

Universidade de Évora

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio de Domínio Fundamental



Captura de Animais Selvagens no Sudoeste Africano

“Este relatório de estágio não inclui as críticas e sugestões feitas pelo júri”

Relatório de Estágio

Autora: M^a Isabel Serpa Pimentel

Orientador: Prof. Doutor Luís Martins

Orientador de estágio: Dr. Ulf Tubbesing

UNIVERSIDADE DE ÉVORA

AUTORA: MARIA ISABEL SERPA PIMENTEL

CAPTURA DE ANIMAIS SELVAGENS NO SUDOESTE AFRICANO

Mestrado integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Orientador: Prof. Doutor Luís Martins

Orientador de estágio: Dr. Ulf Tubbesing

“Este relatório de estágio não inclui as críticas e sugestões feitas pelo júri”

ÉVORA

2011

AGRADECIMENTOS

A realização do estágio curricular só foi possível, graças à equipa que me aceitou, nesta medida agradeço francamente ao co-orientador Dr. Ulf Tubessing pela sua paciência inesgotável e pelo talento único na arte de ensinar, à Dra. Minty Soni pela amizade e inúmeros conhecimentos que transmitiu, à enfermeira e amiga Cheri Morkel pela constante disponibilidade e dedicação e a toda a equipa de trabalhadores da *Super Game Dealers*, que participou na minha formação, que culmina na elaboração do presente trabalho.

Dirijo os sinceros reconhecimentos ao meu orientador de estágio, professor da Universidade de Évora Doutor Luís Martins que sempre me acompanhou, durante a época de estágio e na realização do actual relatório.

Agradeço também e de forma especial ao João Simões de Almeida pela presença persistente e singular, ele que proporcionou a ida para a Namíbia, e à sua família por todo o apoio.

Um grande agradecimento igualmente à minha família, tia Teju e Alice, tia Mafalda e tio Miguel, Titina, mãe e irmãos, pessoas que permitiram, entre outras tantas coisas, a minha formação até ao final, e por todo o apoio e paciência.

Aos meus colegas de curso, que vieram a tornar-se grandes amigos, especialmente à Joana, à Jil, à Sofia, à Ritinha, à Filipa, à Celina, à Sara, à Ana Catarina e ao João, eles que tornaram a vida de estudante tão grandiosa.

"Sempre que houver nuvens sobre a terra e o arco aparecer nas nuvens, eu me lembrarei da eterna aliança entre Deus e todos os seres vivos de todas as espécies sobre a terra".

In Génesis 6-12, Antigo Testamento

RESUMO

O presente trabalho tem como principal objectivo relatar algumas actividades desenvolvidas durante o estágio curricular em clínica de pequenos animais e, especialmente, dissertar sobre aspectos relacionados com a componente de captura de espécies selvagens, parte integrante do mesmo estágio, realizado entre Outubro de 2010 e Janeiro de 2011 em Windhoek, Namíbia, com a colaboração da empresa de captura e transporte de animais selvagens *Super Game Dealers* e da clínica veterinária *Rhino Park Veterinary Clinic*.

O propósito do estágio assentou, essencialmente, na prática e consolidação das matérias adquiridas ao longo de cinco anos de curso, no conhecimento de algumas espécies de mamíferos selvagens do sudoeste africano, na melhor forma de gestão das populações destes animais, incluindo captura e transporte, e na execução adequada das intervenções clínicas mais comuns.

Actualmente, já existe uma colecção bibliográfica referente a esta matéria, considerada ampla, da qual é feita uma pequena revisão na presente monografia.

Palavras-chave: estágio curricular, captura, animais selvagens, sudoeste africano, manejo de populações, transporte, intervenções clínicas.

ABSTRACT – Wildlife Capture in Southwest Africa

The present work has the purpose of mentioning some of the activities undertaken during the internship in small animal medicine and particularly explain certain aspects related to the component of wildlife care and capture, which was part of the same traineeship, held between October 2010 and January 2011 in Windhoek, Namibia, in collaboration with the company of capture and transport of wild animals *Super Game Dealers* and *Rhino Park Veterinary Clinic*.

The purpose of this training was basically to practice and consolidate the matters assimilated over five years of study, to learn about some species of wild mammals in Southwestern Africa, and also the best way to manage populations of these animals, including capture and transport, and proper implementation of the most common clinical interventions.

Currently there is plenty literature, available related to this subject. In this paper, it is only made a small review of the existing literature.

Key words: internship, capture, wildlife, Southwest Africa, animal populations' management, transport, clinical interventions.

ÍNDICE

INTRODUÇÃO E OBJECTIVOS GERAIS	4
CASUÍSTICA	5
MONOGRAFIA - Captura de animais selvagens	16
1. Introdução	16
2. Captura e translocação	19
3. Técnicas de captura.....	21
3.1. Planeamento	22
3.2. Caixas de armadilha.....	24
3.3. Redes de captura	25
3.4. Projecção de rede com arma lança-redes ou <i>Net-gun</i>	27
3.5. Cordas e armadilhas de laço	30
3.6. Captura em massa	31
3.6.1. Factores importantes na escolha do local de montagem da <i>boma</i>	34
3.6.2. Técnica.....	36
3.6.3. Transporte e descarga	40
3.7. Imobilização Química.....	44
3.7.1. Factores a considerar na imobilização química	45
3.7.2. Fármacos	46
I. Critérios aplicáveis á escolha do fármaco correcto para determinado procedimento	46
II. Características do fármaco ideal, de imobilização	48
III. Classificação	48
A. Anestésicos	56
1. Ciclohexaminas.....	56
2. Barbitúricos.....	58
B. Opióides	58
C. Tranquilizantes/Sedativos	61
1. Benzodiazepinas	61
2. Alfa - 2 Agonistas	62
3. Butirofenonas.....	64

D. Bloqueadores Neuromusculares.....	66
E. Tranquilizantes de longa-acção	66
3.7.3. Técnica.....	69
3.7.4. Material	71
3.8. Combinação de técnicas.....	76
4. Alterações do estado normal do animal capturado	79
5. Os "onze mandamentos" da prevenção e redução do <i>stress</i>, na captura.....	82
6. Tratamentos auxiliares na captura de animais selvagens.....	84
6.1. <i>Stress</i>	84
6.2. Choque	84
6.3. Miopatia de captura	85
6.4. Hipertermia	85
6.5. Timpanismo e regurgitação.....	86
6.6. Outras recomendações	86
7. Precauções a tomar para evitar acidentes durante a captura química	87
DISCUSSÃO E CONCLUSÕES.....	90
BIBLIOGRAFIA	93

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Captura de girafa, para reintrodução numa reserva natural (original).	18
Figura 2. Captura de três chitas, com caixa de metal para estudo científico (original)..	26
Figura 3. Rede de captura, montada para ungulados Norte Americanos	26
Figura 4. <i>Net-gun</i> disparada de um helicóptero.....	28
Figura 5. Diagrama representativo da <i>net-gun</i> disparada do solo	29
Figura 6. Corda de captura	31
Figura 7. Sistema de libertação rápida, utilizado na captura de animais selvagens, com cordas de contenção.....	31
Figura 8. Laço temporário, feito com corda de algodão.....	31
Figura 9. Montagem da <i>boma</i> (original).....	35
Figura 10. Helicóptero a conduzir os animais dentro da <i>boma</i> , em direcção ao veículo de transporte (original).....	36
Figura 11. Esquema representativo da estrutura de uma <i>boma</i> (original).....	38
Figura 12. Colocação de tubos de PVC nos cornos de um órix (original)	39
Figura 13. Camião de transporte de animais selvagens.....	43
Figura 14. Compartimento no interior do camião de transporte.....	44
Figura 15. Descarga de 10 órix após três horas de viagem (original)	44
Figura 16. Administração do antídoto M5050 [®] (diprenorfina) na veia jugular de uma girafa anestesiada com M99 [®] (etorfina) (original).....	51
Figura 17. Diferentes tipos de seringa de cabo comprido	72
Figura 18. Zarabatanas com boquilhas de borracha.	72
Figura 19. Armas de dardos de ar comprimido “Dan-Inject [®] ” (original)	75
Figura 20. Material de captura química (original).....	75
Figura 21. Fotografia e ilustração de um dardo de ar comprimido com duas câmaras ..	76
Figura 22. Diferentes tipos de agulhas de dardos	76

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Percentagens do total dos casos admitidos durante o estágio	5
Gráfico 2. Frequências relativas (%) dos casos de clínica geral de pequenos animais admitidos no estágio.	7
Gráfico 3. Frequências relativas (%) dos casos cirúrgicos no cão e no gato.....	7
Gráfico 4. Frequências relativas das diferentes intervenções cirurgicas realizadas.....	9
Gráfico 5. Frequências relativas (%) dos animais, por espécies, capturados durante o estágio.....	14
Gráfico 6. Frequência absoluta dos animais imobilizados em cada captura química . . .	15
Gráfico 7. Frequência absoluta dos animais, por espécies, capturados com utilização da <i>boma</i>	15

