

**CENTRO UNIVERSITÁRIO DO SUL DE MINAS
MEDICINA VETERINÁRIA
MILLA DE BRITO MORENO**

**CONSIDERAÇÕES ANESTÉSICAS E
CONTENÇÃO EM GRANDES FELINOS**

Varginha – MG

2021

MILLA DE BRITO MORENO

**CONSIDERAÇÕES ANESTÉSICAS E
CONTENÇÃO EM GRANDES FELINOS**

Trabalho apresentado ao curso de Medicina Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas como pré-requisito para obtenção do grau de Bacharel, sob orientação da Prof^a. Dr^a. Elizângela Guedes.

Varginha – MG

2021

MILLA DE BRITO MORENO

**CONSIDERAÇÕES ANESTÉSICAS E
CONTENÇÃO EM GRANDES FELINOS**

Monografia apresentada ao curso de Medicina
Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas,
como pré-requisito para obtenção do grau de Bacharel
pela Banca Examinadora composta pelos membros:

Aprovado em / /

Prof^a. Dr^a. Elizângela Guedes

Prof^a. Me^a. Mariana Elisabete Ferreira

Méd. Vet. Breno Henrique Alves

OBS.:

Dedico este trabalho aos meus professores, em especial à minha orientadora, Elizângela Guedes, por ter me acompanhado ao longo da trajetória acadêmica e por ter tido papel fundamental na construção do meu conhecimento; e também aos meus pais, pois é graças ao esforço deles que posso concluir este curso.

Agradeço aos meus familiares, por ter doado grande parte de suas vidas para fazer valer minha existência, sonhos e felicidade. A vocês, que se encontravam nos meus primeiros passos e agora presenciam, mais uma vez, os primeiros para uma etapa que se inicia, e que só se concretiza pelo esforço e dedicação que tiveram e me ensinaram a ter. Aos professores, que me guiaram, tanto me inspiraram e emanam admiração e conhecimento; Aos meus amigos, que têm o poder de suavizar e adoçar o caminho; Por último, mas não menos importante, minha sincera gratidão aos animais, que possuem papel principal nesse sonho tão bonito. É um prazer ter o poder de cuidar e dar voz a esses seres tão fascinantes. A eles, prometo toda dedicação e amor. Espero ser capaz de retribuir todo bem que fazem à humanidade e toda importância que têm no mundo. Enfim, saibam que todos vocês fizeram da jornada mais bonita. Ao olhar para trás, vejo que valeu a pena o tempo todo. Ao celebrar o agora, digo a vocês, com todo orgulho, zelo e exatidão:

— “Somos feitos da mesma matéria que os nossos sonhos”.

“Nada é tão nosso como os nossos sonhos”.

(Friedrich Nietzsche)

RESUMO

A anestesia é uma prática muito importante na medicina veterinária, ela é empregada na maioria das vezes para proporcionar analgesia e relaxamento e possui diversas finalidades. Já em grandes felinos selvagens, o foco está na contenção devido ao comportamento mais agressivo. Esses requerem cuidados adicionais comparados aos felinos domésticos em se tratando de seu comportamento selvagem. Existem dois tipos de contenção, a física e a química, que contribuem para a manutenção segura desses animais e da equipe técnica que está envolvida nesse procedimento. A física consiste basicamente na captura e imobilização do animal através de equipamentos como gaiolas, redes, dardos, entre outros. Ela vem sendo substituída pela química, que implica no emprego de fármacos tranquilizantes, hipnóticos ou anestésicos e é mais rápida e eficiente. Deve-se fazer considerações para escolher a melhor forma de contenção entre os animais de vida livre ou cativeiro, assim como via de administração do fármaco, manutenção e tempo de procedimento. Os procedimentos que requerem anestesia mais realizados nessas espécies são exames de rotina, procedimentos odontológicos e ortopédicos, colocação e reaplicação de curativos e/ou medicamentos e captura de animais de vida livre. Devido ao menor conhecimento acerca dos felinos selvagens, as complicações anestésicas acontecem com maior frequência em comparação com os felinos domésticos. Existem associações entre fármacos que diminuem os efeitos colaterais e aumentam a segurança do procedimento para a saúde do animal, assim como reversores. É de extrema importância que o veterinário responsável tenha conhecimento para elaborar um bom protocolo anestésico. Foram consideradas para a elaboração do trabalho as espécies de grandes felinos mais encontradas no território brasileiro: *Panthera leo* (leão), *Panthera onca* (onça pintada), *Panthera tigris* (tigre) e *Puma concolor* (onça parda).

Palavras-chave: Anestesiologia. Animais selvagens. Medicina veterinária.

ABSTRACT

Anesthesia is a very important practice in Veterinary Medicine, it is used most of the time to provide analgesia and relaxation and has several purposes. Already in large wild cats, the focus is on restraint due to more aggressive behavior. These require additional care compared to domestic cats when it comes to their wild behavior. There are two types of containment, physical and chemical, which contribute to the safe maintenance of these animals and the technical team involved in this procedure. Physics basically consists of capturing and immobilizing the animal using equipment such as cages, nets, darts, among others. It has been replaced by chemistry, which implies the use of tranquilizing, hypnotic or anesthetic drugs and is faster and more efficient. Considerations should be made to choose the best form of containment between free-living or captive animals, as well as the route of drug administration, maintenance and procedure time. The procedures that require anesthesia most performed in these species are routine examinations, dental and orthopedic procedures, placement and reapplication of dressings and / or medications and capture of free-living animals. Due to less knowledge about wild cats, anesthetic complications occur more frequently compared to domestic cats. There are associations between drugs that reduce side effects and increase the safety of the procedure for the animal's health, as well as reversers. It is extremely important that the responsible veterinarian has the knowledge to develop a good anesthetic protocol. For the elaboration of the work, the species of big cats most found in the Brazilian territory were considered: *Panthera leo* (lion), *Panthera onca* (jaguar), *Panthera tigris* (tiger) and *Puma concolor* (puma).

Keywords: Anesthesiology. Wild animals. Veterinary Medicine.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 01 - Coleta de sangue voluntária de tigre (<i>Panthera tigris</i>) pela veia caudal	16
Figura 02 - Locais de aplicações de dardos anestésicos	19
Figura 03 - Onça parda após dardejamento	19
Figura 04 - Zarabatana veterinária	20
Figura 05 - Pistola Pneumática	20
Figura 06 - Locais de aplicação de bloqueios regionais dos nervos da cabeça	31

LISTA DE QUADROS E TABELAS

Tabela 01- Massa corpórea média de espécies de grandes felinos selvagens	14
Tabela 02- Parâmetros fisiológicos de espécies de grandes felinos selvagens	15

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

Bpm - Batimentos por minuto
ECG - Eletrocardiograma
ETCO₂ - Capnometria
FC - Frequência Cardíaca
FR - Frequência Respiratória
IM - Intramuscular
IV - Intravenoso
K - constante dos grandes grupos taxonômicos
k - Kappa
kg - Quilogramas
L - Litros
m - Massa corporal
MBM - Medetomidina-Butorfanol-Midazolam
mg - Miligramas
min - Minutos
ml - Mililitros
mm - Milímetros
mmHg - Milímetros de mercúrio
mmol - Molaridade e concentração em massa
°C - Graus Celcius
R\$ - Reais
Rpm - Respirações por minuto
SC - Subcutâneo
SpO₂ - Oximetria de pulso
T - Temperatura
TMB - Taxa Metabólica Basal
TME - Taxa Metabólica Específica
TZ - Tiletamina-Zolazepam
μ - Mu

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	13
2 REVISÃO DE LITERATURA	14
2.1 Contenções física e química	17
2.1.1 Métodos de contenção física	17
2.1.2 Métodos de contenção química	21
2.2 Protocolos anestésicos	22
2.2.1 Cetamina	22
2.2.2 Medetomidina	23
2.2.3 Detomidina	24
2.2.4 Xilazina	24
2.2.5 Associação de cetamina com agonistas alfa-2 adrenérgicos	25
2.2.6 Associação cetamina com midazolam	25
2.2.7 Associação cetamina com midazolam e butorfanol	26
2.2.8 Tiletamina e Zolazepam	26
2.2.9 Medetomidina, Butorfanol e Midazolam	27
2.3 Reversores	28
2.3.1 Antagonistas alfa-2 adrenérgicos	28
2.3.2 Antagonistas opioides	29
2.3.3 Antagonistas benzodiazepínicos	30
2.4 Principais Técnicas de bloqueio local	30
2.5 Indução e manutenção anestésica	31
2.5.1 Propopofol	32
2.5.2 Agentes inalatórios	33
2.6 Monitoração anestésica	34
2.7 Complicações	35
2.7.1 Estresse	36
2.7.2 Alterações cardiovasculares	36
2.7.3 Alterações respiratórias	37
2.7.4 Convulsões	37
2.7.5 Desbalanço eletrolítico	38
2.8 Recuperação	38
3 CONSIDERAÇÕES FINAIS	39

1 INTRODUÇÃO

Segundo Thurmon e Short (2007), o termo “anestesia”, derivado do grego *anaisthaesia*, que significa “insensibilidade”, é usado para descrever a perda de sensibilidade na totalidade ou em parte do corpo. Na Medicina Veterinária de animais domésticos esta prática é utilizada principalmente para proporcionar relaxamento e analgesia com a finalidade da realização de procedimentos cirúrgicos, diagnósticos, terapêuticos, eutanásia e até mesmo em abates de animais de produção. Sendo assim, a anestesia pode ser geral, local ou regional, dependendo do objetivo.

Por outro lado, em animais selvagens, como é o caso de grandes felinos, o foco anestésico está na imobilização, já que possuem comportamento mais agressivo, maior força, e maior susceptibilidade ao estresse com a presença humana, não tendo necessariamente finalidade cirúrgica. Neste contexto, a anestesia geral torna-se a mais importante como método de contenção química destes animais. A imobilização (que pode ser química ou física) de animais selvagens é muitas vezes necessária para realização de procedimentos cirúrgicos, principalmente de cunho odontológico, exames físicos, coletas de sangue para hemograma, aplicações de medicamentos e para a realização de pesquisas e estudos de aspectos demográficos. (CURRO et al., 2004; LARICCHIUTA et al., 2014; WENGER et al., 2010)

Existem cerca de 37 espécies de felinos que podem ser divididos em dois subgrupos: pequenos e grandes felinos. Os princípios fisiológicos e anatômicos nesses animais são similares aos de felinos domésticos, bem como as considerações anestésicas. Por serem animais difíceis de se dominar, pode-se fazer necessário a utilização de equipamentos de longa distância para proteção da equipe e evitar estresse. (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

O histórico desses pacientes por muitas vezes é desconhecido, com exceção dos que pertencem à cativeiro ou monitorados em vida livre e o exame físico é frequentemente restrito a uma avaliação visual. Por isso, a avaliação pré-anestésica pode ser incompleta, aumentando as chances de respostas e complicações imprevistas ocorrerem. A extrapolação alométrica pode ser utilizada nesses casos, baseando-se em informações obtidas de outras espécies já conhecidas (SHARMA; McNEIL, 2009). Ainda assim, é necessário conhecer a farmacodinâmica e a farmacocinética dos fármacos empregados para que se opte pelo protocolo anestésico mais seguro e eficaz possível tanto para o paciente animal quanto para a equipe (MASSONE, 2019).

