neurotransmissores. A localização de diferentes recetores opióides varia entre as diferentes espécies de aves, os pombos por exemplo, tendem a ter mais recetores κ enquanto os falcões têm mais recetores μ no cérebro. Isto explica a grande variação de efeito entre espécies. Os opióides são geralmente seguros, sendo a sedação o efeito secundário mais comum e os efeitos adversos são geralmente dependentes da dose (Guzman & Beaufrère, 2021).

Os AINEs são recomendados em caso de dor musculoesquelética e visceral, dor aguda e dor crônica. Causam inibição das enzimas cicloxigenases. Estas iniciam uma cascata de reações que resultam na conversão de ácidos polinsaturados em eicosanóides, como prostaglandinas e tromboxanos, que são libertados nos locais de lesão do tecido e causam inflamação e sensibilização das terminações nervosas. Pelo que a redução de prostaglandinas e tromboxanos diminui a inflamação no local da lesão e também tem um efeito modulador no SNC. A expressão relativa das enzimas COX-1 e COX-2 varia entre as espécies, e ambas as enzimas são importantes para a dor em aves, mas são necessários mais estudos para avaliar os seus efeitos fisiológicos nas várias espécies. Os AINEs mais comumente usados na medicina aviária incluem o meloxicam, carprofeno, cetoprofeno e piroxicam. A escolha vai depender da espécie e situação. Os efeitos adversos mais comuns incluem efeitos sobre o sistema gastrointestinal, sistema renal e coagulação. Pelo que, podem ter efeitos deletérios negativos em condições de relativa depleção de volume intravascular e/ou hipoperfusão renal, como desidratação, hemorragia, comprometimento hemodinâmico, hipotensão associado a anestesia, insuficiência cardíaca e doença renal (Hawkins & Murphy, 2011).

Dependendo da causa da dor, os anestésicos locais podem ser uma ferramenta analgésica muito útil para ajudar a proporcionar alívio. São particularmente úteis antes de injeções dolorosas ou da colocação de cateter IO ou IV e podem diminuir a quantidade de outros analgésicos usados e fornecer um alívio extra da dor e assim, diminuir também a quantidade de stress geral durante o processo de tratamento. Os anestésicos locais ligam-se reversivelmente aos canais de Na⁺ e bloqueiam a transmissão do impulso. A infiltração regional ou numa linha local são os métodos mais comumente usados. A lidocaína é usada com bastante frequência em pacientes, tanto topicamente quanto como injetável. A dosagem total não deve exceder 2 a 3 mg / kg em aves e precisa de ser diluída na proporção de 1:10. A bupivacaína é preparada comercialmente como solução de 0,25% (2,5 mg/ml), 0,5% (5 mg/ml) ou 0,75% (7,5 mg/ml). Não foi estabelecida nenhuma dosagem para aves, mas a dose total de 1 mg / kg foi administrada com segurança a aves de grande porte. As recomendações de dosagem de anestésico local para aves são mais baixas do que para mamíferos porque as aves podem ser mais sensíveis aos efeitos do medicamento. A captação sistêmica pode ser rápida em aves, o que aumenta o risco de reações sistêmicas. Podem ter efeitos tóxicos agudos se forem acidentalmente administradas por via intravenosa, tais como tremores, ataxia, decúbito dorsal,

convulsões, estupor, efeitos cardiovasculares e morte (Guzman & Beaufrère, 2021; Vetrano, 2019).

Outras terapias como a reabilitação física também podem ser usadas no controlo de dor. Deve ser, no entanto, ponderado, o seu custo-benefício em relação ao stress do animal. A terapia fria durante 15 a 20 minutos na fase aguda pode reduzir a inflamação e fornecer analgesia. Terapia quente de 10 a 15 minutos é geralmente mais confortável após a fase aguda ter passado, e pode ajudar no relaxamento do tecido e ser usada como um precursor de massagem ou alongamento. A terapia a laser de baixo nível demonstrou diminuir os indicadores de dor neuropática (Smaour, 2016).

2.8 Suporte nutricional

A maioria das aves doentes não ingere alimento suficiente para suprir as suas necessidades calóricas, pelo que é importante fornecer energia através de suporte nutricional. No entanto, este só deve ser iniciado após a correção da desidratação e desequilíbrios eletrolíticos. Pode ser realizado de forma enteral ou parenteral (Beaufrère, 2021).

A alimentação parenteral total é a administração IV de todos os nutrientes essenciais. Requer acesso IV ou IO e é significativamente mais stressante e dispendiosa que a enteral. É pouco usada em medicina aviária e tem como indicações a estase intestinal e o traumatismo cranial grave. As complicações potenciais incluem a septicémia e os distúrbios eletrolíticos e metabólicos. Devido à ausência de alimentação enteral pode também ocorrer má absorção e diarreia à medida que a alimentação normal é retomada (Lennox et al., 2006). Devido a estas razões e por restrição de espaço, só é apresentado um protocolo para a nutrição enteral.

A nutrição enteral é muito mais prática e comumente utilizada na medicina aviária e demonstrou estar associada a melhores resultados nutricionais, maior cicatrização de feridas, menor morbilidade séptica e menores custos. É importante que a ave possa processar e absorver o alimento fornecido e que tenha capacidade de se manter em estação após a alimentação, para prevenir regurgitação. É indicada em animais que apresentem anorexia, perda de peso de 5% a 10%, diminuição do nível de albumina sérica ou sinais clínicos de perda proteica, como perda de massa muscular peitoral. Deve ser administrada com cautela, e os animais devem ser sempre pesados aproximadamente à mesma hora todos os dias e antes da alimentação. Depois de alimentados, deve-se colocar a ave na jaula para diminuir o stress e evitar a

aspiração pelas vias aéreas. A nutrição enteral pode ser fornecida através de métodos invasivos e não invasivos, sendo que a escolha depende tanto da condição do animal como da experiência de quem administra o alimento (Beaufrère, 2021).