ÍNDICES DE QUADROS

Quadro 1. Frequência relativa e absoluta das intervenções cirurgicas realizadas durante o estágio curricular	9
Quadro 2. Resumo dos casos clínicos de animais selvagens, no estágio.	10
Quadro 3. Capturas realizadas no período de estágio.....	11
Quadro 4. Fármacos e antídotos mais utilizados em animais selvagens.	52
Quadro 5. Características dos tranquilizantes de longa acção.....	68
Quadro 6. Vantagens e desvantagens dos sistemas de dardos de ar comprimido	74
Quadro 7. Comparação de diferentes técnicas de imobilização física	78

ABREVIATURAS E SIGLAS

ACTH – Adrenocorticotrophic hormone (Hormona adrenocorticotrófica)

G – Gauge

IM – Intramuscular

IV – Intravenoso

LA – Longa acção

PO – *Per Os*

PVC - Polyvinyl chloride (Cloro de polivinilo)

SC – Subcutâneo

SNC – Sistema Nervoso Central

INTRODUÇÃO E OBJECTIVOS

O estágio curricular realizado durante quatro meses na Namíbia, com a equipa de captura de animais selvagens *Super Game Dealers* e com o apoio da clínica *Rhino Park Veterinary Clinic*, permitiu não só o contacto com uma nova realidade mas também a abertura de novos horizontes em relação ao que é a medicina veterinária e a conservação animal em África.

O grande objectivo do estágio foi, sem dúvida, poder entrar em contacto com esta diferente realidade e aprender ao máximo qual a melhor forma de participar na preservação dos animais e da natureza em geral, por intermédio da medicina veterinária. E, tanto na clínica de animais de companhia como no maneio de animais selvagens, foi-me permitido adquirir novos conhecimentos que julgo serem fundamentais para que possa ter um papel activo na conservação e defesa da vida animal, como médica veterinária e cidadã, conduzindo para uma maior satisfação pessoal e profissional.

Com o presente relatório pretendo expor e, de alguma forma, consolidar, as actividades desenvolvidas no decorrer do estágio, colocando em gráficos e tabelas as frequências relativas e absolutas dos dados dos animais com os quais trabalhei, mas essencialmente recolher informação bibliográfica acerca do tema que mais me interessa que é a captura de animais selvagens, actividade que muito me fascinou durante o tempo na Namíbia. Sendo esta uma matéria muito específica e de evolução relativamente recente, o grupo de autores que publica os seus estudos e conclusões é considerado reduzido e, como tal, é aqui apresentada uma pequena monografia que junta algumas dessas poucas referências bibliográficas disponíveis sobre a matéria.

CASUÍSTICA

No decorrer do estágio curricular, no âmbito da Clínica e Cirurgia de Animais de Companhia, realizado na clínica veterinária *Rhino Park Veterinary Clinic*, em Windhoek, Namíbia, foi possível aplicar e aprofundar conhecimentos teóricos adquiridos ao longo dos cinco anos de curso e, ao mesmo tempo, conhecer novos conceitos e práticas no domínio da Clínica e Captura de Animais Selvagens, trabalho permitido e apoiado, não só pela mesma clínica veterinária, mas, também, pela empresa de captura e transporte de animais selvagens *Super Game Dealers*.

Houve oportunidade de contactar, e trabalhar, com um total de 848 animais de diferentes espécies, e distribuindo as actividades desenvolvidas no período de estágio pelas duas áreas, de uma forma geral, 65% do tempo foi dedicado aos animais de companhia, correspondente a 554 animais, e os restantes 35%, ou seja 294, aos selvagens.

Casuística geral

■ Clínica de Pequenos Animais	■ Cirurgia de Pequenos Animais	65 %
■ Captura de Animais Selvagens	■ Clínica de Animais Selvagens	35 %

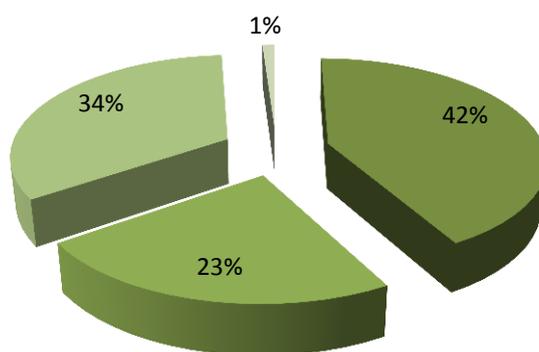


Gráfico 1. Percentagens do total dos casos admitidos durante o estágio.

No quotidiano da clínica, foram admitidos 554 casos de todas as áreas da medicina de pequenos animais, sendo o cão e o gato os animais predominantes. Analisando percentualmente a componente de pequenos animais pode dizer-se que, durante o período de estágio, 65% das entradas diárias na clínica eram referentes a

consultas de clínica geral, ou seja 42% do total dos casos (356 animais); e os restantes 35% pertencentes à área de cirurgia o que corresponde a, aproximadamente, 23% do total dos casos admitidos no período de estágio (198 animais sujeitos a cirurgia), percentagens demonstradas no gráfico 1.

Pequenos Animais

A clínica geral compreende diversas áreas médico-veterinárias, que podem ser distribuídas (gráfico 2) empiricamente da seguinte forma:

- Doenças Infecto-contagiosas e Parasitárias, componente praticada durante o período de estágio em 30% dos casos de clínica geral;
- Profilaxia médico-sanitária, exercida durante o período de estágio em 20% dos casos de clínica geral;
- Dermatologia, exercida durante o período de estágio em 15% dos casos de clínica geral;
- Traumatologia, exercida durante o período de estágio em 5% dos casos de clínica geral;
- Urgências, componente exercida durante o período de estágio em 5% dos casos de clínica geral;
- Doenças Metabólicas e Endócrinas, componente praticada durante o período de estágio em 20% dos casos de clínica geral;
- Neurologia, exercida durante o período de estágio em 2% dos casos de clínica geral;
- Doenças cardiovasculares e respiratórias, componente exercida durante o período de estágio em 2% dos casos de clínica geral;
- Oftalmologia, exercida durante o período de estágio em 1% dos casos de clínica geral.

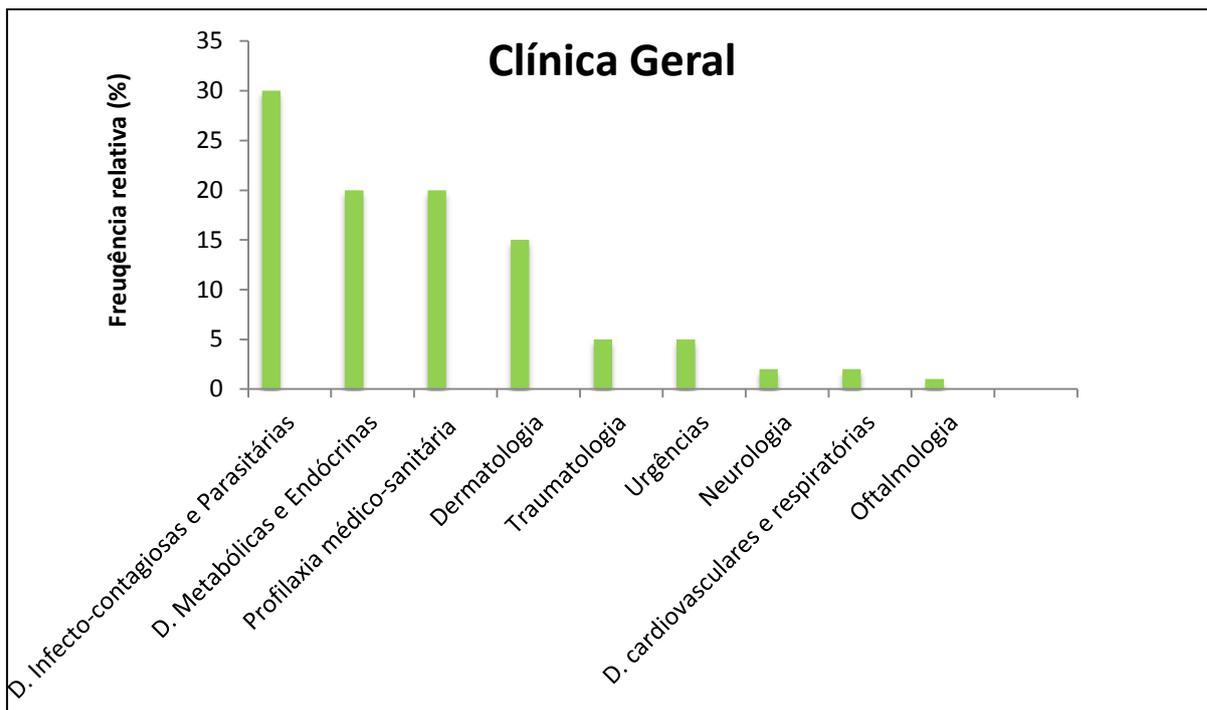


Gráfico 2. Frequências relativas (%) dos casos de clínica geral de pequenos animais admitidos ao longo do estágio.

