



**UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA**

**FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA**

**CONSIDERAÇÕES ANESTÉSICAS EM GRANDES FELINOS  
SELVAGENS**

Débora Regina Machado Paes

Orientador: Prof. Dr. Ricardo Miyasaka de Almeida

BRASÍLIA - DF

Dezembro de 2016



DÉBORA REGINA MACHADO PAES

## CONSIDERAÇÕES ANESTÉSICAS EM GRANDES FELINOS SELVAGENS

Trabalho de conclusão de curso de  
graduação em Medicina Veterinária  
apresentado junto à Faculdade de  
Agronomia e Medicina Veterinária da  
Universidade de Brasília

**Orientador:** Prof. Dr. Ricardo Miyasaka de  
Almeida

BRASÍLIA - DF

Dezembro de 2016

## Ficha catalográfica

Pc	Paes, Débora Regina Machado
	Considerações anestésicas em grandes felinos selvagens / Débora Regina Machado Paes; orientador Ricardo Miyasaka de Almeida. -- Brasília, 2016.
	47 p.
	1. Contenção química. 2. Grandes felinos. I. Almeida, Ricardo Miyasaka de, orient. II. Título.

## Cessão de direitos

Nome do Autor: Débora Regina Machado Paes

Título do Trabalho de Conclusão de Curso: Considerações anestésicas em grandes felinos selvagens

Ano: 2016.

É concedida a Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta monografia e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva-se a outros direitos de publicação e nenhuma parte desta monografia pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor.

---

Débora Regina Machado Paes

037.332.661-02

SQN 203 Bloco G apto 305, Asa Norte, Plano Piloto.

70833070 – Brasília/DF – Brasil

(61) 9.9991-5101. paes.debora@hotmail.com

## Folha de aprovação

Nome do autor: PAES, Débora Regina Machado

Título: Considerações anestésicas em grandes felinos selvagens

Trabalho de conclusão do Curso de Medicina Veterinária apresentada à Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília.

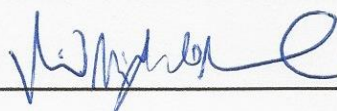
Aprovado em: 08/12/2016

Banca Examinadora

Prof. Dr. Ricardo Miyasaka de Almeida

Instituição: Universidade de Brasília

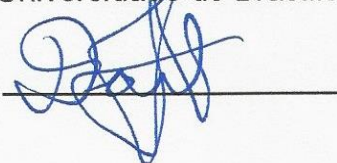
Julgamento: APROVADA

Assinatura: 

Prof. Dr. Danilo Simonini Teixeira

Instituição: Universidade de Brasília

Julgamento: APROVADA

Assinatura: 

MV. MSc. Ana Bárbara Rocha Silva

Instituição: Universidade de Brasília

Julgamento: APROVADA

Assinatura: 

À minha querida companheira felina Miyu (*in memoriam*), pela inspiração na escolha da Medicina Veterinária.

## **AGRADECIMENTOS**

Meus sinceros agradecimentos aos animais por nos ajudarem a entender o universo. Sem eles o mundo não teria tamanha serenidade, sabedoria e prosperidade.

Minha sincera apreciação aos meus pais e irmãos que estão sempre em meu coração e trouxeram apoio e conforto durante toda minha dedicação aos estudos.

Especial agradecimento a meu namorado Elói por seu amor e constante encorajamento, inspiração e companheirismo.

Ao professor Ricardo por sua orientação e ensinamento de grande conhecimento da anestesiologia.

A todos amigos que me acompanharam ao longo do curso. Sou muito grata a cada um por tê-los conhecido.

## SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS .....	ix
LISTA DE QUADROS .....	x
RESUMO .....	11
ABSTRACT .....	12
1. Introdução.....	13
2. Considerações fisiológicas .....	14
3. Avaliação pré-anestésica .....	14
4. Contenções física e química .....	17
4.1. Métodos de contenção física .....	18
4.2. Métodos de contenção química .....	20
4.2.1. Cetamina .....	20
4.2.1.1. Associação de cetamina com agonistas alfa-2 adrenérgicos .....	21
4.2.1.1.1. Medetomidina .....	21
4.2.1.1.2. Detomidina .....	22
4.2.1.1.3. Xilazina .....	22
4.2.1.2. Associação cetamina com midazolam .....	23
4.2.1.3. Associação cetamina com midazolam e butorfanol .....	24
4.2.2. Tiletamina e zolazepam .....	24
4.2.3. Medetomidina, butorfanol e midazolam .....	25
4.3. Reversores .....	26
4.3.1. Antagonistas alfa-2 adrenérgicos.....	26
4.3.2. Antagonistas opioides.....	27
4.3.3. Antagonistas benzodiazepínicos.....	28
4.4. Extrapolação Alométrica .....	28
5. Analgesia e bloqueios locais.....	31
5.1. Técnicas de bloqueio local.....	33
6. Indução e manutenção anestésica.....	35
6.1. Propofol .....	36
6.2. Agentes inalatórios .....	37
7. Monitoração anestésica .....	37
8. Complicações .....	39
8.1. Alterações cardiovasculares .....	40
8.2. Alterações respiratórias .....	41
8.3. Convulsões.....	42

8.4. Desbalanço eletrolítico .....	42
9. Recuperação .....	43
10. Considerações finais .....	45
11. Referências bibliográficas .....	46



## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Coleta de sangue voluntária de tigre ( <i>Panthera tigris</i> ) pela veia caudal .....	16
<b>Figura 2.</b> Locais de aplicação de dardos anestésicos. ....	19
<b>Figura 3.</b> Pistola pneumática.....	19
<b>Figura 4.</b> Locais de aplicação de bloqueios regionais dos nervos da cabeça.....	35

## LISTA DE QUADROS

<b>QUADRO 1.</b> Massa corpórea média de espécies de grandes felinos selvagens .....	14
<b>QUADRO 2.</b> Parâmetros fisiológicos de espécies de grandes felinos selvagens.....	15
<b>QUADRO 3.</b> Valores para a constante K .....	31

## RESUMO

Os felinos selvagens são pacientes que requerem cuidados adicionais comparados aos felinos domésticos em se tratando de seu comportamento selvagem. O intuito do desenvolvimento da seguinte revisão bibliográfica é trazer o conhecimento acerca das considerações sobre a anestesia em felinos selvagens, incluindo formas de contenção, manejo, protocolos anestésicos e complicações mais observadas. Para o presente trabalho, foram considerados os grandes felinos neotropicais encontrados na região brasileira, como a onça pintada (*Panthera onca*) e a onça parda (*Puma concolor*), e os mais encontrados em zoológicos do Brasil, como o tigre (*Panthera tigris*) e o leão (*Panthera leo*). O principal ponto ao se manejar esses felinos é a contenção prévia do animal, permitindo a aproximação da equipe sem quaisquer riscos de acidentes. As contenções física e química requerem diferentes considerações entre animais de vida livre ou de cativeiro, podendo muitos fatores influenciarem na escolha do método de contenção, 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. Os protocolos para esses felinos são variados e similares aos escolhidos para espécies domésticas. O uso de associações de fármacos permite a redução de efeitos colaterais indesejáveis e garante maior segurança para a saúde do animal. Visto que muitas vezes a determinação de informações sobre o animal selvagem é difícil, especialmente o de vida livre, faz-se então necessário o uso da extrapolação alométrica, importante ferramenta para o cálculo de doses, baseando-se em um animal modelo. As complicações anestésicas podem ser mais frequentemente observadas em felinos exóticos do que domésticos, em razão o pouco conhecimento acerca da farmacodinâmica e farmacocinética nesses animais.