2.8.1 Escolha da fórmula enteral

Vários fatores nutricionais chave precisam de ser considerados aquando da escolha de uma fórmula enteral. Entre eles a osmolaridade da dieta fornecida, que deve permitir uma absorção de nutrientes facilitada. Há medida que a osmolaridade diminui, a digestibilidade da fórmula enteral aumenta. Também o conteúdo energético deve ser suficiente para atender as necessidades metabólicas do animal. Outro ponto a ter em atenção são as particularidades das espécies (tabela B6). As espécies carnívoras necessitam de dietas com baixo teor de carboidratos (2%), e alto teor de proteína (17%-20%) e gordura (2%-28%) (Orosz, 2013). Há várias dietas enterais de suporte comercializadas para psitacíformes, aves omnívoras e aves carnívoras. As fórmulas para alimentação manual de crias também são usadas frequentemente na alimentação enteral de suporte de animais adultos. Com estas, é importante ter em conta que a quantidade de alimento que um adulto doente tolera de uma só vez é muito menor que as crias. Para animais em estado crítico, dietas caloricamente densas com gordura são as mais apropriadas, estas aves precisam também de níveis adequados de aminoácidos que atendam as necessidades metabólicas. Pacientes com hipoglicémia ou doença hepática beneficiam de carboidratos simples, para suprir a necessidade imediata de glicose (Orosz, 2008). Para se prevenir a síndrome de realimentação em animais emaciados, recomenda-se realimentar com formulações conhecidas por conterem níveis adequados de fósforo, potássio e magnésio, (como por exemplo a dieta Emeraid® Sistema para Cuidados Críticos de Animais Exóticos (Lafeber), não adicionar energia extra às necessidades calóricas, monitorizar o fósforo, potássio, magnésio, HTO e PT diariamente, começando 12 horas após a realimentação e suplementar com eletrólitos conforme necessário (Daut, 2016; Hawkins et al., 2018).

2.8.2 Alimentação de suporte não invasiva

A alimentação de suporte não invasiva envolve a administração de alimentos líquidos ou sólidos diretamente no papo ou no proventrículo. Dependendo da anatomia do sistema gastrointestinal superior e do bico, diferentes técnicas não invasivas podem ser usadas. A entubação oral é um dos procedimentos mais perigosos realizados em medicina aviária. As suas complicações potenciais incluem a perfuração ingluvial ou esofágica, trauma orofaríngeo, aspiração traqueal de comida, aspiração de comida

para a cavidade nasal, queimaduras e a ave engolir o tubo. Deve-se ter também em atenção que a deposição subcutânea de alimentos pode causar celulite e septicemia, pelo que se deve inspecionar o pescoço após as alimentações. O alimento deve ser fornecido à temperatura corporal (38-40°C). Há vários tipos de tubos com diferentes diâmetros e comprimentos que devem ser escolhidos com base no tamanho e na anatomia da ave. Em Psitaciformes, devido à força do bico, recomenda-se o uso de um tubo de metal (Beaufrère, 2021).

Antes de cada alimentação deve-se palpar o papo para avaliar o grau de repleção. Para facilitar a inserção do tubo, o bico pode ser aberto com um espéculo de metal. No entanto, para isso são necessários dois operadores e pode resultar em danos ao bico se as alimentações forem frequentes. Pelo que, se for possível abrir o bico com o tubo, não se recomenda o uso do espéculo (Beaufrère, 2021).

Ao inserir o tubo, deve-se redirecionar para o esôfago indo ligeiramente para a direita da linha média da cavidade oral. É importante fazer uma contenção adequada estendendo o pescoço verticalmente e evitando a flexão, que poderia promover regurgitação. Uma leve compressão logo abaixo do crânio também pode prevenir a regurgitação, obstruindo o esôfago proximal durante a alimentação. Antes de inserir o alimento é importante confirmar se o tubo está no local correto, para isso deve-se palpar o tubo e a traqueia em separado além de que, se estiver inserido erroneamente na traqueia, o animal poderá ter reflexo de tosse. É imperativo evitar movimentos para cima e para baixo da ave em relação ao tubo para evitar a perfuração ingluvial. Assim que o tubo estiver corretamente posicionado, o alimento deve ser administrado com razoável rapidez ao mesmo tempo que se monitora se há refluxo pela inspeção da cavidade orofaríngea. Caso se verifique, o tubo deve ser removido imediatamente e a ave colocada na jaula o mais rápido possível para permitir a autolimpeza da cavidade orofaríngea. Uma contenção contínua pode promover um maior esforço e aspiração pela traqueia. O volume de alimento líquido que pode ser administrado com segurança no papo é de cerca de 30 ml/kg, mas pode ser tolerado até 40–50 ml/kg em alguns indivíduos. Em crias, devido à maior elasticidade do papo, pode ser administrado um volume de cerca de 100-120 ml/ kg (Beaufrère, 2021).

Para a alimentação forçada de aves de rapina, são necessárias duas pessoas. Nas aves carnívoras, podem ser usadas dietas de cuidados intensivos comercializadas para gatos e furões e a alimentação com alimentos sólidos também é possível e normalmente é recomendada para uma alimentação enteral de suporte de manutenção, pois é relativamente fácil, não requer nenhum equipamento

especializado e presas inteiras são mais calóricas. A presa é normalmente picada e alimentada pedaço a pedaço usando uma pinça. É necessário deixar que a ave engula regularmente com a cabeça livre. Se não engolir, os pedaços podem ser inseridos no esôfago cervical usando uma pinça longa ou por pressão externa suave no pescoço ventral. Como as corujas comem principalmente pequenas presas inteiras, pedaços muito maiores podem ser oferecidos. A maioria das espécies piscívoras também comem presas inteiras (Chitty, 2009).