O trabalho teve como objetivo reunir as informações através da literatura acerca da anestesia e os tipos de contenção em felinos selvagens, elucidando sua consideração,

protocolos, técnicas mais utilizadas e complicações, considerando as espécies de grandes felinos mais encontradas no território brasileiro: *Panthera leo* (leão), *Panthera onca* (onça pintada), *Panthera tigris* (tigre) e *Puma concolor* (onça parda).

2 REVISÃO DE LITERATURA

Existem cerca de 37 espécies de felinos que podem ser divididos em dois subgrupos: pequenos e grandes felinos. Dentro dos grandes felinos, encontram-se oito espécies dos gêneros *Acinonyx*, *Neofelis*, *Panthera*, *Puma* e *Uncia*. Os princípios anestésicos em felídeos selvagens são semelhantes aos dos gatos domésticos, sendo que as maiores diferenças se prendem com as precauções de segurança necessárias com os felídeos de grande porte (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Através das tabelas 1 e 2 pode-se observar os parâmetros fisiológicos das principais espécies de grandes felinos selvagens com suas respectivas referências.

Tabela 1. Massa corpórea média de espécies de grandes felinos selvagens

Espécie	Massa corpórea	Fonte
Onça parda (<i>Puma concolor</i>)	34 - 66 kg	ALBUQUERQUE (2016).
Onça pintada (<i>Panthera onca</i>)	60 - 120 kg	DEEM (2004).
Leão (<i>Panthera leo</i>)	81 - 210 kg	WENGER (2010).
Tigre (<i>Panthera tigris</i>)	100 - 220 kg	LARICCHIUTA (2014).

Fonte: Adaptado de Albuquerque (2016); Deem (2004); Wenger (2010); Laricchiuta (2014).

A história clínica de um animal selvagem só está completa se ele tiver sido sempre propriedade de uma instalação zoológica e geralmente não é possível acessar os pacientes para realizar um exame físico pré-anestésico ou colher amostras para exames laboratoriais (CAULKETT; ARNEMO, 2007; MOSLEY; GUNKEL, 2007). Por não ser sempre possível determinar o seu peso exato, é necessário estimar o peso médio para a realização dos cálculos das doses, portanto o médico veterinário deve conhecer a gama de valores padrão do peso da espécie e sexo do animal a imobilizar (FOWLER, 2008).

Tabela 2. Parâmetros fisiológicos de espécies de grandes felinos selvagens.

Espécie	FC (bpm)	FR (rpm)	T (°C)	Fonte
Onça parda (<i>Puma concolor</i>)	70 - 140	8 - 24	37 - 39,5	ALBUQUERQUE (2016).
Onça pintada (<i>Panthera onca</i>)	70 - 140	8 - 24	37 - 39,5	DEEM (2004).
Leão (<i>Panthera leo</i>)	55 - 65	10 - 15	-	VESAL (2007).
Tigre (<i>Panthera tigris</i>)	56 - 104	4 - 14	37,4 - 41,1	LARSSON (2008); LARICCHIUTA (2014).

Fonte: adaptado de Albuquerque (2016); Deem (2004); Vesal (2007); Larsson (2008); Laricchiuta (2014).

A condição fisiológica do animal pode ser obtida por meio de exame físico prévio, avaliação cardíaca e hemograma, mas devido a esta incapacidade de realizar uma avaliação pré-anestésica meticulosa, a resposta de cada animal aos fármacos, bem como a sua recuperação, podem decorrer de forma imprevisível ou mesmo resultar em complicações inesperadas (EPSTEIN et al., 2002). Segundo relatos, há a possibilidade de se realizar os exames (coleta de sangue pela veia caudal) de forma voluntária, através de treinamento e reforço positivo, como mostra a (Figura 1). A abordagem facilita o trabalho do médico veterinário e proporciona uma avaliação completa e assertiva. Também é possível observar no recinto, no caso de animais em cativeiro, sinais de sua condição neurológica, desidratação, perda de sangue e ocorrência de vômitos ou diarreia (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Figura 1. Coleta de sangue voluntária de tigre (*Panthera tigris*) pela veia caudal.



Fonte: GUNKEL; LAFORTUNE (2007)

A extrapolação alométrica (alo = diferente, metria = medida) é um método que possibilita estimar a dose de um fármaco para uma determinada espécie alvo desconhecida, baseando-se em informações de uma outra espécie modelo, já conhecida. Para isso, é preciso considerar as diferenças entre as espécies, como tamanho, taxa metabólica, farmacocinética e farmacodinâmica (SHARMA; McNEIL, 2009). Essas escalas alométricas interespecies se baseiam na hipótese de que existem similaridades anatômicas, fisiológicas e bioquímicas entre alguns animais, as quais podem ser descritas por modelos matemáticos. Ou seja, O método de extrapolação alométrica interespecífica compara matematicamente animais de massas diferentes, colocando-os dentro do mesmo padrão numérico. (MAHMOOD, 2007).

A taxa metabólica basal (TMB), que é mesurada quando o animal se encontra inativo, quieto, sem sofrer nenhum tipo de estresse, sem ingerir qualquer alimento e em temperaturas ideais, controla a absorção, distribuição e excreção de todos os fármacos, sendo o melhor meio de comparação entre organismos díspares. (PACHALY, 2006). Já a taxa metabólica específica (TME) é o índice mais importante do ritmo de vida de um animal e fornece um padrão de frequência de todos os processos fisiológicos envolvidos na absorção, distribuição, biotransformação e excreção de fármacos entre as diferentes espécies (MAHMOOD, 2007)

Esse método é, portanto, segundo Pachaly (2006), expressado pelas fórmulas (TMB

do animal referência = $k \times m^{0,75}$; TMB do animal alvo = $k \times m^{0,75}$) ou (TME do animal referência = $k \times m^{-0,25}$; TME do animal alvo = $k \times m^{-0,25}$), em que k é a constante dos grandes grupos taxonômicos e m é a massa corporal. Desse modo, a extrapolação alométrica interespecífica pode ser uma ferramenta segura e muito eficaz, desde que empregada com perspicácia clínica, habilidade e cautela. Por outro lado, estudo realizado por Carregaro et al., (2016), mostrou que as doses calculadas com método de extrapolação alométrica de felinos domésticos para felinos selvagens não foram suficientes, concluindo assim que a extrapolação alométrica foi ineficiente para o cálculo de doses nesses animais.

2.1 Contenção física e química

Desde o século XIII até os dias de hoje, a anestesia vem sendo estudada, aprimorada e empregada em diversas situações nas quais se exige a insensibilidade à dor e a imobilização do paciente. Na Medicina Veterinária, muitas vezes é imprescindível o uso da anestesia para a contenção de animais, possibilitando a realização de procedimentos (MASSONE, 2019). Um animal pode ser capturado inicialmente por meios físicos ou químicos (CAULKETT; ARNEMO, 2007), mas deve ter-se em consideração que cada método de captura produz diferentes padrões de perturbação fisiológica que podem influenciar o seu bem-estar (CATTET et al., 2003). A prioridade deve ser o evento anestésico mais seguro tanto para a equipe quanto para o animal (DEEM, 2004).

2.1.1 Métodos de contenção física

A contenção física, que é feita através de armadilhas ou redes, é por vezes necessária durante a captura de animais no seu estado selvagem para confinar os seus movimentos durante a indução anestésica, mas deve ser de curta duração, de modo a evitar as complicações associadas com o stress (CAULKETT; ARNEMO, 2007). Ela vem sendo substituída pela contenção química nas capturas e imobilizações por ser mais rápida, eficiente e de fácil aplicação. Também pode induzir um grau de stress maior que a contenção química (CATTET, 2003) e mesmo um maior número de lesões e mortes relacionadas com a captura (HAULTON et al., 2001). Como regra, deve-se recorrer à mínima quantidade de contenção necessária para atingir o objetivo pretendido, com o bem-estar do animal como principal preocupação (FLEMING, 2005).

Vários métodos de captura de um grande felino selvagem podem ser empregados, seja

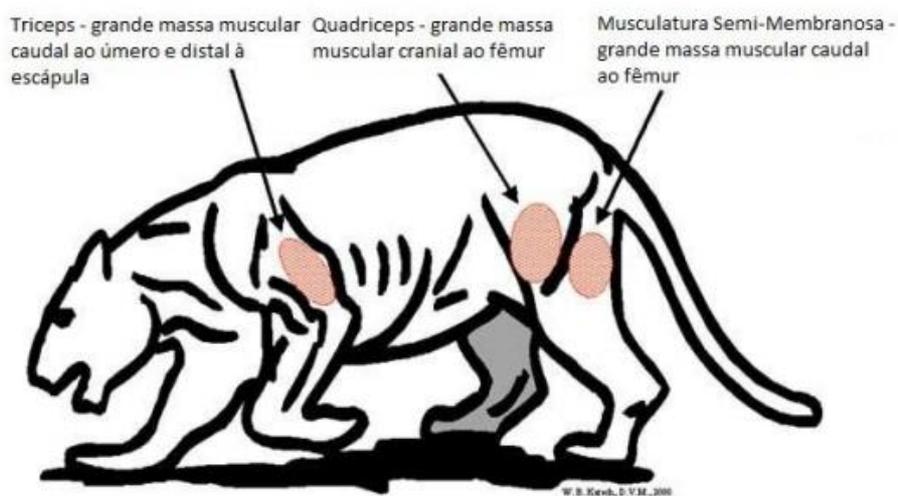
em vida livre ou em cativeiro. A aplicação dos fármacos é feita, geralmente, com o uso de zarabatanas, bastão com seringas, rifles ou pistolas. Em muitas situações, é necessária a prévia contenção física do animal com o uso de gaiolas e jaulas de prensa. Há relatos do uso de auxílio de cães para manter o felino em árvores para dardejamento em animais de vida livre. Há também o uso de armadilha foot-hold, armadilha de laço, gaiolas ou armadilhas de caixa, podendo incluir isca viva ou não, como por exemplo, ovelhas ou porcos. Uma vez encurralado ou preso à armadilha, pode-se dardejar o animal (DEEM, 2004). Também pode-se utilizar bastão de seringa ou injeção intramuscular direta juntamente com a gaiola de restrição, tendo como vantagens a menor chance de falhas ou traumas pela injeção, porém, maior estresse e risco de injúria por fratura de dente por mordedura da barra de ferro (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Os sistemas de injeção remota são ferramentas essenciais para o médico veterinário que trabalha com espécies selvagens. Permitem uma imobilização segura e eficaz dos animais, sendo mais habitualmente usados quando a segurança humana está em risco devido ao tamanho ou temperamento do paciente (STETTER, 2009). Mas, segundo Isaza (2007), sempre que se usam dardos, podem ocorrer lesões teciduais graves, incluindo hemorragia, necrose e fraturas ósseas. As principais causas de lesão são o trauma derivado do impacto do dardo, a colocação imprecisa do dardo e a injeção muito rápida do seu conteúdo (CAULKETT; ARNEMO, 2007).