Palavras-chave: animais selvagens; contenção química,

## ABSTRACT

The wild cats are patients who require additional care compared to domestic felines when it comes to their wild behavior. The purpose of the following literature review is to provide knowledge about anesthesia considerations in large cats, including forms of restraint, management, anesthetic protocols and most observed complications. For the present review, neotropical big felines found in Brazilian territory were considered, such as jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) and found in Brazilian zoos as tiger (*Panthera tigris*) and lion (*Panthera leo*). The main point when handling these cats is previous restraint of the animal, allowing the approach of the team without any risk of accidents. The physical and chemical restraints require different considerations in free living or captive animals, and many factors may influence the choice of method of restraint, route of drug administration, maintenance and procedure time. The most usual procedures that require anesthesia in these species are routine exams, dental and orthopedic procedures, placement and reapplication of medications or curatives and capture of free living animals. Protocols for these felines are varied and like those chosen for domestic species. The use of drug combinations allows the reduction of undesirable side effects and ensures greater safety for the health of the animal. Since it is difficult to determine information about the wild animal, especially free-living animal, it is necessary to use allometric extrapolation, an important tool for calculating doses, based on an animal model. Anesthetic complications may be more frequently observed in exotic than domestic felines because the knowledge about pharmacodynamic and pharmacokinetics in these animals is poor.

Key-words: wild animals; chemical restraint

## 1. Introdução

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, 2003).

A anestesia em felinos selvagens é usada para a 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), pois se tratam de animais de comportamento difícil de dominar frente à presença humana (ALBUQUERQUE, 2016). Frequentemente são necessários equipamentos especializados e de longa distância que possibilitem a injeção intramuscular de fármacos a fim de se evitar acidentes para a equipe (GUNKEL E LAFORTUNE, 2007).

O histórico desses pacientes só é conhecido quando o animal pertence a um cativeiro ou é monitorado em vida livre, e o exame físico é frequentemente restrito a uma avaliação visual (EPSTEIN et al., 2002). Com isso, devido à incapacidade de realizar avaliação pré-anestésica completa, há maior chance de respostas e complicações imprevistas ocorrerem (GUNKEL E LAFORTUNE, 2007). Por isso, 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, 2003).

O objetivo do presente trabalho foi reunir as informações contidas na literatura a respeito do funcionamento da anestesia em felinos selvagens, suas considerações e complicações, incluindo as espécies de grandes felinos mais comumente encontradas no território brasileiro, sendo eles: *Panthera onca* (onça pintada), *Panthera leo* (leão), *Panthera tigris* (tigre) e *Puma concolor* (onça parda).

## 2. Considerações fisiológicas

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 fisiológicos e anatômicos nesses animais são similares aos de felinos domésticos, bem como as considerações anestésicas (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

As diferenças notadas em grandes felinos, quando comparadas aos pequenos domesticados, são o comportamento muitas vezes mais agressivo, a força da mordida e a maior susceptibilidade ao estresse com a presença humana (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Os parâmetros fisiológicos das principais espécies de grandes felinos selvagens estão apresentados nos Quadros 1 e 2, com suas respectivas referências.

### QUADRO 1. Massa corpórea média de espécies de grandes felinos selvagens

<b>Espécie</b>	<b>Massa corpórea</b>	<b>Fonte</b>
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) e LARICCHIUTA (2014)

## 3. Avaliação pré-anestésica

Toda intervenção anestésica precisa antes ser planejada com cautela. Para isso, é necessário realizar a avaliação pré-anestésica, na qual algumas considerações serão tomadas quanto ao estado fisiológico do paciente, espécie, duração e tipo de procedimento, escolha dos fármacos e o custo (MASSONE, 2003). Também é preciso levar em consideração a acessibilidade ao animal (vida

**QUADRO 2.** Parâmetros fisiológicos de espécies de grandes felinos selvagens

<b>Espécie</b>	<b>FC (bpm)</b>	<b>FR (rpm)</b>	<b>T (°C)</b>	<b>Fonte</b>
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) e LARICCHIUTA (2014)

livre ou em cativeiro), peso, comportamento, jejum prévio, fatores ambientais e a disponibilidade de equipamentos, fármacos e equipe, ao se trabalhar com animais silvestres (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

O histórico de espécies selvagens frequentemente é desconhecido, especialmente animais de vida livre. Dessa forma, antes da contenção não é possível determinar o seu peso exato e, portanto, é necessário estimar o peso médio para a realização dos cálculos das doses (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A condição fisiológica do animal pode ser obtida por meio de exame físico prévio, avaliação cardíaca e hemograma. No entanto, para animais selvagens, a aproximação torna-se difícil e perigosa tornando a avaliação pré-anestésica limitada e, muitas vezes, ausente. Há relatos de felinos treinados a permitir a coleta de sangue pela veia caudal por meio de reforço positivo, o que facilita o trabalho do veterinário e a avaliação correta da condição do animal, como mostrado na Figura 1. 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 E LAFORTUNE (2007)

Quanto ao comportamento, animais agressivos e facilmente estressados exigem doses maiores e tendem a ter mais complicações cardiovasculares e metabólicas durante um evento estressante. Nesses casos, Gunkel e Lafortune (2007) indicam o uso de sedativos orais como acepromazina, midazolam ou medetomidina, reduzindo os riscos de hipertermia, hipotensão, hipertensão ou arritmias.

O jejum prévio à aplicação de fármacos deve ser realizado a fim de evitar aspiração do conteúdo caso haja êmese, efeito colateral comum de alguns fármacos. O tempo de jejum ideal para grandes felinos é de 12 a 24 horas para animais em cativeiro sendo que a água não precisa ser removida. No entanto, é preciso ter atenção para que não ocorra acidentes como afogamento durante a indução anestésica dentro do recinto. Para animais de vida livre em que o jejum pode ser impossível, é preciso considerar as reações aos fármacos agonistas alfa-2 como xilazina ou medetomidina, que induzem vômito ou regurgitação (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).



#### 4. Contenções física e química

Em algum momento da vida dos animais cativos, haverá a necessidade de serem contidos e anestesiados. No entanto, como animais selvagens estão mais sujeitos à estresse e lesões durante o evento de captura, a contenção pode acabar se tornando um procedimento perigoso quando comparado aos animais domésticos (CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

A contenção física baseia-se no emprego de equipamentos e gaiolas a fim de restringir a movimentação do animal e vem sendo substituída pela contenção química nas capturas e imobilizações por ser mais rápida, eficiente e de fácil aplicação. A contenção química implica no emprego de fármacos tranquilizantes, hipnóticos ou anestésicos, e é útil na captura de animais agressivos ou muito estressados (WOZENCRAFT, 2005 apud CHAVES; ABIMUSSI, 2015). Portanto, a contenção química de grandes felinos é importante para a obtenção de um controle seguro sobre esses animais, possibilitando a segurança destes e da equipe envolvida (CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

Existem vários métodos de captura e a sua escolha deve ser baseada na experiência da equipe, local e condições temporais, podendo o próprio método escolhido resultar em injúrias, como fraturas de dentes caninos devido à mordedura de barra de ferro de gaiolas ou traumas por quedas de árvore após o dardejamento. Portanto, a prioridade deve ser o evento anestésico mais seguro tanto para a equipe quanto para o animal (DEEM, 2004). Os equipamentos de contenção servem como uma extensão da mão humana e permitem o alcance à longa distância com segurança ao animal (WOZENCRAFT, 2005 apud CHAVES; ABIMUSSI, 2015). É importante que, antes do procedimento de imobilização, todos os equipamentos sejam vistoriados, assegurando seu correto funcionamento (TURNER; ANTON, 1977 apud CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