2.8.3 Alimentação de suporte invasiva

Há também os métodos invasivos, que incluem os tubos de esofagostomia e tubos de alimentação intestinal. Estão indicados em animais cujo sistema digestivo superior está danificado, como em aves com traumas no bico ou orais, perfuração esofágica, fístula no papo e esofagites. Também podem ser usadas se for necessário reduzir a frequência de canulação pela boca caso se preveja que será longa, para diminuir o stress do animal. Têm também a vantagem de poderem fornecer maiores volumes de alimento e consequentemente maximizar a ingestão de calorias (Beaufrère, 2021).

2.8.4 Plano nutricional de suporte enteral

Para um bom plano nutricional, começa-se por estimar a necessidade diária de energia da ave hospitalizada. Para isso, calcula-se a taxa metabólica basal, que é a taxa de energia necessária de um animal em repouso, em zona termoneutra e com fisiologia digestiva e excretora basal. Assim, a TMB é multiplicada por um fator, normalmente 1,5–2,5 dependendo da atividade da ave, sendo que valores mais altos são normalmente usados para aves mais ativas. Com isto, obtêm-se as necessidades de energia de manutenção. Para ajustar os processos patológicos, o MER também é multiplicado por um fator de stress para obter a necessidade de energia diária (Tabela 4). De seguida é necessário conhecer a energia metabolizável do alimento usado para alimentação. A EM é a energia líquida que a ave será capaz de gerar a partir dos alimentos que ingere. Se a EM não estiver indicada no rótulo ou na embalagem, é necessário ser estimado usando uma equação que foi determinada para aves e está representada no protocolo 4. A frequência das alimentações vai depender da espécie, da capacidade do indivíduo de lidar com o stresse da contenção e do problema clínico subjacente (Beaufrère, 2021).

É importante ter em conta que as equações fornecem apenas uma estimativa das necessidades de energia. Para minimizar a perda de peso não associada à

desidratação e otimizar o tratamento deve-se pesar as aves críticas diariamente e avaliar as características das fezes, fazendo ajustes nos volumes de alimentação e no cronograma sempre que necessário (Beaufrère, 2021).

3. Protocolos e lista de verificação

Lista de verificação para cuidados de suporte em aves (Hawkins et al., 2018):

- ✓ Reduzir a manipulação e outros fatores de stress, sedação se necessário (**ver protocolo 1**)
- ✓ Fornecer alojamento da ave em ambiente quente, sossegado e ventilado
- ✓ Ajustar o ambiente ao fotoperíodo normal da ave
- ✓ Oxigenoterapia se dispneia, hipoxia ou pneumonia severa e aerossaculite
- ✓ Nebulização em casos de problemas respiratórios
- ✓ Fornecer fluidoterapia (**ver protocolo 2**)
- ✓ Fornecer analgesia quando indicado (**ver protocolo 3**)
- ✓ Manutenção do peso corporal
 - Pesar 1 ou 2 vezes por dia
 - Providenciar alimentos que ave goste e evitar mudança de dieta enquanto doente (**ver tabela B6**)
 - Alimentação por sonda em casos de má nutrição, caquexia, desidratação (**ver protocolo 4**)
- ✓ Fornecer medicação de suporte ou outras suplementações:
 - Suplementação vitamínica Vitamina A; Vitamina E/selênio e vitaminas do complexo B em casos de ferimentos, anorexia, caquexia, perda de sangue e desordens do SNC
 - Considerar antibióticos se em caso de risco de infecção ou suspeita de septicemia
 - Complexo ferro-dextrano se deficiência em ferro ou após hemorragia

PROTOCOLO 1. SEDAÇÃO

1º Contenção manual da ave; se via IN: usar uma toalha à volta das asas e imobilizar a cabeça

2º Administrar o medicamento:

Tabela 2. Doses e vias de administração recomendadas para sedativos em aves (Altundag et al., 2021; Mans, 2015)

Sedativos	Dose e via de administração	Observações
Midazolam	0,5-3 mg/kg (2 mg/kg) IM, IN 4-6 mg/kg IM, IN: aves menores	-Administração IM de diazepam deve ser evitada devido ao atraso na absorção e dano muscular
Diazepam	0,2-2 mg/kg IN 10- 15 mg/kg IN: aves menores	-As araras parecem ser mais propensas à regurgitação como efeito secundário à sedação
Butorfanol	1-3 mg/kg IN/ IM+ 2mg/kg IN midazolam	- Os Búteos parecem ter predisposição para apresentar decúbito dorsal durante a sedação com midazolam
Flumazenil	0,01-0,1 mg/kg (0,05 mg/kg)	- Na reversão com flumazenil , recomenda-se começar com uma dose baixa (0,05 mg/kg) e repeti-la ou aumentá-la se necessário

3º Colocar a ave na gaiola, no solo, durante cerca de 7-10 minutos para que o efeito máximo da sedação seja atingido

4º Executar os procedimentos necessários enquanto se monitoriza a respiração e frequência cardíaca

5º Se necessário, administrar flumazenil e monitorar recuperação, se não reverter em 10-15 minutos, repetir a dose

PROTOCOLO 2. FLUIDOTERAPIA DE SUPORTE

Sintomatologia de hipovolêmia, choque ou hemorragia ativa?

