

UNIVERSIDADE DE LISBOA

FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



COMPARAÇÃO RETROSPETIVA ENTRE IMOBILIZAÇÕES QUÍMICAS COM
MEDETOMIDINA-BUTORFANOL E MEDETOMIDINA-BUTORFANOL-QUETAMINA EM
UNGULADOS SELVAGENS EM CATIVEIRO

ANA SOFIA ANDRADE MONTEIRO FONSECA DE AZEVEDO

ORIENTADOR(A):

Doutor George Thomas Stilwell

COORIENTADOR(A):

Doutor José Manuel Chéu Limão Oliveira

TUTOR(A):

Dr.^a. Maria Da Graça Azevedo Mendes de
Oliveira Wessels

UNIVERSIDADE DE LISBOA

FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



COMPARAÇÃO RETROSPECTIVA DE IMOBILIZAÇÕES QUÍMICAS COM MEDETOMIDINA-
BUTORFANOL E MEDETOMIDINA-BUTORFANOL-QUETAMINA EM UNGULADOS
SELVAGENS EM CATIVEIRO

ANA SOFIA ANDRADE MONTEIRO FONSECA DE AZEVEDO

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutor Virgílio da Silva Almeida

VOGAIS:

Doutor George Thomas Stilwell

Doutora Lisa Alexandra Pereira

Mestrinho

ORIENTADOR(A):

Doutor George Thomas Stilwell

COORIENTADOR(A):

Doutor José Manuel Chéu Limão Oliveira

TUTOR(A):

Dr^a. Maria da Graça Azevedo Mendes De
Oliveira Wessels

2022

DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA DISSERTAÇÃO

Nome: Ana Sofia Andrade Monteiro Fonseca de Azevedo

Título da Tese ou
Dissertação: Comparação Retrospectiva de Imobilizações Químicas com Medetomidina-
butorfanol e Medetomidina-butorfanol-quetamina em Ungulados Selvagens
em Cativeiro

Ano de conclusão (indicar o da data da realização das provas
públicas): 2022

Designação do curso
de Mestrado ou de
Doutoramento: Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Área científica em que melhor se enquadra (assinale uma):

- Clínica Produção Animal e Segurança Alimentar
 Morfologia e Função Sanidade Animal

Declaro sobre compromisso de honra que a tese ou dissertação agora entregue corresponde à que foi aprovada pelo júri constituído pela Faculdade de Medicina Veterinária da ULISBOA.

Declaro que concedo à Faculdade de Medicina Veterinária e aos seus agentes uma licença não-exclusiva para arquivar e tornar acessível, nomeadamente através do seu repositório institucional, nas condições abaixo indicadas, a minha tese ou dissertação, no todo ou em parte, em suporte digital.

Declaro que autorizo a Faculdade de Medicina Veterinária a arquivar mais de uma cópia da tese ou dissertação e a, sem alterar o seu conteúdo, converter o documento entregue, para qualquer formato de ficheiro, meio ou suporte, para efeitos de preservação e acesso.

Retenho todos os direitos de autor relativos à tese ou dissertação, e o direito de a usar em trabalhos futuros (como artigos ou livros).

Concordo que a minha tese ou dissertação seja colocada no repositório da Faculdade de Medicina Veterinária com o seguinte estatuto (assinale um):

- Disponibilização imediata do conjunto do trabalho para acesso mundial;
- Disponibilização do conjunto do trabalho para acesso exclusivo na Faculdade de Medicina Veterinária durante o período de 6 meses, 12 meses, sendo que após o tempo assinalado autorizo o acesso mundial*;

* Indique o motivo do embargo (OBRIGATÓRIO)

Nos exemplares das dissertações de mestrado ou teses de doutoramento entregues para a prestação de provas na Universidade e dos quais é obrigatoriamente enviado um exemplar para depósito na Biblioteca da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa deve constar uma das seguintes declarações (incluir apenas uma das três):

- É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO INTEGRAL DESTA TESE/TRABALHO APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 25 de Julho de 2022

Assinatura: Ana Sofia Azevedo

Agradecimentos

À minha família, por todo o apoio ao longo desta grande caminhada. Aos meus pais pelo carinho e ajuda para que concretizasse o meu sonho. Ao meu irmão pela amizade e boa disposição durante estes anos. Aos meus avós pelas histórias de animais selvagens que tanto me fascinavam. Ao resto da família pelo apoio incondicional mesmo estando longe.

Ao Eduardo, pela companhia nos bons e maus momentos, pela motivação para terminar a dissertação de mestrado e perseguir os meus sonhos, por seres o meu melhor amigo e parceiro em todas as aventuras.

Ao meu orientador, o Prof. Dr. George Stilwell, e coorientador, Prof. Dr. José Limão, por me terem aceitado como orientanda, pela simpatia e disponibilidade durante a escrita desta dissertação, apesar de todos os percalços.

À minha tutora, a Dr^a. Graça Oliveira, pela aprendizagem sobre a medicina de animais selvagens e pela confiança que depositou em mim durante todo o meu estágio.

A toda a equipa do Badoça Safari Park pela forma como fui acolhida para realizar o meu estágio curricular, pela amizade, pelos momentos de diversão, pela partilha de conhecimentos, um grande obrigado. E um especial obrigado à Maria, por ter sido, para mim, um exemplo como médica veterinária.

Por último, mas não menos importante ao meu grupo de amigas da faculdade e fora dela. À Joana e à Bárbara pela amizade de mais de dez anos, que apesar da distância, nunca se perdeu. À Martinho, à Margarida, à Julie, à Rita, à Cat, à Inês, à Maf e à Anastácio por serem as melhores pessoas com quem podia ter feito esta caminhada, pelos momentos de estudo mas também de diversão, que foram essenciais para concluir esta etapa, um obrigado gigante.

“What you do makes a difference, and you have to decide what kind of difference you want to make”

COMPARAÇÃO RETROSPETIVA DE IMOBILIZAÇÕES QUÍMICAS COM MEDETOMIDINA-BUTORFANOL E MEDETOMIDINA-BUTORFANOL-QUETAMINA EM UNGULADOS SELVAGENS EM CATIVEIRO

Resumo:

No presente estudo, foram analisados registros de 53 imobilizações químicas realizadas a dez espécies de ungulados selvagens para procedimentos médicos e transporte. Em vinte e seis das imobilizações foram administrados $0,08 \pm 0,04$ mg/kg de medetomidina e de butorfanol (protocolo MB), e em vinte e sete imobilizações administrouse $0,08 \pm 0,03$ mg/kg de medetomidina, $0,09 \pm 0,04$ mg/kg de butorfanol, e $1,36 \pm 0,85$ mg/kg de quetamina (protocolo MBK), maioritariamente por injeção intramuscular à distância. Os parâmetros registados e comparados entre os protocolos incluíram os tempos de indução, de anestesia e de recuperação, a frequência cardíaca e respiratória, a temperatura retal, necessidade de doses de reforço da anestesia e de antídoto, e presença de efeitos secundários durante a imobilização. Para a reversão dos dois protocolos foi utilizado atipamezol. A mediana do tempo de indução foi significativamente menor com o protocolo MBK em comparação com o protocolo MB (8 e 14,5 min, respetivamente) ($p=0,001$). A mediana do tempo de anestesia não foi significativamente maior com o protocolo MBK em comparação com o protocolo MB (40 e 33,5 minutos, respetivamente). Verificaram-se complicações durante a imobilização com ambos os protocolos, mas significativamente mais com o protocolo MBK ($p=0,04$). Após a administração do antagonista, a mediana do tempo de recuperação das imobilizações foi igual entre os dois protocolos (4 min) tendo sido registado um caso de mortalidade no protocolo MB. Em conclusão, a utilização do protocolo MBK fornece uma indução mais rápida, porém com potencialmente mais complicações intranestésicas do que com o protocolo MB.

Palavras-chave: Imobilização; ungulados selvagens; medetomidina; butorfanol; quetamina.

RETROSPECTIVE COMPARISON OF CHEMICAL IMMOBILIZATIONS WITH MEDETOMIDINE-BUTORPHANOL AND MEDETOMIDINE-BUTORPHANOL-KETAMINE IN CAPTIVE WILD UNGULATES

Abstract:

In the present study, records of 53 chemical immobilizations in ten species of wild ungulates for medical procedures and translocation were reviewed. In twenty-six animals, 0.08 ± 0.04 mg/kg of medetomidine and of butorphanol (protocol MB) were administered mainly by intramuscular remote injection while in another twenty-seven, 0.08 ± 0.03 mg/kg of medetomidine, 0.09 ± 0.04 mg/kg of butorphanol, and 1.36 ± 0.85 mg/kg of ketamine (protocol MBK), were injected by the same route. Parameters recorded and compared between protocols included induction, anaesthesia and recovery times, heart and respiratory rate, rectal temperature, need for top-up doses for anaesthesia and reversal, and presence of adverse side effects during immobilization. Atipamezole was administered for reversal. Median induction time was significantly shorter in the MBK protocol versus the MB protocol (8 and 14,5 min, respectively) ($p=0,001$). Median anaesthesia time was not significantly longer in the MBK protocol versus the MB protocol (40 and 33,5 min, respectively). There were intra-anaesthetic complications in both protocols, but significantly more with the MBK protocol ($p=0,04$). Following antagonist administration, the median recovery time was the same for the two protocols (4 min) and one mortality case with the MB protocol was recorded. In conclusion, the use of MBK protocol provided faster induction but with more intra-anaesthetic complications versus MB protocol.

Keywords: Immobilization; wild ungulates; medetomidine; butorphanol; ketamine.

Índice geral

Agradecimentos	iii
Resumo.....	iv
Abstract.....	v
Índice geral.....	vi
Índice de figuras.....	x
Índice de tabelas	xi
Índice de gráficos	xii
Lista de símbolos e abreviaturas	xiii
I. Descrição das atividade do estágio curricular.....	1
1. Medicina Preventiva	3
2. Medicina Laboratorial e da Imagem.....	4
3. Comportamento Animal	4
4. Patologia Médica	4
5. Patologia Cirúrgica	5
II. Revisão bibliográfica	7
1. Introdução.....	7
2. Métodos de captura	7
2.1. Contenção física.....	7
2.2. Imobilização química direta	7
2.3. Imobilização química remota	7
3. Equipamento	8
3.1. Projéteis	8
3.1.1. Constituição.....	8
3.1.2. Preparação e Funcionamento.....	9
3.2. Equipamento de projeção - arma veterinária	10
3.3. Falha na administração.....	11
4. Fatores a considerar.....	11
4.1. Indivíduo.....	11
4.2. Ambiente	11
4.3. Técnicas de captura	12
4.4. Equipamento	12
4.5. Agente anestésico	12

4.5.1.	Dose	13
4.5.2.	Via de administração	14
5.	Etapas de uma captura.....	14
5.1.	Aproximação inicial.....	14
5.2.	Fase de indução	15
5.3.	Abordagem ao animal imobilizado	15
5.4.	Monitorização	16
5.4.1.	Função respiratória.....	17
5.4.2.	Função cardiovascular.....	18
5.4.3.	Profundidade anestésica	20
5.4.4.	Temperatura corporal	20
5.5.	Fase de recuperação e libertação.....	21
6.	Complicações	21
6.1.	<i>Stress</i>	21
6.2.	Depressão respiratória e hipoxemia.....	22
6.3.	Hipertermia	22
6.4.	Hipotermia	23
6.5.	Vômito e regurgitação.....	23
6.6.	Timpanismo	24
6.7.	Trauma	24
6.8.	Miopatia de captura	25
6.9.	Mortalidade.....	27
6.10.	Eutanásia	27
7.	Farmacologia aplicada à imobilização química de ungulados selvagens	28
7.1.	Critérios para a seleção de um bom fármaco.....	28
7.2.	Classificação dos fármacos	28
7.2.1.	Opioides	29
7.2.1.1.	Etorfina	30
7.2.1.2.	Fentanil.....	30
7.2.1.3.	Carfentanil	31
7.2.1.4.	Tiafentanil	31
7.2.1.5.	Butorfanol	32
7.2.1.6.	Nalbufina.....	33
7.2.2.	Antagonistas opioides.....	33

7.2.2.1.	Naltrexona	34
7.2.2.2.	Naloxona.....	34
7.2.2.3.	Diprenorfina	34
7.2.2.4.	Nalorfina e nalmefene.....	34
7.2.3.	Ciclohexilaminas.....	35
7.2.3.1.	Quetamina	36
7.2.3.2.	Tiletamina	37
7.2.4.	Sedativos.....	38
7.2.4.1.	Benzodiazepinas.....	38
7.2.4.2.	Alfa-2 agonistas	39
7.2.4.2.1.	Xilazina	39
7.2.4.2.2.	Medetomidina	40
7.2.4.2.3.	Detomidina.....	40
7.2.4.3.	Antagonistas de alfa-2 adrenérgicos.....	41
7.2.5.	Tranquilizantes.....	42
7.2.5.1.	Fenotiazínicos	42
7.2.5.2.	Butirofenonas	43
7.2.5.3.	Tranquilizantes de longa ação.....	43
7.2.6.	Outros fármacos adjuvantes.....	44
III.	Estudo	46
1.	Objetivo	46
2.	Material e métodos	46
2.1.	Recolha de dados.....	46
2.2.	Espécies de estudo	46
2.3.	Protocolos de imobilização química.....	47
2.3.1.	Protocolo MB.....	47
2.3.2.	Protocolo MBK.....	47
2.4.	Variáveis.....	47
2.4.1.	Dose.....	47
2.4.2.	Tempos anestésicos.....	47
2.4.3.	Monitorização anestésica e complicações.....	47
2.4.4.	Doses de reforço	48
2.5.	Análise estatística.....	48
3.	Resultados e discussão	48

3.1. Caracterização da amostra.....	48
3.2. Dose.....	50
3.3. Tempos anestésicos.....	52
3.3.1. Tempo de indução.....	52
3.3.2. Tempo de anestesia.....	53
3.3.3. Tempo de recuperação.....	54
3.4. Necessidade de doses de reforço.....	55
3.4.1. Reforço anestésico.....	55
3.4.2. Reforço antídoto.....	56
3.5. Complicações.....	57
4. Conclusão.....	61
Bibliografia.....	62
Anexo I.....	70
Anexo II.....	71

Índice de figuras

Figura 1 – Exemplo de dardo de nylon (Daninject 2022).	8
Figura 2 - Esquema simplificado para demonstração do conteúdo de cada câmara de um dardo de nylon (original).....	9
Figura 3 - Tipos de agulhas (Daninject 2022).	9
Figura 4 - Projetor com CO ₂ (Daninject 2022).	10
Figura 5- Exemplo de local não recomendado para uma imobilização química (original).	12
Figura 6 – Exemplos de locais recomendados para administração intramuscular numa palanca negra (original).....	14
Figura 7 – Fase de indução num búfalo africano, num cobo de água e numa zebra (originais).	15
Figura 8 - Aproximação e início da monitorização da anestesia num cobo de água (original)	16
Figura 9 – Área do safari onde se encontra uma grande diversidade de espécies (original)	62

Índice de tabelas

Tabela 1 - Caracterização dos agonistas opioides mais utilizados na imobilização de animais selvagens.....	32
Tabela 2 - Caracterização dos antagonistas opioides mais comuns na imobilização de animais selvagens.....	35
Tabela 3 - Caracterização das ciclohexilaminas utilizadas na imobilização de animais selvagens.....	38
Tabela 4 - Caracterização dos agonistas alfa-2 adrenérgicos utilizados na imobilização de animais selvagens.....	41
Tabela 5 - Caracterização das espécies incluídas no estudo	46
Tabela 6 - Dados de caracterização das imobilizações dos grupos MB e MBK.....	49
Tabela 7 - Tempos de indução, de anestesia e de recuperação associados aos protocolos MB e MBK.....	52
Tabela 8 - Doses de reforço administradas em miligramas e os seus agentes farmacológicos	56
Tabela 9 - Doses de reforço administradas em miligramas e os seus agentes farmacológicos.....	57
Tabela 10 - Efeitos secundários distribuídos pelas imobilizações de cada grupo	58

Índice de gráficos

Gráfico 1 - Procedimentos médico veterinários distribuídos por setores durante o estágio ...	3
Gráfico 2 – Intervenções médicas distribuídas por área da Medicina Veterinária ocorridas no Badoca Park durante o período de estágio.....	4
Gráfico 3 - Distribuição das intervenções cirúrgicas realizadas no Badoca Park durante o período de estágio.....	5
Gráfico 4 - Distribuição das imobilizações químicas pelos seus objetivos	5
Gráfico 5 - Distribuição das imobilizações químicas pelas espécies no estudo.	49
Gráfico 6 – Avaliação das doses utilizadas no grupo MB	51
Gráfico 7 – Avaliação das doses utilizadas no grupo MBK.	51
Gráfico 8 - Distribuição dos tempos de indução por intervalos de 10 minutos dos grupos MB e MBK.	52
Gráfico 9 - Distribuição dos tempos de indução pelos grupos MB e MBK.....	52
Gráfico 10 - Distribuição dos tempos de anestesia em intervalos de 10 minutos para os grupos MB e MBK.	54
Gráfico 11 – Distribuição dos tempos de anestesia do grupo MB e MBK.	54
Gráfico 12 – Distribuição dos tempos de recuperação dos grupos MB e MBK.	54
Gráfico 13 - Distribuição dos tempos de recuperação em intervalos de 10 minutos para os protocolos MB e MBK.....	54
Gráfico 14 – Efeitos secundários distribuídos por protocolo	58

Lista de símbolos e abreviaturas

MB – Medetomidina-butorfanol

MBK – Medetomidina-butorfanol-quetamina

EWS - *European Wildlife Services*

CRASSA – Centro de recuperação de animais selvagens de Santo André

® - Marca registada

TSA – Teste de sensibilidade a antibióticos

CO₂ – Dióxido de carbono

SpO₂ – Saturação arterial de oxigénio estimada por oxímetro de pulso

SaO₂ – Saturação arterial de oxigénio

PaO₂ – Pressão arterial de oxigénio

PaCO₂ – Pressão arterial de dióxido de carbono

° C – Graus Celsius

μ - Recetor opioide mu

δ – Recetor opioide delta

κ – Recetor opioide kappa

IM – Intramuscular

IV - Intravenoso

BAM – Butorfanol-azaperona-medetomidina

NAM – Nalorfina-azaperona-medetomidina

LAN – Neurolépticos de longa ação

mrm – Movimentos respiratórios por minuto

bcm – Batimentos cardíacos por minuto

ZIMS – *Zoological Information Management Software*

OR – *Odds ratio*

I. Descrição das atividade do estágio curricular

O local onde escolhi realizar o meu estágio curricular foi o Badoca Safari Park, onde fui orientada pela Dr.^a Maria Graça Oliveira, na área da Medicina da Conservação de Animais Selvagens. Durante este estágio realizei também várias deslocações ao serviço da *European Wildlife Services* (EWS), a explorações, coleções zoológicas privadas, e, mais frequentemente, o Centro de Recuperação de Animais Selvagens de Santo André (CRASSA). Este estágio decorreu entre 12 de Janeiro e 31 de Abril de 2021, perfazendo um total de cerca de 790 horas, num horário de trabalho de segunda a sexta feira das 8h30 às 18h, com urgências durante os fins de semana.

O Badoca Safari Park é um parque zoológico localizado no Alentejo, mais especificamente em Vila Nova de Santo André. Este parque ocupa uma área de 90 hectares, onde residem cerca de 600 animais, num total de mais de 80 espécies distintas. Devido à grande diversidade e número de animais, o trabalho é então dividido em quatro grandes setores: a zona pedestre (onde se inclui o passeio pedestre, a Ilha Madagáscar e a quintinha), a falcoaria (onde se incluem as aves de rapina, o jardim das aves exóticas e a floresta tropical), as ilhas dos primatas e o safari (Gráfico 1). Iniciando a visita pela zona pedestre, podemos encontrar espécies como os wallabys de bennett, emas, porcos espinho africano, facoquero africano, lémures de cauda anelada, lémures de barriga vermelha, tartarugas de esporas africanas e suricatas. Continuando até à quintinha, animais como galinhas, faisões, pôneis, ovelhas, cabras, cavalos e burros podem ser observados com uma maior proximidade entre visitante e animais nesta área. Prosseguindo para a ilha dos primatas, deparamo-nos com a divisão em três grandes ilhas, uma para cada espécie: chimpanzé, babuíno sagrado e mandril. Já no setor da falcoaria, podemos encontrar a floresta tropical com aves como araras e mutuns; numa instalação adjacente flamingos, cegonhas de bico amarelo e marabu; no jardim de aves exóticas, onde é permitida a entrada dos visitantes para observar aves como turacos, papagaios ecletus e do senegal, gralhas africanas, kukaburras e calaus de decken; também uma instalação mais isolada para papagaios cinzentos e calau de faces prateadas e, por fim, na zona de aves de rapina, encontramos a águia de Haris, grifos, águia de asa redonda, coruja do mato, caracará, ximango, águia das estepes, águia pesqueira africana, abutre das palmeiras, calau terrestre, urubo de cabeça vermelha, marabu africano e bufo real. Por ultimo, temos o setor do safari, que se trata sem dúvida da maior atração do parque, onde os animais vivem em regime semiextensivo e os visitantes têm a oportunidade de realizar uma viagem guiada de trator com reboques, onde podem observar animais como sitatungas, palancas negras, cudós, impalas, cobos de água, búfalos africanos, zebras, órix cimitarra, gnu azul, girafas, gamos,

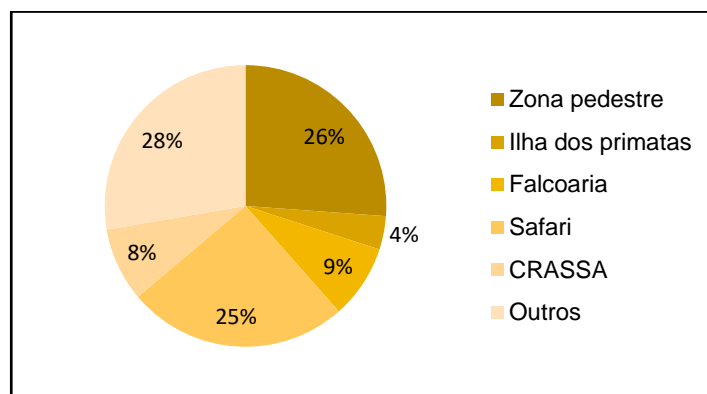
elandes, cobos de leite, chitais, cabras de leite, búfalos do congo, avestruzes e carneiros da barbária.

Relativamente às instalações médico veterinárias, o parque possui uma pequena clínica que dispõe de uma marquesa, armários que guardam desde material cirúrgico a fármacos, uma centrifugadora, uma balança, um microscópio, um conjunto de colorações Diff Quick, um aparelho de raio x e um ecógrafo portátil, uma dispensa onde se encontra o stock de material, as caixas onde são transportados os materiais para procedimentos médico veterinários em campo e uma caixa onde se encontra o material de necropsia. É de notar que a maioria dos procedimentos são realizados no terreno, sendo que estas instalações são mais frequentemente utilizadas para animais que se encontrem no setor da zona pedestre e falcoaria.

Sendo que esta dissertação se dedica a espécies residentes no safari, decidi, portanto, especificar melhor a sua organização. No safari, podemos encontrar instalações interiores a que damos o nome de gerais, onde as espécies de maior importância zoológica pernoitam com comida e água, tais como os cobos de água, palancas negras, cudos e zebras, sendo que são libertados de manhã e colocados de novo nas instalações individuais ao final do dia. Ao seu lado, temos a instalação das girafas, composta por instalações interiores e uma exterior, onde se realizam as socializações, entrada e saída de animais, preparação para o final de gestação, etc. Há ainda instalações de quarentena, onde são colocados os animais que foram ou serão transportados entre zoos ou que estão em recuperação por algum motivo. A deslocação neste setor é portanto realizada em jipes, onde são previamente colocados todos os materiais necessários para cada procedimento.

Durante o meu estágio realizei atividades tanto a nível da medicina veterinária como da engenharia zootécnica, onde acompanhei não só a médica veterinária em procedimentos de medicina preventiva, urgências e gestão de coleções de animais, mas também o dia a dia dos tratadores dos vários setores do parque, aprendendo as bases da nutrição para cada espécie, o seu maneio e os seus comportamentos fisiológicos individuais e sociais. Todas estas áreas são importantes para saber quando o animal apresenta alguma alteração de saúde e necessita de ajuda. Assim, pode dizer-se que os tratadores são o veículo de informação mais importante entre os animais da coleção e o veterinário, sendo essencial uma boa comunicação e constante formação de ambas as partes.

Gráfico 1 - Procedimentos médico veterinários distribuídos por setores durante o estágio



1. Medicina Preventiva

Durante a minha estadia, a medicina preventiva provou ser a área mais importante na gestão de uma coleção zoológica. Foram realizados exames coprológicos, para controlo parasitológico de diversas espécies, e a sua desparasitação. Desde primatas, com uma suspensão oral de fenbendazol (*Panacur®* 10%) misturada em aglomerados de arroz que foram posteriormente distribuídos a cada indivíduo; a ruminantes do safari, com a administração subcutânea de ivermectina injetável (*Ivomec®*) numa dose de 0,2 mg/kg (1ml/50kg), utilizando os momentos de imobilização química para tal. Também nestes momentos, era realizada a verificação ou colocação de microchip, colheita de fezes, palpação retal no caso das fêmeas, realização dos testes de tuberculização, método duplo, com posterior vigilância nas 48 horas seguintes, e ainda a vacinação parenteral contra clostridioses com 2ml de *Covexin®* (para prevenção de enterotoxémias por *Clostridium*, por exemplo) e com 2ml de *Nasym®* em espécies suscetíveis ao vírus sincicial respiratório bovino, como por exemplo impalas e gnus. O controlo reprodutivo faz também parte da gestão de uma coleção zoológica, sendo que participei na colocação de implantes de deslorelina (*Suprelorin®* 4,7mg) nas fêmeas lémures de cauda anelada durante imobilização física individual, e na administração oral de pílula contraceptiva (*Diane®* 35µg) no caso das fêmeas de chimpanzé, misturada com iogurte. Para além disto, a medicina preventiva é de grande relevância também em animais que vão ser sujeitos a transporte, como aconteceu com a imobilização química de três cobos de leite, com realização de testes de tuberculização método duplo, e ainda a imobilização física de 4 avestruzes juvenis para identificação eletrónica e recolha de penas para sexagem, com posterior período de quarentena para ambos os animais.

2. Medicina Laboratorial e da Imagem

Apesar de se realizarem exames coprológicos através do método de McMaster, esfregaços sanguíneos e de urina, as restantes análises (hemograma, bioquímicas, histopatologia, culturas, TSA) são geralmente enviadas para um laboratório externo.

A imagiologia é ocasionalmente utilizada com aparelhos portáteis de ecografia e radiografia, como por exemplo para diagnóstico de gestação de uma impala, e para observação de presença de *lumpy jaw* num wallaby de Bennett, respetivamente, durante a imobilização química de ambos os animais.