O médico veterinário responsável pela imobilização de um grande felino deve estar atento à saúde do animal desde o momento da administração do fármaco até sua completa recuperação. Também é responsável por manejar, monitorar os parâmetros fisiológicos e responder as emergências durante o

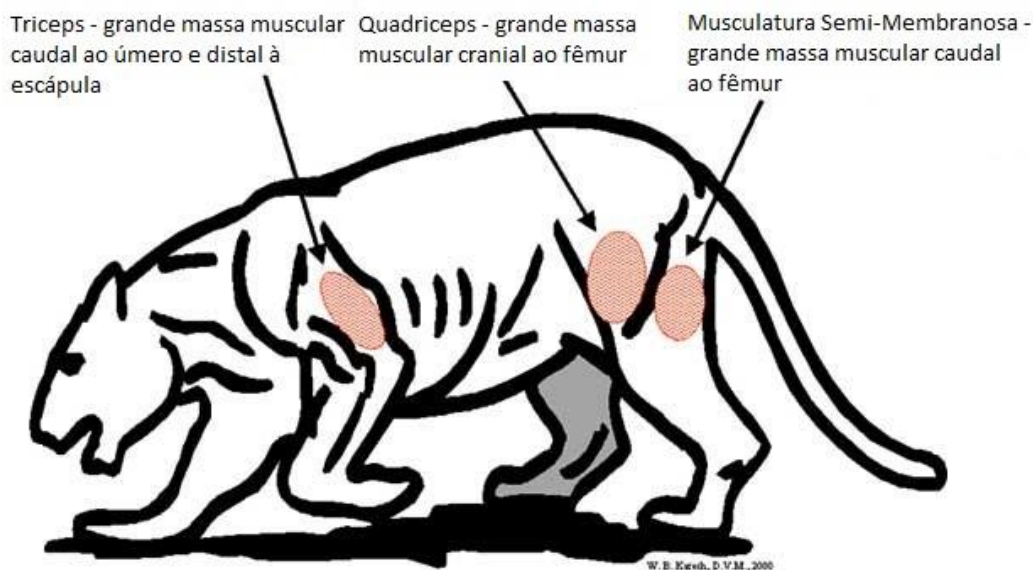
procedimento. A aproximação do peso do animal quando este não é conhecido deve ser realizada através do conhecimento dos valores padrões da espécie (TURNER; ANTON, 1997 apud CHAVES; ABIMUSSI, 2015; DEEM, 2004).

#### **4.1. Métodos de contenção física**

Vários métodos de captura de um grande felino selvagem podem ser empregados, seja em vida livre ou em cativeiro. Para animais de vida livre, existem relatos do auxílio de cães para manter o felino em árvores para dardejamento. No entanto, Deem (2004) recomenda que este método não seja utilizado para alturas acima de 5 metros a fim de evitar quedas traumáticas ao lançamento do dardo. Há relatos também do 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).

O dardejamento tem como vantagens a administração segura do fármaco para o operador, redução do estresse e a possibilidade de imobilização à distância, porém, podem ocorrer erros na aplicação levando a múltiplos dardejamentos e maior chance de traumas ou fraturas (MELTZER, 1999; NIELSEN, 1999 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Os dardos remotos são comumente utilizados para felinos acima de 20 kg (MCKENZIE, 1993; NIELSEN, 1999 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007), principalmente selvagens de vida livre. 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 na Figura 1.

Os dardos podem ser lançados através de zarabatanas ou armas de fogo adaptadas, como pistolas pneumáticas (mostrada na Figura 3), dependendo da distância e com controle da velocidade de lançamento, prevenindo trauma excessivo e fraturas (MELTZER, 1999 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).



**Figura 2.** Locais de aplicação de dardos anestésicos. Fonte: Adaptado de DEEM (2004)



**Figura 3.** Pistola pneumática. Fonte: Acervo pessoal

A zarabatana é um instrumento de propulsão de dardo que funciona pelo deslocamento do ar dos pulmões em forma de sopro em uma das extremidades do equipamento (HOSSEPIAN, 2000 apud MATTOS et al., 2006). Tem como vantagens sua confecção rentável, método silencioso, boa velocidade de projétil, menor possibilidade de trauma de impacto, fácil fabricação e alcance do dardo de 10 a 15 metros (MATTOS et al., 2006). Por outro lado, a pistola pneumática desloca o dardo por meio de gás pressurizado, podendo possuir alcance de 15 a 25 metros (MATTOS et al., 2006). O tamanho do dardo limita a quantidade de volume do fármaco a ser injetado, geralmente 3 a 5 mL (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). É importante que os fármacos sejam suficientemente concentrados de modo a

administrar volumes menores que 3 mL, diminuindo o risco de traumas e aumentando a precisão de lançamento do dardo (CAULKETT; ARNEMO, 2007 apud CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

A sedação oral é um método pouco confiável devido a sua forma de absorção ser menos previsível, o que faz seu uso perigoso como único agente de indução para felídeos selvagens. Desta forma, é mais utilizado como uma pré-medicação, minimizando o estresse do dardejamento (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). De acordo com Gunkel e Lafortune (2007), felídeos em cativeiro podem ser condicionados a receber injeções intramusculares e intravenosas de forma voluntária. Este método é vantajoso pelo menor estresse, indução suave e menor requerimento de anestésico, além da aproximação do veterinário não se tornar uma ameaça, possibilitando monitorações posteriores à recuperação. Tal método deve ser encorajado nas instituições de cativeiro, exigindo tempo dos treinadores, rotinas de treinamento e animais dispostos a participar da rotina (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

## **4.2. Métodos de contenção química**

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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

### **4.2.1. Cetamina**

O cloridato de cetamina é classificado como anestésico dissociativo e requer doses altas (11 a 44 mg/kg) quando utilizada sem associação (THURMON et al., 1996 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Segundo Swan (1993), citado por 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 (CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

Relatos revelam efeitos colaterais causados pelo uso isolado da cetamina, como salivção excessiva, convulsões, estímulo cardiovascular, catalepsia e recuperação agitada (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; CHAVES; ABIMUSSI, 2015). Assim sendo, é indicado a associação da cetamina com outros fármacos, como os agonistas alfa-2 adrenérgicos, benzodiazepínicos ou opioides, a fim de promover redução da dose anestésica de cetamina e diminuição de seus efeitos colaterais. 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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

#### **4.2.1.1. Associação de cetamina com agonistas alfa-2 adrenérgicos**

A combinação de anestésicos dissociativos com agentes agonistas alfa-2 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 E BRUNSON, 2013 apud ALBUQUERQUE et al., 2016).

##### **4.2.1.1.1. Medetomidina**

A associação da cetamina com medetomidina é relatada para a maioria das espécies de felinos exóticos como uma escolha confiável de contenção química (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). 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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; FYUMAGWA et al., 2012). Possui também, como vantagens, recuperação suave, bom plano anestésico, analgesia, possibilidade de reversão da medetomidina pelo atipamizole, diminuição da dose de cetamina e baixo requerimento para dardo (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Também há relatos sobre seu ótimo miorre relaxamento e arreflexia em altas doses, segundo Massone (2003). Possui rápida absorção e distribuição lipofílica com pico de concentração entre 10-15 minutos (CHAVES; ABIMUSSI, 2015). Pode-se notar, como desvantagens, efeitos colaterais de agonistas alfa-2, como vômito na indução,

alterações cardiovasculares como vasoconstrição periférica, mucosas pálidas, difícil visualização de veia, leitura falsa de oxímetro de pulso e, frequentemente, hipertensão severa, bradicardia, bradiarritmias, baixo débito cardíaco, depressão respiratória leve a moderada, alto débito urinário e sensibilidade à estímulo sonoro (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; 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.