No âmbito da cirurgia de pequenos animais foram revistas as técnicas mais utilizadas e o aprimoramento das mesmas, especialmente na componente cirúrgica dos tecidos moles, representada por 90% dos casos cirúrgicos; na componente de ortopedia, correspondente a 9%, e de neurologia, representada apenas pelos restantes 1% dos casos cirúrgicos (gráfico 3).

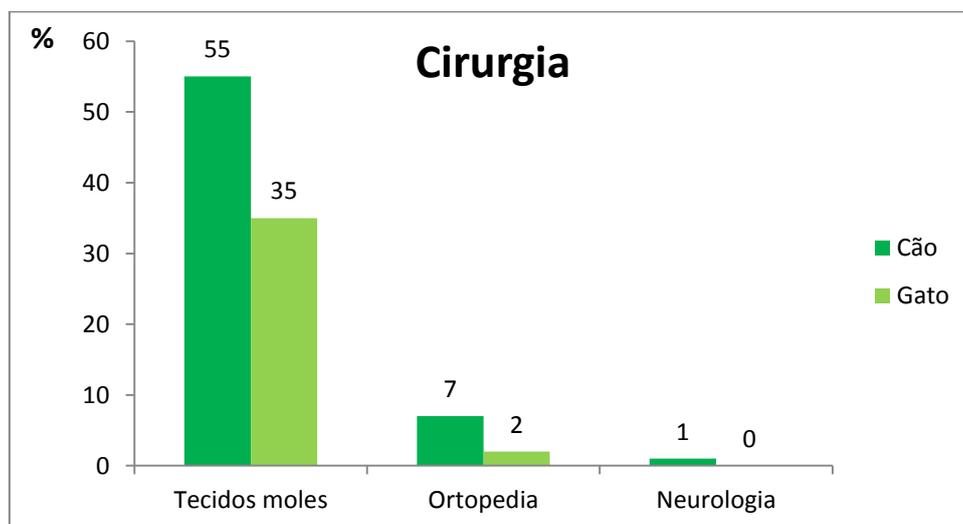


Gráfico 3. Frequências relativas (%) dos casos cirúrgicos no cão e no gato

No que respeita aos procedimentos cirúrgicos realizados durante o período de estágio na *Rhino Park Veterinary Clinic*, dentro dos 90% das cirurgias dos tecidos moles, 55% foram realizados em cães e 35% em gatos (gráfico 3). As ovariectomias, que constituíram 37% dos procedimentos cirúrgicos, correspondem ao procedimento mais efectuado, a par com as orquiectomias (33%), tanto em cães como em gatos (gráfico 4). De seguida, os mais realizados foram procedimentos de excisão de massas de diferentes etiologias, neoplásicas, inflamatórias e quísticas, representando 16% do total das cirurgias efectuadas (gráfico 4). E, embora representem apenas uma pequena percentagem do total dos casos, os procedimentos cirúrgicos relativos ao sistema gastrointestinal são os seguintes na hierarquia (3%), entre os quais, realizou-se uma enterectomia, duas hernioplastias e duas remoções de corpos estranhos (gráfico 4 e quadro 1). Também foram efectuadas duas cesarianas em cadelas no final do período de gestação (gráfico 4 e quadro 1).

Nos casos de ortopedia, predominaram as fracturas dos ossos longos (8% do total dos casos), sobretudo do fémur, mas também tibia, rádio e ulna, foram realizadas ainda duas osteossínteses de falanges e uma amputação de cauda num cão (gráfico 4 e quadro 1). Relativamente á neurologia, ambas as intervenções cirúrgicas foram realizadas em cães para tratamento da doença do disco intervertebral, correspondendo a duas hemilaminectomias e a 1% do total dos casos (gráfico 4 e quadro 1).

Intervenções Cirúrgicas

■ Ovariohisterectomia ■ Orquiectomia ■ Exérese ■ C. Gastrointestinal
■ Cesariana ■ Osteossíntese ■ Outras ortopédicas ■ Neurologia

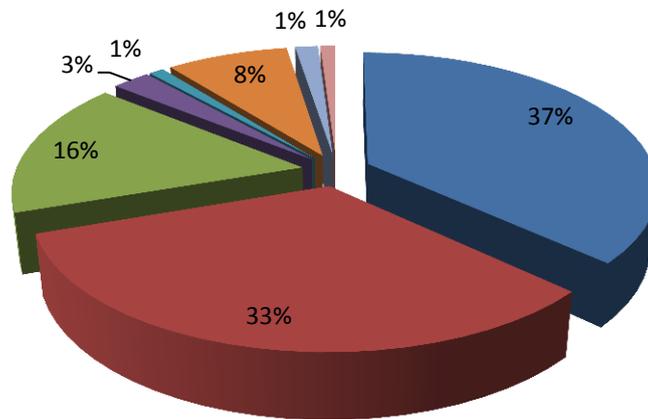


Gráfico 4. Frequências relativas das diferentes intervenções cirúrgicas realizadas no estágio.

Quadro 1. Frequência absoluta e relativa (%) das intervenções cirúrgicas realizadas durante o estágio curricular

Intervenções Cirúrgicas	Número de animais	Frequência Relativa - Fr (%)
Ovariohisterectomia	73	37
Orquiectomia	65	33
Exérese	32	16
C. Gastrointestinal	5	3
Cesariana	2	1
Osteossíntese	16	8
Amputações: caudectomia/falangectomia	3	1
Neurologia	2	1
Frequência Absoluta (Fi)	198	

* Duas amputações de cauda (por trauma) e uma amputação de falange (devido a osteossarcoma), as três intervenções realizadas em cães.

Animais Selvagens

Na área dos animais selvagens as actividades mais desenvolvidas foram a captura e o transporte, representando 97% do total desenvolvido nesta área, e os restantes 3% dos procedimentos, em clínica geral de animais selvagens. Sendo que a captura representa 34% do total do estágio, ou seja 285 animais capturados, e a clínica apenas 1% do total, o que significa que foram admitidos apenas 9 animais selvagens na clínica (gráfico 1).

Apesar deste tipo de animais se apresentar, por definição, em estado livre na natureza, nos dias que correm existem muitas razões para que sejam sujeitos a intervenções médico veterinárias. Os casos clínicos que deram entrada na clínica, no período de estágio, correspondiam a animais em estado semi-livre, dado que tinham proprietários que os alimentavam e lhes proporcionavam condições de habitat, semelhantes às naturais. Dos nove animais admitidos, dois eram chitas, uma com história de epilepsia e malnutrição, e outra com fractura de uma falange. Três dos casos foram suricatas, duas com massas neoplásicas e uma com anorexia e perda de condição física. Foi também admitido na clínica um órix recém-nascido, rejeitado pela progenitora, um caracal ou lince do deserto, severamente ferido, politraumatizado e em mau estado geral, e dois chacais de dorso negro, recém-nascidos e com sintomatologia neurológica (quadro 2).

Quadro 2. Resumo dos casos clínicos de Animais Selvagens.

Nome comum	Nome científico	Causa da consulta	Conclusão do caso
Chita	<i>Acinonyx jubatus</i>	Epilepsia	Tratamento sintomático
Chita	<i>Acinonyx jubatus</i>	Fractura falângica	Cirurgia e recuperação
Suricata	<i>Suricata suricatta</i>	Massa neoplásica cervical	Morte
Suricata	<i>Suricata suricatta</i>	Massa neoplásica torácica	Excisão da massa e Recuperação
Suricata	<i>Suricata suricatta</i>	Anorexia e perda de condição física	Morte
Órix	<i>Oryx gazella</i>	Malnutrição de recém-nascido	Recuperação
Caracal	<i>Caracal caracal</i>	Traumatismos múltiplos	Recuperação e libertação

Chacal-de-dorso-negro	<i>Canis mesomelas</i>	Alterações neurológicas, possível raiva/esgana	Eutanásia*
Chacal-de-dorso-negro	<i>Canis mesomelas</i>	Alterações neurológicas, possível raiva/esgana	Eutanásia*

*Efectuada a eutanásia devido aos animais apresentarem danos neurológicos graves e, principalmente, pela suspeita de raiva.