Os locais de aplicação dos dardos anestésicos são geralmente a região da musculatura glútea e escapular, em razão do maior volume de massa muscular (MATTOS et al., 2006) como ilustrado nas figuras 2 e 3. Eles podem ser lançados através de zarabatanas (Figura 4) ou armas de fogo adaptadas, como pistolas pneumáticas (Figura 5), dependendo da distância e com controle da velocidade de lançamento.

Apesar da limitação do volume de fármacos e do pequeno alcance associados a este método, a zarabatana é praticamente silenciosa e os seus dardos causam danos de impacto e trauma tecidular mínimos, devido ao seu peso, massa e velocidade reduzidos (ATKINSON et al., 2006; CAULKETT; ARNEMO, 2007; ISAZA, 2007). A pistola pneumática desloca o dardo por meio de gás pressurizado, podendo possuir alcance de 15 a 25 metros (MATTOS et al., 2006).

Figura 2. Locais de aplicação de dardos anestésicos.



Fonte: Adaptado de Deem (2004).

Figura 3. Onça parda após dardejamento.



Fonte: Adaptado de Silva et al., (2014).

Figura 4. Zarabatana Veterinária.



Fonte: Adaptado de Machado (2016).

Figura 5. Pistola pneumática.



Fonte: Adaptado de Machado (2016).

A eficácia da administração oral para sedar animais selvagens depende da aceitação do fármaco por parte do animal, da sua taxa de absorção e da sua estabilidade no trato digestivo (ATKINSON et al., 2006). A eficácia da administração oral de agentes anestésicos é muitas vezes mínima, uma vez que muitos deles não são absorvidos ou são destruídos no trato digestivo, depende do grau de absorção e também da quantidade de alimento ingerido. Portanto, é um método pouco confiável devido a sua forma de absorção ser menos previsível. Devido ao desenvolvimento de outros sistemas mais eficazes de administração de fármacos, a administração oral é geralmente usada apenas para pré-medicação, incorporada no alimento, o que é particularmente útil em animais que normalmente se tornam agitados com a antecipação da imobilização (FOWLER, 2008).

Segundo estudos de Gunkel e Lafortune (2007), há a possibilidade de treinamento

para que os animais em cativeiro recebam injeções intramusculares e intravenosas de forma voluntária. Essa prática traz vantagens, já que diminui o estresse, requerimento de anestésico, causa uma indução suave e ainda possibilita monitorações posteriores à recuperação.

2.1.2 Métodos de contenção química

A contenção química ou farmacológica em animais silvestres é empregue para captura, transporte, tratamento, indução da anestesia inalatória, exame físico, coleta de amostras biológicas, entre outros. Ela implica no emprego de fármacos tranquilizantes, hipnóticos ou anestésicos, e é útil na captura de animais agressivos ou muito estressados (WOZENCRAFT, 2005). Portanto, a contenção química de grandes felinos é importante para a obtenção do controle sobre esses animais, possibilitando a segurança destes e da equipe envolvida (CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

Com o objetivo de minimizar os riscos do manuseio tanto para animais quanto para o técnico, a administração pode ser realizada com equipamentos apropriados confeccionados de maneira a liberar seringas contendo a substância ativa (SPINOSA et al., 2006), como é o caso dos grandes felinos. Os métodos usados em cada situação variam com a espécie do animal, a sua condição física, a experiência da equipe de captura e o objetivo do procedimento (PORTER, 2005).

Em animais de cativeiro, é essencial instituir jejum alimentar de 12 a 24 horas, para evitar êmese e aspiração durante a indução e recuperação da anestesia (WAELBERS et al., 2007; LARSSON et al., 2008). A instituição do jejum hídrico é discutível, pois há autores relatando que mantiveram os animais com água *ad libitum* e não verificaram intercorrências (SELMI et al., 2004; LARSSON et al., 2008). Para animais de vida livre em que o jejum pode ser impossível, é preciso considerar as reações aos fármacos agonistas alfa₂ como xilazina ou medetomidina, que induzem vômito ou regurgitação (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Existe uma grande variedade de protocolos que podem ser utilizados na contenção química de felídeos selvagens. Dentre eles, pode-se notar o uso de alguns fármacos em associação, como a cetamina, tiletamina, benzodiazepínicos, agonistas alfa-2-adrenérgicos e opioides (CHAVES; ABIMUSSI, 2015). É responsabilidade do médico veterinário que imobiliza o felino estar atento à saúde do animal desde o momento da administração do fármaco até sua completa recuperação, manejar, monitorar os parâmetros fisiológicos e responder às emergências durante o procedimento.

2.2 Protocolos anestésicos

O protocolo anestésico empregado para a contenção dos felinos silvestres deve proporcionar indução anestésica rápida e tranquila, estabilidade cardiovascular, possuir antagonista farmacológico específico e possibilitar recuperação sem eventos tempestuosos (WENGER et al., 2010; ROCKHILL et al., 2011).

2.2.1 Cetamina

A Cetamina é a principal representante dos anestésicos dissociativos e pode ser administrada pela via intramuscular (IM), possui período de latência curto, alta biodisponibilidade, acessibilidade e compatibilidade farmacológica com outros agentes (LI, 2007; ROCKHILL et al. 2011). Segundo Chaves e Abimussi (2015), este fármaco possui como vantagem ampla margem de segurança, o que necessita doses até dez vezes maiores para levar à toxicidade. Seu efeito é dose- dependente e possui boa absorção intramuscular, permitindo seu uso em dardos, por isso é amplamente utilizada em grandes felinos.

No entanto, tem como limitações a não existência de antagonista e a sua disponibilidade comercial em baixas concentrações, o que leva à necessidade de grandes volumes para imobilização de felinos de grande porte (LI, 2007). Quando utilizada sozinha, a cetamina resulta em pobre relaxamento muscular, mínima analgesia e, se usada em altas dosagens, prolongado tempo de recuperação anestésica (SCHUMACHER; YELEN, 2006).

Além disso, segundo Fernandes, 2010, o uso isolado tem causado depressão respiratória, hipertensão e taquicardia, estando contraindicada em pacientes desidratados, ou com problemas renais e/ou hepáticos. Portanto, ela é raramente utilizada sozinha e frequentemente associada, em baixas dosagens, com agentes sinérgicos como os benzodiazepínicos (diazepam, midazolam), agentes opioides (butorfanol, buprenorfina) ou agonistas alfa2 -adrenérgicos (medetomidina).

A adição de agentes sinérgicos permite que a dose da cetamina seja reduzida e resulta em melhor qualidade da anestesia, caracterizada pela indução e recuperação mais rápida e suave, além de, melhor relaxamento dos músculos e analgesia durante a manutenção anestésica (SCHUMACHER; YELEN, 2006). A cetamina também é indicada para suplementação e manutenção anestésica, na dose de 0,2 a 2,0 mg/kg pelas vias intramuscular ou intravenosa. A ocorrência de vômito ou regurgitação é comum quando se usa agonistas α 2-adrenérgicos, pelo que se deve fazer o jejum pré-anestésico de 12-24 horas (GUNKEL;

LAFORTUNE, 2007).

Entre os agonistas α 2-adrenérgicos, a xilazina e a medetomidina são amplamente usadas com a cetamina em felídeos selvagens (MILLER et al., 2003; SONTAKKE et al., 2009). A combinação de anestésicos dissociativos com agentes agonistas alfa2 foi relatada em grandes carnívoros como uma escolha disponível e segura (ALBUQUERQUE et al., 2016). No entanto, requer doses suplementares ou indução com anestesia geral caso o procedimento dure mais do que 20 minutos (CARPENTER; BRUNSON, 2007).

2.2.2 Medetomidina

A medetomidina costuma ser um dos agonistas α 2-adrenérgicos de eleição para os protocolos anestésicos de felídeos e sua associação com a Cetamina é definida por Gunkel; Lafortune (2007) como uma escolha confiável de contenção química. Essa combinação tem por característica indução suave de cinco a 15 minutos e duração anestésica de pelo menos 45 minutos, sendo indicado seu uso em procedimentos de curta duração (FYUMAGWA et al., 2012). Também relatam como vantagens a recuperação suave, bom plano anestésico, analgesia, possibilidade de reversão da medetomidina pelo atipamizole, diminuição da dose de cetamina e baixo requerimento para dardo.

Ainda sobre as vantagens, Massone (2019) relata que possui ótimo miorelaxamento e arreflexia em altas doses e segundo Chaves e Abimussi (2015), possui rápida absorção e distribuição lipofílica com pico de concentração entre 10-15 minutos. Comparativamente com a xilazina, outro fármaco amplamente utilizado, a medetomidina pode induzir uma sedação mais profunda e reduzir bastante a dose de Cetamina e o volume de injeção, ao mesmo tempo encurtando os tempos de indução e de recuperação e resultando na mesma duração anestésica (CURRO et al., 2004). Os seus efeitos secundários principais são a hipoxemia, a hipertensão e a bradicardia (JACQUIER et al., 2006; FAHLMAN et al., 2010).

Para Gunkel e Lafortune (2007), a dose recomendada de cetamina é de 3 mg/kg com 0,03 mg/kg de medetomidina (intramuscular) em grandes felinos. Doses relatadas variam em torno de 1,5 a 6 mg/kg de cetamina e 0,02 a 0,06 mg/kg de medetomidina pela via intramuscular (MILLER, et al., 2003). Fyumagwa (2012) relatou que as doses indicadas para imobilização de leões (*Panthera leo*) são de 2,5 mg/kg de cetamina e 0,07 a 0,1 mg/kg de medetomidina. Relatou também que o uso da associação de cetamina com detomidina apresentou menor tempo de recuperação do que associado com medetomidina, mas ainda é pouco explorada na espécie.

2.2.3 Detomidina

Os efeitos da Detomidina foram bem estudados em cavalos, mas a informação sobre o seu uso na imobilização de animais selvagens em cativeiro ou em estado selvagem é limitada (CAULKETT; ARNEMO, 2007).

É mais potente que a xilazina devido à sua especificidade maior nos adrenoreceptores α_2 centrais, na proporção de 260:1 (CAIRES; CLARK, 2014; HORTA, 2012; LEMKE, 2007), porém concentrações muito elevadas ativem os adrenoreceptores α_1 . A detomidina produz sedação, analgesia e relaxamento muscular comparáveis com a xilazina em intensidade, entretanto mais duradouros (LEMKE, 2007) devendo ser utilizada com cautela em pacientes debilitados. O fármaco possui ampla distribuição, alta afinidade pelo sistema nervoso e é absorvido rapidamente devido às suas características lipofílicas (BRAGA, 2012).

Segundo um estudo realizado por Albuquerque (2016), a combinação de detomidina (0,15 mg/kg) e cetamina (5,0 mg/kg) não apresentou efeitos adversos ou complicações durante a anestesia de 14 onças pardas (*Puma concolor*), induzidas com propofol (2,0 mg/kg) e mantidas com isoflurano e sevoflurano. A dose para onça parda não possui definição em estudos e, portanto, foi extrapolada de um estudo baseado em onça pintada (*Panthera onca*), cuja dose compreende 0,07 a 0,09 mg/kg de medetomidina e 2,5 a 10 mg/kg de cetamina (ALBUQUERQUE et al., 2016). Fyumagwa (2012) relatou que o uso da associação de cetamina com detomidina apresentou menor tempo de recuperação do que associado com medetomidina.