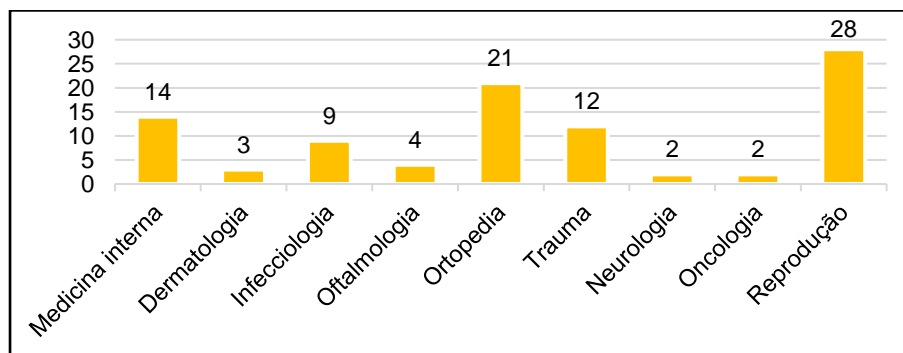
3. Comportamento Animal

Também a área do comportamento animal tem uma grande importância na gestão de uma coleção zoológica, sendo importante a observação e vigilâncias de diversos comportamentos para o bem-estar dos animais. Durante o meu estágio, acompanhei os dias finais de gestação de uma girafa e os primeiros dias após o nascimento da sua cria, para monitorização das fezes, urina, alimentação e a sua socialização com os outros membros do grupo. Observei também uma cria de cobo de água recém-nascida, com os mesmos objetivos, e ainda a reintrodução de uma cria de órix criada à mão no grupo de animais da mesma espécie.

4. Patologia Médica

A casuística referente às intervenções realizadas nas diferentes áreas da medicina veterinária encontra-se no Gráfico 2. Podemos observar que as intervenções foram maioritariamente na área da reprodução, como a colocação de implantes hormonais a lémures de cauda anelada. Também ocorreram vários casos de lesões de origem traumática, como um abscesso num wallaby de Bennett, e um corte no membro posterior de um cobo de leite, possivelmente após um ataque de outro animal, e de intoxicação, como foi o caso de dois milhafres.

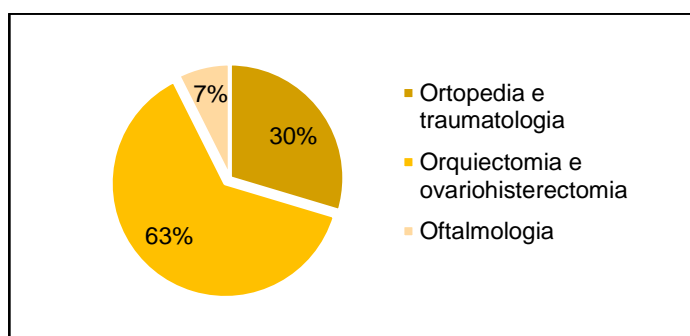
Gráfico 2 – Intervenções médicas distribuídas por área da Medicina Veterinária ocorridas no Badocha Park durante o período de estágio



5. Patologia Cirúrgica

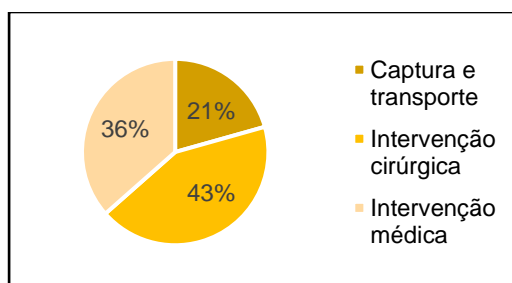
As intervenções cirúrgicas realizadas foram maioritariamente orquiectomias e ovariectomias, em bodes, porcos, alpacas e gatos domésticos (Gráfico 3). Em ortopedia, ocorreu um caso de amputação do tarso metatarso numa gaivota; em traumatologia, a abertura e drenagem de um abscesso submaxilar de um wallaby de Bennett; e em oftalmologia, um caso de enucleação ocular de um lémure de barriga vermelha após úlcera profunda causada por uma luta com outros membros do grupo.

Gráfico 3 - Distribuição das intervenções cirúrgicas realizadas no Badoca Park durante o período de estágio



Sabendo que a maioria destes animais pertencem a espécies selvagens, é fácil compreender a necessidade da imobilização química como meio de contenção, para que seja possível manipulá-los. Durante o período de estágio foram realizadas um total de 63 imobilizações químicas, em que 43% destas foram realizadas no âmbito das intervenções cirúrgicas já descritas anteriormente e 36% no âmbito de intervenções médicas. Muitos destes casos ocorreram após constatar perda de condição corporal dos animais no período do inverno, com necessidade de os imobilizar para os poder examinar. Por último, com 21%, as 13 imobilizações para captura e transporte, incluindo a troca de animais entre coleções mas também para o internamento dos doentes (Gráfico 4).

Gráfico 4 - Distribuição das imobilizações químicas pelos seus objetivos



No total de 63 imobilizações químicas praticadas, 19 foram realizadas na zona pedestre em espécies como wallaby de Bennett, porco-espinho africano, lémure de barriga vermelha, faisão de faces prateadas, bode anão, pónei e cavalo doméstico. Na zona do

safari, foram realizadas ainda 21 imobilizações em variados bovídeos selvagens. Em maior número, foram realizadas 23 imobilizações químicas no exterior do parque, em espécies como o lama, alpaca, uapiti, dromedário, raposa e gaivota.

Para finalizar a descrição de atividades desenvolvidas durante o meu estágio, tive o prazer de assistir e auxiliar no *workshop* de emergências de fauna silvestre numa parceria da EWS e CRASSA. Realizei ainda um estágio extracurricular ao abrigo do programa de Erasmus+ no parque zoológico *Oasis Wildlife Fuerteventura*, localizado nas ilhas canárias, em Espanha, de 15 de setembro a 19 de dezembro de 2020, perfazendo um total de cerca de 693 horas, onde trabalhei com os animais da coleção zoológica, de pequenos a grandes mamíferos, aves e répteis, mas também espécies silvestres para reabilitação, e que me fez crescer bastante tanto como médica-veterinária mas também como pessoa. Realizei um estágio extracurricular no centro veterinário de Sintra, mais dirigido à medicina dos animais de companhia, para continuar a minha aprendizagem enquanto escrevia esta dissertação e iniciei trabalho como tratadora de animais no parque *KrazyWorld* onde me encontro à data a expandir os meus conhecimentos sobre répteis.

II. Revisão bibliográfica

1. Introdução

“O sucesso de uma boa captura de espécies selvagens requer frequentemente a combinação de contenção física e química” (Shury 2014, tradução livre). Não existe uma técnica de captura ideal, isto porque o seu sucesso vai depender de inúmeros fatores, tais como a topografia do terreno, a estação do ano, o clima, a idade, a condição corporal e o sexo do animal, os custos e a logística. Numa captura de um animal selvagem devemos também orientar-nos por certos princípios, desde a segurança para todos os envolvidos, à minimização da morbidade e mortalidade dos animais. Deve-se utilizar, por isso, uma técnica que permita a recuperação rápida ao estado normal do animal e que minimize o seu tempo de contenção (Shury 2014).

2. Métodos de captura

2.1. Contenção física

Em animais até setenta quilos é possível a contenção física por uma pessoa de estatura média, porém, para animais de maior porte, são necessárias técnicas mais elaboradas, como por exemplo caixas armadilhadas e redes, em conjunto com a utilização de acessórios de segurança, como peias, vendas e borrachas para as extremidades dos cornos. O período de contenção em decúbito lateral não deve ultrapassar os quinze minutos. Por isso, em casos de procedimentos mais demorados ou dolorosos, deve utilizar-se uma imobilização química adjuvante. Em alternativa, estes animais, quando em cativeiro, podem ser acostumados a técnicas de contenção para uma melhor cooperação durante os procedimentos médicos (Atkinson et al. 2014; Shury 2014).

2.2. Imobilização química direta

Quando existe colaboração e treino do animal é possível realizar a administração direta dos agentes, desde a administração oral (pulverização direta na cavidade oral ou inserção na comida), à injeção manual ou com varão. Apesar disso, não deixam de ser técnicas perigosas para o operador e que necessitam de um excelente comportamento por parte do animal (Isaza 2014).

2.3. Imobilização química remota

Em animais menos colaborantes, é necessária a utilização de sistemas de administração remota, ou seja, sem contacto direto entre o médico veterinário e o animal (Kreeger and Arnemo 2018). Esta situação é a mais comum em medicina zoológica, devido à falta de habituação ao contacto humano. Para tal são utilizados dardos e os seus respetivos projetores (Isaza 2014). Este tipo de imobilização tem as suas vantagens e desvantagens. Por um lado, permite a seleção e captura de animais específicos, ao

contrário das armadilhas; os fármacos podem ser administrados com base numa estimativa do peso corporal; permite a administração de uma ampla variedade de volumes; e podem mesmo servir para a execução de biopsias de pele ou identificação eletrónica (Kreeger and Arnemo 2018). Em contraste apresentam como desvantagens: uma distância mínima necessária de 75 metros para que seja minimamente eficaz; muitos destes sistemas só podem ser utilizados em animais com mais de 15 quilogramas devido ao risco de lesão; são sistemas complexos, com muitas variáveis que podem afetar a administração; vários sistemas são ruidosos e podem assustar os restantes animais; para a sua utilização é essencial treino e experiência (Kreeger and Arnemo 2018).

3. Equipamento

3.1. Projéteis

Os dardos podem ser descritos como “seringas voadoras” e diferem na maneira como o êmbolo é empurrado para injetar o seu conteúdo, e no material que os constitui (Kreeger and Arnemo 2018). Existem por isso vários tipos de projéteis, consoante o projetor: os dardos para zarabatanas, que são os mais leves; os dardos de *nylon* moldado, um pouco mais pesados, para os quais se usam os projetores de ar comprimido calibrado; os dardos explosivos, onde a energia gerada pelo cartucho de pólvora desencadeia a libertação dos fármacos; os dardos químicos, em que o gás produzido por uma reação ácido base efervescente empurra o êmbolo para a saída dos injetáveis; e por último, menos utilizados, os dardos com mola e os dardos sólidos, que são como balas absorvíveis pelo músculo (Isaza 2014).

3.1.1. Constituição

Em geral, os dardos são compostos por quatro componentes principais (Figura 1): o compartimento de armazenamento do princípio ativo, um êmbolo para injeção, uma agulha para penetração na pele e um estabilizador de voo (Isaza 2014; Kreeger and Arnemo 2018).

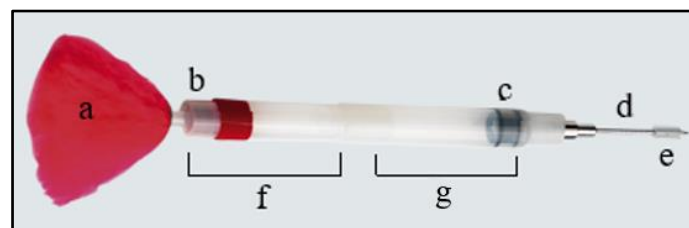


Figura 1 – Exemplo de dardo de nylon. Pena (a); êmbolo posterior rosa (b); êmbolo anterior negro (c); agulha (d); borracha de silicone (e); câmara posterior (f); câmara anterior (g) (Daninject 2022).

Os mais utilizados são os dardos de nylon, com duas câmaras, pressurizados com gás, disparados pelos respetivos projetores de dióxido de carbono comprimido (Figura 2).

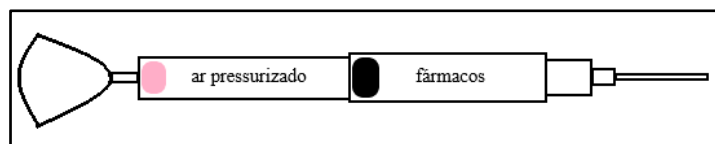


Figura 2 - Esquema simplificado para demonstração do conteúdo de cada câmara de um dardo de nylon (original).

Assim, iremos debruçar-nos mais detalhadamente na sua constituição. No corpo do dardo podemos visualizar uma câmara anterior, onde são inseridos os agentes, com uma capacidade dos 1.5 aos 10 mililitros, limitada pelo êmbolo central e uma agulha; e a câmara posterior, limitada também pelo êmbolo central e um segundo menor êmbolo móvel, que permite a entrada de ar, mas impede a sua saída. Mais posteriormente existe uma extensão do dardo, que permite a inserção de uma pena que funciona como estabilizador e identificador do dardo. Do lado oposto, é posicionada a agulha, variável em diâmetro e comprimento (consoante a espessura da pele e profundidade do músculo do alvo), que ao contrário das tradicionais, tem a sua ponta selada e afiada com dois orifícios laterais, por onde se dá a saída dos injetáveis, e onde se coloca uma borracha de silicone para que tal não ocorra antes da sua entrada na pele (Isaza 2014). A agulha pode ainda ser lisa ou estar equipada de uma barbela ou colarinho, permitindo que o dardo se mantenha mais tempo no animal (Kreeger and Arnemo 2018) (Figura 3). As complicações mais frequentemente associadas à utilização deste tipo de dardos são traumatismos, devido à sua penetração profunda nos tecidos moles e mesmo fratura de ossos longos (Isaza 2014).



Figura 3 - Tipos de agulhas. Com barbela (1). Com colarinho (2). Lisa (3) (Daninject 2022).

3.1.2. Preparação e Funcionamento

A preparação de um dardo inicia-se pelo seu carregamento com o(s) fármaco(s) selecionado(s), na câmara anterior. De seguida, insere-se a agulha com borracha na extremidade anterior do dardo e, do lado oposto, insere-se ar pressurizado na câmara posterior com o auxílio de uma seringa e um adaptador. Se ocorrer saída de líquido, realiza-se a preparação de um novo dardo. Se não, coloca-se a pena na extremidade posterior e,

por último, o dardo no respetivo projetor (Isaza 2014). O ideal é ter um ou mais dardos carregados e armazenados de maneira segura, e inspecionar a arma antes de iniciar a aproximação ao animal (Kreeger and Arnemo 2018). Após o disparo, a agulha dá entrada na pele do alvo e a borracha de silicone mover-se-á posteriormente, expondo os seus orifícios, enquanto o gás pressurizado empurra o êmbolo central anteriormente, forçando a saída dos injetáveis da câmara anterior pela agulha, até ao músculo do animal (Isaza 2014). Após o evento de captura e limpeza dos instrumentos, todo o material pode ser reutilizado se não se encontrar danificado (Isaza 2014).

3.2. Equipamento de projeção - arma veterinária

Também em relação aos projetores temos uma grande variedade. As duas mais utilizadas em medicina zoológica são a zarabatana e os projetores de ar calibrado. A zarabatana consiste num longo tubo com uma peça bucal na extremidade, por onde o operador, através de um sopro rápido e forte, empurra o dardo que está na extremidade oposta. É sem dúvida, o tipo de projetor mais versátil, barato, silencioso, leve e seguro, causando o mínimo trauma nos animais, tornando-se útil em espaços fechados e para curtas distâncias (inferiores a 20 metros) (Isaza 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Por outro lado, os projetores de ar calibrado utilizam uma fonte externa de ar comprimido, como cilindros de dióxido de carbono (Figura 4); um mecanismo de controlo de pressão, em que através de uma válvula de calibração é possível selecionar a pressão desejada; e o gatilho da arma. Este sistema é silencioso e consegue atingir animais até 30 metros de distância, sendo por isso o mais utilizado (Isaza 2014). Para facilitar a seleção da pressão desejada, podem utilizar-se telémetros que medem a distância através de feixes laser, entre o operador e o animal, e converter-se essa distância para a pressão necessária (Kreeger and Arnemo 2018).

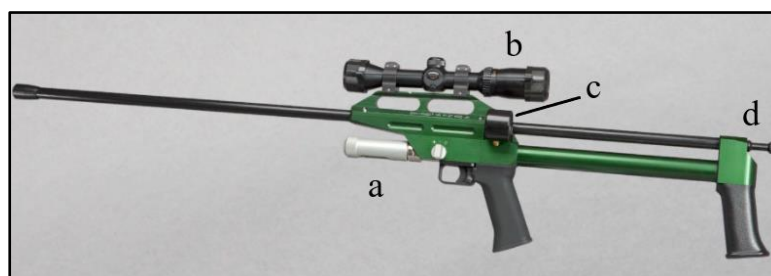


Figura 4 - Projetor com CO₂: cilindro de CO₂ comprimido (a); mira (b); contador da pressão (c); extremidade onde se insere o dardo (d) (Daninject 2022).

Para além destes, existem ainda as espingardas e pistolas de ar e dióxido de carbono, onde se utilizam dardos de metal. Contêm uma fonte permanente de gás comprimido, mas não têm válvula de calibração, e, por isso, apresentam baixa precisão a longas distâncias e causam traumatismos significativos. Por outro lado, as espingardas com

cartuchos de pólvora têm maior precisão a grandes distâncias e em condições atmosféricas desfavoráveis. Por fim, existem o arco e flecha, e os colares de injeção (Isaza 2014).

3.3. Falha na administração

A falha na administração dos agentes pode ocorrer por variadas razões: inexperiência do operador; condições ambientais desfavoráveis; má trajetória do dardo; movimento e estado mental do animal (Isaza 2014). Relativamente ao dardo, é comum este não injetar ou injetar apenas parcialmente o seu conteúdo, por bloqueio na agulha ou no êmbolo central. Este pode ainda alterar a sua trajetória devido a material danificado, como agulhas pouco alinhadas. As condições ambientais são também um fator influenciador: a baixas temperaturas o dardo pode partir-se após o impacto, os agentes podem congelar ou espessar, e o gás pode não conseguir exercer a pressão necessária para injetar o seu conteúdo. Para além disso, os próprios agentes têm importância no sucesso da administração, desde a sua seleção à sua injeção em tecidos impróprios como o tecido subcutâneo, tendões e outros tecidos menos vascularizados (Isaza 2014).

4. Fatores a considerar

Antes de qualquer procedimento de captura devemos ter um plano, realizar o estudo da espécie alvo e da técnica mais eficiente para a sua captura, estabelecer o protocolo com a equipa e selecionar o equipamento necessário (Arnemo et al. 2014). O objetivo e as circunstâncias devem ser também consideradas, para concluir se a captura é realmente necessária e se o benefício da imobilização justifica o risco (Kreeger and Arnemo 2018).

4.1. Indivíduo

O agente anestésico, a dose e a resposta do animal variam de espécie para espécie e de indivíduo para indivíduo (Kreeger and Arnemo 2018). Assim sendo, a familiarização com a espécie alvo (peso e condição corporal, idade, hábitos alimentares, ciclos reprodutivos, condição psicológica, habitat, metabolismo ou resposta aos anestésicos) é essencial no planeamento de uma captura (Arnemo et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018).

4.2. Ambiente

O local ideal de captura deve permitir uma boa visualização do animal durante o período de indução. Deste modo, devem evitar-se locais com grandes superfícies de água, terreno montanhoso e locais de muita florestação (Figura 5), mas, se tal não for possível, a utilização de dardos com telemetria é também uma opção (Arnemo et al. 2014). Quanto às condições atmosféricas, deve evitar-se operar em condições com neve, precipitação, muito vento e também em condições de temperaturas muito baixas ou elevadas, de maneira a prevenir hipo e hipertermias, respetivamente (Arnemo et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018).



Figura 5- Exemplo de local não recomendado para uma imobilização química (original).

4.3. Técnicas de captura

A captura física, já descrita anteriormente, pode induzir maior *stress* do que a imobilização química (Cattet et al. 2003; Boesch et al. 2011), com maiores taxas de trauma e mortalidade (DelGiudice et al. 2001; DelGiudice et al. 2005; Arnemo et al. 2006; Jacques et al. 2009). Assim, se utilizada, deve ser de curta duração e com a administração de sedativos ou anestésicos (Cattet et al. 2003; Cattet et al. 2004; Arnemo et al. 2005; Mentaberre et al. 2010). Sendo, por isso, preferível optar por métodos de imobilização química, permitindo uma rápida e menos stressante aproximação e manipulação do animal.

4.4. Equipamento (Anexo I)

É essencial estar preparado para qualquer imprevisto. Equipamento de captura extra é aconselhável (e.g. dardos, agentes anestésicos, antídotos, cilindros de dióxido de carbono), caso o primeiro dardo falhe (Kreeger and Arnemo 2018). Devem estar à disposição os equipamentos de monitorização e de identificação, antibióticos e anti-inflamatórios. Uma fonte portátil de oxigénio (e.g. botija de alumínio ou concentrador de oxigénio), um tubo endotraqueal adequado e um balão-válvula-máscara também devem fazer parte do equipamento de campo, já que a hipoxemia é uma complicação comum nestes procedimentos (Read 2003; Fahlman et al. 2012). Para além disso, em ruminantes, também uma sonda gástrica deve estar presente para atuar em casos de timpanização, e ainda um kit de emergência com epinefrina, atropina, doxapram, anestésicos locais e antídotos (Arnemo et al. 2014).

4.5. Agente anestésico

Apesar de não existir um agente de captura perfeito, devemos selecionar um que inclua o máximo possível das seguintes características: potente, de rápida ação e indução, não irritante, que induza bom relaxamento muscular, com mínima depressão dos sistemas cardiovascular e respiratório, que mantenha alguns dos reflexos, solúvel em água, estável numa solução, com validade longa, produtor de efeito amnésico, seguro para animais em gestação, compatível com outros fármacos em misturas e com o material do dardo, baixa

toxicidade em humanos e capaz de ser revertido (Kreeger and Arnemo 2018). Como nenhum fármaco possui todas estas características, utilizam-se, por isso, combinações anestésicas. A combinação de agentes trouxe consigo várias vantagens como a redução da dose de cada fármaco, reduzindo também o custo da sua utilização, redução do volume necessário a injetar, redução de efeitos secundários indesejáveis, redução do tempo de indução e uma melhor recuperação. Mas também inclui várias desvantagens como dificuldade em determinar o efeito individual de cada fármaco, alguma complexidade no cálculo de doses, principalmente se a combinação inicial tiver sido insuficiente, recuperação prolongada em algumas combinações, e potenciais efeitos adversos (Kreeger and Arnemo 2018).

4.5.1. Dose

O cálculo da dose administrada é essencial para reduzir problemas associados à sub e sobredosagem. Para isso devem ser incluídos vários fatores na seleção da dose a administrar, como o peso, método de administração e relação do animal ao contacto humano. O peso do animal é muitas vezes estimado através da sua espécie, idade e sexo, e através da experiência do médico veterinário e bibliografia disponível (Kreeger and Arnemo 2018). Em caso de dúvida, Kreeger e Arnemo (2018) sugerem uma sobrestimação do peso, e em animais mais *stressados*, um aumento da dose em 20 a 25%. Apesar de ser um tema controverso, é preferível uma sobredosagem em comparação a uma subdosagem no caso de animais selvagens. Isto porque muitos dos eventos que se sigam a uma sobredosagem podem ser resolvidos após a imobilização do animal (Kreeger and Arnemo 2018) e também porque a subdosagem pode causar longos períodos de indução, aumentando o *stress* e risco de complicações (Arnemo et al. 2014). Relativamente ao método de injeção, um estudo de Ryeng et al. 2001 em renas (*Rangifer tarandus tarandus*) concluiu que as doses eficazes utilizadas nos dardos eram 50% maiores às utilizadas na injeção manual, possivelmente devido a falhas na técnica de administração à distância. Quanto à habituação do animal, indivíduos em liberdade ou em cativeiro, demonstram diferente sensibilidade à presença humana e ao processo de captura, sendo que a dose para um animal em liberdade pode ir até o dobro da dose para um animal em cativeiro (Kreeger and Arnemo 2018). Para além das variáveis referidas, também a idade (em animais jovens e velhos a dose deve ser menor), a saúde (geralmente a dose é menor em animais com doença renal e/ou hepática) e a presença de fármacos adjuvantes (geralmente dose menor em caso de fármacos com o mesmo local de metabolização) são fatores a ter em consideração na seleção da dose a administrar (Burroughs et al. 2014).

4.5.2. Via de administração

Em geral, os agentes imobilizadores são administrados intramuscularmente, em grandes massas musculares dos membros anterior e posterior proximais, evitando acertar no osso (Kreeger and Arnemo 2018) (Figura 6), e ocasionalmente na base do pescoço (Isaza 2014). São de evitar áreas de grande deposição de gordura, pois são locais de absorção mais lenta e imprevisível (Kreeger and Arnemo 2018). A via intravenosa reserva-se geralmente para a administração dos antídotos, para que o animal tenha uma recuperação mais rápida (Kreeger and Arnemo 2018). As vias intranasal e oral também podem ser utilizadas. A primeira através da pulverização dos agentes na cavidade nasal, utilizada em animais acordados imobilizados fisicamente, e com período de indução mais rápido que a via intramuscular (Cattet et al. 2004; Kreeger and Arnemo 2018). A segunda através de iscos, pouco utilizada devido à dificuldade de prever a dose que o animal realmente recebe, resultando em tempos de indução e recuperação prolongados e irregulares (Montgomery and Hawkins 1967; Kreeger and Arnemo 2018).

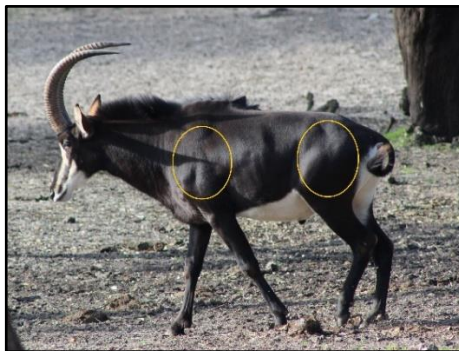


Figura 6 – Exemplos de locais recomendados para administração intramuscular numa palanca negra (original).

5. Etapas de uma captura

5.1. Aproximação inicial

Antes de iniciar a aproximação, o ideal é ter um ou mais dardos preparados e armazenados de maneira segura, e inspecionar a arma veterinária para ter certeza que se encontra limpa e vazia. Esta deve ser apenas carregada quando nos encontramos na posição para iniciar a aproximação ao alvo e até lá deve estar em segurança. Para uma correta administração é necessária uma aproximação de 10 a 40 metros do alvo (Arnemo et al. 2014) e esta deve ser realizada em silêncio e calmamente. Se for o caso de um animal em cativeiro habituado a rotinas de manejo, deve ainda tentar-se simular essas situações, para causar o mínimo de agitação. Já no caso de animais em liberdade, esta aproximação torna-se mais difícil, e é necessário um ângulo cego, camuflagem e até mesmo um veículo

ou armadilha prévia (Kreeger and Arnemo 2018). Após atingir o alvo devemos afastar-nos, sem perder o contacto visual e registar a hora do primeiro dardo disparado.