A maioria dos casos de manipulação de animais selvagens está representada pelos 97% relativos à captura e transporte com objectivos de troca ou venda entre reservas naturais, estudos científicos ou de profilaxia médica, constituindo 34% do total de casos presenciados durante o período de estágio (gráfico 1). Os procedimentos clínicos realizados nestas espécies constituem, apenas, 3% do total de casos de animais selvagens e 1% da totalidade de casos admitidos em todo o estágio (gráfico 1).

Ao longo do estágio houve oportunidade de conhecer e trabalhar com diferentes espécies de animais do sudoeste africano e de entender quais as formas mais adequadas de os capturar, interferindo o mínimo possível com o ecossistema envolvente e com o bem-estar animal. Ao todo, foram capturados 285 animais de distintas espécies, de diferentes grupos, habitats e locais, recorrendo a múltiplos métodos e materiais de contenção, imobilização e maneo (quadro 3).

Quadro 3. Capturas realizadas no período de estágio.

Nome comum	Nome científico	Tipo de Captura	a) Número de animais por captura (1 ^a , 2 ^a e 3 ^a); b) Total
Chita	<i>Acinonyx jubatus</i>	Caixa de armadilha	a) 3 (1 ^a) + 2 (2 ^a) b) 5
Girafa	<i>Giraffa camelopardali sangolensis</i>	Captura química	a) 3(1 ^a)+8(2 ^a)+2(3 ^a) b) 13
Springbok ou Cabra de leque	<i>Antidorcas marsupialis</i>	Captura química	a) 10(1 ^a)+ 5(2 ^a) b) 15
Sable ou Palanca-negra	<i>Hippotragus niger</i>	Captura química	a) e b) 10 Indivíduos
Impala	<i>Aepyceros melampus</i>	Captura em massa com <i>boma</i>	a) e b) 43 Indivíduos

Gnu de Cauda Branca	<i>Connochaetes gnou</i>	Captura em massa com <i>boma</i>	a) e b) 80 Indivíduos
Blesbok ou Damalisco	<i>Damaliscus pygargus</i>	Captura em massa com <i>boma</i>	a) e b) 60 Indivíduos
Avestruz	<i>Struthio camelus</i>	Captura em massa com <i>boma</i>	28 Indivíduos
Órix	<i>Oryx gazella</i>	Captura em massa com <i>boma</i>	10 Indivíduos
Waterbuck ou Cobo de água	<i>Kobus ellipsiprymnus</i>	Captura em massa com <i>boma</i>	7 Indivíduos
Elande	<i>Taurotragus oryx</i>	Captura em massa com <i>boma</i>	14 Indivíduos

A técnica de captura mais aplicada foi a de imobilização em massa, utilizando a *boma*, estrutura de grandes dimensões, para captura de um elevado número de animais, feita em plástico ou lona e em forma de funil, representada na figura 9 e ilustrada na figura 11. Em seguida, foi o método de captura química e, por fim, apenas com cinco animais capturados, a caixa de armadilha.

As frequências de animais capturados, no total dos dias de estágio e com as diferentes técnicas, de contenção química e em massa, estão ilustrados nos gráficos 5, 6 e 7, respectivamente, e no quadro 3. A captura das 5 chitas, sendo considerada uma combinação de técnicas, não se encontra representada nos gráficos 6 e 7. A imobilização primária destes animais foi feita com uma caixa de armadilha e, de seguida, foram sujeitos à administração de fármacos de sedação, no caso 80 a 100 mg de ketamina associado a 2 mg de medetomidina.

As capturas químicas realizadas durante o estágio com a *Super Game Dealers* foram seleccionadas como método mais adequado a espécies de maior valor económico (girafa e palanca negra), mais sensíveis ao stress (cabra de leque) e sobretudo pelo número reduzido de animais a capturar. As girafas e as cabras de leque foram capturadas com o intuito de as transportar e reintroduzir numa nova reserva privada, como troca de animais entre proprietários, e as 10 palancas foram imobilizadas para desparasitação e vacinação contra clostridioses, com vacina polivalente, e colheita de sangue para despiste de febre aftosa. O método de captura química limitou-se à

utilização da arma de dardos Dan-Inject®, disparada no solo ou a partir de veículo terrestre a motor com tracção às quatro rodas. Recorrendo a dardos de 3ml de volume e com agulhas, geralmente com âncora, para se poder recuperar após utilizado, e ainda aos binóculos medidores de distância. O ajuste da pressão para que, ao disparar a arma, o dardo seguisse a direcção pretendida e alcançasse o alvo variou conforme a distância entre o atirador e o animal-alvo e consoante a arma utilizada, por regra quanto maior a distância, maior será a pressão necessária.

O fármaco de imobilização empregue, variou consoante o animal-alvo, a disponibilidade, o custo, a necessidade de reversão e o mecanismo de acção. Porém, a selecção das substâncias assentou essencialmente nos seguintes protocolos: para captura dos ungulados administrou-se Etorfina (M99®) isolada, Etorfina (M99®) em associação com um α 2-agonista, Xilazina (Rompun®) ou Detomidina (Domosedan®); Butorfanol (Turbogesic®) associado a Medetomidina (Domitor®), protocolo utilizado apenas como recurso na captura das palancas, com resultado negativo (morte dos dois animais sujeitos a este protocolo). E como tranquilizante de longa acção utilizou-se perfenazina (Trifalon® LA). Na captura dos carnívoros, como acima referido, administrou-se medetomidina (Domitor®) em combinação com ketamina (Ketalar®).

A captura com caixa armadilhada é mais adequada para imobilização de carnívoros e foi esta a técnica seleccionada na imobilização da família das 3 chitas, e posteriormente de 2 indivíduos da mesma espécie pertencentes a outro local. Em ambas as ocasiões foram usadas caixas em metal com fecho mecânico e colocadas em locais de marcação de território dos animais, por serem pontos de constante passagem. E o objectivo da captura foi a colheita de sangue e parasitas, pesagem e recolha das medidas dos animais e colocação de colares de telemetria para estudo e pesquisa científica/genética da instituição IZWR – *Institute for Zoo and Wildlife Research* sedado em Berlim, Alemanha.

No que se refere á técnica de captura que emprega a estrutura tipo corral ou *boma*, seleccionada para capturar antílopes e avestruzes, houve necessidade de um maior número de trabalhadores, mais tempo de acção e, como característica deste método, foi conseguida uma quantidade superior de animais capturados de uma só vez. Em todas estas capturas foi utilizado o helicóptero para conduzir os animais ao local pretendido, armada a estrutura em lona com as devidas medidas variáveis de espécie

para espécie e quantidade de animais, a mesma equipa entre 5 e 10 trabalhadores em conjunto com o veterinário responsável e seus dois assistentes e, por fim, o camião de transporte dos animais. Todos estes animais foram transportados para novos locais (reservas de caça ou turismo ou privadas) em regime de compra e venda ou sujeitos a trocas entre proprietários sem envolvimento económica directa.

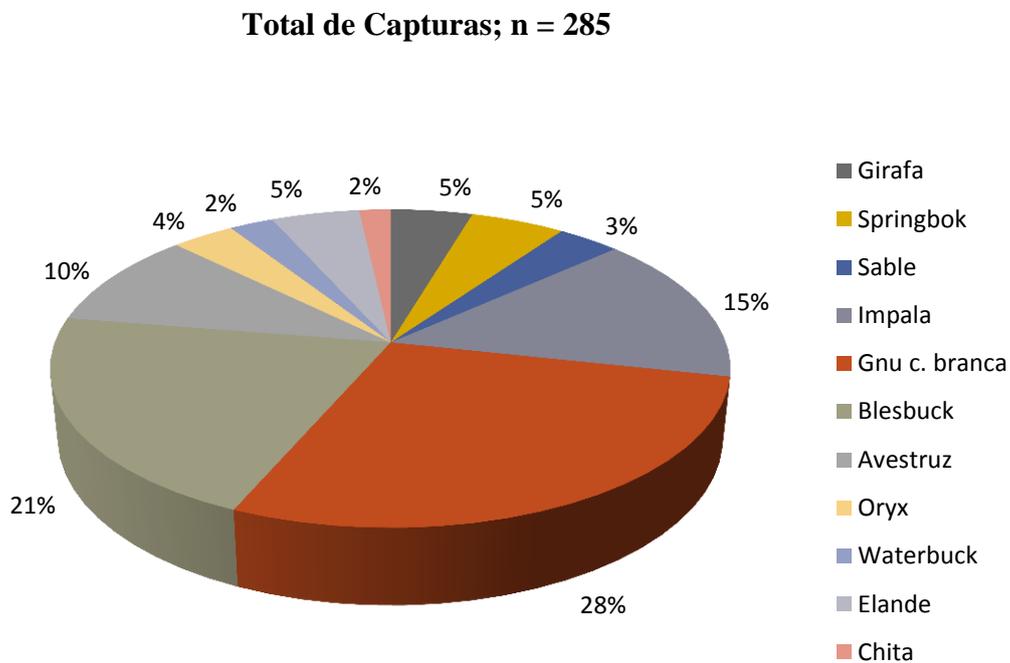


Gráfico 5. Frequências relativas (%) dos animais, por espécies, capturados durante o estágio.