2.2.4 Xilazina

O cloridrato de xilazina fornece um bom relaxamento muscular (MELTZER et al., 2006), mas tem uma duração de ação mais curta que a maioria dos outros fármacos habitualmente usados (GRIMM; LAMONT, 2007). Quando administrada isoladamente, a xilazina não produz uma imobilização fiável, por isso é usada em combinação com opioides e ciclohexaminas, com os quais atua eficaz e sinergicamente, reduzindo os seus requisitos, permitindo uma indução mais rápida e suave e contrariando alguns dos seus efeitos secundários. No entanto, a resposta a doses elevadas de xilazina pode esconder uma recuperação do fármaco imobilizador e colocar a equipe em risco se o animal for subitamente despertado por estímulos (CAULKETT; ARNEMO, 2007).

A combinação de cetamina com xilazina, que é uma das mais utilizadas, possui efeitos similares à associação com medetomidina. A dose varia de 3,0 a 10 mg/kg de cetamina e de 0,3 a 1,0 mg/kg de xilazina, em grandes felinos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Como possui chance de causar convulsões, segundo Curro (2002), alguns clínicos preferem administrar o agonista alfa-2 com midazolam e, 10 minutos após aplicar cetamina.

Não é recomendada como suplemento para longos procedimentos e os animais sob ação desse fármaco podem reagir a estímulos dolorosos, segundo Spinosa (2006). Para Fyumagwa (2012), seu uso é limitado para animais pesando menos de 100 kg devido seu volume final não se aplicar a pequenos dardos de 3 ml. No entanto, segundo Bharathidasan (2014), 1,0 mg/kg de xilazina combinado com 3,5 mg/kg de cetamina foi suficiente para ausência total de reflexo auricular e aproximação segura da equipe em onça (*Panthera onca*), sem complicações observadas durante o procedimento cirúrgico.

Midazolam, diazepam ou butorfanol podem ser combinados com agonista alfa-2 a fim de diminuir o requerimento de cetamina e/ou xilazina e promover analgesia e efeitos sedativos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Segundo estudo realizado em 2004 por Curro em tigres siberianos, o protocolo feito com medetomidina associada a midazolam e cetamina permitiu menores volumes, além de ter diminuído os tempos de indução e recuperação após o reversor, em detrimento da xilazina.

Uma aplicação alternativa para a xilazina em animais selvagens é a sua administração intranasal para reduzir o estresse associado à captura por meios físicos. Este método permite um rápido início de ação, comparável à administração IV e fácil aplicação, revelando, assim, potencial para outras situações em que é necessário um efeito rápido, mas em que o acesso venoso é difícil (CATTET; CAULKETT et al., 2004).

2.2.5 Associação de cetamina com agonistas alfa-2 adrenérgicos

A combinação de anestésicos dissociativos com agentes agonistas alfa2 foi relatada em grandes carnívoros como uma escolha disponível e segura. No entanto, requer doses suplementares ou indução com anestesia geral caso o procedimento dure mais do que 20 minutos (ALBUQUERQUE et al., 2016).

2.2.6 Associação cetamina com midazolam

É recomendada para casos de suspeita de doenças sistêmicas severas, cardiovasculares

ou neurológicas devido a sua ampla margem de segurança. O Midazolam deve ser o fármaco de eleição em aplicações intramusculares por possuir boa hidro e lipossolubilidade. A dose de cetamina varia de 5,0 a 10 mg/kg e de midazolam, 0,1 a 0,3 mg/kg pela via intramuscular (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). É utilizada em casos de animais debilitados e promove anestesia suave com boas funções cardiorrespiratórias e efeitos miorrelaxante e anticonvulsivante, o que reduz a hipertonicidade muscular. Promove ainda tranquilização e hipnose e possui rápida absorção e eliminação (CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

2.2.7 Associação cetamina com midazolam e butorfanol

Esta combinação também é recomendada para felinos debilitados, geriátricos ou jovens, mas não é indicada para animais saudáveis, já que pode causar uma imobilização inadequada, segundo Gunkel e Lafortune (2007). A vantagem na associação é utilizar doses menores dos três, sendo que o butorfanol fornece efeito sedativo e analgesia preventiva. O baixo volume da combinação permite que caiba em um único dardo, se utilizadas maiores concentrações dos fármacos. As doses variam em torno de 3,0 a 5,0 mg/kg de cetamina, 0,1 a 0,3 mg/kg de midazolam e 0,1 a 0,4 mg/kg de butorfanol (PYPENDOP et al., 2011).

2.2.8 Tiletamina e zolazepam

Hui-Chu Lin (2013) menciona que os aspectos farmacodinâmicos da tiletamina e da cetamina são semelhantes, porém mesmo apresentada em associação, a tiletamina é considerada em ação até três vezes mais potente (consequentemente mais tóxica) que a cetamina (ANDRADE et al., 2002).

O zolazepam é um benzodiazepínico que possui ação anticonvulsivante e miorrelaxante. A combinação tiletamina-zolazepam (TZ) explora as características desejáveis de cada componente, ao mesmo tempo minimizando os efeitos secundários adversos (FOWLER, 2008). Em animais selvagens e exóticos o uso da associação tem sido amplo por requerer pequeno volume de injeção, ter boa absorção por via intramuscular, possuir ampla margem de segurança em animais hígidos e permitir desde imobilização até anestesia (PITT et al., 2006).

Essa associação possui ampla margem de segurança e poucos efeitos colaterais cardiopulmonares e termorregulatórios sendo este protocolo, portanto, indicado para situações de captura no campo, onde indução rápida e plano anestésico confiável são ideais. Ainda há a

possibilidade de empregar a tiletamina-zolazepam em associação com cetamina ou medetomidina para intensificar o grau da anestesia. (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Por outro lado, a combinação possui desvantagens como recuperação prolongada, dor ao local de injeção, maior risco de convulsão em altas doses e reversibilidade parcial (JACQUIER et al., 2006).

Segundo Fyumagwa (2012), leões (*Panthera leo*) imobilizados com essa combinação demoraram cerca de cinco horas para se recuperarem. Há também contraindicações, como é o caso de tigres (*Panthera tigris*), de acordo com Curro (2002) e Wack (2003), pois existem relatos de que essa associação pode causar convulsões, ataxia e até morte súbita nessas espécies.

Para Laricchiuta (2014), a combinação de tiletamina-zolazepam, com adição de medetomidina, foi utilizada durante cinco anos para imobilização de tigres em cativeiro sem efeitos colaterais neurológicos. Complementando, Kreeger e Armstrong (2010), relataram que o uso dessa associação possui os mesmos riscos anestésicos que outros protocolos e ressaltaram que a contraindicação deste protocolo para tigres pode ser falsa até que estudos aprofundados comprovem tal fato.

Fyumagwa (2012) relatou que o uso da tiletamina/zolazepam (1,25 a 1,7 mg/kg) com xilazina (0,8 a 1 mg/kg) foi eficiente em leões, assim como em doses de 0,4 a 1,3 mg/kg, associada à medetomidina (0,03 a 0,06 mg/kg). De acordo com Jacquier, et al. (2006), a combinação TZ com ou sem adição de outro fármaco, possui como vantagens, além da necessidade de baixo volume para injeção em grandes felinos, recuperação mais suave e volume final adequado para uso em dardos.

2.2.9 Medetomidina, butorfanol e midazolam

Esta combinação foi utilizada experimentalmente em guepardos e leões africanos e resultou em indução suave e rápida com plano adequado de imobilização por 40 minutos e recuperações repentinas foram observadas após esse tempo. As doses foram de 0,035 mg/kg de medetomidina, 0,15 mg/kg de midazolam e 0,2 mg/kg de butorfanol. Caso a anestesia tenha de se prolongar por mais 30 minutos, utiliza-se fármacos de suplementação como cetamina, propofol ou anestésico inalatório, como o isoflurano (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Em estudo realizado por Wenger (2010), as doses utilizadas para imobilização de leões foram de 0,05 mg/kg de medetomidina, 0,2 mg/kg de midazolam e 0,3 mg/kg de butorfanol.

Ainda segundo Wenger et al., (2010), alguns dos efeitos colaterais que podem

aparecer são bradicardia, hipertensão, hipoventilação, hipoxemia, hipo ou hipertermia e acidose metabólica. Mas a associação é totalmente reversível com o uso de atipamizole, naltrexona e flumazenil, sendo indicada para procedimentos no campo e animais com doenças renais ou hepáticas, assim como a medetomidina, que pode causar hipertensão e bradiarritmias, mas também podem ser revertidas pelo atipamizole. Lembrando que em cativeiro, a sedação e analgesia do midazolam e butorfanol podem beneficiar o paciente e não devem ser revertidos.

A combinação medetomidina-butorfanol-midazolam (MBM) também permite utilizar doses mais reduzidas de cada componente, devido aos seus efeitos sinérgicos, além de proporcionar boa analgesia e relaxamento muscular. Portanto, pode ser uma opção promissora para a contenção farmacológica em felinos silvestres, principalmente os de grande porte. (BERTELSEN; VILLADSEN, 2009).

2.3 Reversores

Os reversores têm a finalidade de controlar efeitos colaterais negativos que podem trazer riscos à saúde do animal no pré, trans ou pós-operatório e em algumas ocasiões fazem-se necessários. O uso de reversores traz a vantagem de acelerar o processo de recuperação, no entanto, se o fármaco empregado promove analgesia, não é recomendado reverter seu efeito (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

2.3.1 Antagonistas alfa-2 adrenérgicos

Os antagonistas alfa-2 adrenérgicos são geralmente bastante empregados em felinos silvestres e a ioimbina e atipamizole são usados com mais frequência. Revertem os efeitos sedativos e cardiovasculares e são escolhidos baseando-se na seletividade por estes receptores. O atipamizole é o reversor de predileção para a medetomidina, que possui maior seletividade por alfa 2, na dose de 3 a 5 mg a cada 1 mg de medetomidina (0,1 a 0,45 mg/kg). Não se recomenda o uso intravenoso, já que pode gerar efeitos excitatórios e também taquicardia e hipotensão. Já a ioimbina não deve ser utilizada como antagonista da medetomidina devido aos seus efeitos adversos como ataxia e re-sedação. (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Excitação, tremores, hipotensão, taquicardia e salivação são efeitos colaterais que podem ser causados por esses fármacos, sobretudo quando administrados em altas doses. Em

animais de vida livre, é preciso fazer os cálculos baseando-se em um peso estimado. Para a base dos cálculos pode ser utilizada a quantidade inicial de agonista, diminuindo assim os efeitos adversos. O atipamezole possui melhores efeitos antagônicos quando comparado à ioimbina pois possui maior relação de proporção alfa2:alfa1. Apesar da ioimbina possuir essa menor relação é um potente antagonista utilizado para reverter os efeitos da xilazina (LAMONT; MATHEWS, 2007).

Segundo Deem (2004), se houver presença de cetamina no protocolo, a ioimbina deve ser administrada na dose de 0,125 mg/kg IM pelo menos 30 minutos após a administração do fármaco. Esse é o tempo para sua completa metabolização. O emprego de atipamezole na reversão da xilazina não é recomendado por proporcionar hiper excitação e estado de alerta em excesso, além de re-sedação transitória de duas a quatro horas após reversão.