5.2. Fase de indução

O tempo de indução depende de vários fatores: posição do dardo, dose injetada, condição corporal do animal, ansiedade, idade, sexo, e sensibilidade aos fármacos imobilizadores (Arnemo et al. 2014). Durante o período de indução é possível observar vários sinais, consoante a espécie e agentes utilizados, desde movimentos da língua; abaixamento da cabeça e das pálpebras; posição estática sem acompanhar a manada, ou, pelo contrário, passo agitado ou corrida; aumento da salivação; decúbito com ou sem capacidade de se levantar; perda de reflexos e tonicidade muscular (Figura 7)(Kreeger and Arnemo 2018). O início destes sinais dá-se geralmente entre cinco a dez minutos após injeção intramuscular (Kreeger and Arnemo 2018). No caso de uma imobilização incompleta, se o animal tiver sido atingido pelo dardo e apresenta alguns sinais, mas não cai, devemos minimizar o *stress* e preparar um dardo com metade da dose total original utilizada ou apenas metade da dose do imobilizador (e.g. quetamina) (Kreeger and Arnemo 2018). Já no caso de falha na administração, se o animal não apresentar qualquer sinal após o intervalo de dez a quinze minutos, e os agentes e doses tiverem sido corretamente selecionados, devemos voltar a administrar a dose total original dos mesmos, exceto se utilizado um protocolo com agonistas e antagonistas opioides ou se for o caso de uma espécie com grandes depósitos de gordura. Nesses casos o intervalo até à administração da dose de reforço deve ser estendido até vinte minutos (Kreeger and Arnemo 2018).



Figura 7 – Fase de indução num búfalo africano (à esquerda), num cobo de água (no centro) e numa zebra (à direita) (originais).

5.3. Abordagem ao animal imobilizado

A aproximação só deve ser realizada após uma observação do animal à distância para deteção de movimentos do animal. Se utilizado um protocolo anestésico com alfa-2 adrenérgicos, não deve ser possível observar movimentos da cabeça ou dos membros. Porém, se utilizado um protocolo com tiletamina-zolazepam ou opioides, é de esperar alguns movimentos involuntários (Arnemo et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Se o

animal se apresentar inconsciente, podemos iniciar a verificação dos seus reflexos e determinar o estadio de anestesia em que se encontra. Ainda antes dos procedimentos médicos, devemos assegurar que não existe obstrução das vias respiratórias. Para a maioria das espécies a extensão do pescoço, com a língua exteriorizada rostro lateralmente e a cabeça inclinada para baixo é o suficiente, posicionando também o corpo em decúbito esternal, se tal for possível (Cracknell 2014). Devemos também testar os estímulos auditivos e táteis do animal para confirmar a sua imobilização. Por fim, quando a inconsciência está confirmada, podemos iniciar a recolha dos sinais vitais, a colocação de vendas nos olhos e tampões nos ouvidos, para proteger a córnea e minimizar estímulos externos, respetivamente, e, se possível, a colocação de peias (Figura 8) (Arnemo et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Em imobilizações mais demoradas é aconselhado alterar o decúbito do animal, no mínimo a cada 60 minutos (Kreeger and Arnemo 2018). Após a primeira abordagem pode iniciar-se a monitorização e exame físico do animal.

5.4. Monitorização

A monitorização anestésica deve ser realizada desde o momento da administração até ao momento da recuperação total do animal. Em animais selvagens, esta monitorização pode ser desafiante devido à sua diversidade fisiológica, que por sua vez, torna escassa a informação sobre os valores normais dos seus parâmetros vitais, tornando necessária a extrapolação a partir de outras espécies. Idealmente, a monitorização das funções cardiovascular e respiratória deve ser constante, enquanto que a profundidade anestésica e a temperatura corporal devem ser monitorizadas intermitentemente, com o seu registo a cada cinco a dez minutos. Um bom registo anestésico deverá incluir informação sobre o animal (idade, espécie, sexo, temperamento, condição corporal, historial clínico), os procedimentos que vão ser realizados, as condições ambientais, o método de captura, os fármacos administrados e os tempos de indução e recuperação (Anexo II) (Ozeki and Caulkett 2014).

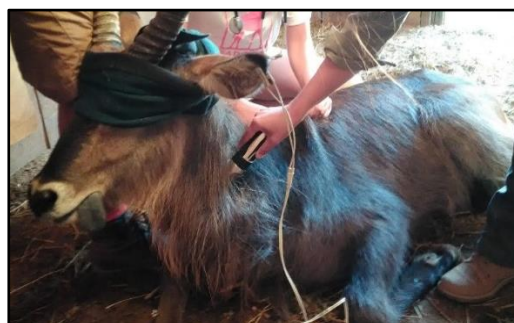


Figura 8 - Aproximação e início da monitorização da anestesia num cobo de água (original).

5.4.1. Função respiratória

A monitorização da função respiratória deve ser realizada, no mínimo, a cada cinco minutos. O método mais utilizado é a observação da expansão do tórax, onde é possível determinar a frequência e a profundidade respiratória (Ozeki and Caulkett 2014). Em grandes ruminantes adultos, esperamos uma frequência respiratória de 20-30 movimentos respiratórios por minuto, e, em jovens ou pequenos ruminantes, 20-40 por minuto (Riebold 2015). Frequências respiratórias baixas podem indicar hipotermia ou ser induzidas pelos agentes anestésicos. Frequências respiratórias elevadas podem indicar hipertermia, timpanismo, aspiração, edema pulmonar ou choque (Kreeger and Arnemo 2018). A sua distinção é realizada com base na análise de outros parâmetros. Kreeger e Arnemo (2018) sublinham a importância da familiarização com as espécies alvo e os seus ritmos respiratórios, como, por exemplo, no caso de palancas vermelhas (*Hippotragus equinus*), que realizam geralmente um ciclo respiratório profundo e cinco a seis ciclos respiratórios superficiais seguidos de um período de apneia durante a anestesia.

Para a avaliação da oxigenação tecidual, pode ver-se a coloração das mucosas, que devem encontrar-se rosadas e húmidas, não esquecendo que se trata de um método extremamente subjetivo; ou usar um oxímetro de pulso (Ozeki and Caulkett 2014). O oxímetro de pulso é um método simples, não invasivo e barato, que estima a percentagem de hemoglobina saturada com oxigénio no sangue arterial (SpO_2) em tempo real, através da medição das suas características de absorção de luz (Sinex 1999; Fahlman 2014), e, assim, é capaz de detetar hipoxemia antes de serem evidentes outros sinais como a palidez das mucosas ou a alteração da frequência cardíaca (Dorsch and Dorsch 2008). Este monitor possui dois díodos que emitem dois comprimentos de onda (vermelho e infravermelho) através de tecido vascular, como por exemplo a língua, o pavilhão auricular, lábios, vulva/prepúcio ou base da cauda (Ayres 2012; Muir et al. 2013) e do lado oposto apresenta um fotodíodo que deteta a intensidade da luz transmitida, convertendo-a em sinais elétricos (Sinex 1999). Os valores de SpO_2 apresentados no oxímetro de pulso devem ser superiores a 95%, considerando-se, em medicina veterinária, hipoxemia abaixo disso (Fahlman 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Apesar das suas vantagens, este método pode ser afetado por diversos fatores endógenos e exógenos ao animal, como por exemplo a pigmentação da pele, concentração de hemoglobina, posicionamento da sonda, artefactos devido ao movimento, iluminação do local, vasoconstrição e vasodilatação (McEwen et al. 2009). Um estudo de Muller et al. (2012), em veados de cauda branca (*Odocoileus virginianus*), demonstrou que o oxímetro de pulso sobrestima a SpO_2 em relação à saturação arterial de oxigénio (SaO_2), quando se encontra abaixo de 80%, e por isso solicita prudência na utilização deste método isoladamente. Assim, a precisão deste aparelho é maior quando a SpO_2 se encontra entre 80-95% (Haskins 2015). Kreeger e Arnemo (2018) sugerem ainda

que a tendência da saturação de oxigênio é geralmente mais informativa que o valor absoluto apresentado no oxímetro de pulso. Existem também estudos que comprovam a incapacidade do oxímetro de pulso em refletir o efeito do tratamento com oxigênio em veados de cauda branca e antílopes bongo (*Tragelaphus eurycerus isaaci*), subestimando os valores de SaO₂ (Schumacher et al. 1997; Mich et al. 2008). Deste modo, para confirmar os valores dados pelo pulso oxímetro, podemos comparar a pulsação apresentada pelo aparelho com a do animal (Dorsch and Dorsch 2008; Ayres 2012).

Pode ainda utilizar-se a capnografia para monitorizar a ventilação durante a anestesia. A capnografia é um método não invasivo que determina a concentração de dióxido de carbono presente na expiração (dióxido de carbono tidal) através de espectroscopia infravermelha. Existem dois tipos de capnógrafos, dependendo da localização do sensor: o convencional, usado em animais intubados, e o de feixe lateral, que pode ser utilizado em animais não intubados, mas que tem uma resposta mais lenta e menos precisa (Nagler and Krauss 2008; Ozeki and Caulkett 2014). Para além da ventilação, permite monitorizar a frequência respiratória, o posicionamento do tubo endotraqueal, se for esse o caso, a função cardiovascular e alterações eletrolíticas (e.g. acidose metabólica) (Ozeki and Caulkett 2014). Por fim, a gasimetria pode ser também utilizada, sendo o método *gold standard* para a avaliação da oxigenação (Fahlman 2014), que permite medir diretamente os valores de pH, pressão arterial de oxigênio (PaO₂) e dióxido de carbono (PaCO₂), eletrólitos e metabolitos no sangue arterial em poucos minutos (Gonzalez and Waddell 2016), através de aparelhos com três elétrodos (oxigênio, dióxido de carbono e pH) inseridos em duas semi células cada, imersas numa solução eletrolítica específica, com um amperímetro externo no circuito (Hasan 2009). Os valores de PaO₂ devem encontrar-se entre os 80-100 mmHg, e de PaCO₂, entre os 35-45 mmHg (Fahlman 2014). Esta técnica permite assim uma deteção precoce de, por exemplo, situações de miopatia de captura, através da monitorização de desequilíbrios eletrolíticos (Kilgallonm et al. 2006).

5.4.2. Função cardiovascular

O método mais simples para monitorizar o sistema cardiovascular consiste na determinação da frequência e ritmo cardíacos, que podem ser alcançados com a auscultação através do estetoscópio, posicionado entre a quarta e sexta costelas ou atrás do cotovelo do animal, e através da palpação do pulso (Ozeki and Caulkett 2014) na artéria auricular ou, se não for palpável, no caso de ungulados selvagens, na artéria femoral (Caulkett and Arnemo 2015). Idealmente esta monitorização deve ser realizada continuamente, mas, se tal não for possível, deve ser realizada no mínimo a cada cinco a dez minutos (Ozeki and Caulkett 2014; Caulkett and Arnemo 2015). Em ruminantes adultos e saudáveis a frequência cardíaca deve estar entre 60-90 batimentos por minuto, enquanto

que em animais mais jovens ronda os 90-130 batimentos por minuto (Riebold 2015). Frequências cardíacas elevadas, ou seja, taquicardia, podem ser consequência dos agentes (e.g. quetamina), excitação do animal, hipertermia ou choque. O contrário, ou seja, bradicardia, pode resultar dos agentes anestésicos (e.g. xilazina), hipotermia ou disfunções metabólicas (Kreeger and Arnemo 2018). No entanto, Kreeger e Arnemo (2018) sugerem que se o tempo de repleção capilar for inferior a dois segundos e na ausência de outros sinais, pode assumir-se que a perfusão é adequada e não é necessário tomar outras medidas.

Quanto à monitorização da pressão arterial, a hipertensão é comum em animais anestesiados com altas doses de alguns alfa-2 agonistas (e.g. medetomidina) (Caulkett et al. 1996). Portanto, se for possível, a pressão arterial deve ser também avaliada durante a imobilização. Para tal existem métodos diretos e indiretos, sendo a medição direta o *gold standard*. A medição direta da pressão sanguínea é realizada através da colocação de um cateter numa artéria (por exemplo a auricular caudal, safena ou artérias digitais, no caso de ungulados), conectando-a a um manómetro que fornece os valores de pressão sistólica, diastólica e arterial média (Napier and Armstrong 2014; Ozeki and Caulkett 2014; Riebold 2015). Relativamente aos métodos indiretos, existem o método oscilométrico e o doppler. O primeiro fornece essencialmente o valor da pressão arterial média (diferença entre as pressões arteriais máxima e mínima) (Ozeki and Caulkett 2014), através de um *cuff* oclusivo no interior de um manguito, colocado justamente num membro (anterior ou posterior) ou na cauda, e que insufla e desinsufla, detetando assim oscilações na pressão sanguínea (Napier and Armstrong 2014; Haskins 2015). Assim, o método oscilométrico, permite-nos a avaliação dos valores da pressão sistólica (em grandes ruminantes, de 120-150 mmHg, e em pequenos ruminantes, de 90-120 mmHg), da pressão diastólica (em grandes ruminantes, 80-110 mmHg, e em pequenos ruminantes, de 60-80 mmHg), da pressão arterial média (em grandes ruminantes, de 90-120 mmHg, e em pequenos ruminantes, de 75-100 mmHg), e também da frequência cardíaca, dispostos num painel, sendo o método mais prático e por isso, o mais utilizado em medicina veterinária (Haskins 2015; Riebold 2015). Já o doppler, utiliza um par de cristais piezoelétricos (transmissor e recetor de ultrassons), e é através da deteção da diferença de frequências dos sinais transmitidos e recebidos, que esta alteração é convertida num sinal sonoro, estimando-se assim o valor aproximado da pressão sistólica (Haskins 2015). Infelizmente, há falta de concordância entre as pressões obtidas por métodos indiretos e diretos em ruminantes. Porém, quando há necessidade de monitorizar a pressão arterial, o método direto deve ter preferência (Aarnes et al. 2014). Por último, a eletrocardiografia pode ser também utilizada para aceder à frequência cardíaca e diagnosticar arritmias, comuns na imobilização química de animais selvagens, e desequilíbrios eletrolíticos (Ozeki and Caulkett 2014).

5.4.3. Profundidade anestésica

Durante a imobilização é essencial que a profundidade anestésica seja monitorizada de perto, com a utilização de variadas técnicas consoante o protocolo anestésico utilizado, a espécie do animal e o equipamento disponível. Os parâmetros mais frequentemente monitorizados são: o reflexo palpebral (lateral e medial), o reflexo corneal, o relaxamento dos músculos mandibulares e a posição do globo ocular (Ozeki and Caulkett 2014) (Anexo II). Relativamente ao reflexo palpebral, este pode estar presente ou ausente consoante o protocolo anestésico utilizado, mas em ruminantes, desaparece com a mínima profundidade anestésica (Riebold 2015). Já o reflexo corneal deve estar sempre presente (Riebold 2015), e a sua ausência está associada a um plano anestésico muito profundo (Ozeki and Caulkett 2014). Quanto ao relaxamento muscular mandibular, este vai também variar dependendo do protocolo utilizado, como, por exemplo, na utilização de agentes dissociativos isolados, em que é de esperar um aumento de tonicidade muscular (Ramsden et al. 1976). No entanto, a sua combinação com alfa-2 agonistas ou benzodiazepinas, faz com que o relaxamento muscular se verifique (Citino et al. 2001). Por fim, relativamente ao globo ocular, pode haver uma rotação ventral (estrabismo convergente) com o desaparecimento da pupila por debaixo da pálpebra inferior, indicando um bom plano anestésico. Porém, com o aprofundamento e a superficialização do plano anestésico, verifica-se a centralização da pupila (Greene 2003). Nos ruminantes podemos ainda observar movimentos involuntários (e.g. deglutição) que podem indicar alguma superficialização da anestesia (Riebold 2015). Para além destes, a utilização de parâmetros como as frequências cardíaca e respiratória e a pressão arterial devem ser avaliados em conjunto com os parâmetros anteriores para uma melhor monitorização do plano anestésico (Ozeki and Caulkett 2014).

Em casos de superficialização, é geralmente necessário a administração de uma dose de reforço, de acordo com a profundidade anestésica e o tempo necessário para finalizar os procedimentos no animal. Os fármacos mais utilizados são a combinação de tiletamina-zolazepam, se forem necessários mais do que 30 minutos de sedação, e a quetamina ou medetomidina, se apenas forem necessários mais 5 a 20 minutos. Estas podem ser administradas por via intramuscular ou intravenosa, sendo esta última a via com início mais rápido mas com menor duração (Arnemo et al. 2014).

5.4.4. Temperatura corporal

A hipotermia e hipertermia são complicações comuns em imobilizações de animais selvagens. Assim, para podermos reverter a tempo estas situações, a temperatura corporal deve ser monitorizada a cada cinco a dez minutos (Caulkett and Arnemo 2015), através de termómetros digitais manuais ou sondas esofágicas ou retais ligadas a um termómetro eletrónico (Haskins 2015), e deve manter-se entre os 37-39°C na maioria dos mamíferos

ungulados (Napier and Armstrong 2014). Porém, devem ser estabelecidas temperaturas médias normais para cada espécie (Kreeger and Arnemo 2018). Para além destes métodos, existem ainda sistemas telemétricos associados a bólus ruminais que permitem a monitorização de parâmetros como a frequência cardíaca, temperatura e nível da atividade do animal automaticamente (Signer et al. 2010).

5.5. Fase de recuperação e libertação

O momento da recuperação depende do protocolo anestésico utilizado e da situação em que se encontra o animal. Antes de reverter a anestesia, todo o equipamento deve ser arrumado, o animal deve ser bem posicionado e uma pessoa deve permanecer para administrar o antídoto, de preferência por via intramuscular, a não ser que seja necessária uma rápida recuperação. Se administrados agentes sedativos suplementares durante a imobilização, deve-se esperar pelo menos vinte minutos antes de administrar o seu antídoto para permitir uma recuperação suave (Napier and Armstrong 2014). A etapa seguinte é a observação do animal à distância até que consiga andar, proteger-se de outros animais e evitar perigos no meio ambiente (Arnemo et al. 2014). Algumas espécies podem até beneficiar da recuperação numa instalação temporária com água, comida e semi obscuridade (Kreeger and Arnemo 2018). No entanto, é importante que em situações de manada os animais consigam regressar ao grupo o mais rápido possível, se os da mesma espécie não forem uma ameaça à sua recuperação anestésica (Napier and Armstrong 2014). Após a recuperação do animal a recolha dos dardos perdidos é essencial.

6. Complicações

“O risco de efeitos secundários graves, lesões e morte nunca pode ser completamente eliminado” (Arnemo et al. 2014, tradução livre). Infelizmente, quando o alvo são animais selvagens, é quase sempre impossível realizar exames físicos e laboratoriais pré-anestésicos e é-nos apresentada relativamente pouca informação sobre o seu historial. Por isso, a extrapolação de protocolos utilizados noutras espécies similares torna-se frequente, apesar do risco inerente (Arnemo et al. 2014).

6.1. Stress

Em qualquer método de captura há indução de *stress*, ou seja, a ocorrência de mudanças fisiológicas e bioquímicas internas que comprometem a homeostase do animal quando este é sujeito a perturbações físicas e/ou psicológicas, podendo resultar em disfunção miocárdica, insuficiência multiorgânica, miopatia por captura ou mesmo morte (Arnemo et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Kreeger e Arnemo (2018) afirmam que é impossível eliminar o *stress* totalmente, independentemente do método de captura. No entanto, acreditam que uma captura rápida e eficaz pode reduzi-lo.

6.2. Depressão respiratória e hipoxemia

A hipoxemia é uma complicação comum durante a anestesia de animais selvagens devido, principalmente, aos fármacos e às doses utilizados (Read 2003). Também o posicionamento do rúmen durante a imobilização pode colocar pressão no diafragma, podendo interferir com os movimentos respiratórios e aumentar, assim, o risco de hipoxemia em ruminantes (Greene 2003). A hipoxemia é definida por uma PaO_2 abaixo dos valores normais, que, por sua vez, pode desencadear hipoxia, ou seja, níveis de oxigênio inadequados nos tecidos. O seu desenvolvimento pode ocorrer devido a concentrações baixas de oxigênio, hipoventilação ou causas pulmonares (Fahlman 2014). A hipoxemia é muitas vezes silenciosa e de difícil detecção sem equipamentos específicos. Os seus sinais clínicos são geralmente dispneia, cianose, taquipneia, taquicardia e hipertensão. Uma hipoxemia mais grave está associada a sinais como bradicardia, arritmias e contratilidade miocárdica alterada. Porém, todos estes sinais são inespecíficos e pouco sensíveis para a detecção precoce de hipoxemia (Fahlman 2014). Para reverter esta situação existem várias fontes de oxigênio que podemos utilizar. A mais comum é a utilização de cilindros de alumínio com oxigênio comprimido a alta pressão. Podem ser também utilizados concentradores de oxigênio portáteis, mais vantajosos pelo seu menor tamanho e peso, bateria recarregável, segurança e preço. Este aparelho não armazena oxigênio, mas faz a sua concentração no local através da separação do oxigênio dos restantes gases do ar. Por último, temos as unidades portáteis de recipientes de oxigênio líquido, que convertem o oxigênio armazenado em gás quando aquecido. A administração de oxigênio pode ser feita por via intranasal uni ou bilateral, máscara facial, tubo endotraqueal, cateter transtraqueal ou aproximando a fonte de oxigênio das narinas do animal. O objetivo da oxigenoterapia em animais hipoxémicos é melhorar a oxigenação arterial do animal, até atingir o valor mínimo normal de PaO_2 (Fahlman 2014). Estudos comprovam ainda que a suplementação com oxigênio durante a imobilização de ungulados selvagens pode melhorar a sua recuperação (Mich et al. 2008; Paterson et al. 2009; Risling et al. 2011), e, por isso, os animais imobilizados quimicamente devem, sempre que possível, ser suplementados com oxigênio (Kreeger and Arnemo 2018).

6.3. Hipertermia

A hipertermia é geralmente uma das maiores preocupações durante uma captura e pode ser desencadeada, especialmente em ungulados, após longas perseguições, devido a temperaturas ambiente elevadas, atividade muscular aumentada e alteração na termorregulação induzida pelos anestésicos (Caulkett and Arnemo 2015). Deste modo, a medição da temperatura retal deve fazer parte da monitorização do animal imobilizado, sendo que temperaturas de 40°C ou $2\text{-}3^\circ\text{C}$ acima do normal nos devem alertar, e acima dos

41°C devemos considerar uma emergência e iniciar o seu tratamento. O tratamento de hipertermia de grandes animais é difícil no campo. No entanto é possível e deve ser feito gradualmente até atingir uma temperatura de 39.4°C, através do posicionamento do animal à sombra, aplicando água fria sobre o corpo ou através de enemas, ventilando o local, cobrindo as regiões inguinais e axilares com gelo, administrando fluidos frios por via intravenosa (5-10 ml/kg) e, por fim, considerar a reversão da ação dos agentes anestésicos. Quando ocorre hipertermia pode ocorrer também hipoxemia, devido ao aumento das necessidades metabólicas de oxigénio, e, deste modo, a suplementação de oxigénio nestes animais deve ser também considerada. Para prevenir tudo isto devem evitar-se capturas em dias muito quentes, perseguições prolongadas e deve ser selecionado o método de captura que cause o mínimo de *stress* possível no animal (Arnemo et al. 2014; Ko and Krimins 2014; Napier and Armstrong 2014; Sawicka et al. 2015).

6.4. Hipotermia

A hipotermia ocorre quando a perda de calor é maior do que a sua produção e pode ser classificada em primária, se for devida a temperaturas ambiente baixas, exposição a chuva e vento (Arnemo et al. 2014), ou em secundária, se for resultado dos efeitos dos anestésicos ou doença (Oncken et al. 2001). Quando secundária, em capturas químicas, está frequentemente associada à diminuição da atividade muscular, decréscimo do metabolismo e depressão do centro de termorregulação hipotalâmico, causados pelos anestésicos (Haskins 2015). O risco de hipotermia aumenta em capturas realizadas com temperaturas ambientais baixas, em animais jovens, de porte pequeno e com baixa condição corporal (Arnemo et al. 2014). Na maioria dos mamíferos a hipotermia ocorre quando a temperatura retal é inferior a 35°C. A sua presença pode afetar os sistemas nervoso central (e.g. recuperação prolongada), cardiovascular (e.g. diminuição da pressão arterial e da frequência cardíaca, arritmias e alterações na coagulação), respiratório (e.g. hipoventilação, apneia e hipoxemia), gastrointestinal (e.g. íleo paralítico) e metabólico (e.g. acidose), com posterior aumento do risco de morbidade e mortalidade (Ko and Krimins 2014). Quando as medidas preventivas falham é necessário aumentar ativamente a temperatura corporal do animal até um mínimo de 36.9°C, utilizando fontes de calor externas, como botijas de água quente, ou internas, como fluidos aquecidos administrados por via intravenosa, lavagens ou enemas com água quente. Para além disso, a secagem do animal, a sua cobertura com mantas e evitar o seu contacto direto com o solo minimizam as perdas de calor por evaporação e radiação (Ko and Krimins 2014).

6.5. Vômito e regurgitação

O vômito e a regurgitação num animal imobilizado podem ser induzidos pela ação dos fármacos utilizados, *stress*, excitação ou mau posicionamento do animal, e podem

desencadear uma pneumonia por aspiração. A regurgitação pode ocorrer de forma passiva, devido a uma anestesia profunda, em que o conteúdo do rúmen mais líquido passa pelo cárdia relaxado, ou de forma ativa, quando a anestesia é mais superficial e ocorre estimulação vagal durante, por exemplo, a intubação endotraqueal (Greene 2003). Se tal ocorrer, devemos parar a administração de mais fármacos imobilizadores, realizar uma limpeza das vias respiratórias, posicionar o animal em decúbito esternal com a cabeça e pescoço para baixo, e, se necessário, iniciar a ventilação artificial e a administração de doxapram (analéptico respiratório) (1-2 mg/kg). Em ambos os casos, deve ser administrado um antibiótico de longa duração para prevenir o desenvolvimento de uma pneumonia, mesmo que no momento da recuperação anestésica o animal pareça saudável (Arnemo et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Para prevenir os falsos trajetos em grandes animais é necessário colocá-los, sempre que possível, em decúbito esternal e suspender-lhes a cabeça e o pescoço. No caso de procedimentos mais demorados em animais com predisposição para aspiração de conteúdos regurgitados é recomendada a intubação endotraqueal e a anestesia por inalação (Greene 2003; Napier and Armstrong 2014).

6.6. Timpanismo

O timpanismo resulta da incapacidade do animal em reduzir a acumulação dos gases presentes no rúmen através da eructação, e é geralmente causado quando se encontra em decúbito lateral ou ocorre atonia ruminal desencadeada pela administração de relaxantes musculares, nomeadamente agonistas alfa-2 adrenérgicos. O tratamento desta complicação anestésica passa pelo posicionamento do animal em decúbito esternal e pela extensão do seu pescoço com a cabeça direcionada para baixo. Se o posicionamento não for suficiente, a intubação esofágica até ao rúmen deve aliviar alguma da pressão. Se o animal tiver sido imobilizado com agonistas alfa-2 adrenérgicos, o agente antagonista deve ser imediatamente administrado. Em último recurso pode ainda realizar-se a trocaterização do rúmen (Arnemo et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Se possível, para prevenir a regurgitação e o desenvolvimento de timpanismo, os animais devem fazer um jejum de água (8-12 horas) e comida (18-24 horas) antes da anestesia. Para além disso, o posicionamento do animal em decúbito esternal durante todo o procedimento permite uma melhor eructação e ventilação do animal (Greene 2003; Napier and Armstrong 2014).