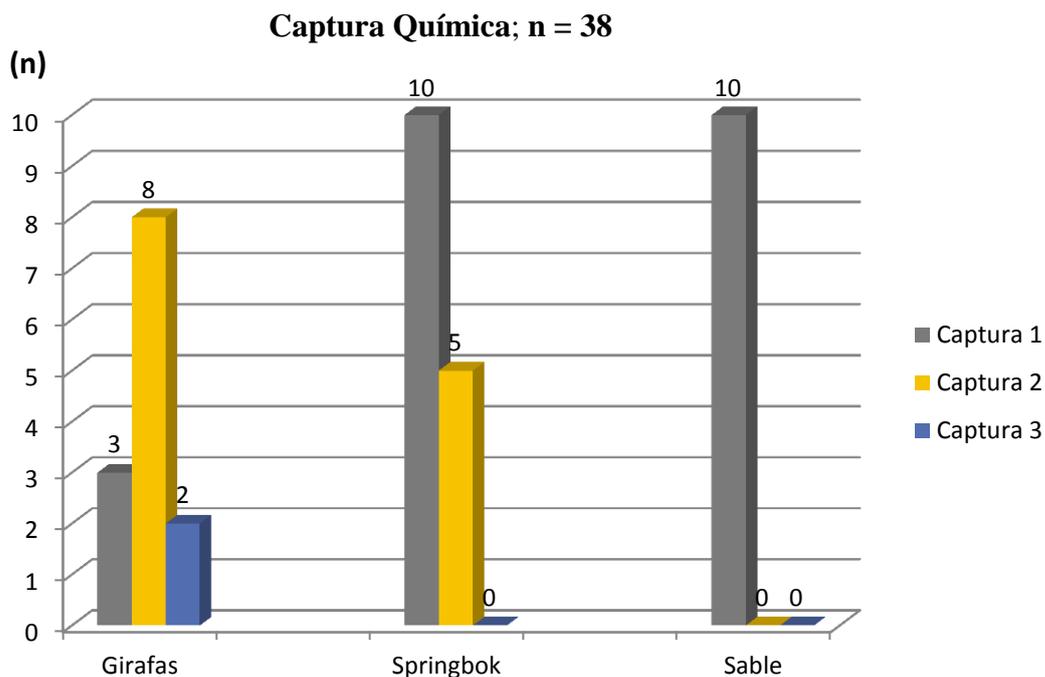


Gráfico 6. Frequência absoluta dos animais imobilizados em cada captura química.

Captura 1 – realizada no dia 21 de Outubro de 2010

Captura 2 – realizada no dia 18 de Novembro de 2010

Captura 3 – realizada no dia 30 de Novembro de 2010

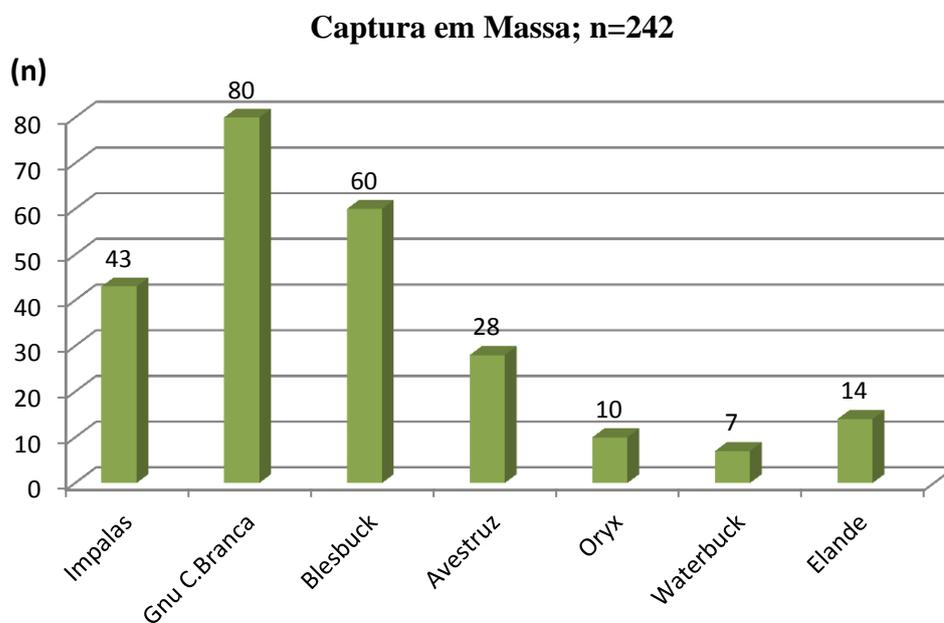


Gráfico 7. Frequência absoluta dos animais capturados, por espécies, com utilização da *boma*.

1. Introdução

Os países do sudoeste africano sempre foram vistos como reservas diversificadas e únicas da fauna selvagem. No entanto, depois da grande depressão nos números de animais, originada essencialmente por guerras civis e coloniais, pela pobreza e necessidade humana de expansão do território a realidade foi drasticamente alterada (McLoughlin, 2001).

Nos dias que correm as populações de animais selvagens do sudoeste de África habitam principalmente em parques, reservas de turismo ou de caça, privadas ou do estado, geralmente cercadas por vedações, com o objectivo de evitar a dispersão para locais inadequados à sua sobrevivência e de as proteger das constantes ameaças provocadas pelo conflito entre humanos e animais, como resultante do crescente aumento das populações humanas, da destruição de habitat, do valor económico do animal e da caça furtiva (Kock *et al.* 2006a).

A gestão eficaz das populações de animais selvagens do mundo, incluindo os de África, tem se tornado uma tarefa crítica e exigente.

A fim de melhor desenvolver o trabalho de captura, transporte, reintrodução e de medicina veterinária, propriamente dita, é essencial que as informações sejam compartilhadas o mais amplamente possível. Para esse efeito, algumas publicações científicas surgem anualmente, descrevendo técnicas específicas ou resultados dos estudos e experiências anteriormente efectuadas (Fowler, 1995).

A existência de áreas protegidas, destinadas a animais selvagens, como os parques naturais e as reservas de caça ou de turismo, teve, ao longo dos tempos, e tem nos dias que correm, um impacto positivo sobre o meio ambiente e a gestão da vida selvagem em África (Fowler, 1995).

A indústria da vida selvagem tem tido um sucesso crescente na reprodução de espécies ameaçadas e em perigo, salvando muitas delas, como o caso dos antílopes palanca-vermelha e palanca-negra, e até mesmo do rinoceronte preto e do branco, da presumível extinção. Como resultado deste crescimento a indústria associada ao ecoturismo explodiu e acabou por se tornar numa multi-indústria, criando novos

programas de safaris e caça, pousadas, passeios de aventura, entre outros ligados à vida selvagem, o que conduziu a uma maior necessidade de conhecer e explorar este mundo (Martin, 1998).

A gestão das populações de animais selvagens e da savana, como habitat natural, tornou-se um dos principais motivos pelos quais a indústria da vida selvagem africana é tão bem sucedida na reprodução de espécies raras e ameaçadas de extinção. O conhecimento adquirido através da pesquisa constante, anos de experiência e bom senso, tornaram a indústria da vida selvagem produtiva na conservação das espécies africanas, tal como hoje se conhece (Hoare & Foggin, 2006).

O número de ungulados selvagens tem aumentado consideravelmente desde que o sector privado se envolveu na criação e venda de animais selvagens. O maneo adequado dos habitats é essencial para o sucesso de uma reserva de vida selvagem, na medida em que é essa condição que determina a capacidade de suporte dos animais nesse espaço. A capacidade de suporte de animais é definida como a capacidade do local para sustentar uma quantidade adequada de animais sem que ocorra uma utilização excessiva das áreas e habitats de uma forma degradante (Hoare & Foggin, 2006). Na figura 1 representa-se a captura de uma girafa para reintrodução num local com melhores condições.

A existência e desenvolvimento constante de métodos de captura eficientes é uma das razões pela qual a vida selvagem africana sobreviveu a muitas adversidades. Permitiu a recuperação e salvaguarda de muitos animais, inclusive de subespécies, da total aniquilação durante as secas e as guerras, e dos fenómenos de consanguinidade em áreas mais restritas. Também ocasionou um grande impulso nos criadores destes animais, no sentido em que agora lhes é possível ampliar as suas *pools* genéticas, para reprodução de espécies especialmente ameaçadas (Player, 1993).