Sim: Reposição dos défices no máximo em 24h

1) Aquecer a ave: Bólus lento de NaCl 7,5% (3 ml/kg) + HST (3-4 ml/kg/h) e colocar numa incubadora aquecida 1-2h

2) Começar cristalóides de manutenção (3-4 ml/kg/h)

3) Quando aquecido (36,6º): começar correção da pressão sistólica indireta para > 90 mmHg (reavaliar a cada bólus se possível e observar sinais clínicos):

-Repetir bólus 3-4x até PSI>90mmHG de uma mistura de:

cristalóides (LRS, Normosol, Plasmalyte-A) a 10 ml/kg + colóides (HES) 3-5 ml/kg

-Resposta negativa PSI<90 mmHG, não melhoria dos marcadores clínicos:

- Avaliar possíveis causas de ausência de resposta: medir glucose sanguínea, eletrólitos, HTO e PT, ECG

- Se hipoglicémia/ septicémia: **50% dextrose diluída 50:50 com solução salina 0,25 mg/kg;**

- Se a função cardíaca estiver normal e anormalidades de glicose, ácido-base e eletrólitos foram corrigidas, **repetir passo 2**

- Se HTO< 15%-20%; PT <2,5 g/dl; perda sangue >25% peso: considerar **transfusão**

- Resposta positiva PSI>90 mmHG, melhoria dos marcadores clínicos:

-Iniciar correção da desidratação e fluidos de manutenção

Transfusão sanguínea- repor ao recetor **10-20 ml/kg** de sangue:

- Dador (mesma espécie) - veia jugular: 10 ml/kg

- Adicionar anticoagulante: citrato de sódio: 1ml/9 ml sangue/ CDPA:0,15ml/mL sangue /heparina 0,25ml/10 ml sangue

- Recetor: 1ml/kg/h nos primeiros 15 minutos e depois dividir os restantes pelas próximas 3-4h

Não: repor 50% da perda nas primeiras 12h- 24h e o restante nas seguintes 24-48h

1º estimar grau de desidratação (tabela2.)

2º estimar défice hídrico (Dh):

$$\text{Dh estimado (\%)} \times \text{Peso corporal (g)} = \text{Déficit hídrico (ml)}$$

3º adicionar as necessidades de manutenção diárias (adicionar perdas se vômitos, diarreia):

1,5-2,5 ml/kg/h ou 40-60 ml/kg/d

250-300 mL/kg/d (se passeriforme)

Se desidratação moderada (SC ou PO)

- Bólus 2%-5% do peso corporal e repetir a cada 90 min

Se desidratação leve (SC ou PO)

- Bólus 5% do peso corporal 1 a 2 vezes

Parar: hidratação normal restaurada e ave ativa e capaz de se manter hidratada sozinha

Monitorização:

-Pressão sistólica indireta

-Marcadores clínicos de resposta à terapia:

- Restauração do estado mental normal, da cor das mucosas e do TRC

- Estabelecimento da temperatura, volêmia, frequência cardíaca e débito urinário normais

-Sintomatologia de hiper-hidratação: descarga nasal serosa, taquipneia, dispneia, ascite, tosse, poliúria, taquicardia, edema pulmonar, tremores

Figura 4. Proposta de protocolo de fluidoterapia para um paciente aviário

Notas*: Este protocolos teve por base as seguintes referências: (González & Carrasco, 2016; Lennox, 2011; Scott, 2021; Smaour, 2016).

PROTOCOLO 3. CONTROLO DE DOR

1º Reconhecimento de dor: apontar os parâmetros e comportamentos anormais observados no animal

2º Classificar o tipo de dor

3º Escolha do medicamento, via e frequência

Tabela 3. Exemplos de fármacos e doses estudados para uso no controlo de dor em aves

	Fármaco	Espécie estudada	Dose, frequência e via
<i>Psittacidae</i>	Meloxicam ^a	<i>Psittacus erithacus</i>	0,5 mg/kg; q12h; PO ¹
		<i>Amazona ventralis</i>	1,6 mg/kg; q12h; PO, IM, IV ¹
	Carprofeno	<i>Amazona ventralis</i>	3 mg/kg, mg/kg; q12h; IM ¹
	Piroxicam	NE	0,5 mg/kg; q12h; PO ¹
	Butorfanol	<i>Amazona ventralis</i> , <i>Psittacus erithacus</i> , <i>Psittacus timneh</i>	1-2 mg/kg, q1-4h IM, IV ¹
	Butorfanol (encapsulação lipossomal)	<i>Amazona ventralis</i>	10-15 mg/kg, q5 dias, SC ²
	Nalbufina	<i>Amazona ventralis</i>	12,5- 50 mg/kg; q3h; IM ³
	Tramadol	<i>Amazona ventralis</i>	30 mg/kg; q6h; PO ¹
<i>Falconidae e Accipitridae</i>	Meloxican	<i>Buteo jamaicensis</i> ^b , <i>Bubo virginianus</i>	0,5 mg/kg; q24h; PO, IV ^{4,5} 0,5- 1,0 mg/kg; q12h-24h; IM ^{4,5}
		<i>Gyps coprotheres</i>	2 mg/kg; PO, IM ¹
	Carprofeno	NE	1-2 mg/kg, q12-24h; PO; IM; IV ¹
	Cetoprofeno	Rapinas ^c	1-5mg/ kg; q12h-24h; IM ¹
	Butorfanol	<i>Buteo jamaicensis</i> , <i>bubo virginianus</i> , <i>Falco sparverius</i> ^d	0,5 mg/kg; q1-4h; IM, IV ^{1,2}
	Nalbufina	NE	12,5 mg/kg; q4h; IM ⁴
	Hidromorfona	<i>Falco sparverius</i>	0,1-0,3 mg/kg; q3-6h; IM; CRI 0,1 mg/k/h ³
	Buprenorfina	<i>Falco sparverius</i>	0,1-0,6 mg/kg; q6h; IM ¹
	Buprenorfina de libertação sustentada	<i>Falco sparverius</i>	1,8 mg/kg; q48h; SC, IM ²
	Tramadol	<i>Haliaeetus leucocephalus</i>	5 mg/kg; q12h; PO, IV ¹
		<i>Falco sparverius</i>	5 mg/kg, q2-9h, PO ¹
		<i>Buteo jamaicensis</i>	8-11 mg/kg, q12h, PO ¹
<i>Columbidae</i>	Meloxican	<i>Columba livia</i>	2 mg/kg; q12h; IM, PO ¹
	Buprenorfina	<i>Columba livia</i>	0,25-0,5 mg/kg; q2-5h; IM ¹