6.7. Trauma

Durante o processo de imobilização o animal pode sofrer lesões físicas como abrasões, contusões, lacerações e perfurações. Para além disso, sempre que são utilizados dardos, podem ocorrer ainda hemorragias, necrose muscular e fraturas, devido, por exemplo, ao movimento inesperado do animal no momento do disparo ou a injeções demasiado enérgicas (Isaza 2014). As causas mais frequentes de lesões associadas à

captura são o impacto do dardo, a velocidade de injeção do seu conteúdo e a penetração do dardo no local errado (Arnemo et al. 2014). Estas lesões devem ser examinadas, seguindo-se a sua limpeza, encerramento e administração de antibióticos de longa ação, adaptando o tratamento consoante o tipo e a gravidade da lesão. Em casos de fraturas e lesões de maior gravidade e com maior dificuldade de tratamento, é geralmente considerada a eutanásia. Para prevenir traumas deste género, deve ser realizada uma observação do ambiente, antes da captura, em busca de perigos eminentes, uma seleção correta do método de captura de acordo com a espécie e uma manipulação cuidadosa do animal (Arnemo et al. 2014). Quanto à imobilização química à distância, deve dar-se preferência à utilização de trajetórias em arco com menor velocidade, e o movimento da agulha após descarga deve ser minimizado, através da utilização de agulhas com barbelas e colares (Isaza 2014).

6.8. Miopatia de captura

A miopatia de captura, também denominada de miopatia ou rabdomiólise por esforço, é uma doença não infecciosa, metabólica e multifatorial de mamíferos e aves selvagens (em liberdade ou em cativeiro), que afeta os músculos esquelético e cardíaco, em resposta ao *stress* e esforço físico intenso, geralmente associados à perseguição, captura, imobilização e transporte dos indivíduos (William and Thorne 1996; Arnemo et al. 2014; Paterson 2014).

Existem várias teorias sobre os fatores responsáveis por esta síndrome. É sugerido que a espécie (Ebedes et al. 2002); as condições topográficas e atmosféricas; o processo da captura (Paterson 2014); a presença de doença (Ebedes et al. 2002); fatores nutricionais, como a deficiência em vitamina E e selénio (Allaway and Hodgson 1964; Hebert and Cowan 1971; Ebedes et al. 2002); os efeitos secundários das combinações anestésicas, especialmente com opioides (Paterson 2014); e características como idade, sexo e estado reprodutivo do indivíduo são variáveis que podem tornar o animal mais sensível ao *stress* e ao esforço físico, e, conseqüentemente, podem predispor o indivíduo para esta síndrome (Ebedes et al. 2002; Jacques et al. 2009; Morellet et al. 2009; Paterson 2014).

A sua fisiopatologia resume-se a uma alteração do fluxo sanguíneo para os tecidos e esgotamento da energia aeróbia, particularmente no músculo esquelético, mas também no músculo cardíaco (Meltzer and Kock 2014; Paterson 2014). Conseqüentemente, a menor distribuição de oxigénio e nutrientes aos tecidos, a remoção inadequada dos metabolitos celulares, e o aumento da produção de ácido láctico lesionam as células musculares, que libertam mioglobina para o sangue. E a mioglobina presente na circulação pode, por sua vez, causar necrose tubular e insuficiência renal aguda (Spraker 1993; Meltzer and Kock 2014).

Esta síndrome manifesta-se de maneira diferente consoante a espécie, indivíduo e circunstância, podendo ser classificada de: hiperaguda ou choque de captura (caracterizada por depressão, taquipneia, taquicardia, hipertermia, pulso fraco e morte uma a seis horas pós-captura), aguda ou mioglobínúria atáxica (a mais comum, caracterizada por ataxia, torcicolo e mioglobínúria manifestadas horas ou dias depois da captura, e morte entre um a dois dias pós-captura), subaguda ou rutura muscular (caracterizada por abaixamento dos quartos traseiros e hiperflexão do curvilhão, manifestados 24-48 horas depois da captura, devido à rutura do músculo gastrocnémio, com morte dias ou semanas pós-captura), e crónica ou hiperaguda atrasada (caracterizada por ocorrer em animais em cativeiro, pelo menos 24 horas depois da captura, sem sinais clínicos e morte em horas ou dias pós-captura). À necropsia, é comum encontrar, principalmente, lesões no músculo esquelético, geralmente com aparência pálida e seca, nos rins, que se apresentam escuros e hipertrofiados, e ainda observar uma coloração acastanhada da urina (Harthoorn 1976; Spraker 1993; Paterson 2014).

O seu tratamento tem uma taxa de sucesso baixa (Paterson 2014; Kreeger and Arnemo 2018) e inclui analgesia com anti-inflamatórios não esteroides, corticosteroides, opioides e/ou sedativos (Spraker 1993; Wells et al. 2009; Ward et al. 2011; Paterson 2014); relaxamento muscular com, por exemplo, benzodiazepinas (Ward et al. 2011); inibição da contração muscular com dantroleno (relaxante muscular) (Edwards et al. 2003; McKenzie et al. 2004; Wells et al. 2009; Paterson 2014); suplementação nutricional e antioxidante com vitamina E, selénio, coenzima Q10 e L-carnitina (Chalmers et al. 1979; Beech 1997; Smith et al. 2005; Wells et al. 2009; Ward et al. 2011); oxigenoterapia com oxigénio hiperbárico; correção da acidose com fluidoterapia e bicarbonato de sódio (Harthoorn et al. 1974; Businga et al. 2007; Wells et al. 2009; Paterson 2014); diminuição da temperatura (Arnemo et al. 2014; Sawicka et al. 2015) e fisioterapia (Businga et al. 2007; McEntire and Sanchez 2017).

A melhor maneira de prevenir a miopatia de captura é limitar a exposição do animal a *stress* (Breed et al. 2019). Tal pode ser conseguido tomando medidas que reduzam o nervosismo e o esforço físico durante a captura, que limitem o tempo de perseguição, que minimizem a manipulação, estímulos visuais e auditivos e que forneçam um ambiente de recuperação livre de *stress* (Arnemo et al. 2014; Paterson 2014; Breed et al. 2019). Também a utilização de tranquilizantes, o planeamento da captura para alturas do dia mais frescas e a habituação do animal a este tipo de procedimentos são medidas vantajosas (Breed et al. 2019).

6.9. Mortalidade

Mortes diretamente relacionadas com os fármacos utilizados são raras, porém mortes associadas ao processo de imobilização não são incomuns, tanto no período de indução como no período de recuperação (Kreeger and Arnemo 2018). Podemos dividi-las em três categorias: i) por efeito direto dos fármacos imobilizadores (e.g. depressão respiratória, hipertermia, timpanismo); ii) por efeitos indiretos (e.g. afogamento na indução); iii) e por efeitos secundários ao processo de captura (e.g. miopatia de captura) (Arnemo et al. 2014).

Tal como todos os métodos de captura podem causar *stress*, também todos eles podem causar mortalidade. No entanto, Kreeger and Arnemo (2018) afirmam que com os novos sistemas de captura química é possível uma taxa de mortalidade inferior ou igual a 2%, que pode ser atingida com a utilização de uma equipa de captura profissional experiente, desenvolvimento de um protocolo de captura para cada espécie e reavaliação dos protocolos após mortes relacionadas com capturas (até 14 dias após captura) (Arnemo et al. 2006). Por fim, no caso de ocorrência de mortalidade, deve ser realizada necropsia para determinar a causa da morte (Kreeger and Arnemo 2018).

6.10. Eutanásia

O médico veterinário deve fazer-se acompanhar do equipamento e fármacos necessários para uma eutanásia sempre que realiza uma captura (Arnemo et al. 2014) e, como tal, deve também estar familiarizado com as técnicas disponíveis (Woodbury 2014). A eutanásia é o ato de induzir uma morte humanitária a um animal, minimizando qualquer dor, *stress* ou ansiedade que a anteceda. Idealmente a técnica deverá induzir uma perda de consciência rápida, seguida de uma paragem cardiorrespiratória e morte cerebral (American Veterinary Medical Association [AVMA] 2020). O método deve ser eficaz, irreversível e seguro para o operador. Porém, a maioria das técnicas recomendadas em animais domésticos e laboratoriais são geralmente impossíveis de serem realizadas em circunstâncias de campo ou de coleções zoológicas, pela dificuldade na contenção do animal; segurança dos intervenientes; características do animal; preservação da carcaça para alimentação de outros animais; e dificuldade da eliminação dos resíduos da eutanásia (Woodbury 2014). Para além disso, nestas situações de cativeiro, a eutanásia é frequentemente realizada na presença dos tratadores, e por isso deve ter-se em consideração a sua ligação aos animais, com uma prévia abordagem aos colegas sobre o tema e o método selecionado (AVMA 2020). A seleção do método de eutanásia depende da espécie, tamanho, peso e comportamento do animal (Woodbury 2014). Idealmente, em ungulados selvagens em cativeiro, o processo da eutanásia deverá seguir os seguintes passos: a contenção do animal (física ou química, se for possível), a sua insensibilização e

de seguida a sua morte (Woodbury 2014). Segundo a AVMA (2020), os métodos de eutanásia aceitáveis nestas circunstâncias são os barbitúricos, a solução “T-61” e a sobredosagem com outros agentes anestésicos. Outros métodos passam pela inalação de anestésicos voláteis ou de dióxido de carbono; utilização de êmbolos penetrantes ou armas de fogo, que são aceitáveis em emergências ou eutanásias não planeadas. Por outro lado a administração de succinilcolina é um método inaceitável por ser apenas um bloqueador neuromuscular, que não oferece analgesia nem alívio da dor ao animal, podendo este ser utilizado apenas com anestesia prévia do animal.

A confirmação da morte é essencial tanto por razões éticas como por razões de segurança, especialmente em animais perigosos e tolerantes a longos períodos de anoxia, através da observação de ausência de movimentos respiratórios, de pulso ou de batimentos cardíacos, mucosas descoloradas, pupilas dilatadas e fixas e perda de reflexo corneal (Woodbury 2014). Quando existem dúvidas, a utilização de métodos auxiliares para confirmação da morte do animal é permitida, como a administração de cloreto de potássio ou sulfato de magnésio intravenosos ou intracardíacos e a sangria (AVMA 2020).

7. Farmacologia aplicada à imobilização química de ungulados selvagens

7.1. Critérios para a seleção de um bom fármaco

Como referido anteriormente, não existe um só fármaco ideal que possua todos os critérios para uma imobilização química: potência elevada (volumes eficazes inferiores a 3 mililitros), rápido período de indução (1 a 5 minutos após injeção), grande margem de segurança, efeitos ao nível do sistema nervoso central (perda de função motora e de consciência), efeito analgésico, mínima depressão dos sistemas cardiovascular e respiratório, preservação de reflexos (e.g. deglutição), reversível, versátil para várias espécies, não irritante em injeções intramusculares ou intravenosas, miscível com outros fármacos, seguro para o manuseador e estável a diferentes temperaturas. Assim sendo, opta-se mais frequentemente pela utilização de combinações farmacológicas com um fármaco imobilizador e um tranquilizante ou sedativo (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018).

7.2. Classificação dos fármacos

Na medicina de animais selvagens, existem dois grupos principais de fármacos imobilizadores ou também conhecidos como *knock down*: os opioides, geralmente utilizados nos herbívoros, que induzem um estado entre a paralisia e a anestesia denominado neuroleptanalgesia; e as ciclohexilaminas (agentes dissociativos), geralmente utilizadas nas restantes espécies, capazes de induzir a verdadeira anestesia, definida pela perda de percepção de dor (analgesia) combinada com a perda de consciência, amnésia e imobilidade

(Kreeger and Arnemo 2018). Para além destes, existem ainda tranquilizantes e sedativos, que em combinação com os fármacos imobilizadores, melhoram os resultados das imobilizações químicas (Kreeger and Arnemo 2018).

7.2.1. Opioides

Os opioides são análogos sintéticos ou semissintéticos derivados de compostos, como a morfina e a codeína, que foram purificados do ópio produzido por uma planta (*Papaverum somniferum*). Atualmente são conhecidos quatro tipos de recetores opioides: o μ (mu), o δ (delta), o κ (kappa), e o recetor de nocicetina (ou recetor orfanina FQ); com subtipos específicos e com uma distribuição única no sistema nervoso central e periférico. O recetor μ , pelo qual a maioria dos agentes opioides tem preferência, é o mediador maioritário do efeito analgésico dos opioides, mas está também associado aos seus efeitos secundários. Já os opioides que atuam no recetor δ , tendem a fornecer uma fraca analgesia, mas podem modificar a antinociceção mediada pelo recetor μ . O recetor kappa intervém também na analgesia, apesar de ser difícil distinguir os seus efeitos do recetor μ . Por último, ao contrário dos restantes, o recetor da nocicetina não apresenta efeitos analgésicos típicos dos opioides e produz efeitos nocicetivos. Através da sua interação com recetores específicos, os opioides exógenos atuam mimetizando a ação dos opioides endógenos (encefalinas, dinorfinas e β -endorfinas), desencadeando vários eventos que convergem na diminuição da libertação de neurotransmissores por neurónios pré sinápticos e na hiperpolarização dos neurónios pós sinápticos, com o objetivo de inibir a transmissão de informação (Lamont and Grimm 2014) e induzir um estado de neuroleptanalgesia (Kreeger and Arnemo 2018).

Os opioides apresentam um papel de grande importância na imobilização de animais selvagens, principalmente em ungulados, desde os anos 60 (Kreeger and Arnemo 2018). São fármacos de grande potência, com um período de indução entre três a dez minutos, onde se observam alterações de comportamento como: ataxia, desequilíbrio, excitação, *stargazing* e queda em decúbito esternal ou lateral (Burroughs et al. 2014). Para além de sedação, produzem também analgesia e os seus efeitos são reversíveis (Caulkett and Arnemo 2015).

Apesar das suas vantagens, apresentam vários efeitos secundários que podem variar consoante a espécie e indivíduo devido à distribuição e concentração dos vários tipos de recetores opioides (KuKanich and Wiese 2015): depressão respiratória, excitação durante o período de indução (prolongada em casos de dose insuficiente), hipertonicidade muscular, hipertermia, inibição da motilidade intestinal e consequente timpanismo no caso dos ruminantes (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015). Outro importante efeito secundário da utilização dos opioides é a renarcotização, que

ocorre quando o animal volta a ficar sob a influência dos agonistas opioides, após a administração do antagonista. Este fenômeno pode ocorrer de imediato ou até dias após a captura (Kreeger and Arnemo 2018). Para além disso, o uso destes agentes potentes deve ser feito com precaução, de maneira a evitar a exposição humana por injeção acidental ou absorção através de mucosas ou feridas na pele, e deve estar sempre acompanhado do seu antagonista (Kreeger and Arnemo 2018).

A administração de opioides pode ser realizada isoladamente, ou, mais frequentemente, em combinação com um agente neuroléptico que potencie os seus efeitos sedativos e diminua a rigidez muscular (Caulkett and Arnemo 2015). Os opioides mais comuns na imobilização de animais selvagens são a etorfina, tiafentanil e carfentanil (Kreeger and Arnemo 2018) (Tabela 1).

7.2.1.1. Etorfina

Análogo da paramorfina, foi o primeiro opioide a ser utilizado para a imobilização de animais selvagens (Kreeger and Arnemo 2018). Particularmente eficaz em ungulados, rinocerontes e elefantes. É um agente de indução e duração dose dependente. Numa dose eficaz, os primeiros efeitos são observados 3-8 minutos após injeção intramuscular, com uma duração total de 20-30 minutos. Pode ser administrado isoladamente ou em combinação com um agente neuroléptico (Caulkett and Arnemo 2015). A sua solução não é miscível com diazepam e haloperidol (Burroughs et al. 2014). Causa sobretudo depressão respiratória. Para além disso, dependendo da dose e da espécie em questão, pode também causar tremores, convulsões, regurgitação, timpanismo, bradicardia ou taquicardia e hipertensão (Caulkett and Arnemo 2015). Geralmente administrada em combinação com um tranquilizante ou sedativo, azaperona ou um alfa-2 agonista para reduzir a excitação e hipertonidade muscular (Burroughs et al. 2014). A reversão dos seus efeitos pode ser feita com diprenorfina (2-3 vezes a dose de etorfina em miligramas), naltrexona (10-20 vezes a dose de etorfina em miligramas) ou naloxona (0,04-0,07 mg/kg) (Burroughs et al. 2014), sendo que se administrados por via intravenosa, o animal terá uma recuperação de cerca de 1-3 minutos, e se por via intramuscular rondará os 5-10 minutos. Sem a administração destes antagonistas, o período de recuperação pode chegar a 7-8 horas (Caulkett and Arnemo 2015).

7.2.1.2. Fentanil

Usada mais frequentemente para espécies de pequeno porte, como impalas e cães selvagens, devido ao grande volume necessário para atingir uma dose eficaz (pois apresenta $\frac{1}{4}$ da potência da etorfina) (Burroughs et al. 2014). É um opioide sintético agonista de recetores μ , lipossolúvel e de curta duração (entre 30 minutos a 2 horas, dependendo da via e dose) (Lamont and Grimm 2014; KuKanich and Wiese 2015). É

ineficaz na imobilização de equídeos e causa uma depressão respiratória menor, em comparação com os restantes opioides. No entanto, o seu efeito *knock down* também é menor e os animais podem manter-se em estação durante a imobilização (Burroughs et al. 2014). Pode causar bradicardia, mas geralmente fornece uma boa estabilidade cardiovascular (Lamont and Grimm 2014). A reversão dos seus efeitos é realizada com a administração de antagonistas como a diprenorfina (0,16-0,2 vezes a dose de fentanil em miligramas), naltrexona (3 vezes a dose de fentanil em miligramas) ou naloxona (0,04-0,07 mg/kg) (Burroughs et al. 2014).

7.2.1.3. Carfentanil

É um agente derivado do fentanil, útil para imobilização de ungulados e grandes carnívoros (Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018), mas pouco eficaz em equídeos (Burroughs et al. 2014). Mais potente que a etorfina, possui uma indução rápida de 2-5 minutos e apresenta uma semi vida longa (Burroughs et al. 2014). Esta sua última característica dificulta a reversão completa dos seus efeitos com antagonistas como a diprenorfina, naloxona ou nalmefene, podendo ocorrer renarcotização. Para evitar isso, a utilização de carfentanil deve vir acompanhada com a de naltrexona (90 vezes a dose de carfentanil em miligramas) para que se possa fazer a reversão completa dos seus efeitos (Allen 1989; Burroughs et al. 2014). A sua administração isolada pode causar rigidez muscular, e, por isso, é frequentemente utilizada em conjunto com um agente sedativo que produza algum relaxamento muscular, como a xilazina (Seal et al. 1985; Haigh 1990). No entanto, é necessária precaução na utilização desta combinação, pois existem estudos que sugerem o aumento de risco de regurgitação e pneumonia por aspiração com estes agentes (Kreeger 2000).

7.2.1.4. Tiafentanil

Derivado sintético do fentanil (Kreeger and Arnemo 2018) com excelente eficácia em herbívoros, especialmente girafas, cobos-de-água, elandes, cudos e inialas (Caulkett and Arnemo 2015). Apresenta vantagens em relação à utilização de etorfina e de carfentanil, pela sua rápida indução (inferior a dois minutos), grande margem de segurança, menor semi vida (duração de aproximadamente 30 minutos), menor incidência de renarcotização e menor depressão respiratória e cardíaca (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Pode ser administrado isoladamente ou em combinação com alfa-2 agonistas. A sua combinação com medetomidina e quetamina tem registado bons resultados e menos efeitos secundários (Caulkett and Arnemo 2015). A reversão dos seus efeitos pode ser feita administrando naltrexona (10-15 vezes a dose de tiafentanil em miligramas) (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014).

Tabela 1 - Caracterização dos agonistas opioides mais utilizados na imobilização de animais selvagens

Fármacos	Espécies	Características	Efeitos secundários	Antídotos
Etorfina (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018)	Ungulados, rinocerontes e elefantes	Primeiros efeitos em 3-8 minutos (IM) Duração de 20-30 minutos Geralmente administrada em combinação com um tranquilizante ou sedativo, azaperona ou alfa-2 agonista	Depressão respiratória, tremores, convulsões, regurgitação, timpanismo, bradicardia/taquicardia, hipertensão	Diprenorfina, naltrexona, naloxona Recuperação em 1-3 minutos (IV) e 5-10 minutos (IM)
Fentanil (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; KuKanich and Wiese 2015)	Espécies de pequeno porte como impalas e cães selvagens Pouco eficaz em equídeos.	Duração de 30 minutos a 2 horas Imobilização frequente em estação	Menor depressão respiratória em comparação com os restantes e pode causar bradicardia	Diprenorfina, naltrexona, naloxona
Carfentanil (Seal et al. 1985; Allen 1989; Haigh 1990; Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018)	Ungulados e grandes carnívoros Pouco eficaz em equídeos	Indução em 2-5 minutos Semi vida longa Geralmente administrado em combinação com agente sedativo	Rigidez muscular se administrado isoladamente	Naltrexona Risco de renarcotização com diprenorfina, naloxona e nalmefene
Tiafentanil (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018)	Excelente para herbívoros como girafas, cobos-de-água, elandes, cudos, inhalas	Indução inferior a 2 minutos Grande margem de segurança Menor semi vida (30 minutos) Administrado isoladamente ou em combinação com alfa-2 agonistas	Menor depressão respiratória e cardíaca, menor incidência de renarcotização	Naltrexona

IM – intramuscular; IV – intravenoso.

7.2.1.5. Butorfanol

É um agente sintético utilizado na imobilização química de uma grande variedade de espécies como rinocerontes, elefantes, girafas, zebras, grandes carnívoros e cães selvagens (Bush et al. 2011; Burroughs et al. 2014). Apresenta efeitos agonistas nos recetores opioides κ (analgesia) e efeitos antagonistas nos recetores opioides μ (reversão dos efeitos opioides), classificando-se, por isso, de agonista-antagonista. Tem uma potência

de cerca de quatro a sete vezes a da morfina (Kreeger and Arnemo 2018) e efeitos de curta duração (uma a três horas) (Lamont and Grimm 2014). É um agente seguro, com grande margem de segurança e efeitos mínimos sobre o sistema cardiorrespiratório. A utilização de butorfanol pode ter vários fins: desde o controlo da dor, à manipulação do animal em pequenos procedimentos, se combinado com um sedativo, à anestesia ou indução de neuroleptanalgesia, quando combinado com alfa-2 agonistas, agentes dissociativos ou outros opioides mais potentes (Bush et al. 2011). É frequentemente administrado como antagonista para superficializar a anestesia e melhorar a ventilação durante a imobilização, sem precipitar a recuperação (Bush et al. 2011; Miller et al. 2013; Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015). Quando usado isoladamente numa imobilização, fornece apenas uma moderada sedação sensível a estímulos e por isso, a sua administração é mais comum em combinações como, por exemplo, com a azaperona e medetomidina (protocolo BAM), que fornece relaxamento muscular e uma boa recuperação. No entanto, pode desencadear uma indução lenta e depressão respiratória. Por último, os seus efeitos podem ser revertidos completamente com naloxona, naltrexona ou nalmefene (Kreeger and Arnemo 2018).

7.2.1.6. Nalbufina

Opioide semi sintético agonista dos recetores κ e antagonista dos recetores μ , dez vezes mais potente que o butorfanol. É uma alternativa ao uso de opioides potentes quando combinado com azaperona ou medetomidina (Kreeger and Arnemo 2018). Fornece uma analgesia moderada e os seus efeitos podem ser revertidos com naloxona, naltrexona e nalmefene. Contudo pode ser acompanhada de induções mais demoradas do que os opioides mais potentes, depressão respiratória ou efeitos cardiovasculares (Lamont and Grimm 2014; Kreeger and Arnemo 2018). Tal como o butorfanol, pode ser usada para reverter parcialmente os efeitos dos opioides agonistas puros, mantendo alguma analgesia (Lamont and Grimm 2014).

7.2.2. Antagonistas opioides

A maior vantagem na utilização de opioides numa imobilização é ter a possibilidade de antagonizar os seus efeitos. Os critérios para um bom antagonista é ter uma semi vida maior que o agente agonista e ter afinidade seletiva para determinados tipos de recetores (Caulkett and Arnemo 2015). São derivados da morfina que competem com fármacos agonistas opioides, substituindo-os nos recetores μ e κ , provocando (agonistas parciais) ou não (antagonistas puros) atividade intrínseca (Burroughs et al. 2014). Dentro deste grupo, os mais utilizados são a naltrexona, naloxona e diprenorfina, sendo a primeira a mais versátil, e as restantes mais utilizadas em caso de exposição humana aos opioides (Caulkett and Arnemo 2015) (Tabela 2).

7.2.2.1. Naltrexona

É um antagonista puro dos recetores opioides μ , com grande importância em recuperações de animais que são libertados no terreno, especialmente espécies consideradas presas, pois é o único que consegue reverter totalmente os efeitos dos opioides, devido à sua potência elevada (duas a nove vezes maior que a da naloxona) e semi vida longa (quatro horas) (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015; KuKanich and Wiese 2015). Tal acontece porque o seus metabolitos são também antagonistas puros com semi vida longa (13 horas) e contribuem para a sua ação antagonista nos recetores opioides (Kreeger and Arnemo 2018). A dose administrada é geralmente repartida entre a via intravenosa (25%) e a via subcutânea (75%) (KuKanich and Wiese 2015). Infelizmente é caro, e, por isso, é pouco usado como rotina, mas continua a ser o antídoto de primeira escolha para reversão da imobilização com carfentanil (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015) ou no caso de exposição acidental humana (Kreeger and Arnemo 2018).

7.2.2.2. Naloxona

Este antídoto é também um antagonista puro, porém devido à sua semi vida curta (30-40 minutos), pode causar renarcotização e tornar necessária a administração de doses adicionais para que o animal recupere na totalidade (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015; KuKanich and Wiese 2015; Kreeger and Arnemo 2018). A sua administração intravenosa provoca uma recuperação em cerca de um a três minutos (Caulkett and Arnemo 2015). Um estudo em veados canadianos (*Cervus elaphus nelsoni*) recomenda ainda a sua utilização para reversão parcial, numa dose de 2 μg por cada 1 μg de carfentanil, para melhorar a oxigenação e ventilação durante a imobilização química (Moresco et al. 2001).

7.2.2.3. Diprenorfina

É o antagonista opioide mais usado para reverter os efeitos da administração de etorfina. Apesar dos seus efeitos antagonistas também possui efeitos agonistas e, por isso, não é recomendado para reverter efeitos de exposição humana (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015). Para além disso, uma sobredosagem deste agente pode prolongar a imobilização, em vez de reverter os seus efeitos. A sua administração via intravenosa, resulta num período de recuperação de um a três minutos. No entanto, se for administrado por via intramuscular, este período de tempo aumenta até 15-20 minutos (Caulkett and Arnemo 2015).