Sontakke et al., (2009) relataram que a utilização de ioimbina para reverter a anestesia com cetamina-xilazina em contenção de tigres, leões e leopardos obteve efeitos de recuperação suave e sem ocorrer excitação, com excessão dos leopardos, que apresentaram convulsões. Em contraposição, Rockhill et al., (2011) observaram uma recuperação mais lenta quando a ioimbina foi administrada e Epstein et al. 2002, a manifestação de convulsões em leões.

Segundo Miller et al., (2003); Curro et al., (2004); Mckinney et al., (2009), suçuaranas e tigres se recuperaram tranquilamente e sem efeitos adversos com o atipamezole como antagonista da associação cetamina-medetomidina. Em leões anestesiados com cetamina-medetomidina e tiletamina-zolazepam-medetomidina, a reversão com o mesmo medicamento também ocorreu de forma tranquila, observado por Fahlman et al., (2005) e Jacquier et al., (2006).

2.3.2 Antagonistas opioides

Os antagonistas opioides revertem todos os efeitos causados pelos agonistas, incluindo a analgesia e contêm afinidade pelos receptores μ e κ . Em felinos, os opioides raramente são revertidos para propiciar sedação leve e manejo da dor pós-operatória. Nalmefene, naloxone e naltrexona são os três principais reversores relatados. O nalmefene pode ser administrado na dose de 0,03 mg/kg (IV), possui preferência por receptores μ e é mais potente e duradouro do que o naloxone. O naloxone é um antagonista de receptores μ e pode ser utilizado na dose de 0,002 a 0,04 mg/kg, intramuscular ou intravenoso (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). A naltrexona tem como vantagem em relação ao naloxone, o maior período hábil (1 a 2

horas), além de viabilidade pela via oral (LAMONT; MATHEWS, 2007).

2.3.3 Antagonistas benzodiazepínicos

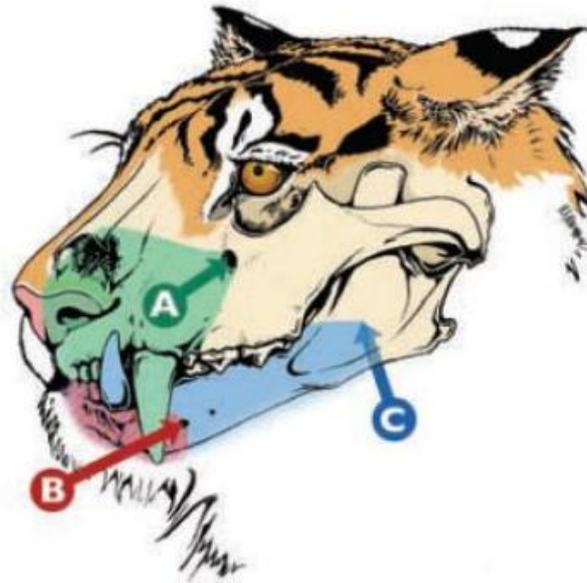
Apesar de os antagonistas benzodiazepínicos possuírem grande afinidade pelos receptores GABA, geralmente não proporcionam efeitos adversos (LAMONT; MATHEWS, 2007). O flumazenil é seu principal representante, mas foi pouco estudado em felinos silvestres (WENGER et al., 2010). Pode ser administrado nas doses de 0,01 a 0,2 mg/kg, ou na proporção de 0,008 mg para cada 1 mg de diazepam/midazolam intramuscular. Foi relatado como ineficaz, já que não houveram melhoras na recuperação de felinos domésticos e tem-se a impressão de que possui uma meia vida curta em gatos, de acordo com Ilkiw et al., (2002). Além disso, seu alto custo torna seu uso proibitivo. Assim como os opioides, os benzodiazepínicos são raramente revertidos por possuírem curta duração, pouco efeito sedativo e por suavizar a recuperação (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Todavia, estudo de Walzer e Huber (2002), expõe que a utilização de reversores benzodiazepínicos melhorou e reduziu significativamente a recuperação.

2.4 Principais técnicas de bloqueio local

O bloqueio local em felinos selvagens é feito especialmente para procedimentos odontológicos como consequência de traumas ou doenças periodontais e algumas vezes para procedimentos oftálmicos e otológicos. Nesses casos, o bloqueio é feito nas regiões de nervos da cabeça, promovendo a anestesia local como mostrado na Figura 6. Em grandes felinos, o requerimento de anestésico local, como lidocaína a 2% ou bupivacaína a 0,5%, vai de um a três ml de acordo com Lemke e Dawson (2000).

A aplicação é feita com a finalidade de anestésiar o nervo infraorbitário através do forame de mesmo nome, objetivando dessensibilizar a arcada dentária superior. Para o nervo alveolar inferior, é feita através dos forames mentoal ou mandibular, visando a arcada dentária inferior. O colírio de prilocaína é utilizado em procedimentos oftálmicos e possui tempo de analgesia corneana por duas a três horas. Em enucleação, é feita a anestesia retrobulbar com o bloqueio do nervo óptico utilizando-se a mesma técnica realizada em gatos domésticos. Em procedimentos otológicos, realiza-se o bloqueio dos nervos auriculotemporal e auricular (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Figura 6. Locais de aplicação de bloqueios regionais dos nervos da cabeça.



Fonte: GUNKEL; LAFORTUNE (2007).

2.5 Indução e manutenção anestésica

Indução é o intervalo de tempo entre a administração dos fármacos e o momento em que o animal fica satisfatoriamente imobilizado (ATKINSON et al., 2006). O ideal é que o animal fique imobilizado dentro de um a cinco minutos, mas na prática isso pode levar mais algum tempo. O tempo de indução depende de diversos fatores, como doses dos fármacos imobilizadores, a condição física, idade e sexo do animal e a sua sensibilidade aos fármacos administrados. Em animais que são mais estressados a indução pode demorar mais, quando comparados aos calmos. Por isso, pode ser administrado anteriormente um sedativo oral (CAULKETT; ARNEMO, 2007).

Quando o conteúdo do dardo é injetado a nível subcutâneo (SC), a taxa de absorção é mais lenta, o que pode levar o animal a experimentar um período de indução prolongado ou até a não alcançar o decúbito. Contrariamente, uma administração acidental intravascular, intrapulmonar, intraperitoneal ou intra-óssea leva a uma absorção e, por conseguinte, uma indução, mais rápidas (ATKINSON et al., 2006). Cattet e Obbard (2010) observaram que a hialuronidase, uma enzima hidrofílica que liquefaz o ácido hialurônico e aumenta a permeabilidade dos tecidos (RADCLIFFE; MORTEL, 2007), pode melhorar a imobilização química, não só acelerando as induções (consequentemente prevenindo o desenvolvimento de

hipertermia), como também reduzindo os requisitos dos fármacos imobilizadores.

Os anestésicos indutores são aplicados, em sua maioria, de forma intravenosa. O acesso venoso pode ser realizado em grandes felinos, assim como para felinos domésticos, nas veias jugular, cefálica, safena lateral ou medial e femoral. Apesar de seu grande tamanho, as veias podem ser difíceis de serem visualizadas e a vasoconstricção causada pela administração de agentes agonistas alfa-2 pode dificultar ainda mais o procedimento em grandes felinos. Mesmo após a indução anestésica, a aproximação inicial a um animal selvagem pode ser perigosa, por isso deve-se observá-lo a partir de uma distância segura para determinar que não há movimentos voluntários (CAULKETT; ARNEMO, 2007).

Quando for seguro, deve-se então verificar a permeabilidade das vias aéreas e iniciar a monitoração de sinais vitais como temperatura retal, frequência respiratória (FR) e frequência cardíaca (FC) (CAULKETT; ARNEMO, 2007). Os olhos do animal devem ser lubrificados com um gel oftálmico e cobertos com uma venda para os proteger da luz solar direta, de corpos estranhos ou de lesões acidentais e para diminuir a estimulação visual (ATKINSON et al., 2006).

A fluidoterapia pode ser iniciada no momento da indução anestésica e segue os mesmos princípios que para felinos domésticos. Posteriormente, deve ser fornecido oxigênio por meio de sonda endotraqueal, máscara ou tubo nasal. Para o fornecimento de anestésico inalatório, como isoflurano ou sevoflurano, a intubação é recomendada. Para grandes felinos, a sonda endotraqueal utilizada pode medir em torno de 10 a 14 mm de diâmetro interno para onças e 16 a 24 mm para tigres e leões. Na intubação, o mesmo protocolo para felinos domésticos é considerado, podendo ser realizado em decúbito lateral ou esternal. (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

É de grande importância que um jejum alimentar de 12 a 24 horas seja instituído em animais de cativeiro para que não haja êmese e aspiração ao decorrer da indução e recuperação da anestesia (WAELEBERS et al., 2007; LARSSON et al., 2008). De acordo com Selmi et al., (2004) e Larsson et al., (2008), o jejum hídrico é contestável, pois autores relataram que mantiveram os animais com água *ad libitum* e não observaram alterações.

2.5.1 Propofol

O propofol é um anestésico de administração IV de duração ultra-curta usado extensamente em Medicina Veterinária para indução e manutenção de anestesia (GRIMM; LAMONT, 2007). Induz depressão através do aumento dos efeitos do neurotransmissor

inibitório ácido gamaaminobutírico e da diminuição da atividade metabólica do cérebro, fornecendo curtos períodos de inconsciência, dos quais a recuperação é rápida (BRANSON, 2007).

O propofol produz bom relaxamento muscular, mas pouca ou nenhuma analgesia, e apresenta ainda propriedades antieméticas (PLUMB, 2005). Em animais selvagens, é um agente extremamente útil para a indução anestésica (em espécies que possam ser contidas manualmente para injeções IV), para aprofundar ou melhorar a anestesia, para melhorar o relaxamento para intubação endotraqueal e para a manutenção de anestesia através de bolus ou técnicas de infusão contínua (CITINO, 2007).

Devido à sua curta duração de ação, o propofol fornece uma suplementação anestésica segura em alternativa a outros fármacos habitualmente usados (como a quetamina), que podem afetar os tempos de recuperação (CUSHING et al., 2011). Os principais efeitos secundários do propofol são a depressão respiratória e a hipotensão, que são dependentes da dose e da taxa de administração (CITINO, 2007).

Pode ser administrado um bolus inicial de 0,2 a 2,0 mg/kg com posterior manutenção em bomba de infusão, na taxa de 0,02 a 0,2 mg/kg/min (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Por outro lado, pode-se aplicar bolus manuais de 1,0 mg/kg a cada 5 a 10 minutos. Esse anestésico também pode ser utilizado em substituição ao isoflurano como agente de manutenção, mas em infusão contínua pode induzir lesões oxidativas aos eritrócitos de felinos. Adicionalmente, o propofol possui como desvantagem seu curto tempo de estocagem depois de aberto (EPSTEIN et al., 2002).

2.5.2 Agentes inalatórios

A anestesia inalatória frequentemente é utilizada em ambientes controlados como os parques zoológicos, mas no campo seu uso é limitado devido à necessidade de aparelhos de administração especializados e de uma fonte de gás, como o oxigênio, que funcione como veículo (GRIMM; LAMONT, 2007). Entretanto, pode-se utilizar o equipamento anestésico de inalação portátil, no qual o ar se comporta como veículo para o isoflurano, com mínima suplementação de oxigênio, oferecendo grandes vantagens para a anestesia de animais selvagens a baixa altitude (LEWIS, 2004).