A caça em África é igualmente uma actividade com elevada importância na sobrevivência de alguns dos animais selvagens, como os antílopes africanos. É uma ferramenta de gestão fundamental, utilizada para limitar os predadores naturais, de forma controlada, evitando danos possivelmente irreparáveis no ecossistema de uma reserva. O rendimento económico obtido pela caça constitui também um factor de controlo para o sucesso do restabelecimento de espécies raras e ameaçadas de extinção, uma vez que as protege e que permite que se reproduzam com maior segurança. Da

mesma forma, a actividade cinegética, dá valor monetário e simbólico, a alguns animais previamente considerados excedentes.

Desta forma, a “arte” da captura é essencial para a preservação da existência e conservação de espécies autóctones de África. Através da manipulação cuidadosa de espécies raras e ameaçadas, o repovoamento de novas áreas e a diversidade populacional são mantidos; a captura destes animais também é de grande benefício económico para os países e geradora de emprego a nível local, havendo um impacto positivo, tanto para a vida selvagem como para as comunidades locais (Hoare & Foggin, 2006).



Figura 1. Captura de girafa para reintrodução numa reserva natural.

2. Captura e translocação

A arte de capturar animais selvagens para a alimentação e fabrico de roupa é tão antiga quanto a existência humana na terra. No entanto, no mundo de hoje, as razões para a captura de espécies selvagens são mais diversificadas. Milhões de animais selvagens são capturados, por ano, como parte de programas de vigilância e controlo de doenças, de actividades de regulação de populações, dos esforços para gestão da vida selvagem e para pesquisas científicas. Também, muitos aspectos da captura de animais, especialmente aqueles associados a espécies protegidas, são altamente regulados por agências estaduais e federais dos governos dos países em que se encontram (Schemnitz, 1996). De qualquer forma, o bem-estar animal é uma matéria importante, independentemente da razão da captura e, além disso, a eficiência (taxa à qual um dispositivo ou sistema de captura se adapta a cada espécie) é um aspecto crítico dos sistemas de captura de animais selvagens (Fowler, 2008a).

Programas de captura bem-sucedidos resultam dos esforços de biólogos e técnicos experientes, que planearam, estudaram e testaram os métodos antes de iniciar qualquer novo programa (Schemnitz, 1996).

Os animais domésticos requerem, obviamente, cuidados como a alimentação, o transporte, a medicação e o tratamento. E os animais selvagens mantidos em cativeiro requerem, da mesma forma, práticas de maneo especiais devendo ser, evidentemente, transportados, alojados e alimentados. Se adoecem, devem ser examinados e correctamente tratados. Por outro lado, alguns afirmam que os animais de vida selvagem devem ser totalmente livres e viver sem qualquer tipo de intervenção humana. Esta filosofia parece ingénua nos tempos que correm (Fowler, 2008a).

Desde há muitos anos que se entende que os animais selvagens muitas vezes têm que ser translocados, como foi, a título de exemplo, necessário quando a barragem de Kariba foi construída pelos italianos na antiga Rodésia do Sul, entre 1955 e 1959.

A translocação de animais de vida livre tornou-se um método comum de gestão destes animais, como forma de reduzir os sobrepopoamentos, ou com o objectivo de constituir uma população num novo local. A reintrodução de animais selvagens, nascidos em cativeiro, num antigo habitat nativo, ou num habitat revitalizado, é agora considerada como procedimento de rotina, em termos de conservação das espécies.

Todos estes animais devem ser submetidos a rastreios reveladores, que, por sua vez, exigem contenção, transporte e eventual libertação; as doenças existentes em populações de animais selvagens devem ser monitorizadas, uma vez que algumas têm consequências de longo alcance na saúde animal e humana (Kock, *et al.* 2006a). E mesmo os avanços no estudo das doenças dos animais selvagens foram, em parte, possíveis graças ao desenvolvimento de métodos para capturar, deter, imobilizar, anestésiar e tratar animais selvagens de forma segura e humana (Hoare & Foggin, 2006).

Muitas populações de animais selvagens têm, portanto, necessidade de serem geridas, ao que se conclui que há uma crescente busca do melhor conhecimento dos métodos e técnicas de captura com o intuito de aperfeiçoar procedimentos e causar o menor dano possível nos animais, populações e ecossistemas.

As grandes áreas destinadas aos animais selvagens africanos são, na sua maioria, espaços vedados, em que se proporcionam as melhores condições de habitat e segurança aos animais aí inseridos. Com base nesta linha de raciocínio, é importante conhecer ao máximo, não só o tipo de animal mas também o local onde habita, mas, com o objectivo de zelar constantemente pelo seu bem-estar, há, igualmente, que recorrer a um maneiço adequado. Assim, a captura e translocação destes animais surge como uma forma de melhorar as suas condições de vida, retirando-os do local onde se encontram, para os reintroduzir num novo, que melhor satisfaça as necessidades de alimentação, espaço e segurança.

Outros motivos de captura deste tipo de animais relacionam-se com a necessidade de fazer crescer os sectores do turismo e da economia, para fins pedagógicos ou com fundamentos de conservação/reprodução, ou mesmo simples intervenções médicas (Kock, *et al.* 2006a).

3. Técnicas de captura

No Sudoeste Africano, a captura de animais selvagens no início dos anos sessenta, consistia, geralmente, na aplicação da imobilização física, com recurso à perseguição e ao uso de cordas de contenção (Atkinson, *et al.* 2006).

Existiam muito poucos fármacos disponíveis no mercado, específicos para captura de animais selvagens, sendo os mais utilizados o anticolinérgico N-butilbrometo de hioscina e o sulfato de nicotina (Swan, 1993). Durante as últimas três décadas ocorreram vários “acontecimentos-chave” em alguns países de África, que resultaram no nível de captura praticado actualmente. Algumas dessas ocorrências incluem o desenvolvimento e prática de métodos de captura, a utilização de fármacos experimentais em animais mais perigosos e sua consequente melhoria e disponibilização no mercado (Kock, *et al.* 2006a). À medida que a experiência aumentou, após os anos oitenta, surgiu uma maior necessidade de progresso e, consequente evolução, tanto dos tranquilizantes como dos cuidados pós-captura, métodos, armas e outros materiais associados à captura de animais selvagens.

As perdas de animais, relacionadas com a imobilização física primitiva e utilização de cordas de contenção, eram consideradas muito altas e, por isso, surgiram métodos e materiais de imobilização química, recorrendo a fármacos que se pensava serem efectivos para captura e manejo de espécies selvagens. As primeiras substâncias utilizadas, como o sulfato de nicotina, acima referido, causavam igualmente elevadas taxas de mortalidade, tendo, por isso, deixado de ser utilizadas (Atkinson, *et al.* 2006). Finalmente, a morfina e seus derivados foram testados e deu-se início a uma nova era de desenvolvimento de tecnologias e substâncias de imobilização eficientes em animais selvagens (Swan, 1993).

Nos dias de hoje já existe uma vasta gama de métodos e materiais disponíveis, adaptados a cada classe animal, por vezes até particulares, para uma dada espécie. Em muitas circunstâncias as técnicas de captura mais eficientes e bem-sucedidas resultam de associações entre métodos de imobilização química e física (Swan, 1993).

3.1. Planeamento

Existem diferentes métodos de captura de animais selvagens, escolhidos consoante o objectivo da captura, o número e tipo de animais, as condições reais do terreno e as possibilidades económicas e técnicas do veterinário ou do responsável pela captura.

O planeamento da operação de captura é de extrema importância e deve ser realizado de forma estruturada. Para começar, é necessário ser-se explícito no objectivo que se quer atingir e deve ceder-se prioridade à segurança da equipa de captura e aos animais capturados (Burroughs, *et al*, 2006). Deve ser realizado um exame detalhado dos factores que afectam o sucesso ou a falha do projecto e registado o planeamento das operações, para que sirva de futura referência. Cada captura tem aspectos únicos, pelo que o registo do plano adoptado pode ser valioso numa futura avaliação da eficácia do trabalho exercido e utilizado para melhoramento das capturas seguintes (Burroughs, *et al*, 2006).

A ética estabelece que, aqueles que capturam animais selvagens aceitam a responsabilidade total da garantia da sobrevivência animal e da minimização do *stress* e do trauma. O objectivo de captura deve ser bem esclarecido e evidente, visto ter influência directa no procedimento adoptado, pelo que deverão ser colocadas as seguintes questões (Atkinson, *et. al.* 2006):

- a) Qual é o motivo para capturar o animal (tratamento, maneo, translocação?).
- b) Como será projectado e executado?
- c) Quais os benefícios e riscos envolvidos?
- d) Qual o método de captura que oferece maior benefício com o menor risco?
- e) Quanto tempo demorará a operação e quais os factores que afectam a sua duração?
- f) Quem é o operador qualificado mais apropriado para realizar a operação?
- g) Será o responsável pela captura qualificado para realizar as tarefas e de que conhecimentos ou competências necessita? Como as adquirir ou a quem recorrer para o assistir?