7.2.2.4. Nalorfina e nalmefene

São menos utilizados em imobilizações de animais selvagens, devido à presença de melhores antagonistas como a naltrexona. A nalorfina, tal como o butorfanol, é um fármaco agonista-antagonista (Kreeger and Arnemo 2018), utilizada principalmente pelos seus

efeitos antagonistas para reverter parcialmente os efeitos opioides, como a depressão respiratória, ou, por exemplo, para a captura e transporte de grandes mamíferos, como o rinoceronte, permitindo colocar o animal em andamento e guiá-lo, sem precipitar a sua recuperação (Burroughs et al. 2014). Por último, o nalmefene é um antagonista opioide puro de longa duração, superior à da naloxona (Lamont and Grimm 2014), no entanto inferior à da naltrexona (Allen 1996; Burroughs et al. 2014).

Tabela 2 - Caracterização dos antagonistas opioides mais comuns na imobilização de animais selvagens.

Fármacos	Classificação	Características	Utilizações
Naltrexona	Antagonista puro	Reversão completa Potência 2-9 vezes a da naloxona Semi vida longa (4 horas) Metabólitos com semi vida longa (16 horas)	Antídoto de 1ª escolha para carfentanil ou exposição humana acidental
Naloxona	Antagonista puro	Semi vida curta (30-40 minutos) Pode causar re-narcotização Recuperação 1-3 minutos (IV)	Reversão de efeitos opioides e melhoramento da oxigenação
Diprenorfina	Agonista-antagonista	Em caso de sobredosagem pode prolongar recuperação Recuperação 1-3 minutos (IV) ou 15-20 minutos (IM)	Reversão de efeitos opioides Não recomendado em caso de exposição humana
Nalmefene	Antagonista puro	Semi vida longa maior que naloxona mas menor que naltrexona	Reversão de efeitos opioides
Nalorfina	Agonista-antagonista	Caro e indisponível em alguns países	Reversão de depressão respiratória Captura e transporte de grandes mamíferos como o rinoceronte

IM – intramuscular; IV - intravenoso

7.2.3. Ciclohexilaminas

São o segundo grupo de fármacos mais usados na imobilização de animais selvagens, do qual fazem parte a quetamina e a tiletamina (Tabela 3). Conhecidos como anestésicos dissociativos, têm este nome por causarem uma dissociação entre o sistema límbico e o sistema talamocortical, produzindo um estado de catalepsia, caracterizado por imobilidade, hipertonicidade muscular, amnésia e analgesia marcadas (Kreeger and Arnemo

2018; Lamont and Grimm 2014). O animal mantém-se de olhos abertos (que devem ser protegidos com vendas) e não ocorre a abolição dos reflexos corneal e palpebral, razão pela qual estes não devem ser utilizados para monitorizar a profundidade da anestesia (Kreeger and Arnemo 2018).

Têm várias vantagens, desde a sua eficácia numa grande variedade de espécies, à sua segurança (índice terapêutico elevado), rápida indução (5-10 minutos, via intramuscular), fornecimento de analgesia periférica, depressão respiratória pouco significativa (se administrado em doses baixas) e boa manutenção cardiovascular (Kreeger and Arnemo 2018). No entanto os seus efeitos secundários incluem excitação durante a fase de indução (principalmente se subdosagem), convulsões e hipersalivação (especialmente se sobredosagem, mas facilmente revertido com a administração de atropina), hipertermia, vômito (se combinadas com alfa-2 agonistas), apneia (se administração intravenosa rápida) e dor à injeção (se administração intramuscular) (Burroughs et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018).

Se administrados isoladamente, provocam uma indução e recuperação insatisfatórias (Kreeger and Arnemo 2018), com rigidez muscular e tempos de anestesia prolongados, pois não possuem antídoto (precaução na sua utilização em animais com disfunção hepática e/ou renal) (Berry 2015). Assim sendo, são geralmente utilizados em dosagens mais baixas, em combinação com tranquilizantes ou sedativos (Burroughs et al. 2014; Berry 2015) e estes são revertidos quando os efeitos do anestésico dissociativo se dissipam (Berry 2015).

7.2.3.1. Quetamina

É a ciclohexilamina mais utilizada para anestesia de animais selvagens, especialmente mamíferos de pequeno e médio porte, mas também é capaz de imobilizar desde répteis a grandes ungulados (Kreeger and Arnemo 2018).

O tempo de indução e a duração da ação são dose e espécie dependentes (Caulkett and Arnemo 2015). Geralmente os seus primeiros efeitos são observados aos 2-5 minutos, com indução aos 5-10 minutos, após administração por via intramuscular (Caulkett and Arnemo 2015), que, apesar de dolorosa (Burroughs et al. 2014), produz uma anestesia e recuperação mais prolongadas (Lamont and Grimm 2014) que a via intravenosa (indução aos 45-90 segundos) (Caulkett and Arnemo 2015).

Os seus efeitos adversos incluem convulsões, apneia transitória, hipersalivação (reduzível com anticolinérgicos) (Caulkett and Arnemo 2015; Berry 2015), hipertensão e taquicardia (Lamont and Grimm 2014; Berry 2015). Pode observar-se ainda um padrão respiratório característico da utilização de quetamina, com um período de inspiração prolongado e um período de expiração curto (Lamont and Grimm 2014). Durante a imobilização os reflexos oculares, laríngeo e faríngeo podem manter-se intactos (Caulkett

and Arnemo 2015). Recomenda-se precaução na utilização de quetamina em animais com doença grave cardiovascular (Berry 2015).

Para evitar a ocorrência destes efeitos secundários utiliza-se a quetamina, geralmente, em combinação com benzodiazepinas ou agonistas alfa-2 adrenérgicos, melhorando a sedação e relaxamento muscular (Berry 2015). Esta última combinação é muito utilizada em ruminantes de grande porte (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015), sendo a medetomidina a preferida porque permite adicionar um menor volume de quetamina e possibilita uma recuperação com poucos efeitos adversos (Caulkett and Arnemo 2015).

Não existem antídotos para reverter os seus efeitos, de modo que a sua recuperação se vai dever à redistribuição do agente e ao seu metabolismo no fígado, onde é formada a norquetamina que possui cerca de um terço a um quinto da potência do composto original e pode contribuir para o prolongamento dos seus efeitos analgésicos (Lamont and Grimm 2014).

7.2.3.2. Tiletamina

Esta ciclohexilamina é comercializada apenas em combinação com a benzodiazepina zolazepam em produtos como o Telazol® e o Zoletil® (Kreeger and Arnemo 2018). Tal como a quetamina, provoca uma anestesia dissociativa e é usada como alternativa a esta, por ser mais potente e ter maior duração de ação (Lamont and Grimm 2014). Quando usada isoladamente pode provocar convulsões e contrações clónicas epiletiformes (Kreeger and Arnemo 2018); em ungulados, pode causar recuperações agitadas (Caulkett and Arnemo 2015); pode causar hipertonicidade muscular, mas sem outras complicações (Burroughs et al. 2014); e por isso é utilizada em combinação com zolazepam, resultando em menos convulsões, bom relaxamento muscular, analgesia somática e recuperações mais suaves (Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018). No entanto, esta sua combinação pode causar hipertensão, taquicardia e, menos frequentemente, hipersalivação, rigidez muscular e ataxia (Caulkett and Arnemo 2015). Podem ser ainda adicionados agonistas alfa-2 adrenérgicos para diminuir o volume injetado, melhorar a analgesia e diminuir o tempo de recuperação (Millsbaugh et al. 1995; Caulkett et al. 2000; Murray et al. 2000; Caulkett and Arnemo 2015).

Os seus primeiros efeitos são observados 1-2 minutos após administração intramuscular (Caulkett and Arnemo 2015), com uma indução rápida e suave após 5-8 minutos (Burroughs et al. 2014), uma duração de 2-4 horas (Burroughs et al. 2014) e período de recuperação entre 3-8 horas (Caulkett and Arnemo 2015). Porém, se administrado por via intravenosa, passa a ter uma duração de aproximadamente 15-20 minutos (Lamont and Grimm 2014).

Tabela 3 - Caracterização das ciclohexilaminas utilizadas na imobilização de animais selvagens.

Fármacos	Características	Efeitos adversos	Combinações
Quetamina (Lamont and Grimm 2014; Berry 2015; Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018)	Primeiros efeitos aos 2-5 minutos (IM) Indução aos 5-10 minutos (IM) Indução aos 45-90 segundos (IV) Reflexos ocular, laríngeo e faríngeo intactos	Convulsões, apneia, salivação, hipertensão, taquicardia. Não recomendado para doentes cardiovasculares	Com benzodiazepinas ou agonistas alfa-2 adrenérgicos (ex. medetomidina)
Tiletamina-zolazepam (Millspaugh et al. 1995; Caulkett et al. 2000; Murray et al. 2000; Lamont and Grimm 2014; Berry 2015; Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018)	Comercializada apenas em combinação com zolazepam. Primeiros efeitos aos 1-2 minutos (IM) Indução 5-8 minutos (IM) Duração 2-4 horas (IM) ou 15-20 minutos (IV) Recuperação 3-8 horas (IM)	Hipertensão, taquicardia, salivação, rigidez muscular, ataxia	Com agonistas alfa-2 adrenérgicos

IM – intramuscular; IV – intravenoso.

7.2.4. Sedativos

Na imobilização de animais selvagens, os tranquilizantes e os sedativos são usados como auxiliares dos agentes imobilizadores principais (os opioides e as ciclohexilaminas). A diferença entre ambos é que, enquanto que a maioria dos tranquilizantes reduzem a ansiedade com o mínimo de efeitos sedativos e não possuem antídoto, os sedativos reduzem a ansiedade do animal adormecendo-o e, geralmente, têm antídoto (Burroughs et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018).

7.2.4.1. Benzodiazepinas

Estes sedativos potenciam os efeitos inibitórios do neurotransmissor GABA (ácido gama aminobutírico) no SNC. São usados principalmente como anticonvulsivos auxiliares das ciclohexilaminas. São seguros e produzem bom relaxamento muscular, amnésia e podem estimular o apetite (Kreeger and Arnemo 2018). Exemplos destes são o diazepam e midazolam.

Relativamente ao diazepam, é um excelente sedativo para avestruzes, provoca bom relaxamento muscular, é anticonvulsivo e ansiolítico, pode ser usado para controlar efeitos extrapiramidais causados por outros fármacos e ainda estimular o apetite em algumas espécies. Por outro lado, não é rapidamente absorvido pela via intramuscular; a sua administração intravenosa deve ser feita cuidadosamente, em veias de grande calibre e

lentamente para não causar tromboflebitas (Burroughs et al. 2014); e possui pouca potência (precisa de grandes volumes quando combinado com agentes imobilizadores) (Kreeger and Arnemo 2018).

Quanto ao midazolam, é uma benzodiazepina mais potente que a anterior, com efeito amnésico profundo, efeito sedativo de curta duração, pouco usado em animais selvagens, porém útil como medicação pré anestésica em grandes carnívoros e em translocações de rinocerontes (Burroughs et al. 2014).

A reversão dos efeitos destes sedativos é possível com os antagonistas flumazenil e sarmazenil (Kreeger and Arnemo 2018), porém, para além do seu custo elevado, têm uma semi vida inferior à das benzodiazepinas e, conseqüentemente, os efeitos sedativos podem regressar (Burroughs et al. 2014).

7.2.4.2. Alfa-2 agonistas

São sedativos potentes que se combinam a recetores alfa-2 pré e pós sinápticos, no sistema nervoso central e periférico, inibindo a libertação de norepinefrina (Kreeger and Arnemo 2018). Resultam em relaxamento muscular, sedação profunda (particularmente nos ungulados) (Kreeger and Arnemo 2018), redução das dosagens anestésicas e analgesia (Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015). Para além disso, os seus efeitos podem ser completamente revertidos por antídotos (Kreeger and Arnemo 2018).

Quando utilizados isoladamente provocam uma imobilização pouco fiável, pois não são anestésicos, e, apesar do animal parecer adormecido, pode acordar após qualquer estimulação (Lamont and Grimm 2014). Assim sendo, são frequentemente combinados com opioides ou agentes dissociativos (Caulkett and Arnemo 2015). Os seus efeitos adversos incluem hipoxemia, hipo ou hipertensão, timpanismo e regurgitação em ungulados (Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018), vômito em felídeos e canídeos (Kreeger and Arnemo 2018), depressão respiratória (se em altas doses), hipo ou hipertermia (Caulkett and Arnemo 2015), atividade convulsiva (se administração intracarotídea) (Lamont and Grimm 2014) e aborto, se administrado no final da gestação (Kreeger and Arnemo 2018). São pouco recomendados para doentes cardiovasculares devido aos seus efeitos a este nível (Lamont and Grimm 2014).

7.2.4.2.1. Xilazina

Este alfa-2 agonista é frequentemente utilizado pelo seu preço mais acessível e possibilidade de aplicação em diversas espécies (Lamont and Grimm 2014). Em animais calmos, os primeiros efeitos são observados aos 4-5 minutos após injeção intramuscular, causando um bom relaxamento muscular e sedação de curta duração (15-20 minutos) sendo útil para procedimentos rápidos (Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015). Pode ser usada ainda a via intranasal para diminuir o stress e agitação após uma

captura física (Cattet et al. 2004). Pode ser combinada com opioides e ciclohexilaminas (Caulkett and Arnemo 2015). No entanto, os seus efeitos adversos incluem hipertensão seguida de hipotensão, bradicardia, salivação, timpanismo, vômito em carnívoros e aborto no final da gestação em bovinos (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015). Para a reversão dos seus efeitos podem ser utilizados a ioimbina e o atipamezol (1 miligrama cada 10 miligramas de xilazina) (Burroughs et al. 2014; Caulkett and Arnemo 2015)

7.2.4.2.2. Medetomidina

Utilizada em espécies domésticas, exóticas e zoológicas, é um alfa-2 agonista extremamente seletivo (Lamont and Grimm 2014) e, por isso, mais potente do que a xilazina (Burroughs et al. 2014). Produz sedação, analgesia e bom relaxamento muscular. Não deve ser usada isoladamente, mas sim em combinação com, por exemplo, uma baixa dose de quetamina ou tiletamina-zolazepam. Os seus efeitos adversos incluem hipertensão, bradicardia, hipertermia e hipoxemia, particularmente em ruminantes. Deve ser administrada por via intramuscular, pois a sua administração intravenosa pode causar taquicardia e excitação. Para reverter os seus efeitos é utilizado o atipamezol (3-5 miligramas por cada miligrama de medetomidina) (Caulkett and Arnemo 2015).

7.2.4.2.3. Detomidina

Com potência cerca de 10 vezes superior do que a xilazina, a detomidina é um alfa-2 agonista utilizado em combinações anestésicas para a imobilização de zebras e rinocerontes brancos (Klein and Citino 1995; Kock et al. 1995; Burroughs et al. 2014). Tem ação semelhante à xilazina. No entanto, causa uma sedação mais profunda e de maior duração (Lamont and Grimm 2014), e é mais seguro para animais em gestação (Burroughs et al. 2014). A reversão dos seus efeitos pode ser feita com a administração de atipamezol (5 miligramas por cada miligrama de detomidina) (Caulkett and Arnemo 2015).

Tabela 4 - Caracterização dos agonistas alfa-2 adrenérgicos utilizados na imobilização de animais selvagens.

Fármacos	Características	Efeitos secundários	Antídoto
Xilazina (Cattet et al. 2004; Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015)	Primeiros efeitos aos 4-5 minutos e curta sedação com duração de 15-20 minutos (IM) Bom relaxamento muscular Pode ser usado via intranasal durante captura física Pode ser combinada com opioides e ciclohexilaminas	Hipertensão seguida de hipotensão, bradicardia, salivação, timpanismo, vômito em carnívoros e aborto no último trimestre de gestação	Ioimbina Atipamezol
Medetomidina (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015)	Mais potente e seletivo que a xilazina Produz sedação, analgesia e relaxamento muscular Preferível a sua combinação com quetamina ou tiletamina-zolazepam.	Hipertensão, bradicardia, hipertermia e hipoxemia (principalmente ruminantes) Taquicardia e excitação (se IV)	Atipamezol
Detomidina (Klein and Citino 1995; Kock et al. 1995; Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; Caulkett and Arnemo 2015)	Eficaz em zebras e rinocerontes brancos Sedação mais profunda, de maior duração e mais segura que a xilazina		Atipamezol

IM – intramuscular; IV - intravenoso

7.2.4.3. Antagonistas de alfa-2 adrenérgicos

Uma grande vantagem dos agonistas alfa-2 adrenérgicos sobre os outros sedativos e tranquilizantes é a sua reversibilidade. Porém, é importante saber que com a sua reversão a analgesia também é revertida, podendo ser necessária a administração de outros analgésicos (Lamont and Grimm 2014). O seu mecanismo de ação como antagonistas é a remoção dos agonistas dos recetores pré sinápticos alfa-2 adrenérgicos, permitindo a libertação de norepinefrina (Kreeger and Arnemo 2018), revertendo os efeitos sedativos 2-4 minutos após a injeção intramuscular. Para além disso, podem ser misturados na mesma seringa com antagonistas opioides para reverter combinações neuroleptanalgésicas (Burroughs et al. 2014). Deve-se ter ainda a atenção, no caso de combinações com ciclohexilaminas, de esperar, no mínimo, 30 minutos após a última injeção destes agentes dissociativos para administrar o antagonista de alfa-2 adrenérgicos (Kreeger and Arnemo 2018).

Relativamente à ioimbina e tolazolina, são antagonistas utilizados particularmente para reverter os efeitos da xilazina e, por serem pouco específicos, podem causar vários efeitos secundários indesejados e não devem ser utilizados para reverter os efeitos de alfa-2

agonistas potentes (Kreeger and Arnemo 2018). Kreeger e Arnemo (2018) sugerem que a tolazolina é mais eficaz na recuperação anestésica de algumas espécies de ungulados, fazendo com que o animal recupere mais rapidamente a sua motilidade ruminal em comparação com a ioimbina. Ambos podem causar excitação, apneia, taquicardia, hipo ou hipertensão e convulsões, e, por isso, a sua administração deve ser lenta quando utilizada a via intravenosa (Burroughs et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018).

Dos antagonistas existentes, o atipamezol é o agente mais potente e seletivo (cerca de 200 vezes mais que a ioimbina) para recetores alfa-2 adrenérgicos e, por isso, é o de primeira escolha para todos estes sedativos (Kreeger and Arnemo 2018). É o antagonista específico da medetomidina e a via recomendada para a sua administração é a intramuscular (Kreeger and Arnemo 2018), pois a sua administração via intravenosa pode causar excitação (Burroughs et al. 2014). A maior limitação da sua utilização é o seu custo (Lamont and Grimm 2014).

7.2.5. Tranquilizantes

Os tranquilizantes são também agentes utilizados na captura de animais selvagens, usados geralmente em combinação com opioides potentes, como a etorfina. São utilizados principalmente na translocação de animais selvagens, pois reduzem o stress à manipulação e facilitam a adaptação ao novo ambiente, com duração de ação de dias a semanas. Pode ainda adicionar-se um tranquilizante de curta ação como o haloperidol para que tenha um início de ação rápido e uma atividade prolongada (Caulkett and Arnemo 2015). Os seus efeitos tranquilizantes são resultado do antagonismo nos recetores de dopamina (principalmente do subtipo D2) localizados no córtex cerebral, gânglios basais e sistema límbico. Para além disso, têm efeitos nos sistemas adrenérgico, serotoninérgico, muscarínico e histaminérgico (Lamont and Grimm 2014). No entanto, ao contrário dos sedativos, estes fármacos não têm efeito analgésico, a sobredosagem não aumenta o seu efeito tranquilizante, mas sim a possibilidade de indução de efeitos secundários e não possuem antídoto (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014).

7.2.5.1. Fenotiazínicos

Dentro do grupo dos tranquilizantes temos os fármacos fenotiazínicos que são neurolépticos que reduzem a agitação psicomotora e agressão (Kreeger and Arnemo 2018) através do seu antagonismo ao neurotransmissor dopamina (Burroughs et al. 2014), permitindo uma indução e recuperação suaves. Para além disso potenciam as propriedades anestésicas e analgésicas de outros agentes, são anti-eméticos e relativamente seguros. Por outro lado podem causar hipotensão, taquicardia, hipotermia, convulsões, efeitos extrapiramidais (e.g. andamento em círculos), diminuição da motilidade gastrointestinal e

perda de apetite após a sua administração (Burroughs et al. 2014; Lamont and Grimm 2014; Kreeger and Arnemo 2018).

O fenotiazínico mais potente é a acetilpromazina, com duração de 6-8 horas (Kreeger and Arnemo 2018). Na imobilização de animais selvagens, é geralmente combinada com opioides, como a etorfina (Lamont and Grimm 2014), para produzir um estado de neuroleptanalgesia, útil para a contenção de animais para procedimentos curtos não invasivos, ou como pré-medicação anestésica, reduzindo a dose necessária dos agentes anestésicos (Lamont and Grimm 2014). Existe ainda a propionilpromazina que, apesar de menos potente, tem menor duração, sendo usada principalmente em antílopes, como nialas e impalas (Burroughs et al. 2014).

7.2.5.2. Butirofenonas

As butirofenonas são tranquilizantes anti-dopaminérgicos com efeito antagonista nos recetores alfa adrenérgicos (Burroughs et al. 2014).

A azaperona é o tranquilizante de primeira escolha, com efeito aos 20-30 minutos e duração de 2-4 horas após a sua administração. Pode desencadear efeitos extrapiramidais (e.g. picacismo, catalepsia e torcicolo), sedação, vasodilatação, bradicardia e taquipneia (Burroughs et al. 2014). Usado principalmente como tranquilizante em suínos com duração de cerca de 6 horas (Caulkett and Arnemo 2015). Para a imobilização de ungulados selvagens, é geralmente utilizada em combinações com opioides e agonistas alfa-2 adrenérgicos [e.g. butorfanol-azaperona-medetomidina (BAM), nalorfina-azaperona-medetomidina (NAM)], ou como adjunto dos agentes primários de imobilização química (Caulkett and Arnemo 2015; Kreeger and Arnemo 2018), provocando uma indução e recuperação suaves, com mínimos efeitos cardiorrespiratórios e na temperatura corporal (Kreeger and Arnemo 2018)

Já o haloperidol apresenta um início de ação aos 15 minutos após injeção intramuscular, com uma duração de até 18 horas (Kreeger and Arnemo 2018). Excelente para animais de pequeno porte e antílopes, não é miscível com opioides e, por isso, não é utilizado em combinações neuroleptanalgésicas, mas sim como tranquilizante após a captura (Burroughs et al. 2014). Deve ser utilizado com precaução, pois a sua sobredosagem pode induzir efeitos extrapiramidais, reversíveis com, por exemplo, biperideno, diazepam ou xilazina (Kreeger and Arnemo 2018).

7.2.5.3. Tranquilizantes de longa ação

São neurolépticos de longa ação (LAN) com farmacologia semelhante à dos fenotiazínicos e que reduzem a ansiedade, hostilidade, atividade motora e excitação durante a imobilização de animais selvagens, reduzindo a morbidade e mortalidade durante translocações e confinamentos em novas instalações (Burroughs et al. 2014). A sua

esterificação faz com que os seus efeitos se prolonguem até 10-21 dias, e suas preparações sejam viscosas, sendo sempre necessária a via intramuscular para a sua administração (Burroughs et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018). São eficazes em espécies como antílopes, equídeos e rinocerontes (Burroughs et al. 2014). A sua sobredosagem deve ser evitada devido aos efeitos secundários (e.g. sedação, anorexia) que afetam atividades fisiológicas e de defesa do animal (Burroughs et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018). São, geralmente, administrados em combinação com tranquilizantes de curta ação, para desencadear rapidamente os efeitos sedativos e prolongá-los (Kreeger and Arnemo 2018).

A administração intramuscular de zuclopentixol desencadeia uma sedação 1-2 horas após injeção, com duração até 72 horas (Burroughs et al. 2014; Kreeger and Arnemo 2018), que torna o animal mais calmo durante a manipulação. Ocasionalmente observam-se efeitos extrapiramidais, que se resolvem sem tratamento (Caulkett and Arnemo 2015). A sua utilização foi registada como eficaz em palanca vermelha (*Hippotragus equinus*) e cobo de água (*Kobus ellipsiprymnus*) (Kreeger and Arnemo 2018).

Relativamente à perfenazina, o início dos seus efeitos sedativos ocorre 12-16 horas após injeção intramuscular e tem duração de 7-14 dias (Kreeger and Arnemo 2018). A sua utilização já foi registada em variadas espécies, tais como no veado vermelho (*Cervus elaphus*) e em cavalos de Przewalski (*Equus ferus przewalskii*), nas quais foi capaz de facilitar a manipulação e manter a condição corporal durante a mudança de instalações, e diminuir a agressividade dos indivíduos dominantes, respetivamente (Diverio et al. 1993; Caulkett and Arnemo 2015).

7.2.6. Outros fármacos adjuvantes

Denominam-se adjuvantes as substâncias adicionadas ao agente ativo principal ou administradas posteriormente a este, para diminuir ou aumentar os seus efeitos no indivíduo (Kreeger and Arnemo 2018).

Para estimular a respiração durante uma imobilização química pode utilizar-se o doxapram, que atua no centro respiratório e quimiorrecetores do seio carotídeo, aumentando a frequência e profundidade respiratórias. Numa dose de 0.4-2 miligramas por quilograma, via intravenosa ou intramuscular, tem efeito em 30 segundos (se selecionada a via intravenosa) e duração de 5-10 minutos. Em caso de hipoxia deve ser substituído por nalorfina ou butorfanol para reverter mais eficazmente os efeitos opioides (Burroughs et al. 2014). Um estudo de Haw et al. (2016) sugere uma alternativa com base em ampaquinas que conseguem reverter a depressão respiratória induzida pela etorfina em cabras, sem estimular o animal, e o seu efeito é mais duradouro.

Na preparação de dardos para animais de pele espessa, como elefantes e rinocerontes, é geralmente adicionada a enzima hialuronidase à preparação anestésica

numa dose de 5000 IU por 2 mililitros (Kreeger and Arnemo 2018). Esta enzima, ao despolimerizar o ácido hialurónico presente no tecido conjuntivo, desorganizando-o, aumenta a rapidez de absorção, sendo capaz de reduzir o tempo de indução em 30-40% (Burroughs et al. 2014).

III. Estudo

1. Objetivo

Para a imobilização de animais selvagens existem variadas combinações químicas possíveis, umas com melhor resultado que outras. O objetivo desta dissertação foi comparar os dois protocolos anestésicos mais utilizados pela equipa veterinária do Badoca Safari Park, avaliando a sua eficácia e efeitos secundários em dez espécies de bóvidos selvagens: búfalo africano (*Syncerus caffer*), cabra de leite (*Andiodorcas marsupialis*), cobo de leite (*Kobus leche*), cudo maior (*Tragelaphus strepsiceros*), gnu azul (*Connochaetes taurinus*), gnu de cauda branca (*Connochaetes gnou*), órix de cimitarra (*Oryx dammah*), palanca negra (*Hippotragus niger*), muflão africano (*Ammotragus lervia*) e sitatunga (*Tragelaphus spekei*).