Struthionidae	Meloxicam	<i>Struthio camelus</i>	0,5 mg/kg; IV ¹
	Butorfanol	NE	0,05-0,25 mg/kg IV ¹
Gruidae	Piroxicam	<i>Grus americana</i>	0,5- 0,8 mg/kg; q24h; PO ⁵
Phasianidae	Carprofeno	<i>Gallus gallus domesticus</i>	1 mg/kg; q12h; IM ^{1,6}
	Cetoprofeno	<i>Gallus gallus domesticus</i>	12 mg/kg; IM ⁵
		<i>Coturnix japonica</i>	2 mg/kg IV, IM, PO
	Buprenorfina	<i>Gallus gallus domesticus</i>	0,25-0,5 mg/kg; q2-5h ou q8-12h; IM ⁶
	Tramadol	<i>Pavo Cristatus</i>	7,5 mg/kg; q2-12h; PO ²
Anatidae	Cetoprofeno	<i>Anas platyrhynchos</i>	5mg/ kg; q12h; IM
	Tramadol	<i>Carina moschata</i>	30 mg/kg; q4-12h, PO ²
Phoenicopteridae	Meloxicam	<i>Phoenicopus ruber</i>	0,5- 3 mg/kg PO, q8-12h ¹
Spheniscidae	Tramadol	<i>Spheniscus demersus</i>	10 mg/kg; q24h; PO ¹

Legendas: NE- não especificado; q- cada

Referências: ¹(Hawkins et al., 2018); ²(Aliansyah et al., 2021); ³(Guzman & Beaufrère, 2021); ⁴(Scott, 2021); ⁵(Smaour, 2016); ⁶(Malike & Valentine, 2018)

Notas: ^aEvitar em periquitos, demonstraram congestão glomerular e degeneração tubular; ^bGrande diferença na farmacocinética entre espécies desencoraja a extrapolação, nos búteos o meloxicam tem curto tempo de meia vida, pelo que a dose única diária não se aplica a esta espécie; ^cEvitar em abutres, mortalidades reportadas; ^dFalcões americanos demonstraram resposta ao butorfanol dependente do gênero.

4º Monitorizar resposta ao tratamento através da observação comportamental- se não houver melhorias ou apresentar efeitos adversos deve-se ajustar a dose ou mudar de medicamento

PROTOCOLO 4. PLANO DE NUTRIÇÃO ENTERAL

1º Escolha do modo de administração e tipo de alimento/ fórmula enteral

2º Pesar o animal diariamente antes da primeira refeição

3º Estimar a necessidade diária de energia da ave hospitalizada. Para isso, calcula-se a taxa metabólica basal (TMB):

$$TMB \text{ (kcal/d)} = K \times PC \text{ (kg)}^{0.75}$$

Com K = 129 em passeriformes e K = 78 em não passeriformes

4º Obter as necessidades de energia de manutenção (MER), onde a TMB é multiplicada por um fator, de **1.5 a 2.5**, dependendo da atividade da ave (valores mais altos, aproximam-se mais do gasto energético normal de aves que são mais ativas).

$$\text{MER (kcal/d)} = 2 \times \text{TMB}$$

5º Calcular a necessidade de energia diária, multiplicando a MER por um fator de stress:

$$\text{Requerimento energético total (kcal/d)} = \text{MER (kcal/d)} \times \text{fator de stress}$$

Tabela 4: Fatores de stress correspondentes aos requerimentos energéticos das aves (Scott, 2021)

Condição	Fator de stress
Inanição	0,5-0,7
Hipometabolismo	0,5-0,9
Cirurgia	1,0-1,2
Trauma moderado	1,0-1,2
Trauma severo	1,1-2,0
Crescimento	1,5-3,0
Septicemia	1,2-1,5
Queimadura	1,2-2,0
Trauma craniano	1,0-2,0

6º Saber a energia metabolizável do alimento escolhido- rótulo ou estimar:

$$\text{EM (kcal/100g)} = 4,4 \times \text{PT} + 8,7 \times \text{G} + 4 \times \text{NEF}$$

Com NEF = 100- (PT + G + água + fibra + cinzas)

7º Determinar a quantidade de alimento a administrar em ml/dia (1% na primeira alimentação; 2% na segunda; 3% nas seguintes):

$$\text{ml/d} = \frac{\text{Requerimentos energéticos totais (kcal/d)}}{\text{Kcal/ml do alimento escolhido}}$$

8º Determinar o volume máximo a administrar numa só toma:

$$\text{ml} = 5\% \times \text{Peso vivo (g)}$$

9º Calcular o número de tomas diárias (considerar custo-benefício para o stress do animal)

$$\text{Nº tomas diárias} = \frac{\text{ml/dia}}{\text{capacidade estomacal máxima (40–50 ml/kg)}}$$

Ou 4x em aves (<500g) e 3x >500 g

10º Monitorização:

- Peso (deve aumentar, nunca diminuir)
- Características das fezes: devem ser consistentes e com odor diminuto em passeriformes ou mais forte em galiformes, anseriformes e carnívoras; composição anormal: diarreia, fezes muito volumosas ou com alimento não digerido podem indicar má digestão.
- Sintomatologia de síndrome de realimentação: fraqueza muscular, hemólise intravascular e possível insuficiência cardíaca e respiratória.
- Bioquímica e hemograma após 12h do início da alimentação: HTO e PT; fósforo, potássio, magnésio; se hipofosfatémia, hipocalémia e/ou hipomagnesiémia suplementar.