As técnicas de captura, embora empregues, geralmente em conjunto, podem ser divididas em imobilização química e física. Ambas são empregues isoladamente, em casos específicos de captura, mas o mais comum e considerado mais seguro e eficiente, no caso de uma captura individual, é a associação dos dois métodos (Herbst, & Mills, 2010).

- Captura individual:

Química

- Com recurso a fármaco de imobilização e material apropriado como a seringa-revolver ou *pole syringe*, a zarabatana e a arma de dardos, que pode ser disparada do solo, de um veículo terrestre a motor ou de um helicóptero.

Física:

- Recorrendo unicamente à força humana, através de técnicas apropriadas de contenção animal - inadequada para a maioria das espécies selvagens (Atkinson, *et al.* 2006);

- Com armadilhas, geralmente associadas a caixas metálicas ou de madeira;

- Confinamento em espaços de pequenas dimensões, geralmente utilizando caixas de contenção desenhadas para cada espécie;

- A aplicação de redes no solo, de vários tamanhos e formas, e geralmente com algum tipo de isco para que os animais sejam atraídos para o seu interior, pode ser considerada uma técnica bastante eficiente. Contudo, em espécies mais susceptíveis ao *stress* pode originar altos índices de mortalidade (Atkinson, *et al.* 2006).

- A arma lança-redes ou *net-gun* é vista como uma técnica de alto potencial para captura individual, pois é geralmente segura e rápida. Porém, existem riscos associados, que podem ser minimizados quando se trabalha com precaução e, essencialmente, recorrendo a alguém com maior experiência nesta área (Atkinson, *et al.* 2006).

- As cordas especiais de imobilização representam ferramentas importantes para vários procedimentos de manipulação, sendo, no entanto, necessária uma utilização cuidada, com técnicas específicas e nós fundamentais;

- Armadilhas de laço são instrumentos úteis de contenção animal e tendem a ser de utilização mais fácil e rápida que as cordas, tendo sido usadas na maioria dos grandes animais selvagens (Atkinson, *et al.* 2006).
- Captura em massa:
 - Caracterizada pela captura de grande número de animais, recorrendo ao emprego de barreiras físicas visíveis, geralmente em plástico ou lona, como a *boma*, representada na figura 9 e ilustrada na figura 11, e a uma equipa de pessoal experiente.
 - A utilização de redes suspensas, ou *clover nets*, e de queda, ou *drop nets*, pode ser adaptada para capturar um maior número de animais, com especial atenção à espécie-alvo e ao tamanho das redes, de forma a minimizar o *stress* e/ou traumas nos animais capturados. (Morkel, & La Grange, 1993)

3.2. Caixas de armadilha

As armadilhas em caixa são referidas como uma das técnicas de captura individual mais amplamente utilizadas. Nesta técnica é aplicada uma estrutura de madeira ou metal no terreno, projectada para capturar, geralmente um único animal, para que possa, posteriormente, ser imobilizado, de forma física e/ou química (Shury, 2007). Vários desenhos têm sido desenvolvidos para a captura de diferentes animais, envolvendo quase sempre o mesmo princípio, a presença de um isco na armadilha e um dispositivo mecânico ou telecomandado, para fechar a caixa. Os animais são, geralmente atraídos com carne, feno, grãos, frutas ou sal, dependendo das preferências alimentares de cada um ou, ainda, colocadas apenas em locais habituais de marcação de território.

As caixas em madeira têm sido utilizadas por várias décadas no Norte da América e entendeu-se que funcionam melhor havendo pouca ou nenhuma abertura, que permita a entrada de luz, dado que a escuridão tem efeito calmante sobre os animais

capturados (Shury, 2007). Uma vez capturados, os animais podem ser imobilizados por meio de uma rede colocada sobre a abertura da armadilha ou, em animais de maior porte, pode ser injectado um fármaco tranquilizante através de seringas-revolver de cabo comprido ou de zarabatana, através de uma pequena abertura da caixa. É preciso assegurar que as armadilhas sejam colocadas em áreas relativamente planas, sem exposição solar directa, vento ou outros elementos que possam prejudicar o animal (Mitchell, *et al.* 2004).

Esta técnica é mais indicada para captura de carnívoros e animais menos susceptíveis ao *stress*, não sendo, por isso, uma boa opção para captura de ungulados (Fowler, 1995).

Durante o estágio com a equipa da empresa *Super Game Dealers* utilizaram-se caixas de metal com fecho mecânico, para captura de três chitas, colocadas em locais específicos de marcação do território, figura 2.

3.3. Redes de captura

As armadilhas em rede podem ser utilizadas para técnicas de captura activa ou passiva e para captura de um ou mais animais.

Existem dois métodos básicos com redes para a captura de animais selvagens: redes esticadas, que permanecem suspensas no local, denominadas por *clover nets* e redes de queda ou *drop nets*, que caem sobre os animais quando estes correm para a linha limite da rede.

Dado que as redes de queda estão descritas como potencialmente traumáticas e, geralmente menos adequadas para capturar animais selvagens, salvo raras excepções (Jessup, *et al.*, 1988), apenas as armadilhas *clover* são descritas no presente trabalho.



Figura 2. Captura de três chitas com caixas de metal, para estudo científico.

As armadilhas *clover* assentam no mesmo princípio de funcionamento que as armadilhas de caixa, mas são construídas com malha de rede sobre uma armação de aço, em vez de estrutura com paredes sólidas. Têm sido utilizadas com sucesso na captura de muitos ungulados na América do Norte (figura 3) (Shury, 2007) e são consideravelmente mais leves e portáteis que as anteriores, pois podem ser facilmente desmontadas para transporte.



Figura 3. Rede de captura montada para ungulados norte americanos (Adaptado de Cornell University, Cooperative Extension, U.S.A.)

As redes de captura, utilizadas como método de captura em massa, podem representar um risco para os animais-alvo, porém, em diversas circunstâncias são preferenciais em relação à técnica da *boma*.

Vantagens associadas à captura com recurso a redes (Morkel & Kock, 2006):

- Podem ser usadas em áreas totalmente abertas, enquanto a *boma* não seria adequada, por falta de vegetação suficiente que auxiliasse na construção da estrutura e que a camuflasse.
- São fáceis de erguer e remover.
- São de montagem rápida.
- Podem ser utilizadas na captura de espécies que não podem ser capturadas com uma *boma* (como por exemplo, niala, *reedbuck* comum, oribi).

Desvantagens associadas à utilização das redes (Morkel & Kock, 2006):

- É um método muito stressante para algumas espécies.
- Pode resultar em ferimentos graves, como fracturas de membros ou da coluna e asfixia.
- Envolve uma maior necessidade de manipulação física dos animais.

3.4. Projecção da rede com arma lança-redes ou *Net-gun*

O método de projecção de rede com uma arma, através de helicóptero, representado na figura 4, foi originalmente desenvolvido na Nova Zelândia, na década de 1970, para captura de veados (*Cervus elaphus*). Tornou-se um meio privilegiado para captura de ungulados norte-americanos, nos últimos 20 anos, por poder ser adaptado a uma grande variedade de animais (Shury, 2007). Permite a selecção de diferentes idades, classes e sexo e permite manipular e capturar um grande número de animais num curto período de tempo, comparativamente à imobilização química (Jessup, *et al*, 1988). É actualmente muito utilizado na América do Norte, com graus variados de sucesso, porém a sua utilização é diminuta nos países de África. É útil para

procedimentos breves e não dolorosos, como, por exemplo, aplicação de colares de rádio, para telemetria, e para colheita de sangue, por vezes sem necessidade de imobilização química (Mitchell, *et al.* 2004).

As cordas de contenção são, geralmente aplicadas ao animal já imobilizado na rede, no eixo ipsilateral, entre membros anteriores e posteriores, ao nível da articulação metacarpo-falângica, como medida de segurança. A colocação de vendas nos olhos é altamente recomendada para reduzir o *stress* e acalmar o animal, enquanto manipulado (Mitchell, *et al.* 2004). Esta técnica não é uma opção viável em ambientes muito arborizados ou em terrenos excessivamente íngremes, pela falta de espaço livre e pelo risco de ferimento do animal.



Figura 4. *Net-gun* disparada de um Helicóptero (Adaptado de Wildlife Capture Services LLC. U.S.A.).

A arma pode ser substituída por um sistema mecânico colocado no solo, num local estratégico de passagem dos animais, ou com isco, e disparada à distância, através de um comando, tal como demonstra o esquema da figura 5.