Segundo Massone (2019), em procedimentos longos a anestesia mais indicada é a inalatória, pois com o uso desta obtém-se um completo controle das vias aéreas e da profundidade anestésica. Alguns dos fármacos utilizados são isoflurano, sevoflurano e

halotano. O halotano tem sido substituído pelo isoflurano e sevoflurano pela redução de efeitos arritmogênicos e metabólicos. O isoflurano possui efeito dose dependente e por influenciar significativamente no débito cardíaco (PYPENDOP, 2011). Para grandes felinos, pode ser empregado o sistema semiaberto, mas é indicado o uso do circuito fechado por este causar menos perda de calor, diminuir a poluição ambiental e ser mais econômico, no entanto, é necessário possuir o equipamento portátil para uso no campo (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A intubação é feita através de visualização direta com o auxílio de laringoscópio, com exceção do leopardo que possui a laringe mais profunda e, desta forma sua intubação pode ser realizada com auxílio de endoscópio rígido. Recomenda-se aos felinos grandes utilizar um abridor de boca para segurança profissional. As sondas endotraqueais utilizadas nos felinos grandes são as mesmas utilizadas em potros (com diâmetro interno de 12 a 18). (CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

2.6 Monitoração anestésica

A monitoração dos animais anestesiados é essencial para detectar alterações fisiológicas a tempo de as corrigir, garantir uma profundidade anestésica adequada e avaliar a eficácia de tratamentos de suporte. Os princípios e técnicas usados em animais domésticos podem ser aplicados na maioria das espécies encontradas em medicina zoológica (HEARD, 2007). Uma monitoração contínua das variáveis fisiológicas permite manipulações proativas em vez de reativas. A monitoração básica realizada durante a anestesia de animais selvagens inclui geralmente a aferição da temperatura corporal, da FC e da FR (FAHLMAN, 2008), além de coloração da mucosa e tempo de preenchimento capilar, que deve ser feita a cada 5 a 10 minutos ou, idealmente, através de equipamento de monitoração contínua (CAULKETT; ARNEMO, 2007).

São incluídos na monitoração, a observação da presença de reflexos palpebrais, bem como a condição da pupila (midríase ou miose), oximetria de pulso (SpO₂), capnometria (ETCO₂), aferição das pressões arterial sistólica, média e diastólica e resposta a estímulos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; MILLER et al., 2003; ZEILER et al., 2013). Também é recomendada a monitoração da gasometria e eletrocardiograma para maiores informações da condição cardiopulmonar (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; MILLER et al., 2003). A respiração é o indicador mais crítico do bem-estar de um animal sob anestesia, devendo ser frequente, profunda e regular (ATKINSON et al., 2006).

A medida precisa ideal da pressão arterial em grandes felinos ainda é desconhecida, mas sugere-se que o valor fisiológico durante o procedimento seja entre 60 a 150 mmHg, promovendo adequada perfusão aos órgãos e oxigenação dos tecidos. Os valores de temperatura para grandes felinos é, a princípio, a mesma que para felinos domésticos, isto é, na faixa de 37 a 39 °C. Durante a anestesia pode ocorrer queda ou elevação da temperatura (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Assim, na ocorrência de hipotermia, é preconizado o aquecimento gradual com colchão térmico, fluidos aquecidos ou cobertores isolantes (ZEILER, et al., 2013). No caso de hipertermia, pode-se molhar o animal com água gelada, álcool ou realizar enema com água gelada (CURRO et al., 2004).

2.7 Complicações

As complicações relacionadas com a anestesia são comuns e podem estar relacionadas com o uso inapropriado de equipamento, efeitos farmacológicos adversos, suporte cardiovascular e respiratório e preparação do paciente inadequados, fatores inerentes ao paciente (como regurgitação) ou processos patológicos multifatoriais complexos (como miopatia) (MOSLEY; GUNKEL, 2007). Alguns imprevistos e emergências podem ocorrer, mesmo com a segurança considerável dos agentes anestésicos. Em consequência de avaliação pré-anestésica ser ineficaz antes da imobilização, a resposta dos felinos aos fármacos anestésicos pode resultar em reações imprevisíveis e complicações trans ou pós-anestésicas (EPSTEIN, 2002; CHAVES; ABIMUSSI, 2015). Destas, as mais comumente relatadas são vômito, alterações cardiopulmonares, variações nos gases e eletrólitos sanguíneos e convulsões. O vômito é observado com o uso de agonistas alfa-2 e aumenta o risco de aspiração para animais que não foram submetidos ao jejum (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Em estudo, Deem (2004) declarou que em onças pintadas de vida livre, as emergências anestésicas mais comuns são depressão respiratória, apneia, parada cardíaca, hipertermia, traumas, fraturas de dentes caninos, miopatia por captura e desidratação. Os medicamentos mais utilizados em situações de emergência em grandes felinos são atropina, diazepam, dexametasona, doxapram, epinefrina, solução ringer lactato e bicarbonato de sódio. O autor relata que os fármacos devem ser administrados pelas vias intramuscular ou intravenosa, dependendo da facilidade ou não do acesso vascular.

2.7.1 Estresse

A contenção é o momento de maior estresse na vida de um animal silvestre e pode ser fatal. O óbito decorrente da contenção pode ser dividido em: superagudo (durante a realização da contenção), agudo ou mediato (até uma hora após a contenção) e o tardio (de horas a dias após a contenção) (LANGE, 2004).

O estresse pode ser induzido por uma série de estímulos nocivos ou potencialmente nocivos, incluindo fatores físicos (trauma, cirurgia, alterações de temperatura, visões, sons, toques e odores não familiares), químicos (aporte reduzido de oxigênio, desequilíbrio ácido-base, fármacos anestésicos, toxinas), fisiológicos (exercício intenso, sede, fome, hemorragia, choque, dor, infecção), emocionais (ansiedade, medo) ou comportamentais (superlotação, falta de contato social, ambiente não familiar, transporte, falta de alimento apropriado) (ARNEMO; CAULKETT, 2007; FOWLER, 2008).

Relativamente ao processo de captura, algumas regras podem ser seguidas com vista a prevenir ou reduzir alguns desses estímulos e, conseqüentemente, o estresse a eles associado, nomeadamente evitar a captura do animal a temperaturas superiores a 25°C, não o perseguir demasiado depressa ou por distâncias demasiado longas, não o manusear fisicamente quando está consciente, manter o ruído ao mínimo e separar ou tranquilizar animais agressivos (MELTZER; KOCK, 2006).

2.7.2 Alterações cardiovasculares

A bradicardia em grandes felinos deve ser tratada quando a frequência cardíaca atingir valores abaixo de 40 a 60 bpm a depender da espécie (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). O tratamento da bradicardia sinusal ou bloqueios atrioventriculares de grau I ou II deve ser com glicopirrolato (0,005 – 0,01 mg/kg IV ou IM) ou atropina (0,01 – 0,04 mg/kg IV ou IM), especialmente se a pressão arterial também estiver baixa (ZEILER, et al., 2013).

A taquicardia pode ocorrer quando o plano anestésico está inadequado, na presença de dor ou hipotensão por hipovolemia. Pode-se tratar adequando o plano, aplicando analgésicos e, no caso da hipovolemia, aplicando bolus IV de colóides ou cristaloides. A hipotensão é atingida quando a pressão arterial média está abaixo de 60 mmHg e pode ser causada por anestesia profunda ou hipovolemia. A administração de fluidos pode ser calculada para 15 a 20 ml/kg por 15 minutos ou 10 a 20 ml/kg/hora. Uma condição de hipoproteinemia pode se beneficiar de colóide ou plasma (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

As causas gerais de parada cardíaca incluem fármacos de indução, dificuldade respiratória levando à hipóxia, desbalanço ácido-base e doenças subjacentes (DEEM, 2004). O tratamento envolve os princípios da ressuscitação cardiopulmonar e fármacos de emergência, devendo os cálculos de doses e volumes serem realizados antes do procedimento e anotados de forma a facilitar sua administração durante a complicação (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

2.7.3 Alterações respiratórias

A hipoventilação pode ser causada por anestesia profunda, levando à hipercapnia e é comumente relatada em grandes felinos. O tratamento envolve o aumento da ventilação manual através do balão, AMBU ou ventilador, quando o ETCO₂ (concentração final de dióxido de carbono na expiração) atinge valores maiores do que 55 mmHg. A hiperventilação deve ser evitada, pois pode levar o animal a um quadro de apneia por hipocapnia. Pode ocorrer em anestesia superficial e pode ser melhorada com o fornecimento de ventilação profunda, otimizando a troca gasosa (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A apneia pode ser diagnosticada precocemente com a observação do padrão respiratório, mucosas azuis a cinzas e saturação arterial de oxigênio menor do que 80%. As causas incluem depressão do centro respiratório por fármacos, obstrução das vias aéreas por mau posicionamento, excesso de salivação ou regurgitação, edema laríngeo, pressão no diafragma por conteúdo gastrointestinal e doença subjacente. O uso do doxapram é controverso em casos de hipóxia e deve ser utilizado como último recurso (DEEM, 2004).

2.7.4 Convulsões

Segundo Burroughs et al., (2006), os felídeos não respondem bem à administração dos opioides mais potentes, resultando frequentemente em efeitos adversos como excitação, incoordenação e convulsões. Deve-se substituir o fármaco imobilizador por uma ciclohexamina. De acordo com Epstein (2002), acredita-se que as convulsões ocorrem quando utilizadas altas doses de cetamina ou tiletaminazolazepam. Segundo Deem (2004), pode também ser causada por hipoglicemia e traumas. As convulsões são observadas especialmente em tigres, e podem ser amenizadas com a inclusão de benzodiazepínicos ao protocolo anestésico, fornecimento de oxigênio e a diminuição do requerimento de dissociativos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

2.7.5 Desbalanço eletrolítico

Alterações nos gases e eletrólitos sanguíneos podem ocorrer e foram observados em tigres, guepardos e onças. A monitoração da gasometria é recomendada para essas espécies a cada 15 ou 30 minutos. A hipercalemia (acima de 6 mmol/L) pode gerar alterações no ECG (onda T apiculada, bradiarritmias e complexo QRS amplo) e, em combinação com acidose severa, pode levar à parada cardíaca. Se observada elevação na concentração plasmática de potássio ou alterações no ECG, o tratamento com insulina dextrose 0,1 a 1,0 unidade de insulina/kg em 500 ml em dextrose 5% deve ser instituído a fim de evitar arritmias e parada cardíaca. O gluconato de cálcio pode ser usado pelo seu efeito cardioprotetor (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

2.8 Recuperação

A recuperação é um ponto crítico no manejo anestésico de espécies selvagens, especialmente de grande porte, uma vez que, devido a considerações de segurança, é geralmente impossível qualquer intervenção durante esse período (EPSTEIN et al., 2002). De acordo com Deem (2004), a maioria das complicações anestésicas ocorrem durante a indução e a recuperação. As considerações para a recuperação anestésica variam, dependendo da escolha dos fármacos e de cada situação, mas na maioria dos casos é desejável uma técnica anestésica reversível (CAULKETT; ARNEMO, 2007).