4. Conclusão

Os cuidados de suporte são ainda um desafio na medicina aviária, em especial em centros de recuperação onde há menos recursos comparativamente aos hospitais veterinários e onde há normalmente, um maior número de diferentes espécies aviárias internadas.

Ao fornecer informação e protocolos de cuidados de suporte para aves, este trabalho pretende auxiliar na prática clínica da medicina aviária. Por restrições de espaço, não foi possível desenvolver a parte da estabilização inicial e procedimentos de emergência, que teriam permitido um documento mais completo. Outra limitação deste trabalho, é a falta de bibliografia e necessidade de mais estudos que corroborem os protocolos apresentados. A grande variedade de aves traz a necessidade de aplicar os estudos já realizados noutras espécies diferentes, para assim se poder aumentar a segurança dos planos apresentados, o que iria permitir também aumentar a taxa de sobrevivência dos animais e otimizar o impacto dos centros de recuperação na conservação de espécies aves.

REFERÊNCIAS

- Aliansyah E, Chng HT, Xie S. A Critical Review of the Pharmacokinetics and Pharmacodynamics of Opioid Medications Used in Avian Patients (2022). *Birds*. 2022; 3(1):1-28. <https://doi.org/10.3390/birds3010001>
- Altundag Y, Kurt T, Özsoy SİA (2021). Clinical evaluation of the intranasal administration

- of midazolam and reverse effects of flumazenil in Eurasian Buzzards (*Buteo buteo*). *Veterinarski Arhiv*. 2021; 91(6), 655–644.
<https://doi.org/10.24099/vet.arhiv.1112>
- Barron H (2019). Critical care techniques for avian wildlife emergencies. In website Lafeber. Consultado em <https://lafeber.com/vet/critical-care-techniques-for-avian-wildlife-emergencies>, a 15 de fevereiro de 2022
- Chitty J (2009). Raptor nutricion. In AAVAC Annual Conference Adelaide.
<https://www.aavac.com.au/files/2009-06.pdf>
- Daut EF (2016). Raptor nutrition and emaciation management. [Powerpoint slides]. Consultado em <https://nagonline.net/wp-content/uploads/2016/08/Raptor-Emaciation-Management-and-Nutrition.pdf>
- Dorrestein GM (2000). Capítulo "Nursing the sick bird". Tully TN, JR, Dorrestein GM, Jones AK. *Avian Medicine Handbook*. 2ª Ed. pág. 97-134
- Grayson AD, Mans C, Beaufrère H, Schnellbacher R, Guzman DS (2021). Capítulos 22, 23, 24, 25, 28, 29. Graham EG, Doss GA, Beaufrère H. *Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine*. 1ª Ed. European University Institute
- González SM, Carrasco CD (2016). Emergencies and Critical Care of Commonly Kept Fowl. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*, 19(2), 543–565. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2016.01.007>
- Lenox AM, Harrison GJ, Flinchum GB, Lightfoot T (2006). Capítulos 2 e 7. Harrison GJ, Lightfoot T. *Clinical Avian Medicine (Vol. 2)*. Pag. 29-43; 203-233
- Hawkins MG, Guzman DS, Beaufrère H, Lennox AM, Carpenter JW (2018). Capítulo "Birds". In Carpenter, J.W (Eds) *Exotic Animal Formulary. Journal of Avian Medicine and Surgery* (5st ed, Vol. 27, Issue 1)
- Hawkins, M., & Paul-Murphy, J. R. (2011). Avian analgesia. *Veterinary Clinics of North America - Exotic Animal Practice*, 14(1), 61-80.
<https://doi.org/10.1016/j.cvex.2010.09.011>
- Jenkins J. R. (2016). Critical Care of Pet Birds. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*, 19(2), 501–512. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2016.01.014>
- Lennox AM (2011). Advanced fluid support for birds. In *Proceedings of the 2011 Association of Avian Veterinarians (AAV)*.

<https://www.yumpu.com/en/document/view/14582486/proceedings-aemv-association-of-exotic-mammal-veterinarians>

Lichtenberger, M., Orcutt, C., Cray, C., Thamm, D. H., DeBehnke, D., Page, C., Mull, L., & Kirby, R. (2009). Comparison of fluid types for resuscitation after acute blood loss in mallard ducks (*Anas platyrhynchos*). *Journal of veterinary emergency and critical care* (San Antonio, Tex. : 2001), 19(5), 467–472.
<https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2009.00465.x>

Lichtenberger M (2017). Fluid therapy in the Avian Patient. In website Lafeber.
Consultado em <https://lafeber.com/vet/fluid-therapy-in-the-avian-patient/>, a 10 de fevereiro de 2022

Malik, A., and A. Valentine. 2018. "Pain in Birds: A Review for Veterinary Nurses." *Veterinary Nursing Journal* 33 (1): 11–25.
doi:<https://doi.org/10.1080/17415349.2017.1395304>. [Taylor & Francis Online], [Google Scholar]

Mans C (2015). Sedation and analgesia in birds. In *Birds*. https://www.isvma.org/wp-content/uploads/2017/10/AVIAN_SEDATION_ANALGESIA_Birds-1.pdf

MARTINHO F. 2009. Indications and techniques for blood transfusion in birds. *Journal of exotic pet medicine*. 18(2): 112-116. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2009.04.001>

Mickley K (2013). Nebulization of avian patients. In website Lafeber consultado em <https://lafeber.com/vet/nebulization-of-avian-patients/>, a 5 de março de 2022

Orosz S (2008). Feeding the starved bird. In *NAVC Conferenc 2008 2008*, 1685–1687.