2. Material e métodos

2.1. Recolha de dados

Para este estudo retrospectivo, foram colhidos dados pertencentes a imobilizações químicas decorridas entre janeiro 2017 e março 2022 de espécies de ungulados selvagens com os protocolos anestésicos medetomidina-butorfanol (MB) e medetomidina-butorfanol-quetamina (MBK), no Badoca Safari Park, através do sistema informático *ZIMS Species 360*.

2.2. Espécies de estudo

As espécies de bóvidos africanos selvagens presentes nas imobilizações deste estudo encontram-se descritas na Tabela 5. Estes animais encontram-se em regime semi extensivo na área do safari, onde foram realizadas as imobilizações químicas.

Tabela 5 - Caracterização das espécies incluídas no estudo

Espécie	Peso	Habitat	Estado de conservação
Cobo de leite	Machos 87-128 kg Fêmeas 62-97 kg	Planícies aluviais	Vulnerável
Cabra de leite	Machos 33-48 kg Fêmeas 30-44 kg	Pastagens abertas, secas e arbustivas	Pouco preocupante
Carneiro da barbária	Machos 100-120 kg Fêmeas 40-55 kg	Montanhas áridas e rochosas	Vulnerável
Palanca negra	Machos 200-270 kg Fêmeas 180-250 kg	Savana	Pouco preocupante
Gnu azul	Machos 232-295 kg Fêmeas 165-216 kg	Savana	Pouco preocupante
Gnu de cauda branca	140-180 kg	Planícies abertas	Pouco preocupante
Cudo maior	120-270 kg	Áreas de semideserto e vales	Pouco preocupante
Sitatunga	Machos 75-125 kg Fêmeas 50-57 kg	Planícies aluviais	Pouco preocupante
Búfalo africano	Machos 750-820 kg Fêmeas 680-750 kg	Savana, bosques e florestas	Quase ameaçado
Órix cimitarra	180-200 kg	Deserto	Extinta na natureza

2.3. Protocolos de imobilização química

2.3.1. Protocolo MB

No grupo onde se utilizou esta combinação, foram administrados medetomidina e butorfanol, ambos numa dose de 0,05 mg/kg de peso vivo. A sua reversão foi realizada com o antagonista alfa-2 adrenérgico atipamezol numa dose de cerca de três vezes a dose em miligramas de medetomidina administrada.

2.3.2. Protocolo MBK

No grupo com esta combinação, foram administrados medetomidina e butorfanol, ambos numa dose de 0,05 mg/kg de peso vivo, e quetamina, numa dose de 1,5 mg/kg de peso vivo. A reversão foi realizada também com atipamezol, numa dose de cerca de três vezes a dose em miligramas de medetomidina administrada.

2.4. Variáveis

2.4.1. Dose

Para avaliar a dose dos agentes em cada imobilização, teve-se em consideração o protocolo anestésico utilizado e o peso corporal estimado registado. Para facilitar essa avaliação consideraram-se 3 categorias: subdosagem, dosagem adequada e sobredosagem, considerando-se dosagens com variações superiores a 25% como subdosagem e sobredosagem, se forem em défice ou em excesso, respetivamente.

2.4.2. Tempos anestésicos

Para poder avaliar os dois protocolos anestésicos é necessário ter acesso aos tempos anestésicos: indução, anestesia e recuperação. Em primeiro lugar, o tempo de indução (ou tempo de queda) designou-se o intervalo de tempo, em minutos, desde a injeção do dardo até ao momento em que o animal se posiciona em decúbito. Em segundo lugar, o tempo de anestesia consistiu no intervalo de tempo, em minutos, desde a injeção do dardo até ao momento em que é administrado o antídoto. Por fim, o tempo de recuperação representou o intervalo de tempo, em minutos, desde a administração do antídoto até ao momento em que o animal se posiciona em estação.

2.4.3. Monitorização anestésica e complicações

Tendo em conta a variedade de espécies de ungulados selvagens presentes neste estudo e a falta de literatura disponível acerca dos valores dos seus parâmetros fisiológicos normais, os valores admitidos para ruminantes adultos foram considerados os valores de referência para este estudo: frequência respiratória de 20-30 mrm, frequência cardíaca de 60-90 bcm (Riebold 2015) e temperatura de 37-39°C (Napier and Armstrong 2014). Assim, valores alterados destes parâmetros foram considerados efeitos secundários da anestesia.

Para além disso, foram também registadas outras complicações como ocorrência de regurgitação, sinais extrapiramidais e mortalidade.

2.4.4. Doses de reforço

Durante as imobilizações foram registadas doses de reforço não só dos agentes imobilizadores mas também dos seus antídotos. Estes registos foram analisados apenas relativamente à sua presença e ausência em cada imobilização.

2.5. Análise estatística

Os dados foram analisados, inicialmente, através do programa *Microsoft Office Excel 2021*. As imobilizações com registos incompletos relativamente às doses dos agentes utilizados e sem nenhum registo de tempo de indução, anestesia ou recuperação foram excluídas.

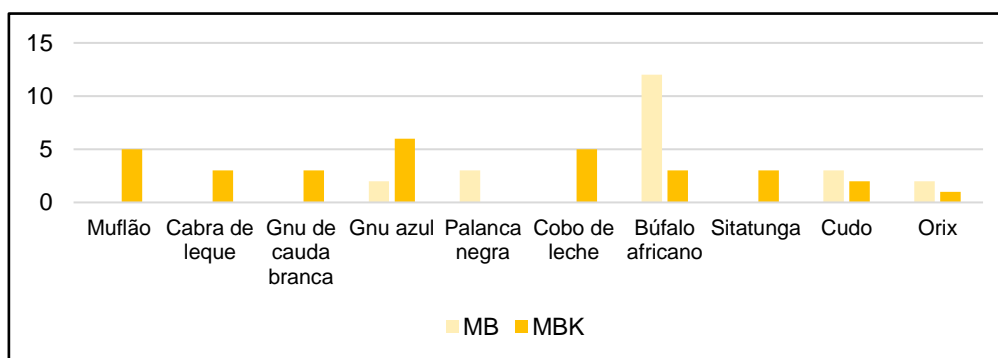
A sua análise estatística foi posteriormente realizada através do programa *R 4.1.2*. As variáveis quantitativas foram analisadas através de diagramas de caixa e bigodes, tendo a comparação entre grupos sido feita com recurso ao teste t de Student e quando não se encontravam normalmente distribuídas, foi aplicado o teste não paramétrico de Wilcoxon para a comparação dos dois protocolos. As variáveis qualitativas, por outro lado, foram analisadas através de gráficos de barras e comparadas com o teste exato de Fisher. A significância foi seleccionada para $p < 0,05$.

3. Resultados e discussão

3.1. Caracterização da amostra

Os resultados obtidos tiveram por base uma amostra reduzida de 53 imobilizações químicas, com 10 espécies de bovídeos selvagens: cobo de leite (n=5), cabra de leite (n=3), muflão africano (n=5), palanca negra (n=3), gnu azul (n=8), gnu de cauda branca (n=3), búfalo africano (n=15), cudo maior (n=5), sitatunga (n=3) e órix cimitarra (n=3); que foram divididas em dois grupos de imobilizações consoante o protocolo utilizado: medetomidina-butorfanol (MB; n=25; 47%) e medetomidina-butorfanol-quetamina (MBK; n=28; 53%) (Gráfico 5). A amostra apresentou uma distribuição anormal com ausência de registos em alguns dos parâmetros do estudo, o que condiciona a sua interpretação. Para além disso, é importante salientar que estes registos retratam várias imobilizações químicas e não indivíduos, podendo haver repetição dos indivíduos-alvo.

Gráfico 5 - Distribuição das imobilizações químicas pelas espécies no estudo.



MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina

A caracterização da amostra encontra-se mais detalhada na Tabela 7. Das imobilizações colhidas, 32 (60,38%) foram de indivíduos adultos e 21 (39,62%) de indivíduos jovens. Relativamente ao sexo, 25 (47,17%) imobilizações foram em fêmeas e 28 (52,83%) em machos. A condição corporal descrita nas imobilizações foi em média 4 (numa escala de 1 a 9), com uma variação de 2 a 6. Antes do momento da imobilização química, em apenas 7 das imobilizações houve privação de água e comida durante 8 ou mais horas. Durante o momento da imobilização, a perseguição do animal foi maioritariamente baixa (80%). Foi encontrada uma diferença significativa na distribuição de espécies ($p < 0,001$), nos valores da condição corporal ($p = 0,01$), na presença de jejum ($p = 0,04$) e no nível de perseguição ($p = 0,02$) registados entre os grupos MB e MBK. Para além disso, os objetivos das imobilizações também diferiram entre si, sendo que foram efetuadas principalmente por razões médicas (84,78%) (corte de unhas, exame físico, intervenção cirúrgica, ecografia, teste intradérmico à tuberculina bovina).

Tabela 6 - Dados de caracterização das imobilizações dos grupos MB e MBK

Dados	MB	MBK
Nº de machos/fêmeas	12/13	16/12
Nº de adultos/jovens	16/9	16/12
Jejum (não/sim)	15/0 (n=15)	19/7 (n=26)
Perseguição baixa/moderada	15/0 (n=15)	17/8 (n=25)
Condição corporal (1-6)	4,5 (1) (n=16)	4,0 (1) (n=22)

MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina. Frequência absoluta nas variáveis: sexo, idade, jejum e perseguição. Mediana e intervalo interquartil na variável: condição corporal.

Como sabemos, o sucesso de uma imobilização depende de vários fatores, inclusive características da espécie e do indivíduo-alvo, que devem ser tidas em consideração. Por exemplo, a espécie e a condição corporal são fatores que afetam a dose dos agentes e a resposta do animal aos mesmos (e.g. um animal com uma menor condição corporal,

necessitará de uma dose menor dos agentes agonistas e será um candidato de risco à imobilização química). A realização de jejum evita casos de regurgitação durante a imobilização, e o nível de perseguição origina níveis de excitação variáveis no animal, condicionando a dose eficaz dos agentes (Kreeger and Arnemo 2018). Assim sendo, estes fatores serão considerados durante a discussão dos restantes resultados.

3.2. Dose

Não houve diferenças significativas nas doses por peso vivo de medetomidina ($p=0,99$) e butorfanol ($p=0,31$) administradas entre protocolos. No grupo com o protocolo MB, foram administrados, em média $0,08 \pm 0,04$ mg/kg (variação de 0,03 a 0,18 mg/kg) de medetomidina e de butorfanol, por via intramuscular. No grupo com o protocolo MBK, foram administrados em média $0,08 \pm 0,03$ mg/kg (variação de 0,04 a 0,13 mg/kg) de medetomidina, $0,09 \pm 0,04$ mg/kg (variação de 0,02 a 0,21 mg/kg) de butorfanol, e $1,36 \pm 0,85$ mg/kg (variação de 0,29 a 4 mg/kg) de quetamina, por via intramuscular ($n=26$) e por via intraóssea ($n=2$).

Relativamente à dose de antídoto administrada para reversão da anestesia, também não foram evidenciadas diferenças significativas entre protocolos ($p=0,12$). No grupo com o protocolo MB, foram administrados, em média, $2,84 \pm 0,74$ mg (variação de 1,5 a 5 mg) de atipamezol por miligrama de medetomidina administrado, por via intramuscular ($n=8$), por via intravenosa ($n=1$) e repartido por ambas as vias parentéricas ($n=1$). No grupo com o protocolo MBK, foram administrados, em média, $3,18 \pm 0,76$ mg (variação de 2 a 5,63 mg) de atipamezol por miligrama de medetomidina administrado, por via intramuscular ($n=4$), por via intravenosa ($n=1$) e repartido por ambas as vias parentéricas ($n=5$). Porém não foi encontrada informação sobre a via utilizada em 15 das imobilizações do grupo com o protocolo MB, e em 18 das imobilizações com o protocolo MBK.

A avaliação das dosagens utilizadas em cada um dos grupos está descrita nos Gráficos 6 e 7. No grupo com o protocolo MB, foi registada sobredosagem da medetomidina (52%) e butorfanol (48%), com dosagem adequada do antídoto em 64% das imobilizações. No grupo com o protocolo MBK, registou-se sobredosagem da medetomidina (64%) e butorfanol (71%), com subdosagem da quetamina (43%) e dosagem adequada do antídoto em 71% das imobilizações. A sobredosagem do agente agonista alfa 2 adrenérgico pode causar uma sedação profunda e uma depressão cardiorrespiratória. A sobredosagem do agente opioide pode causar hipomotilidade gastrintestinal, depressão respiratória e sinais neurológicos, como ataxia. Por outro lado, a subdosagem de quetamina pode desencadear induções mais prolongadas com um maior nível de excitação no animal. Apesar de situações de sobredosagem poderem originar complicações, não deixam de ser preferíveis a situações de subdosagem, que apresentam fases de indução mais prolongadas e que não

nos permitem uma aproximação rápida ao animal para o auxiliar (Kreeger and Arnemo 2018).

Gráfico 6 – Avaliação das doses utilizadas no grupo MB

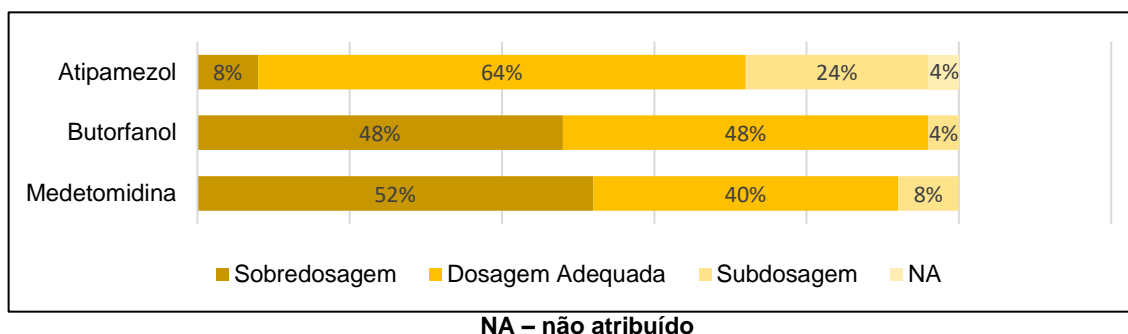
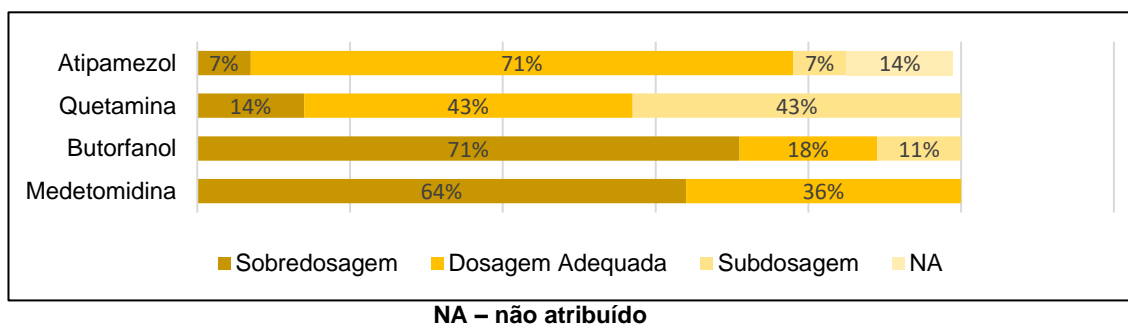


Gráfico 7 – Avaliação das doses utilizadas no grupo MBK



Um dos grandes desafios da imobilização química remota de animais selvagens é a seleção da dose a administrar através de estimativas do peso do animal, que foi, sem dúvida, a grande limitação deste estudo. Infelizmente não é possível pesar estes animais, e fazem-se estimativas consoante a sua idade, sexo e espécie, antes de se realizar uma aproximação ao animal, resultando frequentemente em sub ou sobredosagens. Neste estudo os pesos utilizados para classificar as dosagens foram apenas estimativas registadas pelos médicos veterinários, sendo que nenhum dos animais foi pesado posteriormente à imobilização para confirmação ou correção dessa estimativa. Assim sendo, é importante sublinhar que não é possível identificar com verdadeiro rigor se as variações nas dosagens são reais. Para além disso, é de realçar que as doses dos agentes antagonistas para os dois protocolos foram selecionadas com base nas doses totais administradas dos agentes agonistas, com o objetivo de se antagonizar os miligramas destes agentes, não se apresentando na forma convencional de mg/kg. Por um lado, a apresentação das dosagens desta maneira, tem o intuito de facilitar o cálculo da dose a administrar, principalmente quando há doses de reforço durante a imobilização. Por outro lado, é um método que pode sobrestimar a dose de antídoto a ser utilizada, pois não tem em conta a metabolização e eliminação dos fármacos, o que pode também condicionar os resultados das recuperações, pois sobredosagens de atipamezol podem causar hiperexcitabilidade no indivíduo.

3.3. Tempos anestésicos

Os tempos anestésicos, ou seja, de indução, de anestesia e de recuperação foram analisados e resumidos na Tabela 7.

Tabela 7 - Tempos de indução, de anestesia e de recuperação associados aos protocolos MB e MBK

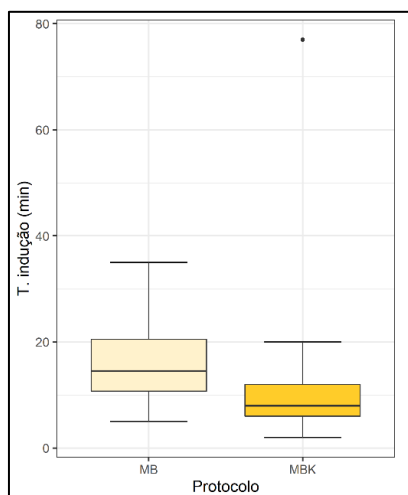
	MB	MBK
T. indução	14'30" (9'48")	8'00" (6'00")
T. anestesia	33'30" (19'30")	40'00" (27'00")
T. recuperação	4'00" (5'30")	4'00" (6'00")

MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina. Mediana e intervalo interquartil dos tempos anestésicos.

3.3.1. Tempo de indução

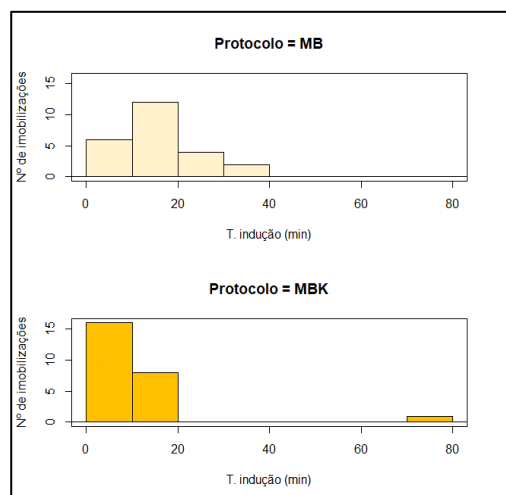
As imobilizações que seguiram o protocolo MB atingiram uma mediana de tempo de indução de 14 minutos e 30 segundos, e as que seguiram o protocolo MBK atingiram uma mediana de 8 minutos. A análise estatística demonstrou diferença significativa entre os tempos de indução dos grupos MB e MBK ($p=0,001$) (Gráficos 8 e 9).

Gráfico 9 - Distribuição dos tempos de indução pelos grupos MB e MBK



MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina

Gráfico 8 - Distribuição dos tempos de indução por intervalos de 10 minutos dos grupos MB e MBK



Ainda que os tempos de indução dependam de vários fatores (Arnemo et al. 2014), foram analisados atendendo apenas à dose e protocolo utilizado. No grupo MBK, foi possível atingir uma mediana de tempo de indução de 8 minutos, que se encontra dentro dos valores registados por Chittick et al. (2001) em gazelas de Thomson com esta combinação. No grupo MB, a mediana foi de cerca de 14 minutos, menor que o tempo de

indução médio em elefantes africanos com esta combinação (Lüders et al. 2016), de cerca de 25 minutos após injeção. Pode-se dizer que em ambos os protocolos os tempos de indução foram satisfatórios. Existe diferença significativa entre os tempos de indução dos dois grupos, sendo que, no grupo MBK, o decúbito foi atingido mais rapidamente, o que seria de esperar graças à adição de quetamina nesta associação, que permite induções entre 5-10 minutos (Caulkett and Arnemo 2015). Mesmo assim, no protocolo MBK foi registado um tempo de indução bastante acima do que seria de esperar, de 77 minutos, num sitatunga, devido à injeção parcial do primeiro dardo, que fez com que fosse necessária uma dose de reforço de quetamina e midazolam aos 23 minutos.

3.3.2. Tempo de anestesia

O tempo de anestesia depende não só do tipo de procedimento que se deseja realizar, como também da existência de complicações e da necessidade de prolongar os efeitos sedativos e analgésicos da anestesia.

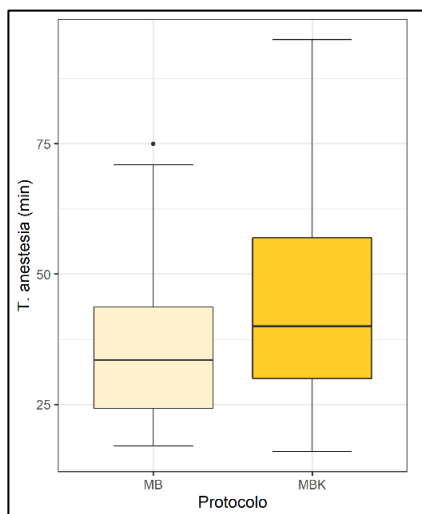
O tempo de anestesia variou entre 17 e 75 minutos no protocolo MB, com uma mediana de 33 minutos e 30 segundos, e entre 16 e 95 minutos no protocolo MBK, com uma mediana de 40 minutos.

No grupo com o protocolo MB, a imobilização de 75 minutos verificou-se numa fêmea de gnu azul, que necessitou de uma dose de reforço de medetomidina e de butorfanol aos 15 minutos, devido à injeção parcial do primeiro dardo. A imobilização de 71 minutos ocorreu num macho de gnu de cauda branca com registos escassos, não sendo possível discutir o seu caso.

No grupo MBK, o tempo de anestesia de 95 minutos verificou-se num macho de cudo que necessitou de uma dose de reforço de quetamina aos 47 minutos e de diazepam aos 77 minutos de anestesia, prolongando assim o tempo de anestesia. O tempo de anestesia de 92 minutos ocorreu num macho de cabra de leque no qual se pensou, inicialmente, não administrar antídoto para tornar a sua recuperação mais gradual. E os tempos de anestesia de 90 minutos e 78 minutos verificaram-se em machos de gnu azul e de sitatunga, respetivamente. Sabe-se apenas que o segundo terá sido devido a injeção parcial do primeiro dardo e necessidade de dose de reforço de quetamina e midazolam aos 23 minutos, já referido anteriormente aquando a abordagem do tempo de indução elevado.

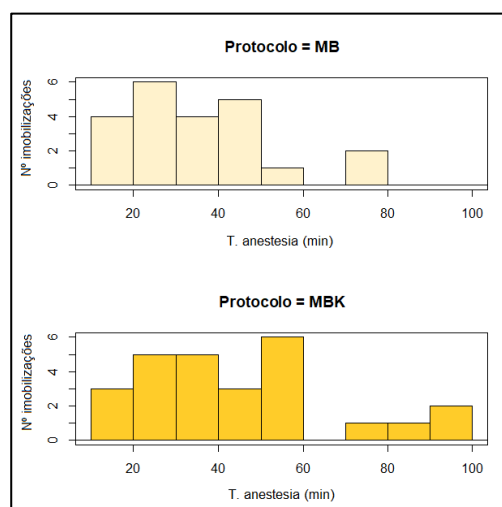
A análise estatística não demonstrou diferença significativa entre os tempos de anestesia das imobilizações que seguiram o protocolo MB das que seguiram o protocolo MBK ($p=0,1$) (Gráficos 10 e 11). Pode-se concluir que não existiram tempos de anestesia muito curtos e que os tempos de anestesia prolongados ocorreram, principalmente, devido a injeções parciais dos agentes imobilizadores, que tornaram necessária a administração de mais doses de agentes imobilizadores, prolongando a anestesia.

Gráfico 11 – Distribuição dos tempos de anestesia do grupo MB e MBK



MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina

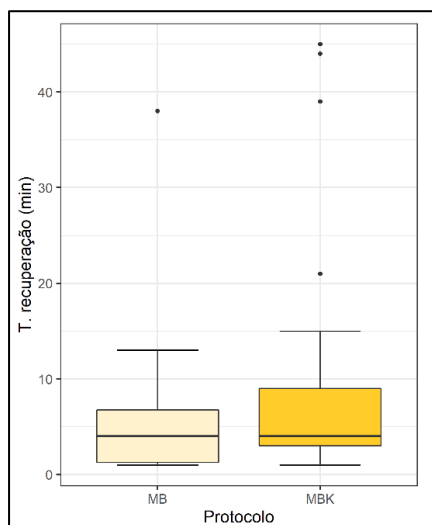
Gráfico 10 - Distribuição dos tempos de anestesia em intervalos de 10 minutos para os grupos MB e MBK



3.3.3. Tempo de recuperação

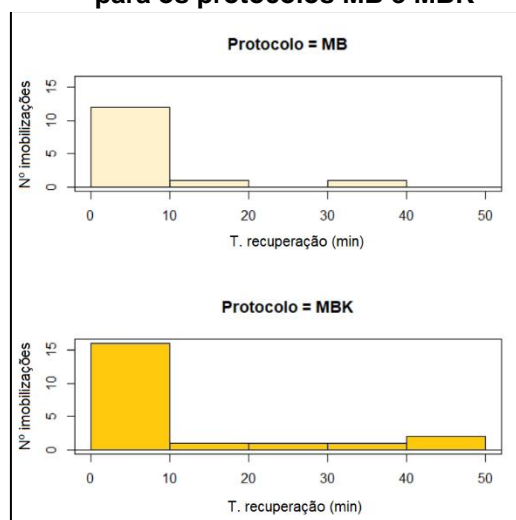
Na avaliação de uma imobilização química, é também importante o tempo de recuperação do indivíduo, sendo que o ideal seria ter também dados sobre a qualidade da mesma. O tempo de recuperação variou entre 1 e 38 minutos no protocolo MB e entre 1 e 45 minutos no protocolo MBK, com uma mediana satisfatória e igual para ambos os protocolos, de 4 minutos (Gráficos 12 e 13), que permite, por exemplo, um rápido regresso do animal ao grupo. E, assim, não foi encontrada diferença estatisticamente significativa entre os tempos de recuperação dos dois protocolos anestésicos ($p=0,39$).