#### **4.2.1.1.2. Detomidina**

Estudo realizado por Albuquerque (2016) demonstrou que 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 (JALANKA E ROEKEN 1990, HOOGESTEIJN et al., 1996, KREEGER, 1996, HARRISON et al., 2011 apud 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.

#### **4.2.1.1.3. Xilazina**

A combinação de cetamina com xilazina 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). Alguns clínicos preferem administrar o agonista alfa-2 com midazolam e, 10

minutos após, aplicar cetamina, diminuindo a chance de convulsões (CURRO, 2002 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). A fim de manutenção, o agonista alfa-2 não deve ser utilizado como suplemento para longos procedimentos e sim, recomenda-se a cetamina em casos de excitação transoperatória (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). No entanto, 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. 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).

Em estudo realizado por Curro (2004), comparou-se o uso da associação de cetamina e midazolam com xilazina ou medetomidina, em tigres siberianos (*Panthera tigris altaica*). O estudo revelou que ambos protocolos são de uso seguro e eficiente em tigres siberianos, contudo o protocolo com medetomidina permitiu menores volumes, além de ter diminuído os tempos de indução e recuperação após o reversor (CURRO et al., 2004).

#### **4.2.1.2. Associação cetamina com midazolam**

Esta combinação é utilizada para grandes felinos debilitados e promove anestesia suave com boas funções cardiorrespiratórias e efeitos miorrelexante e anticonvulsivante, o que reduz a hipertonicidade muscular. É recomendada para casos de suspeita de doenças sistêmicas severas, cardiovasculares ou neurológicas devido a sua ampla margem de segurança (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). O midazolam também fornece tranquilização e hipnose, além de possuir rápidas absorção e eliminação (CHAVES; ABIMUSSI, 2015).

De acordo com Klein e Klide (1989), citados por Gunkel e Lafortune (2007), o midazolam é o fármaco de escolha para injeções intramusculares em virtude de sua boa hidro e lipossolubilidade, enquanto que o diazepam deve ser

reservado para injeções intravenosas. 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).

#### **4.2.1.3. Associação cetamina com midazolam e butorfanol**

A vantagem desta associação é utilizar três fármacos com doses mais baixas, sendo que o butorfanol fornece efeito sedativo e analgesia preventiva (THURMON et al., 1996 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). O baixo volume da combinação permite que caiba em um único dardo, se utilizadas maiores concentrações dos fármacos. Esta combinação é recomendada para felinos debilitados, geriátricos ou jovens, mas pode gerar imobilização inadequada para animais saudáveis (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). 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., 1996 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

#### **4.2.2. Tiletamina e zolazepam**

O zolazepam é um benzodiazepínico que possui ação anticonvulsivante e miorrelaxante, que quando em associação com a tiletamina, 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 (SMELLER et al., 1996 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; JACQUIER et al., 2006). 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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; JACQUIER et al., 2006). Fyumagwa (2012) citou que leões (*Panthera leo*) imobilizados com essa combinação demoraram cerca de cinco horas para se recuperarem.

Existem relatos de que essa associação pode causar convulsões, ataxia e até morte súbita em tigres (*Panthera tigris*), dentro de dois a quatro dias após o evento anestésico, sendo contraindicada nesta espécie (CURRO, 2002; WACK, 2003 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Sinais similares foram observados



também em leões africanos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). No entanto, 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. Adicionalmente, para Kreeger e Armstrong (2010), o uso dessa associação possui os mesmos riscos anestésicos que outros protocolos e, portanto, ressaltaram que a contraindicação deste protocolo para tigres pode ser falsa até que estudos aprofundados comprovem tal fato.

Esta combinação, com ou sem adição de xilazina ou medetomidina, possui como vantagens a diminuição do requerimento de tiletamina e zolazepam, recuperação mais suave e volume final adequado para uso em dardos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; JACQUIER, et al., 2006). 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 Taylor (1998), citado por Gunkel e Lafortune (2007), a cetamina (7 mg/kg) e a tiletamina/zolazepam (0,9 mg/kg) são recomendadas para imobilização de onça da Flórida (*Puma concolor coryi*) de vida livre.

#### **4.2.3. Medetomidina, butorfanol e midazolam**

A combinação butorfanol-medetomidina-midazolam resulta em contenção química estável com boa analgesia e relaxamento muscular, e duração mínima de 40 minutos. É totalmente reversível com o uso de atipamizole, naltrexone e flumazenil, sendo indicada para procedimentos no campo e animais com doenças renais ou hepáticas (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; WENGER et al., 2010). Pode apresentar efeitos colaterais como bradicardia, hipertensão, hipoventilação, hipoxemia, hipo ou hipertermia e acidose metabólica (WENGER et al., 2010). A medetomidina pode ocasionar hipertensão severa e ocasionais bradiarritmias, podendo ser revertida pelo atipamizole.

Embora em procedimentos no campo seja vantajoso a reversão, em cativeiro, a sedação e analgesia do midazolam e butorfanol podem beneficiar o

paciente e não devem ser revertidos. Caso a anestesia tenha de se prolongar por mais 30 minutos, utiliza-se fármacos de suplementação como cetamina, propofol ou anestésico inalatório, como o isofluorano (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

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 (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.

### **4.3. Reversores**

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). Em algumas situações, o reversor se faz necessário para controlar efeitos colaterais negativos que trazem risco à saúde do animal no pré, trans ou pós-operatório.

#### **4.3.1. Antagonistas alfa-2 adrenérgicos**

Os agonistas alfa-2 podem ser revertidos de acordo com sua especificidade por receptores alfa 1 ou 2. Os principais reversores de fármacos agonistas alfa-2 são o atipamizole, a ioimbina e a tolazolina.

O atipamizole é o reversor de eleição 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) (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Doses menores podem ser utilizadas após longo procedimento, visto que a medetomidina já foi parcialmente metabolizada. No entanto, o atipamizole deve ser usado com precaução em pacientes neurológicos, pois pode aumentar a pressão intracraniana e estimular o sistema nervoso central (KEEGAN et al., 1995 apud GUNKEL; LAFORTUNE,

2007). Seu uso intravenoso não é recomendado, visto que pode gerar efeitos excitatórios e também taquicardia e hipotensão (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Ioimbina não deve ser utilizada como antagonista da medetomidina devido aos seus efeitos colaterais como ataxia e re-sedação (JALANKA E ROEKEN, 1990 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A ioimbina e a tolazolina podem reverter a xilazina pela sua especificidade alfa 1 e alfa 2. A ioimbina pode ser usada na dose de 0,04 a 0,3 mg/kg, por vias intramuscular ou intravenosa (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). De acordo com Deem (2004), a ioimbina deve ser administrada na dose de 0,125 mg/kg IM e pelo menos 30 minutos após a administração de cetamina, se esta estiver presente no protocolo, que é o tempo para sua completa metabolização. A tolazolina pode ser empregada na dose de 0,5 a 2,0 mg/kg, intramuscular ou intravenoso, mas é raramente usada devido a sua baixa especificidade e efeitos colaterais, como excitação do sistema nervoso central, salivação e tremor muscular (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). O uso do atipamizole para reverter a xilazina não é recomendado por causar hiper excitação e estado de alerta em excesso, além de re-sedação transitória de duas a quatro horas após reversão (KLEIN, 1989 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

#### **4.3.2. Antagonistas opioides**

Existem relatos de três principais reversores opioides: naloxone, naltrexone e nalmefene. O naloxone é um antagonista de receptores mu e pode ser utilizado na dose de 0,002 a 0,04 mg/kg, intramuscular ou intravenoso. O naltrexone atua em receptores mu, kappa e gama e promove vantagens em comparação ao naloxone, como ação mais prolongada e viabilidade pela via oral, podendo ser administrado na dose de 0,05 a 0,25 mg/kg, intramuscular (IM) ou intravenoso (IV). O nalmefene pode ser administrado na dose de 0,03 mg/kg (IV), possui preferência por receptores mu e é mais potente e duradouro do que o naloxone (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