Orosz S (2013). Critical care nutrition for exotic animals. In *Journal of Exotic Pet Medicine* Volume 22, Issue 2, April 2013, Pages 163-177

Scott DE (2021). *Raptor medicine, surgery and rehabilitation* (3rd ed.) Staff Veterinarian, Carolina Raptor Center, Charlotte, North Carolina, USA

Smaour J (2016). Capítulo "Medical, nursing and cosmetic procedures". In *Avian Medicine* 3th Ed.

Steinohrt LA (1999). Avian fluid therapy. In *Journal of Avian Medicine and Surgery* Vol. 13, No. 2.

Vetrano BS (2019). The avian triage: Managing the first steps. In *Mount Laurel Animal*

Hospital, 220 Mount Laurel Rd., Mount Laurel, NJ 08054.

ANEXO A. Fotografias de algumas atividades realizadas no estágio



Fotografia 1: Ecografia de uma cobra (*Senticolis triaspis*)



Fotografia 2: Administração de fluídos subcutâneos a uma cobra (*Senticolis triaspis*)



Fotografia 3: Colheita de sangue da veia femoral de um porco do mato (*Tayassuidae spp*)



Fotografia 4: Flush nasal de um papagaio de nuca amarela (*Amazona auropalliata*)



Fotografia 5: Prática de colocação de pin intramedular num cadáver de tucano aracari (*Pteroglossus*)



Fotografia 6: Fisioterapia dos membros pélvicos de um tatu (*Dasypus novemcinctus*) com paralisia



Fotografia 7: Ecografia a um papagaio de nuca amarela (*Amazona auropalliata*)



Fotografia 8: Colheita de sangue no complexo venoso supraclavicular de uma preguiça de dois dedos (*Bradypus tridactylus*)



Fotografia 9: Fisioterapia a um macaco uivador (*Alouatta palliata*) com atrofia muscular



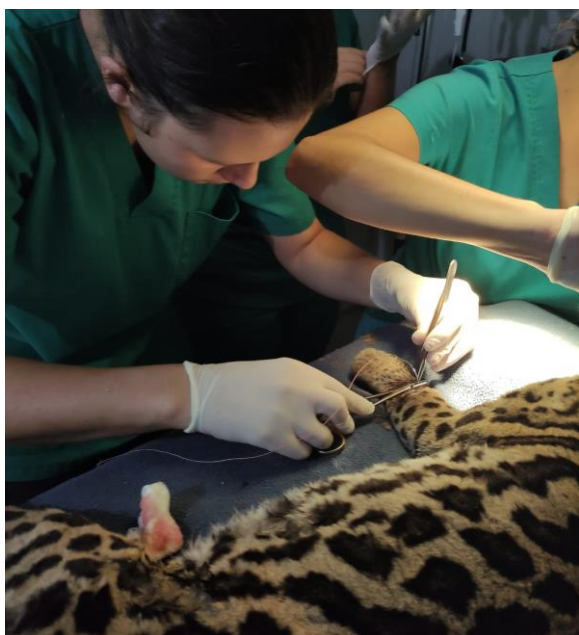
Fotografia 10: Exame do fundo do olho a uma coruja das torres (*Tyto alba*)



Fotografia 11: Monitorização anestésica de um gato-maracajá (*Leopardus wiedii*)



Fotografia 12: Colocação de um cateter a um gato-maracajá (*Leopardus wiedii*)



Fotografia 13: Sutura de ferida de um ocelote (*Leopardus pardalis*)



Fotografia 14: Cistocentese ecoguiada a um macaco-aranha (*Ateles geoffroyi*)



Fotografia 15: Observação ao microscópio de esfregaços sanguíneos de macacos-uivadores (*Alouatta palliata*).



Fotografia 16: Observação comportamental de um grupo de macacos aranha (*Ateles geoffroyi*), para liberação futura



Fotografia 17: Treino diário do jaguar (*Panthera onca*) do santuário, guapo, para futuros procedimentos veterinários. Na foto, a ensiná-lo a encostar o dorso para injeções intramusculares



Fotografia 18: Exame físico de crias de araras vermelhas (*Ara Macao*) no âmbito do projeto Macaw Society

ANEXO B. Tabelas auxiliares à tomada de decisão

Tabela B1. Sinais de desidratação em aves (Beaufrère, 2021)

Percentagem de desidratação	Sinais clínicos
5%	Desidratação subclínica, história de perda fluidos, retorno da prega palpebral lento
7-8%	Letargia, mucosas secas e pegajosas, fios de muco espesso na cavidade oral
10-12%	Retorno da prega de pele muito mais lento, olhos afundados
15%	Comatose, fraqueza marcada
Hipovolémia	Alteração consciência, taquicardia, TRC veia ulnar maior que 1-2s, pulso pouco palpável, hipotermia, hipotensão
Achados laboratoriais	Aumento do HTO, PT, ureia, ácido úrico, concentração de eletrólitos, osmolaridade plasmática e lactato sanguíneo

Tabela B2. Exemplos de soluções para fluidoterapia usados em aves e as suas indicações (Smaour, 2016)