Gráfico 13 – Distribuição dos tempos de recuperação dos grupos MB e MBK



MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina

Gráfico 12 - Distribuição dos tempos de recuperação em intervalos de 10 minutos para os protocolos MB e MBK



No grupo MB, foi observado um tempo de recuperação mais prolongado de 38 minutos, relativo a uma fêmea de búfalo africano que terá levado doses de reforço de medetomidina e de butorfanol aos 19 minutos, e na qual ocorreu também uma subdosagem de atipamezol, com uma administração posterior de ioimbina na tentativa de auxiliar a reverter a anestesia.

No grupo MBK, os valores mais prolongados dos tempos de recuperação foram de 45 minutos num macho de cabra de leite com subdosagem de atipamezol e administração apenas pela via intramuscular, prolongando o tempo de recuperação; de 44 minutos num macho de sitatunga que recebeu uma dose de reforço dos agentes imobilizadores; de 39 minutos num macho de sitatunga com ocorrência de complicações durante a anestesia, mas com poucos registros; e de 21 minutos num macho de cobo de leite onde ocorreu subdosagem de atipamezol.

Em suma, os valores mais discrepantes devem-se, maioritariamente, a subdosagens do antídoto administrado. Para além disso é visível uma grande variação nos tempos de recuperação, tal como nos tempos de anestesia, em cada grupo. Tais variações poderão estar diretamente relacionadas com a eliminação dos agentes agonistas (um tempo de anestesia maior deve estar associado a um tempo de recuperação mais curto), variabilidade do peso dos animais que poderá ter conduzido a dosagens incorretas dos agentes a administrar, e complicações que dificultem a reversão da anestesia.

3.4. Necessidade de doses de reforço

3.4.1. Reforço anestésico

Em ambos os protocolos, houve a necessidade de administrar doses de reforço para manter o animal imobilizado (Tabela 8). No protocolo MB, 5 imobilizações (20%) necessitaram de reforço anestésico. No protocolo MBK, 4 imobilizações (14,3%) necessitaram de suplementação durante a anestesia. A análise estatística não demonstrou diferença significativa entre a necessidade de reforço com o protocolo MB e com o protocolo MBK ($p=0,72$).

Tabela 8 - Doses de reforço administradas em miligramas e os seus agentes farmacológicos

Imobilização	Medetomidina	Butorfanol	Quetamina	Diazepam	Midazolam
18	10	10	-	-	-
20	-	-	120	-	-
28	-	-	100	-	-
41	25	25	-	-	-
45	-	-	140	-	5
46	-	-	60	2	-
48	-	-	50+60	-	-
51	4	-	100	-	-
53	-	-	300	-	-

A administração de doses de reforço em imobilizações químicas de animais selvagens é relativamente comum, tanto pela dificuldade de calcular corretamente a dose necessária para os imobilizar, como pela possibilidade de falhar a administração e ocorrerem injeções parciais do conteúdo dos dardos, ou mesmo pela necessidade de prolongar a anestesia para procedimentos médicos de maior duração.

No presente estudo, houve necessidade de administrar doses de reforço em ambos os grupos MB (n=5) e MBK (n=4). No grupo MB, as razões para a suplementação foram por injeção parcial do conteúdo do primeiro dardo em fêmeas de gnu azul e de búfalo africano, para acelerar a indução anestésica de um macho de palanca negra e para manter imobilizado um macho de cudo durante os procedimentos. No grupo MBK, foi necessário realizar doses de reforço por subdosagem dos agentes imobilizadores em fêmeas de búfalo africano e de órix cimitarra, por injeção parcial do conteúdo do dardo num sitatunga macho e para manter um cudo macho imobilizado. Em ambos os protocolos foi necessária suplementação na imobilização de cudos, que pode dever-se ao nervosismo destes indivíduos e, por isso, necessidade de doses maiores ou de outro protocolo anestésico.

3.4.2. Reforço antídoto

Em ambos os protocolos houve necessidade de se administrar uma dose suplementar de antídoto. No protocolo MB, 3 das imobilizações (12%) necessitaram da dose de reforço. Já no protocolo MBK, apenas uma das imobilizações (3,6%) necessitou de uma dose suplementar de antídoto (Tabela 9). A análise estatística não demonstrou diferença significativa na necessidade de dose de reforço de antídoto entre os dois protocolos ($p=0,33$).

Tabela 9 - Doses de reforço administradas em miligramas e os seus agentes farmacológicos.

Imobilização	Atipamezol	Ioimbina
2	6 + 3	-
19	60	-
21	15	-
41	-	50

A administração de doses de antídoto adicionais pode dever-se a uma subdosagem de antídoto administrado e complicações durante a recuperação. Em ambos os grupos foi necessária realizar a administração de doses de reforço. No grupo MB, uma gnu azul fêmea necessitou de uma dose de reforço de atipamezol devido a decúbito prolongado durante a recuperação; um macho de palanca negra que para além de atipamezol, foi administrado com 20 mg de naltrexona, porém sofreu uma renarcotização 3 horas após a recuperação e necessitou de uma dose adicional de atipamezol; e uma fêmea de búfalo africano recebeu uma dose baixa de atipamezol e necessitou de uma dose de reforço de 50 mg de ioimbina, provavelmente por não haver atipamezol suficiente. No grupo MBK, um muflão macho que necessitou de duas doses de reforço de atipamezol para completar a sua recuperação. A administração de doses de reforço de antídoto avalia indiretamente o sucesso da recuperação, sendo que o ideal numa imobilização é a reversão ser realizada numa vez apenas com os agentes e doses selecionados. Neste estudo observaram-se várias doses adicionais de agentes antagonistas alfa 2 adrenérgicos e opioides, o que poderá estar associado a dosagens incorretas dos antídotos, que não consideram fatores de distribuição, metabolização e eliminação dos agentes imobilizadores, a administrações dos antídotos apenas pela via intramuscular, e complicações durante a imobilização.

3.5. Complicações

Em ambos os grupos foram registadas complicações durante a anestesia e a análise estatística demonstrou diferença significativa nos efeitos secundários dos dois protocolos ($p=0,04$), sendo que o protocolo MBK apresentou um risco maior de ocorrência de complicações durante a anestesia que o protocolo MB (OR=3,84; IC 95% [0,93;19,48]) (Tabela 10). No entanto, é necessário ter em consideração que existem menos dados relativos aos parâmetros vitais no grupo com o protocolo MB, em comparação com o grupo do protocolo MBK, o que poderá influenciar os resultados.

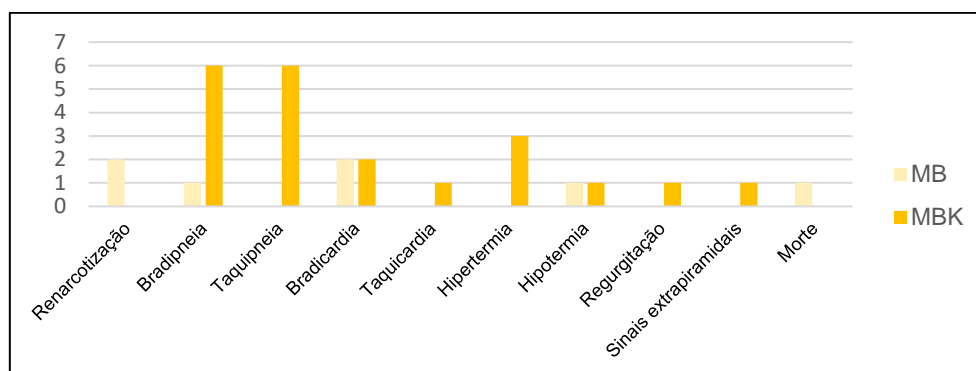
No protocolo MB, 4 das imobilizações (16%) obtiveram complicações: renarcotização (n=2), depressão cardiorrespiratória (n=3), hipotermia (n=1) e morte (n=1). Já no protocolo MBK, 12 das imobilizações (42,9%) tiveram complicações durante a imobilização: bradipneia (n=6), taquipneia (n=6), bradicardia (n=2), taquicardia (n=1), hipotermia (n=1) e hipertermia (n=3), regurgitação (n=1) e sinais extrapiramidais (nistagmus e tremores) (n=1) (Gráfico 14).

Tabela 10 - Efeitos secundários distribuídos pelas imobilizações de cada grupo

Imobilização	Protocolo	Renarcotização	Bradipneia	Taquipneia	Bradicardia	Taquicardia	Hipertermia	Hipotermia	Regurgitação	Sinais extrapiramidais	Morte
1	MBK			X							
2	MBK		X								
4	MBK		X				X				
5	MBK		X		X		X				
6	MBK			X							
7	MBK			X							
14	MBK		X		X						
15	MBK									X	
18	MB				X			X			X
20	MB		X		X						
21	MB	X									
22	MB	X									
26	MBK			X			X		X		
43	MBK		X	X							
45	MBK			X		X		X			
51	MBK		X								

MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina

Gráfico 14 – Efeitos secundários distribuídos por protocolo



MB – medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina

A ocorrência de complicações durante as imobilizações químicas é também bastante comum, devido não só à dificuldade em calcular a dose ideal dos fármacos imobilizadores, que está associada às estimativas incorretas do peso dos alvos, mas também devido às características do próprio indivíduo e do ambiente que o rodeia.

Relativamente ao grupo MB, as complicações registadas foram: renarcotização, bradipneia, bradicardia, hipotermia e morte. A imobilização nº 18 pertence a uma fêmea de gnu azul, que necessitou de reforço anestésico e apresentou bradicardia e hipotermia durante a anestesia, e no final acabou por morrer. A hipotermia pode ter sido causada por vários fatores, inclusive pelos próprios anestésicos, a ligeira falta de condição corporal e a temperatura do ambiente aquando da imobilização química, que pode ter desencadeado

alterações a nível cardíaco, potenciando a sua morte (Ko and Krimins 2014). Infelizmente existem poucos registos e não se sabe a causa de morte, tendo apenas o registo da razão da anestesia ser médica e o seu estado de saúde estar alterado. A imobilização nº 20 pertence a um macho de palanca negra que também necessitou de uma dose de reforço e apresentou bradipneia e bradicardia. As imobilizações nº 21 e 22 pertencem a machos de palanca negra que sofreram renarcotização horas após o final das anestésias. A renarcotização é frequente quando há a utilização de agentes opioides em imobilizações químicas, como foi o caso, e pode dever-se à subdosagem dos agentes reversores, à metabolização mais lenta dos agentes agonistas em comparação com os agentes antagonistas ou à lipofilia associada aos agentes opioides, prolongando a sua libertação em depósitos de gordura. Neste grupo foram também registadas alterações cardiopulmonares que poderão estar associadas à utilização de medetomidina, como já foi descrito anteriormente. É uma combinação que apesar de reversível obteve um caso de mortalidade e duas ressedações.

Relativamente ao grupo MBK, as complicações registadas foram: bradipneia, taquipneia, bradicardia, taquicardia, hipotermia, hipertermia, regurgitação e sinais extrapiramidais. A imobilização nº 1 e nº 2 pertencem a muflões machos onde ocorreu sobredosagem dos agentes. O primeiro registou uma ligeira taquipneia e o segundo uma ligeira bradipneia e necessidade de duas doses de reforço de antídoto. As imobilizações nº 4 e 5 pertencem a fêmeas de muflão jovens, onde houve perseguição moderada do animal, sobredosagem dos agentes imobilizadores, hipertermia e ligeira bradipneia em ambas, e bradicardia apenas na segunda. A hipertermia pode ser causada por inúmeros fatores, desde a temperatura ambiente elevada ou mesmo esforço físico durante a perseguição (Arnemo et al. 2014), que poderá ter sido o que ocorreu neste caso. As imobilizações nº 6 e 7 pertencem a machos de cabra de leque jovens com baixa condição corporal, em que ocorreu perseguição moderada dos animais, sobredosagem dos agentes e foi registada taquipneia, que poderá ter sido causada pelo esforço físico durante a sua perseguição. As imobilizações nº 14 e 15 pertencem a machos de gnu azul adultos; no primeiro ocorreu sobredosagem de medetomidina e foi registada bradipneia e bradicardia durante a anestesia, induzidas possivelmente pelos agentes administrados; no segundo, o indivíduo apresentava baixa condição corporal, ocorreu a sobredosagem de butorfanol, e foram registados sinais extrapiramidais (tremores e nistagmus) durante a recuperação, que se poderão dever à administração de quetamina nestes indivíduos (Caulkett and Arnemo 2015). A imobilização nº 26 pertence a um macho de cobo de leite jovem com baixa condição corporal, que não realizou jejum e no qual ocorreu sobredosagem de butorfanol, registando-se, durante a anestesia, *panting* (respiração superficial e taquipneica), regurgitação e hipertermia. Nesta imobilização as complicações foram provavelmente

causadas pelos agentes administrados, sendo que a frequência respiratória elevada deverá estar associada à hipertermia registada (Kreeger and Arnemo 2018) e a regurgitação por possível mau posicionamento do animal. A imobilização nº 43 pertence a um sitatunga macho jovem no qual ocorreu sobredosagem de medetomidina e butorfanol, e registou bradipneia e, cinco minutos depois, taquipneia durante a anestesia, que podem ser alterações cardiovasculares causadas pelos agentes administrados. A imobilização nº 45 pertence a um sitatunga macho jovem, onde ocorreu injeção parcial do conteúdo do dardo e, por isso, necessitou de uma dose de reforço de quetamina e midazolam, registando hipotermia, taquipneia e taquicardia. Estas complicações poderão ter sido resultado do efeito dos agentes administrados na termorregulação e sistema cardiorrespiratório, respetivamente. A imobilização nº 51 pertence a uma fêmea de órix adulta com baixa condição corporal, que foi moderadamente perseguida durante a captura e onde ocorreu subdosagem do butorfanol e quetamina, necessitando depois de uma dose de reforço, e registou bradipneia durante a anestesia. Neste grupo observamos maior variedade no tipo de complicações registadas durante a anestesia. No entanto, não podemos associar essa variedade à presença da quetamina com os registos que possuímos. As complicações anestésicas estão associadas a inúmeros fatores, inclusive características individuais do alvo, doses e agentes utilizados, o ambiente em que foi realizada a captura e todo o processo da imobilização. E como já foi descrito anteriormente, não é possível eliminar totalmente a ocorrência de efeitos secundários em imobilizações químicas de animais selvagens (Arnemo et al. 2014), portanto estar preparado para este tipo de complicações é essencial.

4. Conclusão

Ambas as combinações anestésicas, medetomidina-butorfanol e medetomidina-butorfanol-quetamina, demonstraram ser eficazes na imobilização das espécies de bóvidos presentes neste estudo. No entanto, foram observados efeitos secundários em ambos os protocolos, maioritariamente devido a sobredosagem dos agentes utilizados.

Os resultados obtidos apresentaram diferenças estatisticamente significativas entre os tempos de indução dos dois grupos. As medianas dos tempos de indução foram de 8 e de cerca de 14 minutos para os grupos MB e MBK, respetivamente. Relativamente aos tempos de anestesia e de recuperação, não foram registadas diferenças significativas entre os grupos. As medianas dos tempos de anestesia foram de cerca de 33 minutos e de 40 minutos, respetivamente. Por último, a mediana do tempo de recuperação foi de 4 minutos para ambos os grupos.

Em relação à necessidade de doses de reforço para a anestesia e para a recuperação não foram registadas diferenças estatisticamente significativas entre os dois grupos. Foram utilizadas doses de reforço em ambos os grupos por subdosagem dos agentes originais, falha na administração do conteúdo total do dardo, prolongamento da imobilização e renarcotização.

Neste estudo, foi registada uma diferença significativa na presença de efeitos secundários entre os dois grupos de imobilizações químicas, sendo que o protocolo medetomidina-butorfanol-quetamina apresentou um risco maior de ocorrerem complicações durante a imobilização. No entanto, em ambos os grupos foram registados efeitos a nível cardiorrespiratório e na termorregulação. Os efeitos secundários exclusivos do grupo MB foram a renarcotização e morte. Já no grupo MBK, foram registados sinais extrapiramidais, regurgitação, hipertermia, taquicardia e taquipneia, que são efeitos secundários comuns aquando da utilização de uma ciclohexilamina, devido principalmente à excitação causada no período de indução. Apesar destes resultados, não é possível concluir que o protocolo com quetamina poderá trazer mais complicações, pois existem demasiadas variáveis neste estudo e poucos registos dos parâmetros vitais no grupo MB, o que poderá induzir em erro.

Este estudo teve diversas limitações relacionadas com o facto de ser um estudo retrospectivo com base em dados registados casualmente por diferentes pessoas, de imobilizações realizadas consoante as necessidades dos animais do parque, quer médicas quer de transporte, resultando numa base de dados com várias espécies, repetição dos indivíduos alvo entre imobilizações, carência de pesagens para confirmação dos pesos estimados, variação das características fisiológicas do alvo, escassez de dados sobre os parâmetros vitais, variação das doses utilizadas e dos agentes das doses de reforço, entre outros. Assim, para a obtenção de dados mais fidedignos, seria preferível a realização de um estudo prospetivo com recolha e registo de dados realizados pela mesma pessoa

preenchendo uma ficha informativa sobre o animal, procedimentos, condições ambientais, método de captura, fármacos administrados, tempos anestésicos e parâmetros vitais (frequências cardíaca e respiratória, saturação arterial de oxigénio e temperatura retal). De preferência numa maior amostra distribuída normalmente, isto é, indivíduos da mesma espécie, idade, sexo e condição corporal, divididos igualmente em dois grupos, para a administração do protocolo medetomidina-butorfanol num e do protocolo medetomidina-butorfanol-quetamina noutra, com doses apropriadas para cada animal e num ambiente controlado.

Para além da comparação dos dois protocolos anestésicos, este estudo permitiu ainda uma grande aprendizagem acerca das técnicas de captura e imobilização química em animais selvagens, que são essenciais para parques zoológicos e reservas naturais, pois para além das imobilizações aqui descritas, foi possível, durante o meu estágio, participar em várias imobilizações de outras espécies e seguindo outros protocolos consoante as mesmas, o que enriqueceu definitivamente a minha experiência nesta área.



Figura 9 – Área do safari onde se encontra uma grande diversidade de espécies (original)

Bibliografia

Aarnes TK, Hubbell JA, Lerche P, Bednarski RM. 2014. Comparison of invasive and oscillometric blood pressure measurement techniques in anesthetized sheep, goats, and cattle. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 41(2):174–185. doi:10.1111/vaa.12101.

Allaway WH, Hodgson JF. 1964. Symposium on nutrition, forage and pastures: selenium in forages as related to the geographic distribution of muscular dystrophy in livestock. *Journal of Animal Science*. 23(1):271–277.

Allen JL. 1989. Renarcotization following Carfentanil Immobilization of Nondomestic Ungulates. Source: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 20(4):423–426. <http://www.jstor.org>URL:<http://www.jstor.org/stable/20094991>.

Allen JL. 1996. A comparison of nalmefene and naltrexone for the prevention of renarcotization following carfentanil immobilization of nondomestic ungulates. Source:

Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 27(4):496–500.
<http://www.jstor.org>URL:<http://www.jstor.org/stable/>.

American Veterinary Medical Association (AVMA). 2020. AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2020 edition. [accessed 2021 Sep 8].
<https://www.avma.org/sites/default/files/2020-01/2020-Euthanasia-Final-1-17-20.pdf>.

Arnemo JM, Ahlqvist P, Andersen R, Berntsen F, Ericsson G, Odden J, Brunberg S, Segerström P, Swenson JE. 2006. Risk of capture-related mortality in large free-ranging mammals: experiences from Scandinavia. *Wildlife Biology*. 12(1):109–113.
doi:10.2981/0909-6396(2006)12[109:ROCMIL]2.0.CO;2.

Arnemo JM, Evans AL, Fahlman Å, Caulkett N. 2014. Field Complications and Emergencies. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 138–147.

Arnemo JM, Storaas T, Khadka CB, Wegge P. 2005. Use of medetomidine-ketamine and atipamezole for reversible immobilization of free-ranging hog deer (*Axis porcinus*) captured in drive nets. *Journal of Wildlife Diseases*. 41(2):467–470. doi:10.7589/0090-3558-41.2.467.

Atkinson M, Kock M, Meltzer D. 2014. Principles of Chemical and Physical Restraint of Wild Animals. In: Sutton K, editor. *Chemical and Physical Restraint of Wild Animals: a training and field manual for african species*. 2nd ed. Greyton: International Wildlife Veterinary Services (Africa). p. 104–129.

Ayres DA. 2012. Pulse oximetry and CO-oximetry. In: Creeson JMB, Davis H, editors. *Advanced Monitoring and Procedures for Small Animal Emergency and Critical Care*. 1st ed. John Wiley & Sons, Inc. p. 274–285.

Beech J. 1997. Chronic exertional rhabdomyolysis. *Veterinary clinics of North America: Equine practice*. 13(1):145–168. doi:10.1016/S0749-0739(17)30261-4.

Berry SH. 2015. Injectable Anesthetics. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson SA, editors. *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The fifth edition of Lumb and Jones*. 5th ed. Iowa: Willey Blackwell. p. 277–296.

Boesch JM, Boulanger JR, Curtis PD, Erb HN, Ludders JW, Kraus MS, Gleed RD. 2011. Biochemical variables in free-ranging white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) after chemical immobilization in Clover traps or via ground-darting. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 42(1):18–28. doi:10.1638/2009-0146.1.

Breed D, Meyer LCR, Steyl JCA, Goddard A, Burroughs R, Kohn TA. 2019. Conserving wildlife in a changing world: Understanding capture myopathy - A malignant outcome of stress during capture and translocation. *Conservation Physiology*. 7(1):1–21.
doi:10.1093/conphys/coz027.

Burroughs R, Meltzer D, Morkel P. 2014. Applied Pharmacology. In: Kock MD, Burroughs R, editors. *Chemical and physical restraint of wild animals: a training and field manual for african species*. 2nd ed. Greyton: International Wildlife Veterinay Services (Africa). p. 53–80.

Bush M, Citino SB, Lance WR. 2011. The use of butorphanol in anesthesia protocols for zoo and wild mammals. In: *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy*. Vol. 7. Elsevier Inc. p. 596–603.

Businga NK, Langenberg J, Carlson LV. 2007. Successful treatment of capture myopathy in three wild greater sandhill cranes (*Grus canadensis tabida*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 21(4):294–298. doi:10.1647/2005-013R1.1.

Castelló JR. 2016. *Bovids of the world: antelopes, gazelles, cattle, goats, sheep and relatives*. Huffman B, Groves C, editors. New Jersey: Princeton University Press.

Cattet MRL, Caulkett NA, Wilson C, Vandenbrink T, Brook RK, Cattet MRL, Caulkett NA, Wilson C, Vandenbrink T, Canadian RKB. 2004. Intranasal Administration of Xylazine to Reduce Stress in Elk Captured by Net Gun. *Journal of Wildlife Diseases*. 40(3):562–565. doi:10.7589/0090-3558-40.3.562.

Cattet MRL, Christison K, Caulkett NA, Stenhouse GB. 2003. Physiologic responses of grizzly bears to different methods of capture. *Journal of Wildlife Diseases*. 39(3):649–654. doi:10.7589/0090-3558-39.3.649.

Caulkett NA, Arnemo JM. 2015. Comparative Anesthesia and Analgesia of Zoo Animals and Wildlife. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson SA, editors. *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The fifth edition of Lumb and Jones*. 5th ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 764–776.

Caulkett NA, Cattet MRL, Cantwell S, Cool N, Olsen W. 2000. Anesthesia of wood bison with medetomidine-zolazepam/tiletamine and xylazine-zolazepam/tiletamine combinations. *Can Vet J*. 41:49–53.

Caulkett NA, Duke T, Cribb PH, Journal S, Medicine W, Jun N, Vetmed B. 1996. Cardiopulmonary Effects of Medetomidine: Ketamine in Domestic Sheep (*Ovis ovis*) Maintained in Sternal Recumbency. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 27(2):217–226.

Chalmers GA, Decare M, Zachar CJ, Barrett MW. 1979. Myopathy and myoglobinuria in feedlot cattle. *Canadian Veterinary Journal*. 20(4):105–108.

Chittick E, Horne W, Wolfe B, Sladky K, Loomis M. 2001. Cardiopulmonary assessment of medetomidine, ketamine, and butorphanol anesthesia in captive Thomson's gazelles (*Gazella thomsoni*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 32(2):168–175. doi:10.1638/1042-7260(2001)032[0168:CAOMKA]2.0.CO;2.

Cillié B. 2015. Ungulates. In: Steenkamp J, editor. *Mammal Guide of Southern Africa*. 3rd ed. Pretoria: Briza. p. 82–167.

Citino SB, Bush M, Grobler D, Lance W. 2001. Anaesthesia of roan antelope (*Hippotragus equinus*) with a combination of A3080, medetomidine and ketamine. *J S Afr Vet Assoc*. 72(1):29–32.

Cracknell J. 2014. Airway Management. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 53–64.

Daninject. 2022. Products descriptions. [accessed 2022 Feb 10]. <https://dan-inject.com/>.

DelGiudice GD, Mangipane BA, Sampson BA, Kochanny CO. 2001. Chemical immobilization, body temperature, and post-release mortality of white-tailed deer captured by Clover trap and net-gun. *Wildlife Society Bulletin*. 29(4):1147–1157.

DelGiudice GD, Sampson BA, Kuehn DW, Carstensen M, Fieberg J, Powell C. 2005. Understanding margins of safe capture, chemical immobilization, and handling of free-ranging white-tailed deer. *Wildlife Society Bulletin*. 33(2):677–687.