O uso de reversores opioides podem antagonizar não só os efeitos do fármaco utilizado, mas também o sistema de opioides endógenos, o que pode levar

a hiperalgesia, hipersensibilidade e alterações comportamentais. Ao fim do evento anestésico em felinos, os opioides são raramente revertidos a fim de promover sedação leve e manejo da dor pós-operatória (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

#### **4.3.3. Antagonistas benzodiazepínicos**

Um dos principais reversores benzodiazepínicos relatados é o flumazenil, 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. Seu uso é relatado como ineficaz, visto que não foi observada a melhora na recuperação em felinos domésticos e a impressão de que possui uma meia vida curta em gatos, de acordo com Ilkiw (2002). Além disso, seu alto custo torna seu uso proibitivo (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). De acordo com Deem (2004), o flumazenil pode ser administrado como reversor do zolazepam, componente do telazol, de forma intramuscular, assim que todos os procedimentos tenham sido realizados. A dose indicada é de 1 mg de flumazenil para cada 40 mg de telazol. O flumazenil deve ser aplicado após 30 minutos da injeção inicial de tiletamina para que esta seja completamente metabolizada e 30 minutos após possíveis doses adicionais de cetamina durante o procedimento.

Os benzodiazepínicos, assim como os opioides, são raramente revertidos em decorrência de possuírem curta duração, pouco efeito sedativo e por suavizarem a recuperação (ILKIW, 2002 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Porém, estudo de Walzer e Huber (2002), citado por Gunkel e Lafortune (2007), revela que o uso de reversores benzodiazepínicos melhorou e reduziu significativamente a recuperação. Outro antagonista benzodiazepínico conhecido, mas não disponível no Brasil, é o sarmazenil (0,1 mg/kg, intramuscular), utilizado como reversor do zolazepam em guepardos (WALZER E HUBER, 2002 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

#### **4.4. Extrapolação Alométrica**

A anatomia, o gasto energético para manutenção, os hábitos alimentares, a forma de reprodução e os meios de locomoção de um organismo

variam quantitativamente com o seu tamanho corporal. Dessa forma, existe uma relação tamanho-dependente dos caracteres fundamentais dos organismos com a massa corporal, denominada alometria (*alo* = diferente, *metria* = medida), descrita como uma função exponencial da massa corporal (PACHALY; BRITO, 2000; PACHALY, 2006).

Com isso, o melhor meio de comparação entre organismos dispares é a taxa de metabolismo basal, ou “custo energético mínimo”, e é a base para o processo de extrapolação alométrica (PACHALY; BRITO, 2000). Dessa forma, esse método é um meio de extrapolar doses de fármacos entre animais vertebrados de diferentes massas corporais e grupos taxonômicos, possibilitando o uso de dados farmacocinéticos e farmacodinâmicos obtidos de um “animal modelo” para a farmacoterapia de um “animal alvo”, por meio do conhecimento de suas taxas metabólicas (SEDGWICK E POKRAS 1988 apud PACHALY; BRITO, 2000; PACHALY, 2006).

Os trabalhos de Kleiber, realizados na década de 30 e 40, demonstraram a função exponencial entre a taxa metabólica basal (TMB) e a massa corporal (M) utilizando o expoente de massa 0,75 em comparações interespecíficas (FELDMAN E McMAHON, 1983; WHITERS, 1992 apud PACHALY; BRITO, 2000; PACHALY, 2006). Com isso obtém-se a fórmula do “peso metabólico” (PM), denominada a seguir (PACHALY; BRITO, 2000; PACHALY, 2006):

$$PM = M^{0,75}$$

A taxa metabólica basal é medida quando animal endotérmico encontra-se quieto, inativo, não digerindo qualquer alimento, sem sofrer qualquer tipo de estresse e mantido sob temperatura ambiental ótima (WHITERS, 1992 apud PACHALY, J.R.; BRITO, 2000; PACHALY, 2006). A fórmula da taxa metabólica basal é expressa por uma constante teórica de proporcionalidade (K), multiplicada pela massa corporal (M) em quilogramas (kg), elevado a 0,75, como mostrado a seguir:

$$TMB = K \cdot M^{0,75}$$

Ao se dividir a taxa metabólica basal pela massa corporal do animal, pode-se obter a menor taxa metabólica por unidade de massa em animais endotérmicos, denominada taxa metabólica específica (TME) (PACHALY; BRITO, 2000; PACHALY, 2006) demonstrada a seguir:

$$TME = K.M^{0,25}$$

A constante de proporcionalidade “K” foi definida por Hainsworth (1981) como a relação entre a energia e massa para grupos de vertebrados com base em suas temperaturas corporais centrais. Portanto, a constante equivale à quantidade de quilocaloria utilizada em um período de 24 horas por espécime hipotético de 1 kg em condições de metabolismo basal. Com isso, diferentes grandes grupos taxonômicos foram agrupados em quatro categorias de acordo com suas temperaturas centrais, estabelecendo uma constante para cada, entre aves passeriformes, aves não passeriformes, mamíferos placentários e mamíferos marsupiais, monotremados e xenartros (PACHALY; BRITO, 2000; PACHALY, 2006).

Para a extrapolação de doses com base no método geral proposto por Pachaly e Brito (2000), calcula-se inicialmente a taxa metabólica basal do “animal modelo” e do “animal alvo”. O “animal modelo” deve possuir massa conhecida e dados científicos de referências confiáveis na literatura sobre a dose recomendada do fármaco a ser administrado. Em seguida, divide-se a dose (em mg total) do “animal modelo” pelo valor de sua TMB, obtendo-se a dose em mg/kcal indicada (dose-TMB modelo). Sequencialmente, multiplica-se esse valor pela TMB do “animal alvo”, resultando no valor da dose total em mg a ser administrada ao “animal alvo”. Também é possível estabelecer a dose em mg/kg, bastando multiplicar o valor resultante da dose total em mg pelo peso em kg do “animal alvo” (PACHALY; BRITO, 2000; PACHALY, 2006).

De modo geral, animais de menor porte recebem doses maiores de fármaco do que animais de maior massa corpórea. Isso ocorre devido à diferença na velocidade com que metabolizam o fármaco, sendo rápida no animal menor e lenta no maior (PACHALY, 2006). No entanto, em estudo realizado por Carregaro

**QUADRO 3.** Valores para a constante K

Grupos taxonômicos		Valor de K	Temperatura corporal média
Mamíferos	Marsupiais (metatérios)	49	35 °C
	Placentários (eutérios)	70	37 °C
Aves	Não passeriformes	78	40 °C
	Passeriformes	129	42° C

Fonte: PACHALY (2006)

et al. (2016) revelou que as doses calculadas com método de extrapolação alométrica de felinos domésticos para felinos selvagens não foram suficientes. Conseqüentemente, a duração da anestesia foi curta, exigindo doses suplementares de anestésico e colocando a equipe em risco. Tal evento foi relacionado ao estresse enfrentado pelo felino no momento da contenção e administração dos agentes anestésicos, ainda que por meio de dardejamento. Dessa forma, o estudo concluiu que a extrapolação alométrica, por meio da taxa metabólica basal e expoente 0,75 padrão foi ineficiente para o cálculo de doses em felinos selvagens (CARREGARO et al., 2016).