Antes da reversão, todo o equipamento deve ser removido do local, o animal deve ser colocado numa posição confortável e o pessoal deve retirar-se para uma distância segura, ficando apenas uma pessoa com o animal para administrar os antagonistas. Estes são tipicamente administrados por via IM, mas a administração IV permite um efeito mais rápido, caso se necessite de uma recuperação imediata (ATKINSON et al., 2006; CAULKETT; ARNEMO, 2007). Alternativamente, as doses podem ser divididas e administradas por via IV e IM ou SC (ATKINSON et al., 2006).

Nesta fase, deve-se evitar estímulos visuais, auditivos e táteis e manter vigilância constante. Preferencialmente, a recuperação deve ocorrer em locais silenciosos e em penumbra, sem comida e água (MASSONE, 2019), com o animal posicionado em decúbito ventral ou lateral (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Se a reversão parecer ineficaz, mas, apesar disso, o animal respirar adequadamente,

deve-se esperar cerca de 10-15 minutos e só então considerar a possibilidade de administrar uma dose adicional do antagonista. Os motivos para uma reversão inadequada incluem injeção perivascular, escolha ou quantidade inapropriadas do fármaco ou ineficácia inerente do fármaco (por exemplo validade expirada) (ATKINSON et al., 2006). O animal deve então ser observado a partir de uma distância segura até estar completamente recuperado (ATKINSON et al., 2006; CAULKETT; ARNEMO, 2007).

Para grandes felinos, ao fim do procedimento, a sonda endotraqueal deve ser retirada ao primeiro sinal de superficialização da anestesia, caso o animal tenha sido entubado. Por questões de segurança, a extubação deve ocorrer antes da reação de deglutição, no momento que ocorre reflexo de movimento de orelha ou movimento ocular evidente. (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Horas após a recuperação e soltura do animal em seu recinto, água e comida podem ser fornecidas. O tempo de recuperação pode variar com o protocolo utilizado, espécie, duração da anestesia, temperatura corporal, doença e variação individual. De forma geral, a recuperação por tiletamina-zolazepam é mais lenta que a proporcionada pela cetamina e agonistas alfa-2 a qual pode ocorrer em menos de uma hora. Em anestesia inalatória, a recuperação pode ocorrer em menos de trinta minutos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). De acordo com Epstein (2002), principalmente para animais de vida livre, a recuperação deve ser rápida, para que recuperem sua mobilidade e sejam capazes se proteger de perigos.

3 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O comportamento de felinos selvagens é totalmente imprevisível. Sendo assim, faz-se necessário conhecer bem as considerações anestésicas nesses animais. Nem todos os fármacos possuem estudos conclusivos a respeito da farmacodinâmica e a farmacocinética em grandes felinos, especialmente onças pintadas, onças pardas, tigres e leões. Por isso, para se proceder à anestesia de animais selvagens, além de uma extensa pesquisa bibliográfica, a experiência é fundamental. O médico veterinário responsável por anestesia de animais selvagens deve conhecer muito bem as espécies que precisará lidar, bem como os fármacos que tem à sua disposição.

Apesar de os princípios fisiológicos e anatômicos dos grandes felinos serem parecidos com os dos felinos domésticos, sabe-se que são mais difíceis de lidar, mais estressados, possuem maior força e apresentam perigo. Portanto, o meio de contenção deve ser muito bem estudado e escolhido, para proteção do animal e da equipe. O uso de do dardejamento à longa

distância, por exemplo, pode ser menos estressante.

O médico veterinário deve estar preparado para aplicações de procedimentos e fármacos de emergência nas diferentes condições, pois complicações anestésicas podem ocorrer. Assim, através de um correto planejamento do processo de captura e de uma monitoração anestésica minuciosa, é possível minimizar as complicações e, conseqüentemente, a mortalidade nestes animais e proteção pessoal, mesmo que os protocolos anestésicos aplicados não sejam os mais adequados.

Por fim, tendo em vista as informações obtidas na bibliografia consultada, revela-se necessária a realização de estudos mais aprofundados nesta área. A constante melhoria das técnicas anestésicas usadas em grandes felinos é de extrema importância para lhes proporcionar cuidados médicos mais adequados, tanto em cativeiro como na natureza, ocupando um lugar de destaque no desenvolvimento de algo tão importante como é a conservação da fauna selvagem do planeta.

REFERÊNCIAS

ALBUQUERQUE, V. B., et al. Evaluation of cardiopulmonary parameters and recovery in cougars (*Puma concolor*) anesthetized with detomidine/ketamine and isoflurane or sevoflurane. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. Campo Grande, v. 36, n.1, p. 33-38. 2016.

ANDRADE, S. F.; FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G.; ANDRADE NETO, J. P. Terapêutica do Sistema Nervoso. **Manual de Terapêutica Veterinária**. 2. ed. p.348. São Paulo: Roca. 2002.

ATKINSON, M.; KOCK, M.D. et al. Principles of chemical and physical restraint of wild animals. In KOCK, M.D.; MELTZER, D.; BURROUGHS, R. **Chemical and Physical Restraint of Wild Animals: A training and field manual for African species**. 2^a Ed. Greyton, South Africa: Zimbabwe Veterinary Association Wildlife Group & International Wildlife Veterinary Services (Africa), 2016.

BATISTA-ARTEAGA, M. et al. Medical and surgical management of a dystocia because of foetopelvic disproportion in an African lioness (*Panthera leo*). **Reproduction in Domestic Animals**, Lawrence, v. 46, p. 2, n. 362–365. 2011.

BELSARE, A. V.; ATHREYA, V. R. Use of xylazine hydrochloride-ketamine hydrochloride for immobilization of wild leopards (*Panthera pardus fusca*) in emergency situations. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 41, n. 2, p. 331-333. 2010.

BERTELSEN, M.F. ; VILLADSEN, L. A comparison of the efficacy and cardiorespiratory effects of four medetomidine-based anaesthetic protocols in the red fox (*Vulpes vulpes*). **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, Prince Edward Island, v. 36, n. 2, p. 328-333. 2009.

BHARATHIDASAN, M., et al. Xylazine-ketamine immobilization and propofol anesthesia for surgical excision of sebaceous adenoma in a jaguar (*Panthera onca*). **Veterinary World**, Atlanta, v. 7, n. 11, p. 986-990. 2014.

BRAGA, S. M. Uso de fármacos agonistas dos receptores α -2 adrenérgicos em Medicina

Veterinária. 2012. 27f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) – Escola de Veterinária e Zootecnia, Universidade de Goiás, Goiânia.

BRANSON, K.R. Injectable and Alternative Anesthetic Techniques. In TRANQUILLI, W.J.; THURMON, J.C.; GRIMM, K.A., **Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ª Ed. Ames: Blackwell Publishing, 2007.

CAIRES, L.; CLARK, R.M. Agonistas alfa-2 pela via epidural na analgesia de cães e gatos - revisão de literatura. **Veterinária e Zootecnia**, Botucatu, v.21, n. 3, p.359-369. 2014.

CARPENTER, R.E.; BRUNSON, D.B. Exotic and Zoo Animal Species. In: TRANQUILLI, W.J. THURMON J.C.; GRIMM, K.A. **Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ª Ed. Ames: Blackwell Publishing, 2007.

CATTET, M. et al. Anesthesia of polar bears using xylazinezolazepam-tiletamine or zolazepam-tiletamine. **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, v. 39, n.3, p. 655- 664. 2003.

CATTET, M.; OBBARD, M. Use of Hyaluronidase to Improve Chemical Immobilization of Free-ranging Polar Bears (*Ursus maritimus*). **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, v. 46, n. 1, p.246-250. 2010.

CATTET, M. et al. Intranasal Administration of Xylazine to Reduce Stress in Elk Captured by Net Gun. **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, v. 40, n. 3, p. 562–565. 2004.

CAULKETT, N.A.; ARNEMO, J.M. Chemical Immobilization of Free-Ranging Terrestrial Mammals. In: TRANQUILLI, W.J. THURMON J.C.; GRIMM, K.A. **Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ª Ed. Ames: Blackwell Publishing, 2007.

CEREJO, S. D. A.; JUNIOR, E. D. M. Contenção farmacológica em felinos silvestres. **Investigação: Medicina Veterinária**, Faculdade de Medicina de Botucatu, UNESP, Botucatu, v.14, n.1, p39- 65, 2015.

CHAVES A.S.Y.R; ABIMUSSI, C.J.X. Contenção de grandes felinos - revisão de literatura. **Almanaque de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Faculdades Integradas de Ourinhos -

Ourinhos, v.1, n.1, p6- 15, 2015.

CITINO, S.B. Advances in Wildlife Anesthesia [versão electrónica]. **In Proceedings of the North American Veterinary Conference (NAVC)**, Orlando, 2007. Disponível em: <https://pub.epsilon.slu.se/1908/>. Acesso em: 14 de nov. de 2021.

CURRO, T.G., et al. Xylazine-Midazolam-Ketamine versus MedetomidineMidazolam-Ketamine anesthesia in captive siberian tigers (*Panthera tigris altaica*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 35, n.3, p. 320-327. 2004.

CUSHING, A. et al. Anesthesia of Tibetan yak (*Bos grunniens*) using thiafentanil - xylazine and carfentanil – xylazine. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v.42, n.4, p. 713-717. 2011

DEEM, S. L. Capture and immobilization of Free-living Jaguars (*Panthera onca*). In: HEARD D., **Zoological Restraint And Anesthesia**. International Veterinary Information Service, New York, 2004.

DESMARCHELIER, M. et al. Esophageal Stricture in a Cougar (*Puma concolor*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v.40, n.2, p. 328-331. 2009.

EPSTEIN, A. et al. Effects of propofol as an anaesthetic agent in adult lions (*Panthera leo*): a comparison with two established protocols. **Research in Veterinary Science**, Harare, v.72, n. 2, p.137-140, 2002.

FAHLMAN, A. et al. Reversible anaesthesia of free-ranging lions (*Panthera leo*) in Zimbabwe. **Journal of the South African Veterinary Association**, Durbanville, v.76, n.4, p.187–192, 2005.

FAHLMAN, A. **Advances in Wildlife Immobilisation and Anaesthesia: Clinical and Physiological Evaluation in Selected Species**. 2008. 84f. (Doctoral Thesis) - Swedish University of Agricultural Sciences, Uppsala.

FERNANDES, A. F. **Anestesia em répteis**. 2010. 12f. (Relatório final de estágio – Mestrado

Integrado em Medicina Veterinária) – Curso de Pós-Graduação em Medicina Veterinária, Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar – Universidade do Porto, Porto.

FIORIELLO, C.V. et al. Diagnosis and treatment of presumptive postobstructive pulmonary edema in a Florida panther (*Puma concolor coryi*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 38, n.2, p.317-322, 2007.

FLEMING, G.J. Anesthesia and analgesia for wildlife – tips, techniques and drugs [versão electrónica]. **In: Proceedings of the North American Veterinary Conference (NAVC)**, Orlando, 2005. Disponível em: <http://www.ivis.org/proceedings/navc/2005/SAE/586.pdf?LA=1>. Acesso em: 14 de nov. de 2021.