Cristaloides	PH	Osmolaridade e tonicidade	Na	Cl	K	Ca	tampão	Indicações
LRS	6,5	272 ligeiramente hipotônico	130	109	4	3	lactato	Terapia de reposição Acidose metabólica, desidratação
Plasma-Lyte A	5,5	312 Isotônico	140	103	10	5	acetato	Acidose metabólica, desidratação
Plasma - LYte A 7.4	7,4	294 isotônico	140	98	5	0	acetato	Acidose metabólica, desidratação
Plasma-Lyte M 5% dextrose	5,5	377 Isotônico	40	40	16	5	Acetato e lactato	Acidose metabólica, desidratação com hipoglicemia
Normosol-R	6,4	296 Isotônico	140	98	5	0	acetato	Terapia de reposição e manutenção
0,9% NaCl	5,0	308 Isotônico	154	154	0	0	nenhum	Alcalose metabólica, vômitos, perda GI, traumatismo craniano, hipercalemia, hipercalcemia
7,5 % NaCl	5,0	2566 Hipertônico	1283	1283	0	0	nenhum	Terapia de ressuscitação em conjunto com colóides
5% dextrose	4,0	252 Hipotônico	0	0	0	0	nenhum	Fonte de água pura, reidratação oral

Tabela B3. Exemplos de colóides usados em aves e a dose indicada (Smaour, 2016)

Colóides	Tempo de meia vida	dose
6% hetastarch	25h	20ml/kg/dia 5 ml/kg bólus até 2x
Sangue aviário	8-10 dias	Volume total (10-20 ml/kg) em 1-4h

Tabela B4. Tipos e características de vias de administração de fluídos em aves (Smaour, 2016)

Via	Local	Vantagens	Desvantagens	Tipo de Fluido
PO	Papo, proventrículo	Menos invasiva	Contraindicada em caso de doença GI, neurológica e aves debilitadas	hipotônicos
SC	Prega inguinal Prega interescapular Área axilar	Menos invasiva Mais bem tolerada	Só para desidratação moderada Volume limitado (10ml/kg/local)	Isotônicos Hipotônicos
IV	Veia ulnar Veia metatarsal mediana Veia jugular	Acesso IV para medicação Fluido intravascular Disseminação rápida Dose mais precisa	Baixa tolerância Sangramento significativo se removida pela ave	Isotônico Hipo Hiper Colóides Sangue
IO	Ulna tibiotalarso	= IV Sem sangramento se removida pela ave Ideal quando as veias são demasiado pequenas ou colapsadas	Baixa tolerância Doloroso Osteomielite potencial Extravasão de altas taxas de fluidos	Isotônico Hipo Hiper Colóides Sangue

Tabela B5. Alguns comportamentos comumente demonstrados por aves com dor (Malike & Valentine, 2018)

Mudanças nos parâmetros fisiológicos	Taquicardia, taquipneia e hipertensão na dor aguda
Mudanças no peso	Perda de peso/massa muscular
Mudanças na postura e aparência	Postura encolhida; olhos fechados; má qualidade das penas; abdômen retraído; apoiar-se em apenas uma pata;
Alterações na locomoção	Claudicação e diminuição da sustentação do peso; movimentos mais lentos; dificuldade em escalar ou empoleirar-se; confiança reduzida na mobilidade
Mudanças de comportamento	Agressividade ou passividade dependendo do comportamento normal; comportamento antissocial ou interação social reduzida; letargia; apatia; diminuição do interesse pelo ambiente; ansiedade, medo ou inquietação; reações de fuga; imobilidade passiva; privação do sono; proteger a área afetada; anorexia; aves com dor também podem vocalizar na palpação da área afetada; mas vocalização diminuída noutras
Mudanças no comportamento de higiene	Comportamento destrutivo de penas; diminuição da higienização; automutilação

Tabela B6. Alguns recomendações nutricionais para a reabilitação de aves silvestres (Hawkins et al., 2018)

Aves aquáticas
• Aves que se alimentam de presas vivas, como pelicanos e garças, podem não reconhecer alimentos familiares numa apresentação desconhecida; pelo que se deve oferecer peixes vivos em recipientes grandes com água, mas fornecer alimentação forçada conforme necessário
Colibri
• É extremamente desafiador atender às necessidades nutricionais dos colibris, uma vez que precisam de reabastecer constantemente as fontes de energia para sobreviver; o néctar das plantas bem como a proteína de insetos (cerca de 100 mg) são ambos requisitos essenciais na dieta diária • Nektar-Plus (Nekton) fornecerá suporte nutricional adequado, incluindo proteína; • Insetos, como moscas da fruta <i>Drosophila</i>, podem ser soltos na gaiola;
Rapinas
• A reidratação antes da alimentação é particularmente importante em aves de rapina uma vez que a sua digestão necessita de maiores quantidades de líquido; • Em aves debilitadas, deve-se alimentar com uma dieta rica em proteínas e gorduras; se necessário fornecer uma dieta especial carnívora por sonda enteral, presas inteiras partidas (exceto pés, pelos ou penas), ou então pequenas quantidades de carne de peito de codorniz embebida em eletrólitos orais • Iniciar a alimentação com a presa inteira após estabelecimento do tempo gastrointestinal normal- oferecer comida que o animal vai reconhecer como presas como peixes, ratos, e/ou codornizes eviscerados; para aumentar a probabilidade desse alimentar sozinho, deve-se variar também nos alimentos fornecidos • As aves de rapina juvenis devem ser alimentadas com uma dieta à base de ratos e suplementada com vitaminas; para as crias, deve-se remover o pelo, as unhas e o trato gastrointestinal e cortar o resto do corpo em pedaços pequenos
Passeriformes e outros
• Deve-se determinar se a ave é omnívora, herbívoro, nectarívoro ou insetívoro e oferecer uma quantidade de alimentos variada; • Oferecer uma variedade de alimentos, como sementes de alta qualidade, larvas como tenébrios e pequenos pedaços de frutas e legumes frescos, num recipiente raso ou tampa • As andorinhas e andorinhões podem ser alimentadas com inseto vivo numa pinça • Os pica-paus podem comer tenébrios presos em manteiga de amendoim