Dessa forma, a extrapolação alométrica interespecífica pode ser uma ferramenta matemática segura e muito eficaz, se empregada com perspicácia clínica, habilidade e cautela na seleção de animais-modelos e doses-modelo, respeitando as particularidades fisiológicas das classes zoológicas (PACHALY, 2006).

### **5. Analgesia e bloqueios locais**

A analgesia traz consigo benefícios como recuperação mais rápida, prevenção de automutilação e rápido retorno à alimentação. Muitos fármacos não possuem efeitos analgésicos, devendo, portanto, serem combinados, como os agentes inalatórios. Com isso, podem ser adicionados fármacos com propriedades analgésicas, tais como opioides, anti-inflamatórios não esteroidais, cetamina, agonistas alfa-2 e anestésicos locais (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Os opioides a serem utilizados são: buprenorfina, hidromorfina, oximorfina, morfina, metadona, meperidina, fentanil, butorfanol e tramadol (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). De acordo com Robertson (2005), citado por Gunkel e Lafortune (2007), estudos recentes em gatos domésticos concluíram que doses analgésicas apropriadas promovem efeitos colaterais limitados, como salivação, midríase e hipertermia, e menos alterações comportamentais, evitando efeitos excitatórios atribuídos ao uso de altas doses.

A buprenorfina tem mostrado efeitos superiores aos outros opioides, com menos efeitos colaterais, longa duração e boa absorção oral e intravenosa (ROBERTSON E LASCELLE, 2005 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Os autores Robertson e Lascelle (2005) relataram o uso rotineiro na dose de 0,01 a 0,02 mg/kg em casos clínicos trans e pós-operatório em felinos não domésticos cativos. A oximorfona e hidromorfona são utilizadas na dose de 0,05 a 0,1 mg/kg, intravenoso ou intramuscular, e promovem boa analgesia para dores severas como fraturas, sendo a oximorfona considerada superior à hidromorfona por causar menos efeitos colaterais (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). A morfina pode causar efeitos como excitação, especialmente em felinos, e também depressão respiratória e estimular o vômito. Com isso, a morfina tem sido substituída por seus derivados sintéticos, mais potentes e seguros (MASSONE, 2003). A metadona possui o dobro a potência da morfina e também, menor ação sedativa (MASSONE, 2003). O fentanil promove boa analgesia, porém, de curta duração e pode ser fornecido em bolus de 2 a 5 mcg/kg, seguido de infusão contínua em 0,1 a 0,3 mcg/kg/minuto (GALLOWAY et al., 2002 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). O butorfanol promove boa analgesia para dores viscerais e não promove alterações comportamentais além da sedação. Pode ser fornecido na dose de 0,1 a 0,4 mg/kg, intramuscular ou intravenoso, adicionado ao protocolo juntamente com outros fármacos com propriedades analgésicas, visto que possui curta duração. O tramadol ainda não possui estudos aprofundados em felinos exóticos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Os anti-inflamatórios não esteroidais (AINEs) são amplamente considerados, visto que além de possuírem propriedades anti-inflamatórias, também fornecem analgesia por longos períodos (ROBERTSON, 2005 apud



GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). No entanto, seus efeitos colaterais, tais como ulcerações gastrointestinais, nefropatias e comprometimento da coagulação, tornam seu uso recomendado para curto período com monitoração do paciente. Os AINEs mais comumente utilizados em felinos são meloxicam, carprofeno e cetoprofeno, com doses extrapoladas de felinos domésticos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

O meloxicam é recomendado para felinos exóticos na dose de 0,2 a 0,3 mg/kg, subcutâneo ou oral, por no máximo três dias, a cada 24 horas. Estudos indicam que pode ser utilizado em felinos exóticos de forma mais prolongada, ao contrário do preconizado para felinos domésticos, em doses de 0,03 a 0,1 mg/kg, via oral, três vezes por semana, devendo o paciente ser monitorado. Já o carprofeno é recomendado na dose de 2,0 a 4,0 mg/kg por via intramuscular, intravenosa ou oral como dose única trans operatória. O cetoprofeno é recomendado na dose de 1,5 a 2,0 mg/kg pelas vias intramuscular, intravenosa ou subcutânea (GALLOWAY et al., 2002 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007) e tem mostrado boa eficácia em felinos domésticos, com farmacocinética bem elucidada (LESS et al., 2003 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A cetamina fornece analgesia via antagonismo de receptor NMDA em doses baixas e pode ser administrada, em bolus, nas doses de 0,5 a 2,0 mg/kg e, posteriormente, em infusão contínua na taxa de 10 a 40 mcg/kg/minuto, caso não esteja incluída no protocolo inicial (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Os agonistas alfa-2 adrenérgicos podem oferecer boa analgesia, no entanto, também trazem consigo efeitos colaterais cardiovasculares (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

### **5.1. Técnicas de bloqueio local**

As técnicas de anestesia local não são utilizadas com tanta frequência em felinos exóticos quanto nos domésticos, apesar de serem vantajosas pela redução do requerimento de anestésico sistêmico. Podem ser utilizados como anestesia tópica, infiltrativa ou regional (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

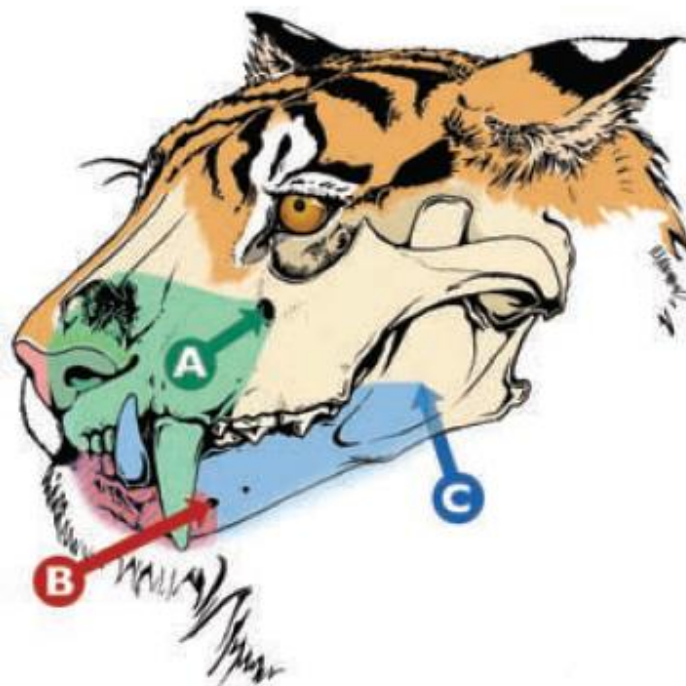
Em felinos cativos é comum procedimentos odontológicos em decorrência de traumas ou doenças periodontais e raros procedimentos oftálmicos