FOWLER, M.E. Anesthesiology In: FOWLER, M.E. **Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals**. 3ª Ed, p. 346-407. Ames: Blackwell Publishing, 2008.

FYUMAGWA, R.D., et al. Comparison of Anaesthesia and Cost of Two Immobilization Protocols in Free-Ranging Lions. **South African Journal of Wildlife Research**, Durbanville, v.42, n.1, p. 67-70, 2012.

GOODRICH, J.M. et al. Capture and Chemical Anesthesia of Amur (Siberian) Tigers. **Wildlife Society Bulletin**, Atlanta, v.29, n.2, p.533-542, 2001.

GRIMM, K.A.; LAMONT, L.A. Clinical Pharmacology. In: TRANQUILLI, W.J.; THURMON, J.C.; GRIMM, K.A. **Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia**. Ames: Blackwell Publishing, 2007.

GUNKEL, C.; LAFORTUNE, M. Mammal Anesthesia: Felids. In: WEST, G.; HEARD, D.; CAULKETT, N. **Zoo animal & wildlife: Immobilization and anesthesia**. Ames: Blackwell Publishing. p. 443-457, 2007.

HAULTON, S.M. et al. Evaluating 4 methods to capture whitetailed deer. **Wildlife Society Bulletin**, Atlanta, v.29, n.1, p.255-264, 2001.

HEARD D.J. Monitoring. In: WEST G, HEARD D, CAULKETT N. **Zoo Animal and**

Wildlife Immobilization and Anesthesia. Iowa: Blackwell Publishing, 2007.

HETTLICH, B.F. et al. Gastroesophageal intussusception in a leopard (*Panthera pardus*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v.41, n.3, p.519-521, 2010.

HORTA, M.M.M.O. **Anestesia de animais selvagens em cativeiro : carnívoros e ungulados.** 2012. 42f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.

HUI-CHU, L. Anestésicos Dissociativos. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A., LUMB; JONES: **Anestesiologia e Analgesia Veterinária.** 4ª. Ed. p. 354-386. São Paulo: Roca, 2013.

ILKIW, J. E. et al. The effect of intravenous administration of variable-dose flumazenil after fixed-dose ketamine and midazolam in healthy cats. **Journal of Veterinary Pharmacology & Therapeutics.** v. 25, n. 2, p. 181–188. Atlanta, 2002.

ISAZA, R. Remote Drug Delivery. In: WEST, G.; HEARD, D.; CAULKETT, N: **Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia.** 1ª. Ed. p. 214-236. Ames: Blackwell Publishing. 2007.

JACQUIER, M. et al. Reversible Immobilization of Free-ranging African Lions (*Panthera leo*) with Medetomidinetiletamine-zolazepam and Atipamezole. **Journal of Wildlife Diseases,** v. 42, n.2, p. 432-436. Lawrence, 2006.

KOLATA, R. Laparoscopic ovariohysterectomy and hysterectomy on African lions (*Panthera leo*) using the Ultracision® Harmonic Scalpel®. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine.** v. 33, n. 3, p.280-282. Atlanta, 2002.

KREEGER, T.; ARMSTRONG, D. Tigers and Telazol®: The Unintended Evolution of Caution and Contraindication [abstract]. **The Journal of Wildlife Management,** v.74, n.6, p.1183-1185. Atlanta, 2010.

LAMONT, L.; MATHEWS, K. Opioids, Nonsteroidal Anti-inflammatories, and Analgesic

Adjuvants. In: TRANQUILLI, W.J., THURMON, J.C., GRIMM K.A, **Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ª Ed. p. 547-562. Ames: Blackwell Publishing, 2007.

LANGE, R. R. **Clínica de animais silvestres e de zoológico**. 98 f. Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2004.

LARICCHIUTA, P., et al. Immobilization of captive tigers (*Panthera tigris*) with a combination of tiletamine, zolazepam and detomidine. **Zoo Biology**, v. 34, n.3, p. 40-45. Atlanta, 2014.

LEMKE, K.; DAWSON, S. Local and Regional Anesthesia. **Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice**, v.30, n.4, p.839-857. New York, 2000.

LEMKE, K.; DAWSON, S. Local and Regional Anesthesia. **Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice**, v.30, n.4, p.839-857. New York, 2007.

LEWIS, J.C.M. Field use of isoflurane and its anesthetic equipment in wildlife. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.35 n.3, p.303-311, Lawrence, 2004.

LI, H. Dissociative anesthetics. In: Tranquilli, W.J. et al. **Lumb & Jones Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ª Ed. p. 301-353. Ames: Blackwell Publishing., 2007.

MAHMOOD, I. et al. Interspecies allometric scaling. Part I: prediction of clearance in large animals. **Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics**, v.29, n.5, p.415-423, Atlanta, 2006.

MASSONE, F. In: MASSONE, F. **Anestesiologia Veterinária: Farmacologia e Técnicas**. 7ª Ed., p. 346-373. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2019.

MATTOS, J., et al. Uma nova contribuição para a montagem de dardos para uso em armas pneumáticas e zarabatanas. **Boletim Medicina Veterinária**. v. 2, n. 2, p. 15–25, 2006.

MCBRIDE, C.S. et al. Five Drosophila genomes reveal nonneutral evolution and the signature of host specialization in the chemoreceptor superfamily. 56 f. **PubMed**. Brasil,

2007.

MCKINNEY, T. et al. Rates of survival and sources of mortality of cougars in hunted populations in North-central Arizona. **The Southwestern Naturalist**. v.54, n.2, p.151-155. Phoenix, 2009.

MELTZER D.; KOCK N. Stress and capture related death. In: KOCK MD, MELTZER D, BURROUGHS R. Chemical and physical restraint of wild animals: a training and field manual for african species. Greyton, South Africa: **Zimbabwe Veterinary Association Wildlife Group & International Wildlife Veterinary Services**. Africa, 2006.

MILLER, M. et al. Anesthetic induction of captive tigers (*Panthera tigris*) using a medetomidine-ketamine combination. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.34, n.3, p.307-308. Lawrence, 2003.

MOSLEY, C.; GUNKEL, C. Cardiovascular and Pulmonary Support. In WEST, G., HEARD, D. & CAULKETT, N. **Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia**. Ames: Blackwell Publishing, 2007.

PACHALY, J.R. Terapêutica por extrapolação alométrica. CUBAS, Z.S. et al. **Tratado de animais selvagens**. São Paulo: Roca, p.1215-1223, 2006.

PITT, J. Et al. Efficacy of Zoletil® for field immobilization of raccons. **Wildlife Society Bulletin**. v.34, n.2, p.1045-1048. New York, 2006.

PLUMB, D. Anesthesiology drugs. In: PLUMB, D. **Plumb's Veterinary Drug Handbook**. 5ª Ed., Ames: Blackwell Publishing, New York, 2005.

PORTER, S. **Restraint and anesthesia of native wildlife** [versão electrónica]. In: Proceedings of the North American Veterinary Conference (NAVC), Orlando, 8-12, pp. 81-83, 2005. Disponível em: <http://www.ivis.org/proceedings/navc/2005/tech/032.pdf?LA=1>. Acesso em: 14 de nov. de 2021.

RADCLIFFE, R.; MORKEI, P. Rhinoceroses. In: WEST, G.; HEARD, D.; CAULKETT, N.,

Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Ames: Blackwell Publishing, 2007.

RAHAL, S. et al. Congenital deformity of the paw in a captive tiger: case report. **BMC Veterinary Research.** v.44, n.8, p.98-110. Atlanta, 2012.

ROCKHILL, A. et al. A comparison of two field chemical immobilization techniques for bobcats (*Lynx rufus*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine,** Lawrence, v. 42, n.4, p. 580-585, 2011.

SCHRADER, G. et al. Conservative management of pyothorax in an Amur tiger (*Panthera tigris altaica*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine,** Lawrence, v. 43, n.2, p.425-429, 2012.

SCHUMACHER, J.; YELEN, T. Anesthesia and analgesia. In: MADER, D. R. **Reptile medicine and surgery.** 2ª Ed., Cap.27, p. 442-452. Philadelphia, 2006.

SELMİ, A. et al. Effects of tiletamine/zolazepam–romifidine–atropine in ocelots (*Leopardus pardalis*). **Veterinary Anaesthesia and Analgesia.** v.31, n.3, p.222–226. New York, 2004.

SHARMA, V.; McNEILL, J.H. To scale or not to scale: the principles of dose extrapolation. **British Journal of Pharmacology,** v.157, n.6, p.907-921. London, 2009.

SONTAKKE, S. et al. Yohimbine antagonizes the anaesthetic effects of ketamine–xylazine in captive Indian wild felids. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia,** v.36, n.3, p.34-41. New York, 2009.

SPINOSA, H et al. Fármacos anestésicos. In: SPINOSA, H. **Farmacologia aplicada a medicina veterinária.** 4ª Ed. p. 235-279. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2006.

STETTER, M. Remote Injections Systems: Are You Ready to Dart? [versão electrónica]. **In: Proceedings of the AAZV/AAWV Joint Conference,** Tulsa, 2009. Disponível em: <http://www.vin.com/Members/proceedings/Proceedings.plx?CID=AAZV2009&PID=54068&O=VIN>. Acesso em 14 de nov. de 2021.

SWANSON, W. et al. Reproductive status of endemic felid species in Latin American zoos and implications for ex situ conservation. **Zoo Biology**. v.22, n.5, p.421–441. Atlanta, 2003.

VESAL, N.; NAEINI, A. Immobilization and anesthesia of African lion (*Panthera leo*) 5 Cases. **Iranian Journal of Veterinary Surgery**, v. 2, n. 3, p. 77-83. Teerã, 2007.

WACK, R. *Felidae*. In: FOWLER, M.E.; MILLER, R.E. **Zoo and Wild Animal Medicine**. 5^a Ed. p.491–500. Philadelphia, 2003.

WAELBERS, T. et al. Inhalation anesthesia with isoflurane in a black jaguar (*Panthera onca*) for surgical repair of a fractured mandible. **Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift**. v. 76, n. 2, p. 138-145. Berlim, 2007.

WALZER, C.; HUBER, C. Partial Antagonism of Tiletamine-Zolazepam Anesthesia in Cheetah. **Journal of Wildlife Diseases**. v.38, n.2, p.468-472. Lawrence, 2002.

WENGER, S. et al. Evaluation of butorphanol, medetomidine and midazolam as a reversible narcotic combination in free-ranging African lions (*Panthera leo*). **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**. v.37, n.6, p.491–500. Atlanta, 2010.

WHITON, A. et al. Mesothelioma in two nondomestic felids: North American Cougar (*Felis concolor*) and Cheetah (*Acinonyx jubatus*). **Case Reports in Veterinary Medicine**. v. 34, n. 2, p 102 - 116. North Carolina, 2013.

WOZENCRAFT W. Order Carnivora. In: WILSON, D.E, REEDER, D.M. **Mammals Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference**. 3^a Ed. Baltimore: Johns Hopkins University Press, 2005.

ZEILER, G., et al. Anaesthetic management of two Bengal tiger (*Panthera tigris tigris*) cubs for fracture repair. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 84, n. 1, p. 33 - 37. Johannesburg, 2013.