- Diverio S, Goddard PJ, Gordon IJ, Elston DA. 1993. The effect of management practices on stress in farmed red deer (*Cervus elaphus*) and its modulation by long-acting neuroleptics: behavioural responses. *Applied Animal Behaviour Science*. 36:363–376.
- Dorsch JA, Dorsch SE. 2008. *Understanding Anesthesia Equipment*. 5th ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins.
- Ebedes H, van Rooyen J, du Toit JG. 2002. Capturing wild animals. In: Bothma J du, editor. *Game Ranch Management*. 4th ed. Pretoria: Van Schaik Uit. p. 382–430.
- Edwards JGT, Newton JR, Ramzan PHL, Pilsworth RC, Shepherd MC. 2003. The efficacy of dantrolene sodium in controlling exertional rhabdomyolysis in the thoroughbred racehorse. *Equine Veterinary Journal*. 35(7):707–710. doi:10.2746/042516403775696221.
- Fahlman Å. 2014. Oxygen Therapy. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 69–81.
- Fahlman Å, Caulkett N, Arnemo JM, Neuhaus P, Ruckstuhl KE. 2012. Efficacy of a Portable Oxygen Concentrator with Pulsed Delivery for Treatment of Hypoxemia During Anesthesia of Wildlife. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 43(1):67–76. doi:10.1638/2011-0064.1.
- Gonzalez AL, Waddell LS. 2016. Blood Gas Analyzers. *Topics in Companion Animal Medicine*. 31(1):27–34. doi:10.1053/j.tcam.2016.05.001.
- Greene SA. 2003. Protocols for anesthesia of cattle. *Veterinary Clinics of North America - Food Animal Practice*. 19(3):679–693. doi:10.1016/S0749-0720(03)00052-5.
- Haigh JC. 1990. Opioids in Zoological Medicine. Source: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 21(4):391–413. <http://www.jstor.org>URL:<http://www.jstor.org/stable/>.
- Harthoorn AM. 1976. *Physiology of capture myopathy*. University of Pretoria [DSc Zoology]. University of Pretoria.
- Harthoorn AM, Walt K van der, Young E. 1974. Possible Therapy for Capture Myopathy in Captured Wild Animals. *Nature*. 247(577):577. doi:10.1038/247577a0.
- Hasan A. 2009. The Blood Gases. In: *Handbook of Blood Gas/Acid-Base Interpretation*. 1st ed. London: Springer London. p. 2–3. <http://link.springer.com/10.1007/978-1-84800-334-7>.
- Haskins SC. 2015. Monitoring Anesthetised Patients. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson SA, editors. *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The Fifth Edition of Lumb and Jones*. 5th ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 86–113.
- Haw AJ, Meyer LC, Greer JJ, Fuller A. 2016. Ampakine CX1942 attenuates opioid-induced respiratory depression and corrects the hypoxaemic effects of etorphine in immobilized goats (*Capra hircus*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 43(5):528–538. doi:10.1111/vaa.12358.
- Hebert DM, Cowan IM. 1971. White Muscle Disease in the Mountain Goat. *The Journal of Wildlife Management*. 35(4):752–756.
- Isaza R. 2014. Remote drug delivery. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 155–169.
- Jacques CN, Jenks JA, Deperno CS, Sievers JD, Grovenburg TW, Brinkman TJ, Swanson CC, Stillings BA. 2009. Evaluating Ungulate Mortality Associated With Helicopter Net-Gun

- Captures in the Northern Great Plains. *Journal of Wildlife Management*. 73(8):1282–1291. doi:10.2193/2009-039.
- Kilgallonm C, Bailey T, Arca-Ruibal B, Misheff M, O'Donovan D. 2006. Blood-Gas and Acid-Base Parameters in Nontranquilized Arabian Oryx (*Oryx leucoryx*) in the United Arab Emirates. *Journal of Wildlife Management*. 39(1):6–12.
- Klein L, Citino SB. 1995. Comparison of Detomidine/Carfentanil/Ketamine and Medetomidine/Ketamine Anesthesia in Grevy's Zebra. In: *Proceedings joint conference AAZV/WDA/AAWV*. p. 257–261. <https://www.researchgate.net/publication/303752184>.
- Ko JC, Krimins RA. 2014. Termoregulation. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 65–68.
- Kock MD, Morkel P, Atkinson M, Foggin C. 1995. Chemical Immobilization of Free-Ranging White Rhinoceros (*Ceratotherium simum simum*) in Hwange and Matobo National Parks, Zimbabwe, Using Combinations of Etorphine (M99), Fentanyl, Xylazine and Detomidine. Source: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 26(2):207–219. <http://www.jstor.org>URL:<http://www.jstor.org/stable/>.
- Kreeger TJ. 2000. From the Field Xylazine-induced aspiration pneumonia in Shira's moose. *Wildlife Society Bulletin*. 28(3):751–753. <http://about.jstor.org/terms>.
- Kreeger TJ, Arnemo JM. 2018. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization*. 5th ed. by authors.
- KuKanich B, Wiese AJ. 2015. Opioids. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson SA, editors. *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The Fifth Edition of Lumb and Jones*. 5th ed. Iowa: Wiley Blackwell. p. 207–226.
- Lamont LA, Grimm KA. 2014. Clinical Pharmacology. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley Blackwell. p. 5–41.
- Lüders I, Tindall B, Young D, van der Horst G, Botha S, Luther I, Maree L, Bertschinger HJ. 2016. Standing sedation with medetomidine and butorphanol in captive African elephants (*Loxodonta africana*). *Veterinary Journal*. 209:190–192. doi:10.1016/j.tvjl.2015.07.014.
- Mcentire MS, Sanchez CR. 2017. Multimodal drug therapy and physical rehabilitation in the successful treatment of capture myopathy in a lesser flamingo (*Phoeniconaias minor*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 31(3):232–238. doi:10.1647/2015-128.
- McEwen MP, Bull GP, Reynolds KJ. 2009. Vessel calibre and haemoglobin effects on pulse oximetry. *Physiological Measurement*. 30(9):869–883. doi:10.1088/0967-3334/30/9/001.
- McKenzie EC, Valberg SJ, Godden SM, Finno CJ, Murphy MJ. 2004. Effect of oral administration of dantrolene sodium on serum creatine kinase activity after exercise in horses with recurrent exertional rhabdomyolysis. *American Journal of Veterinary Research*. 65(1):74–79. doi:10.2460/ajvr.2004.65.74.
- Meltzer D, Kock N. 2014. Stress and capture-related death. In: Kock MD, Burroughs R, editors. *Chemical and physical restraint of wild animals: a training and field manual for african species*. 2nd ed. Greyton: International Wildlife Veterinary Services (Africa). p. 81–88.
- Mentaberre G, López-olvera JR, Casas-díaz E, Fernández-sirera L. 2010. Effects of azaperone and haloperidol on the stress response of drive-net captured Iberian ibexes

(*Capra pyrenaica*). *European Journal of Wildlife Research*. 56(5):757–764.
doi:10.1007/s10344-010-0371-3.

Mich PM, Wolfe LL, Sirochman TM, Sirochman MA, Davis TR, Lance WR, Miller MW. 2008. Evaluation of intramuscular butorphanol, azaperone, and medetomidine and nasal oxygen insufflation for the chemical immobilization of white-tailed deer, *Odocoileus virginianus*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 39(3):480–487. doi:10.1638/2007-0150.1.

Miller M, Buss P, Joubert J, Mathebula N, Kruger M, Martin L, Hofmeyr M, Olea-Popelka F. 2013. Use of butorphanol during immobilization of free-ranging white rhinoceros (*Ceratotherium simum*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 44(1):55–61.
doi:10.1638/1042-7260-44.1.55.

Millspaugh JJ, Brundige GC, Jenks JA, Tyner CL, Husted DR. 1995. Immobilization of Rocky Mountain elk with Telazol and xylazine hydrochloride, and antagonism by yohimbine hydrochloride. *J Wildl Dis*. 31(2):259–262. doi:10.7589/0090-3558-31.2.259.

Montgomery GG, Hawkins RE. 1967. Diazepam bait for capture of white-tailed deer. *The Journal of Wildlife Management*. 31(3):464–468.

Morellet N, Verheyden H, Angibault J, Lourtet B, Hewison MAJ. 2009. The Effect of Capture on Ranging Behaviour and Activity of the European Roe Deer *Capreolus capreolus*. *Wildlife Biology*. 15(3):278–287. doi:10.2981/08-084.

Moresco A, Larsen RS, Sleeman JM, Wild MA, Gaynor JS. 2001. Use of naloxone to reverse carfentanil citrate-induced hypoxemia and cardiopulmonary depression in Rocky Mountain wapiti (*Cervus elaphus nelsoni*). *J Zoo Wildl Med*. 32(1):81–9. doi:10.1638/1042-7260(2001)032[0081:UONTRC]2.0.CO;2.

Muir WW, Hubbell JAE, Bednarski R, Lerche P. 2013. *Handbook of Veterinary Anesthesia*. 5th ed. Missouri: Elsevier.

Muller LI, Osborn DA, Doherty T, Keel MK, Miller F, Warren RJ, Miller K v. 2012. A Comparison of Oxygen Saturation in White-tailed Deer Estimated by Pulse Oximetry and from Arterial Blood Gases A Comparison of Oxygen Saturation in White-tailed Deer Estimated by. *Journal of Wildlife Diseases*. 48(2):458–461.

Murray S, Monfort SL, Ware L, McShea WJ, Bush M. 2000. Anesthesia in female white-tailed deer using Telazol® and xylazine. *Journal of Wildlife Diseases*. 36(4):670–675.
doi:10.7589/0090-3558-36.4.670.

Nagler J, Krauss B. 2008. Capnography: A Valuable Tool for Airway Management. *Emergency Medicine Clinics of North America*. 26(4):881–897.
doi:10.1016/j.emc.2008.08.005.

Napier J, Armstrong DL. 2014. Nondomestic Cattle. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 863–872.

Oncken AK, Kirby R, Rudloff E. 2001. Hypothermia in Critically Ill Dogs and Cats. *Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*. 23(6):506–520.

Ozeki L, Caulkett N. 2014. Monitoring. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa. p. 43–51.

Paterson J. 2014. Capture Myopathy. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 171–179.

- Paterson JM, Caulkett NA, Woodbury MR. 2009. Physiologic effects of nasal oxygen or medical air administered prior to and during carfentanil-xylazine anesthesia in North American elk (*cervus canadensis manitobensis*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 40(1):39–50. doi:10.1638/2007-0107.1.
- Ramsden RO, Coppin PF, Johnston DH. 1976. Clinical observations on the use of ketamine hydrochloride in wild carnivores. *J Wildl Dis*. 12(2):221–225. doi:10.7589/0090-3558-12.2.221.
- Read MR. 2003. A review of alpha2 adrenoreceptor agonists and the development of hypoxemia in domestic and wild ruminants. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 34(2):134–138. doi:10.1638/1042-7260(2003)034[0134:AROAAA]2.0.CO;2.
- Riebold TW. 2015. Ruminants. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson SA, editors. *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The Fifth Edition of Lumb and Jones*. 5th ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 912–927.
- Risling TE, Fahlman Å, Caulkett NA, Kutz S. 2011. Physiological and behavioural effects of hypoxemia in reindeer (*Rangifer tarandus*) immobilised with xylazine-etorphine. *Animal Production Science*. 51(4):355–358.
- Ryeng KA, Arnemo JM, Larsen S. 2001. Determination of optimal immobilizing doses of a medetomidine hydrochloride and ketamine hydrochloride combination in captive reindeer. *American Journal of Veterinary Research*. 62(1):119–126. doi:10.2460/ajvr.2001.62.119.
- Sawicka J, Fuller A, Fick LG, Hetem RS, Meyer LCR. 2015. Efficacy of different cooling methods for capture-induced hyperthermia in antelope. *African Journal of Wildlife Research*. 45(1):100–110. doi:10.3957/056.045.0111.
- Schumacher J, Citino SB, Dawson R. 1997. Effects of a carfentanil-xylazine combination on cardiopulmonary function and plasma catecholamine concentrations in female bongo antelopes. *American Journal of Veterinary Research*. 58(2):157–161.
- Seal US, Schmitt SM, Peterson RO. 1985. Carfentanil and xylazine for immobilization of moose (*Alces alces*) on Isle Royale. *J Wildl Dis*. 21(1):48–51. doi:10.7589/0090-3558-21.1.48.
- Shury T. 2014. Physical capture and restraint. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 109–124.
- Signer C, Ruf T, Schober F, Fluch G, Paumann T, Arnold W. 2010. A versatile telemetry system for continuous measurement of heart rate, body temperature and locomotor activity in free-ranging ruminants. *Methods in Ecology and Evolution*. 1(1):75–85. doi:10.1111/j.2041-210x.2009.00010.x.
- Sinex JE. 1999. Pulse Oximetry : Principles and Limitations. *The American Journal of Emergency Medicine*. 17(1):59–67.
- Smith KM, Murray S, Sanchez C. 2005. Successful treatment of suspected exertional myopathy in a rhea (*Rhea americana*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 36(2):316–320. doi:10.1638/04-050.1.
- Spraker TR. 1993. Stress and capture myopathy in artiodactyls. In: *Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy*. 3rd ed. Philadelphia: W.B. Saunders. p. 481–488.

Vrahimis S, Grobler P, Brink J, Viljoen P, Schulze E&. 2017. The IUCN Red List of Threatened Species. *Connochaetes gnou*, Black Wildebeest . doi:10.2305/IUCN.UK.2017-2.RLTS.T5228A50184962.en. <http://dx>.

Ward JM, Gartrell BD, Conklin JR, Battley PF. 2011. Midazolam as an adjunctive therapy for capture myopathy in bar-tailed godwits (*Limosa lapponica baueri*) with prognostic indicators. *Journal of Wildlife Diseases*. 47(4):925–935. doi:10.7589/0090-3558-47.4.925.

Wells RJ, Sedacca CD, Aman AM, Hackett TB, Twedt DC, Shelton GD. 2009. Successful management of a dog that had severe rhabdomyolysis with myocardial and respiratory failure. *J Am Vet Med Assoc*. 234(8):1049–1054. doi:10.2460/javma.234.8.1049.

William E, Thorne E. 1996. Exertional myopathy. In: Fairbrother A, Locke L, Hoff G, editors. *Noninfectious Diseases of Wildlife*. 2nd ed. Ames: Iowa State University Press. p. 181–193.

Woodbury M. 2014. Euthanasia. In: West G, Heard D, Caulkett N, editors. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 2nd ed. Iowa: Wiley-Blackwell. p. 149–153.

Anexo I – Lista de equipamento necessário para imobilizações químicas no Badoca Safari Park



CHECK LIST PARA PROCEDIMENTOS MÉDICOS/CIRÚRGICOS/ANESTÉSICOS

Básicos Contenção e ID animal

- Leitor microchip
- Venda
- *Earplugs*
- Camaroeiros/toalhas/t-shirts
- Máquina de tosquia

Anestesia

- Arma
- Dardos
- Anestésicos
 - Tranquilizantes
 - Antagonistas
 - Emergência
- *Range finder*
- Gás extra para arma

Monitorização

- Estetoscópio
- Termómetro
- Oxímetro de pulso

Procedimentos

- Seringas
- Agulhas
- Compressas
- Adesivo
- Tubos de recolha de todos os tipos
- Lâminas
- Cateteres
- Bisturis

- Soros
- Sistema de soro
- Luvas
- Fio de sutura
- Material básico de cirurgia

Básico Medicamentos/ Suplementos/ Desinfecção de feridas

- Antibióticos
- Anti inflamatórios
- Anti parasitários
- Vitaminas e minerais (Selbion/ Duphalyte/ Duphafal)
- Spray prata
- Álcool
- Água oxigenada
- Betadine
- Gel palpação

Outros

- Lixo para cortantes
- Lixo resíduos
- Ecógrafo
- Máquina Raio X
- Botija oxigénio
- Otoscópio
- Laringoscópio
- Vacina "Convexin 8"
- Tuberculinas

Anexo II – Formulário de monitorização de anestesia utilizado no Badoca Safari Park

Monitorização de Anestesia			
Paciente		Data: ___/___/202__	Venda <input type="checkbox"/> Ear Plugs <input type="checkbox"/>
Espécie: _____ Peso: _____ Kg		Início anestesia _____	Decúbito: Lateral direito <input type="checkbox"/>
Gênero: M MC F FE	Body Score: 1 2 3 4 5	Início procedimento _____	Lateral esquerdo <input type="checkbox"/>
Idade: _____	ASA: 1 2 3 4 5 E	Fim procedimento _____	Esternal <input type="checkbox"/>
Procedimento: _____		Fim anestesia _____	Observações:
Protocolo Anestésico		Antídoto (Reversal)	
Fármaco: _____		Fármaco _____	
Dose: _____		Dose _____	
Via adm _____ Hora adm _____		Via adm _____ Hora adm _____	

Minutos	0	5	10	15	20	25	30	35	40	45	50	55	60	65	70	75	80	85	90	
FR																				
FC																				
T°C																				
PO2																				
TRC																				
Pulso																				
Grau de dor																				
Posição do olho																				

Pulso: 1. Normal 2. Fraco/irregular 3. Irregular 4. Ausente
 Grau de dor: 1. Muito responsivo 2. Moderado 3. Pouco responsivo 4. Não responsivo
 Posição do olho: 1. Rodado, nistagmus 2. Ventro-medial* 3. Central 4. Central com midríase

Após administração do antídoto:

	Hora	Minutos após antídoto
Tem FR normal		
Move os 4 membros voluntariamente		
Segura a cabeça		
Põe-se em pé		
Está alerta e orientado		

Notas: _____

Anexo III – Dados recolhidos sobre as imobilizações químicas do estudo

N	ESP	PROC	ID	S	CC	JEJ	PERS	PROT	MED	DOS1	BUT	DOS2	QUET	DOS3	VIA1	T.I	T.T	ATIP	DOS4	VIA2	T.R	FR (5)	FC (5)	FR (10)	FC (10)	FR (15)	FC (15)	FR (20)	FC (20)	T	E.A.	R.ANT.	R. ANES.	
1	Muflão	Médico	Adulto	M	4	não	baixa	MBK	8	0,11	8	0,11	100	1,43	IM	15	30	45	5,63	NA	15	NA	NA	NA	NA	36	NA	36	NA	NA	sim	não	não	
2		Médico	Adulto	M	4	não	baixa	MBK	8	0,11	8	0,11	100	1,43	IM	4	28	30	3,75	NA	2	NA	NA	16	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sim	sim	não	
3		Médico	Jovem	M	NA	não	NA	MBK	2,5	0,1	2,5	0,1	37,5	1,5	IM	NA	45	7,5	3	NA	5	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	Não
4		Médico	Jovem	F	NA	não	moderada	MBK	2,5	0,1	2,5	0,1	37,5	1,5	IO	2	51	7,5	3	NA	3	NA	NA	16	81	NA	84	12	NA	39,9	sim	não	Não	
5		Médico	Jovem	F	NA	não	moderada	MBK	2,5	0,1	2,5	0,1	37,5	1,5	IM	8	39	7,5	3	NA	6	12	44	NA	NA	NA	NA	46	NA	39,5	sim	não	Não	
6	Cabra de leque	Transporte	Jovem	M	3	sim	moderada	MBK	3	0,08	3	0,08	20	0,5	IM	6	30	9	3	IM/IV	NA	52	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sim	não	Não	
7		Transporte	Jovem	M	3	sim	moderada	MBK	3	0,08	3	0,08	20	0,5	IM	5	20	9	3	IM/IV	NA	40	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sim	não	não	
8		Médico	Adulto	M	4	não	baixa	MBK	2	0,06	5,3	0,15	140	4	IM	12	92	4	2	IM	45	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
9	Gnu de Cauda Branca	NA	Adulto	M	NA	NA	NA	MB	10	0,06	13	0,08	0	0	IM	18	23	30	3	IM	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
10		NA	Adulto	M	NA	NA	NA	MB	5	0,03	7	0,04	0	0	IM	11	71	14	2,8	IV	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
11		Médico	Adulto	F	NA	NA	NA	MB	15	0,13	7	0,06	0	0	IM	14	48	45	3	NA	1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
12	Gnu Azul	Médico	Adulto	M	NA	NA	NA	MBK	15	0,05	15	0,05	100	0,33	IM	10	90	45	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
13		Médico	Adulto	F	NA	NA	NA	MBK	15	0,13	25	0,21	100	0,83	IM	11	60	45	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não
14		Médico	Adulto	M	4	não	baixa	MBK	20	0,1	10	0,05	300	1,5	IM	6	54	60	3	NA	5	12	32	12	28	20	32	20	32	37,4	sim	não	não	
15		Médico	Adulto	M	2	não	baixa	MBK	10	0,05	14	0,07	300	1,5	IM	6	54	30	3	NA	9	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sim	não	não
16		Médico	Jovem	F	4	não	baixa	MBK	22	0,1	22	0,1	330	1,5	IM	11	60	65	2,95	NA	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	38,2	não	não	não
17		Médico	Adulto	F	3	sim	baixa	MBK	8	0,04	4	0,02	200	1	IM	17	36	30	3,75	IV	4	NA	NA	NA	NA	NA	NA	27	NA	NA	não	não	não	
18		Médico	Adulto	F	4	não	baixa	MB	10	0,05	10	0,05	0	0	IM	20	75	50	5	IM	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	33,2	não	não	sim
19	Médico	Jovem	F	4	não	baixa	MB	18	0,08	20	0,09	0	0	IM	8	25	60	3,33	NA	10	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sim	sim	não		
20	Palanca negra	Médico	Adulto	M	5	não	baixa	MB	12	0,08	12	0,08	0	0	IM	23	50	37,5	3,13	NA	2	NA	NA	NA	NA	NA	NA	8	40	38,5	sim	não	sim	
21		Médico	Adulto	M	5	não	baixa	MB	10	0,08	10	0,08	0	0	IM	8	43	30	3	NA	4	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sim	sim	não	
22		Médico	Adulto	M	NA	não	baixa	MB	12	0,1	12	0,1	0	0	IM	5	24	30	2,5	NA	7	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	sim	não	não	
23	Cobo de leche	Transporte	Jovem	M	5	sim	moderada	MBK	6	0,12	6	0,12	150	3	IM	7	NA	18	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
24		Transporte	Adulto	F	5	sim	moderada	MBK	6	0,09	6	0,09	150	2,14	IM	6	NA	18	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	

N – número da imobilização; ESP – espécie; PROC – procedimento; ID – idade; S – sexo; M – macho; F – fêmea; CC – condição corporal (1 a 6); JEJ – jejum; PERS – perseguição; PROT – protocolo; MB- medetomidina-butorfanol; MBK – medetomidina-butorfanol-quetamina; MED – medetomidina (mg); BUT – butorfanol (mg); QUET – quetamina (mg); ATIP – atipamezol (mg); DOS1,2,3 – dose (mg/kg); DOS4 – dose (mg atipamezol/ mg medetomidina); VIA1,2 – via de administração; IM – intramuscular; IV – intravenoso; IO – intraóssea; T.I – tempo de indução; T.T – tempo total; T.R – tempo de recuperação; FR – frequência respiratória; FC – frequência cardíaca; T – média da temperatura (°C); E.A – efeitos adversos; R.ANT – reforço antidoto; R.ANES – reforço anestésico; NA – não atribuído.

Anexo IV – Dados recolhidos sobre as imobilizações químicas do estudo (continuação)

N	ESP	PROC	ID	S	CC	JEJ	PERS	PROT	M	DOS1	B	DOS2	K	DOS3	VIA1	T.I	T.T	A	DOS4	VIA2	T.R	FR (5)	FC (5)	FR (10)	FC (10)	FR (15)	FC (15)	FR (20)	FC (20)	T	E.A.	R.ANT.	R. ANES.			
25	Cobo de leite	Médico	Adulto	F	4	não	baixa	MBK	6	0,09	6	0,09	20	0,29	IO	8	35	NA	NA	NA	2	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não		
26		Médico	Jovem	M	3	não	baixa	MBK	3,5	0,05	7	0,1	105	1,5	IM	6	41	8	2,29	NA	21	NA	NA	56	NA	56	88	64	80	39,3	sim	não	não			
27		Médico	Jovem	F	5	não	baixa	MBK	6	0,12	6	0,12	80	1,6	IM	NA	44	15	2,5	NA	4	NA	NA	NA	NA	24	38	28	NA	38,8	não	não	não			
28	Búfalo africano	Médico	Adulto	F	3	não	baixa	MBK	10	0,05	10	0,05	200	1	IM	10	21	30	3	IM/IV	4	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	sim		
29		Médico	Adulto	F	3	não	baixa	MBK	10	0,05	10	0,05	100	0,5	IM	20	39	30	3	IM/IV	1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não		
30		Médico	Adulto	F	3	não	baixa	MBK	8	0,04	3	0,02	200	1	IM	12	21	24	3	IM/IV	1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não		
31		NA	Adulto	M	5	NA	NA	NA	MB	20	0,03	20	0,03	0	0	IM	14	40	60	3	NA	1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
32		NA	Jovem	F	3	NA	NA	NA	MB	25	0,13	20	0,1	0	0	IM	22	28	45	1,8	NA	1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
33		NA	Adulto	M	5	NA	NA	NA	MB	40	0,08	20	0,04	0	0	IM	15	44	60	1,5	IM	6	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não
34		NA	Jovem	F	3	NA	NA	NA	MB	30	0,15	20	0,1	0	0	IM	15	33	60	2	IM	1	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
35		NA	Adulto	F	6	NA	NA	NA	MB	15	0,04	15	0,04	0	0	IM	12	34	60	4	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
36		Médico	Jovem	F	NA	não	baixa	MB	10	0,05	10	0,05	0	0	IM	10	19	30	3	NA	2	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	37,8	não	não	não	
37		Médico	Jovem	F	NA	não	baixa	MB	10	0,05	10	0,05	0	0	IM	13	19	30	3	NA	4	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	37,6	não	não	não	
38		Médico	Jovem	F	NA	não	baixa	MB	10	0,05	10	0,05	0	0	IM	16	26	30	3	NA	5	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	38,2	não	não	não	
39		Médico	Jovem	F	NA	não	baixa	MB	10	0,05	10	0,05	0	0	IM	35	NA	20	2	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	38,5	não	não	não	
40		Médico	Jovem	M	5	não	baixa	MB	25	0,04	25	0,04	0	0	IM	35	NA	75	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
41		Médico	Adulto	F	6	não	baixa	MB	25	0,06	25	0,06	0	0	IM	25	42	50	2	IM/IV	38	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	sim	sim	
42		Médico	Jovem	M	5	não	baixa	MB	25	0,04	25	0,04	0	0	IM	25	35	50	2	IM	13	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não	
43	Sitatunga	Transporte	Jovem	M	4	sim	baixa	MBK	6	0,09	6	0,09	100	1,43	IM	13	37	NA	NA	NA	39	NA	NA	NA	NA	16	NA	36	NA	NA	NA	sim	não	não		
44		Transporte	Jovem	M	4	sim	baixa	MBK	4	0,07	2	0,03	50	0,83	IM	5	16	NA	NA	NA	5	20	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não		
45		Médico	Jovem	M	5	não	baixa	MBK	3	0,05	6	0,1	180	3	IM	77	78	15	5	IM	44	NA	NA	NA	NA	NA	52	56	36	NA	sim	não	sim			
46	Cudo	Médico	Adulto	M	3	não	moderada	MBK	12	0,1	12	0,1	180	1,5	IM	5	95	40	3,33	IM	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	sim		
47		Médico	Adulto	M	NA	não	baixa	MBK	10	0,1	10	0,1	50	0,5	IM	9	19	30	3	IM	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não		
48		Médico	Adulto	M	4	não	baixa	MB	10	0,11	10	0,11	0	0	IM	6	30	30	3	IM	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	sim		
49		Médico	Adulto	M	4	não	baixa	MB	10	0,11	10	0,11	0	0	IM	10	17	30	3	IM	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não		
50		Médico	Adulto	M	NA	não	baixa	MB	10	0,1	10	0,1	0	0	IM	NA	18	30	3	IM	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	38,4	não	não	não		
51	Órix	Médico	Adulto	F	3	não	moderada	MBK	8	0,06	5	0,04	100	0,71	IM	NA	58	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	40	NA	sim	não	sim			
52		Médico	Adulto	F	4	NA	NA	MB	20	0,16	20	0,16	0	0	IM	19	56	60	3	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	não		
53		Transporte	Adulto	F	4	NA	NA	MB	20	0,18	20	0,18	0	0	IM	12	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	não	não	sim		