e otológicos. Nesses casos, faz-se necessário o uso de bloqueios regionais de nervos da cabeça, promovendo a anestesia local como mostrado na Figura 3. 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) citado por GUNKEL E LAFORTUNE (2007). A aplicação pode ser realizada para anestesia do nervo infraorbitário através do forame de mesmo nome, visando dessensibilização da arcada dentária superior, e para o nervo alveolar inferior, através dos forames mentoal ou mandibular, objetivando a arcada dentária inferior (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Para procedimentos oftálmicos, o colírio de prilocaína leva à analgesia tópica corneana por 2 a 3 horas. Em enucleação, realiza-se a anestesia retrobulbar com o bloqueio do nervo óptico com a mesma técnica realizada em gatos domésticos. Em procedimentos otológicos, pode-se realizar o bloqueio dos nervos auriculotemporal e auricular (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A técnica da anestesia local epidural para grandes felídeos é similar à de gatos domésticos, com bloqueio no espaço intervertebral entre a sétima vértebra lombar (L7) e a primeira vértebra sacral (S1). Os fármacos geralmente relatados são morfina (0,1 a 0,3 mg/kg) associada à bupivacaína (0,3 mg/kg) ou 1 ml a cada 5 kg, não excedendo o volume total de 6 a 9 ml (TORSKE; DYSON, 2000 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). O efeito analgésico tem duração de 8 a 12 horas e o bloqueio dura de 1 a 4 horas. Para a técnica epidural da região torácica, abdominal ou dos membros torácicos, o protocolo requer morfina (0,1 a 0,3 mg/kg) e solução salina a 1 ml para cada 4,5 kg (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Também pode-se realizar o bloqueio do plexo braquial para procedimentos ortopédicos no membro torácico, no entanto, é raramente utilizado em animais exóticos devido ao receio de causar disfunção da movimentação do membro. Para evitar tal acidente, deve-se fazer o uso de localizador neuromuscular. Os volumes preconizados para o bloqueio são de 1 mL a cada 5 kg de lidocaína a 2% ou 1 mL a cada 5 kg de bupivacaína (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Para procedimentos na região mais distal do membro torácico, pode-se realizar o bloqueio do nervo radial com aplicação subcutânea na superfície



**Figura 4.** Locais de aplicação de bloqueios regionais dos nervos da cabeça. Fonte: GUNKEL E LAFORTUNE (2007)

dorsomedial do carpo. Anestesia infiltrativa local em ambas regiões do carpo, bloqueará o ramo dorsal e palmar do nervo ulnar e mediano (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

## 6. Indução e manutenção anestésica

A indução anestésica nada mais é do que o período de transição entre o estado de consciência para o de inconsciência, por meio da aplicação de um agente indutor. Os anestésicos indutores são aplicados, em sua maioria, de forma intravenosa, necessitando, portanto, o acesso vascular venoso. 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 vasoconstrição causada pela administração de agentes agonistas alfa-2 pode dificultar ainda mais o procedimento em grandes felinos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Após a aplicação do agente indutor, é fundamental checar a resposta a estímulos físicos (movimento de orelha), antes de se aproximar do felino. Após garantir a segurança, a avaliação das frequências cardíaca e respiratória, temperatura, coloração da mucosa e tempo de preenchimento capilar deve ser realizada imediatamente e, depois, a cada 5 a 15 minutos. Também é preciso reduzir os estímulos luminosos e auditivos com venda para os olhos e algodão no conduto auditivo. Quanto à mordaca, seu uso não é recomendado devido ao risco de aspiração durante regurgitação e obstrução das vias aéreas pela língua (NIELSON, 1999 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). A fluidoterapia pode ser iniciada no momento da indução anestésica e segue os mesmos princípios que para felinos domésticos (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

Na intubação, o mesmo protocolo para felinos domésticos é considerado, podendo ser realizada em decúbito lateral ou esternal. Após a adequada indução anestésica, a abertura da boca pode ser realizada por meio de tiras de gazes, cordas, fitas ou toalhas e um abridor de boca pode ser colocado a fim de evitar acidentes por mordedura. Para felinos selvagens, assim como para domésticos, é necessária a aplicação tópica de lidocaína nas aritenóides para evitar broncoespasmo e/ou laringoespasmo pela introdução da sonda. Após a inserção e fixação da sonda, o balonete deve ser inflado com segurança para não causar necrose por pressão ou ruptura traqueal (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

### **6.1. Propofol**

O propofol é um agente anestésico geral injetável não barbitúrico sem propriedades analgésicas que deve ser administrado por via intravenosa e lenta, de forma a evitar a hipotensão e depressão respiratória. 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 pode ser utilizado em substituição ao isoflurano como agente de manutenção, ou em substituição à suplementação de cetamina para animais com doenças renais ou hepáticas. No entanto, se administrado repetidas vezes e por vários dias, o propofol 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).

## **6.2. Agentes inalatórios**

Os anestésicos inalatórios, como isoflurano, sevoflurano e halotano, são recomendados para procedimentos longos e invasivos. 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 apud ALBUQUERQUE, 2015). O sevoflurano promove estabilidade cardiovascular e proteção miocárdica contra catecolaminas (HIKASA et al., 1997 apud ALBUQUERQUE, 2015). 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. Os fármacos de indução geram nível de sedação profundo inicial e, portanto, a manutenção com o gás anestésico pode ser baixa inicialmente, variando de 0,5% a 1% para o isoflurano e de 0,5% a 2% para o sevoflurano, sendo necessário elevar a concentração do halogenado conforme os agentes indutores são metabolizados (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

## **7. Monitoração anestésica**

Durante o procedimento de contenção química, é preciso que se monitore os parâmetros fisiológicos a cada cinco a dez minutos para que se

mantenha um plano anestésico seguro e evite complicações, tomando as medidas necessárias conforme alterações nos parâmetros. Com isso, são inclusos na monitoração, a observação da presença de reflexos palpebrais, bem como a condição da pupila (midríase ou miose), o tempo de preenchimento capilar (TPC) e coloração da mucosa oral, a frequência e o tipo de respiração (abdominal e/ou torácica; profunda ou superficial), a frequência e ritmo cardíacos, oximetria de pulso (SpO<sub>2</sub>), capnometria (ETCO<sub>2</sub>), aferição das pressões arterial sistólica, média e diastólica, temperatura 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 oximetria de pulso possui uma probe que pode ser colocada na orelha, língua ou vulva em fêmeas, e prepúcio em machos. Sua leitura não é confiável quando há vasoconstrição periférica, como em casos de hipotermia e uso de agonistas alfa-2, anemia e membrana mucosa seca. Falsas análises devem ser verificadas com gasometria (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A capnometria pode ser medida através de um capnógrafo, que dará o valor em gráfico de ETCO<sub>2</sub> e CO<sub>2</sub>, isto é, o padrão respiratório e ventilação. Pode ser utilizada acoplada ao tubo endotraqueal ou adaptador nasal quando não entubado. Os parâmetros normais vão de 30 a 50 mmHg, devendo-se ventilar o animal quando os valores estiverem acima de 55 mmHg para ETCO<sub>2</sub> ou quando a PaCO<sub>2</sub> estiver acima de 60 mmHg (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A pressão arterial pode ser medida de modo direto por meio da colocação de cateter nas artérias pedal dorsal, lingual, femoral ou coccígea, ou de modo indireto, pode métodos de Doppler ou oscilométrico. O método direto é mais preciso e permite a coleta de sangue arterial para gasometria. O Doppler, como medida pelo método indireto, é portátil e fornece informações sobre frequência cardíaca, ritmo cardíaco, força de pulso e regularidade. A pressão sistólica pode ser medida com manômetro portátil conectado a um manguito colocado acima do “cristal de Doppler”. O tamanho do manguito utilizado para grandes felinos é o mesmo que para humanos e é colocado no membro torácico ou na base da cauda. 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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; CURRO et al., 2004).

A análise de gases eletrólitos sanguíneos avalia o estado metabólico e respiratório do paciente. Alterações nos eletrólitos e nos valores de BE (*base excess*) foram observados em algumas espécies de felinos exóticos e precisa de atenção especial (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). Por fim, o eletrocardiograma (ECG) pode ser obtido por monitor portátil e avalia a atividade elétrica do coração, mas não a atividade mecânica. Com ele, é possível diagnosticar arritmias, taquicardias ou bradicardias, permitindo seu tratamento apropriado (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

## **8. Complicações**

Apesar da segurança considerável dos agentes anestésicos, emergências podem ocorrer mesmo nas melhores circunstâncias. 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). Deem (2004) relatou, entre as emergências anestésicas mais comuns em onças

pintadas de vida livre, 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, segundo Deem (2004), são atropina, diazepam, dexametasona, dexapran, epinefrina, solução ringer lactato e bicarbonato de sódio. Os fármacos devem ser administrados pelas vias intramuscular ou intravenosa, a depender da complicação e da facilidade de acesso vascular (DEEM, 2004).

### **8.1. Alterações cardiovasculares**

Hipertensão e bradicardia são efeitos colaterais comuns dos agonistas alfa-2, podendo resultar valores de 25 a 60 bpm, sem alterações no ECG. Gunkel e Lafortune (2007) não recomendam os anticolinérgicos para tratamento da bradicardia mediada por agonistas alfa-2, mas o uso de um reversor. Mudanças no ritmo cardíaco sem relação com agonistas alfa-2 podem ser tratadas a depender da causa, como anestesia profunda, hipotermia ou doenças cardíacas. 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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; ZEILER, et al., 2013). Os anticolinérgicos devem ser reservados apenas para bradicardia não causada por agonistas alfa-2. Fibrilação atrial e complexo ventricular prematuro podem ocorrer por mudanças nos eletrólitos, hipercapnia, hipoxemia ou estímulo doloroso, e suas causas devem ser investigadas e tratadas (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). 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 coloides ou cristaloides (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).



A hipotensão é atingida quando 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 coloide ou plasma (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

A parada cardíaca é diagnosticada pela ausência de frequência cardíaca, pressão arterial baixa ou ausente, mucosas azuis a cinzas, tempo de preenchimento capilar lento (maior do que dois segundos), pupilas dilatadas, extremidades frias e perda de consciência. 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).

## **8.2. 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 ETCO<sub>2</sub> (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. A hiperventilação 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 (DEEM, 2004). O capnógrafo pode auxiliar no diagnóstico da

apneia e esta pode ser tratada pela ventilação do animal entubado, assegurando que não há vômito ou objetos estranhos bloqueando a traqueia, corrigindo o plano anestésico ou aplicando um reversor. A posição em decúbito esternal pode auxiliar e também, como Davies (1984) citado por Gunkel e Lafortune (2007) relata, a aplicação de agulha no ponto de acupuntura VG26 pode estimular a respiração. O uso do doxapram é controverso em casos de hipóxia e deve ser utilizado como último recurso (ROLL; HORSCH, 2004 apud GUNKEL; LAFORTUNE, 2007; DEEM, 2004).

### **8.3. Convulsões**

A convulsão é descrita como um distúrbio do funcionamento cerebral caracterizado por contração involuntária ou série de contrações de músculos voluntários. É diagnosticada a partir de sinais clínicos de espasmos musculares em todo o corpo ou extensão rígida dos membros (DEEM, 2004). De acordo com Epstein (2002), citado por Gunkel e Lafortune (2007), acredita-se que as convulsões ocorram quando utilizadas altas doses de cetamina ou tiletamina-zolazepam. 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). O tratamento envolve a aplicação de diazepam ou midazolam, na dose de 0,1 a 0,5 mg/kg por via intravenosa. Midazolam pode também ser administrado pelas vias intramuscular, oral, nasal ou retal. O propofol também pode ser administrado na dose de 0,2 a 1,0 mg/kg, IV, se os benzodiazepínicos não surtirem efeito (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007).

### **8.4. 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).

## **9. Recuperação**

A recuperação anestésica é o momento pós-operatório no qual ocorrerá o restabelecimento total da consciência, parâmetros fisiológicos e estação voluntária do animal. 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, 2003), com o animal posicionado em decúbito ventral ou lateral (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). De acordo com Deem (2004), a maioria das complicações anestésicas ocorrem durante a indução e a recuperação.

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 (GUNKEL; LAFORTUNE, 2007). 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. A sonda deve ser posicionada de modo que não se prenda qualquer material nos dentes ou língua do animal, como, por exemplo, o balonete. Pode-se realizar a extubação através das barras de ferro da gaiola, amarrando-se a sonda em uma corda e puxando-a quando houver sinais de superficialização (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).

Segundo Epstein (2002), a recuperação deve ser rápida, especialmente para animais de vida livre, que necessitam recuperar sua mobilidade e capacidade de se proteger de perigos.

## 10. Considerações finais

O conhecimento a respeito das considerações anestésicas em felinos selvagens é de suma importância considerando seu comportamento imprevisível (ALBUQUERQUE et al., 2016). O uso de equipamentos de dardejamento à longa distância, além de menos estressantes, são indispensáveis durante a contenção de um grande felino, seja em cativeiro ou em vida livre (MATTOS et al., 2006). Existem muitos protocolos possíveis de serem utilizados para a contenção química desses animais, entretanto, 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.

Complicações anestésicas podem ocorrer mesmo nas melhores circunstâncias devendo, portanto, o médico veterinário estar preparado para aplicações de procedimentos e fármacos de emergência nas diferentes condições, seja em centro cirúrgico ou anestesia no campo (EPSTEIN, 2002). Portanto, quando o conhecimento do procedimento anestésico em felinos selvagens é obtido, é possível obter maior segurança quanto às escolhas de técnicas e fármacos a serem utilizados dentro das condições encontradas, garantindo melhor qualidade de vida ao animal e à equipe.

## 11. Referências bibliográficas

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.

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

CARREGARO, A.B., et al. Inconsistency of allometric scaling for dissociative anesthesia of wild felids. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v. 43, p.338-342, 2016.

CHAVES, A.S.Y.R.; ABIMUSSI, C.J.X. Contenção de grandes felinos. **Alm. Med. Vet. Zoo**, v. 1, n. 1, p. 6-15, 2015.

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

DEEM, S. L. Capture and immobilization of Free-living Jaguars (*Panthera onca*). In: HEARD D. (Ed.), **Zoological Restraint And Anesthesia**. International Veterinary Information Service (www.ivis.org), New York, USA. 2004. Document n. B0183.1204.

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**, v. 72, p. 137-140, 2002.

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

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

JACQUIEL, M., et al. Reversible immobilization of Free-ranging African Lions (*Panthera leo*) with Medetomidine-tiletamine-zolazepam and Atipamizole. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 42, n.2, p. 432-436, 2006.

LARICCHIUTA, P., et al. Immobilization of captive tigers (*Panthera tigris*) with a combination of tiletamine, zolazepam and detomidine. **Zoo Biology**, v. 34, p. 40-45, 2015.

LARSSON, M. H. M. A., et al. Electrocardiographic parameters of captive lions (*Panthera leo*) and tigers (*Panthera tigris*) immobilized with ketamine plus Xylazine. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 39, n.3, p. 314-319, 2008.

MASSONE, F. **Anestesiologia Veterinária: Farmacologia e Técnicas**. 4.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 2003.

MATTOS, J.F.A., et al. Uma nova contribuição para a montagem de dardos para uso em armas pneumáticas e zarabatanas. **Bol. Med. Vet**, v. 2, n. 2, p. 15–25, 2006.

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

PACHALY, J.R. Terapêutica por extrapolação alométrica. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. (Org.). **Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária**. 1 ed. São Paulo: Roca, 2006, p. 1215-1223.

PACHALY, J.R.; BRITO, H.F.V. Emprego do método de extrapolação alométrica no cálculo de protocolos posológicos para animais selvagens. **A hora veterinária**, Porto Alegre, v. 20, n. 118, p. 59-65, 2000.

TERRY, J. K.; DOUGLAS L. A. Tigers and Telazol: The unintended evolution of caution to contraindication. **The journal of wildlife management**, v. 74, n. 6, p. 1183-1185, 2010.

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

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

ZEILER, G.E., 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, 2013.