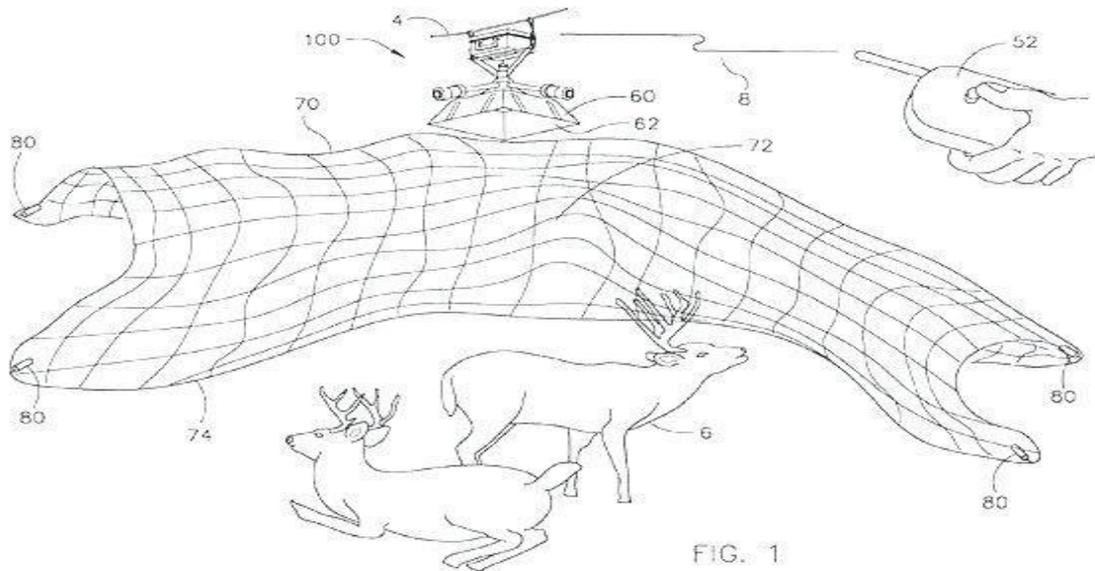


Figura 5. Diagrama representativo da *Net-Gun*, disparada do solo (Adaptado de Wildlife Capture Services LLC. U.S.A).

O tempo de perseguição, no caso de a arma ser disparada de um helicóptero, e de manejo dos animais capturados, deve ser o mais curto possível, para minimizar o risco de miopatia de captura e hipertermia. Este método apresenta como desvantagens a baixa utilidade em alguns tipos de terreno e um elevado potencial de morbidade e mortalidade (Morkel, & La Grange, 1993). Os casos mais comuns de morbidade e mortalidade ocorrem como resultado de fraturas cervicais e em consequência de luxações (Barrett, *et al*, 1982), podendo também resultar de miopatia (dita de captura) e / ou hipertermia (Barrett, *et al*. 1982; Kock, *et. al*, 1987).

3.5. Cordas e armadilhas de laço

As cordas (figura 6) pertencem ao grupo de ferramentas básicas, requeridas para muitos procedimentos de manipulação de animais selvagens, são um meio excelente de “extensão do braço humano” e, se utilizado com precaução, um meio seguro de contenção (Fowler, 2008b). Para quem recorre a este método é essencial estar familiarizado com os nós fundamentais, os engates e as técnicas de manipulação das cordas. É um método muito antigo, utilizado desde há séculos e pode ser usado isolado numa captura ou como ferramenta complementar, mas se falta prudência e/ou experiência pela parte do manipulador pode causar dor desnecessária ao animal e até asfixia. As armadilhas comerciais são geralmente desenhadas com um sistema destorcedor e de libertação rápida (figura 7) para que a manipulação seja mais humana, segura e efectiva (Fowler, 2008c).

Os nós feitos nas cordas (figura 8) devem ser verificados com regularidade, durante a manipulação, para que não ocorra demasiada pressão exercida e, conseqüente, tumefacção, danos orgânicos ou perigo de estrangulamento do animal (Morkel, & Kock, 2006).

Como referido anteriormente, o uso de armadilhas de laço tende a ser mais simples e geralmente mais rápido que as cordas. O material de que é feita a armadilha é de extrema importância, na medida em que não deve ter o potencial de causar ferimentos ao animal capturado (Morkel, & Kock, 2006).

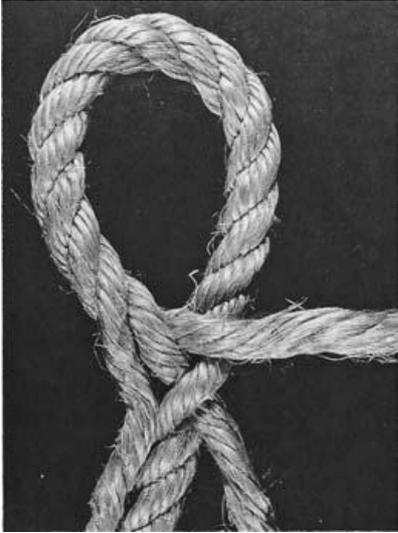


Figura 6. Corda de captura (Fowler, 2008c).

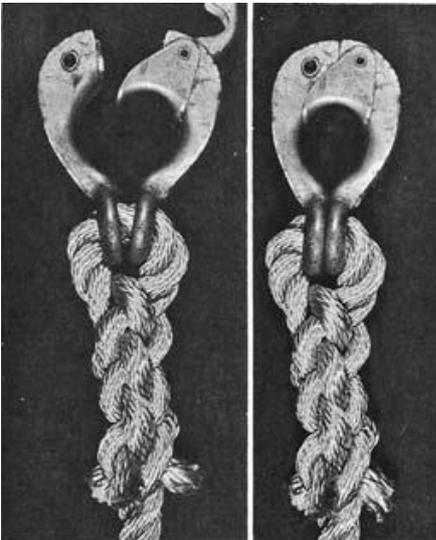


Figura 7. Sistema de libertação rápida utilizado na captura de animais selvagens, com cordas de contenção (Fowler, 2008c).

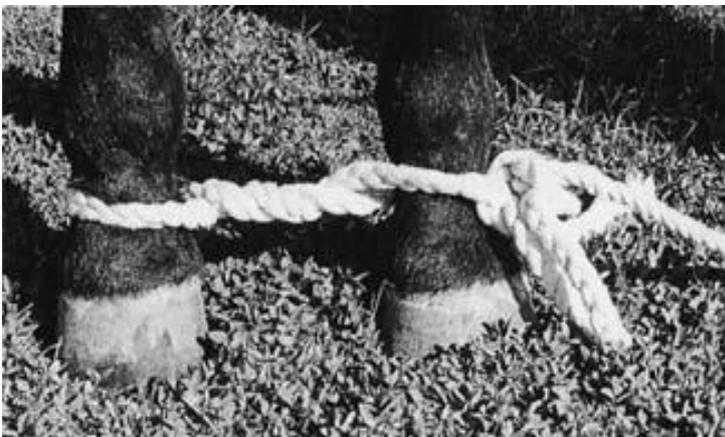


Figura 8. Laço temporário, feito com corda de algodão (Fowler, 2008c).

As armadilhas curral ou *bomas* são estruturas em forma funil, geralmente de lona ou plástico, de grandes dimensões, e têm sido amplamente utilizadas para a captura em massa da maioria das espécies de artiodáctilos na Europa, América do Norte e África, sendo, talvez, o método mais antigo e extensamente utilizado para captura de espécies de ungulados (Ebedes, *et al.* 2002).

mente concebido por Jan Oelofse, na África do Sul, durante o final dos anos 1960, sofreu, desde então, alterações e melhorias significativas, sendo hoje o sistema mais comum de captura de ungulados selvagens do sudoeste de África (Atkinson, *et al.* 2006).

O princípio básico deste método assenta em conduzir os animais, recorrendo a um helicóptero, até à *boma* e, a partir daí, para o camião de transporte. A estrutura da *boma* forma uma barreira visual que minimiza a tentativa de fuga da maioria dos animais. Alguns, no entanto, na tentativa de escapar saltam por cima das paredes de plástico se estas não forem altas o suficiente. Uma vez que os animais se encontrem no interior da *boma*, vão-se fechando as cortinas de plástico da entrada e as seguintes, e depois são perseguidos até ao fim do “funil” por assistentes que trabalham directamente dentro da estrutura, até uma rampa de embarque que conduz ao veículo de transporte.

É uma técnica que requer um número considerável de operadores e horas de trabalho. Desde o reconhecimento do terreno, à escolha do local adequado e à montagem da estrutura são necessários, pelo menos, 2 dias de trabalho e, dependendo do tamanho da *boma* e objectivo de captura/número de animais a capturar, uma equipa de 10 operadores, entre eles veterinários, assistentes e técnicos experientes. (Fowler, 2008d). Porém, a eficiência da técnica é considerada elevada e a sua relação com os custos da operação é favorável, pois, apesar de requerer muito tempo, material e grande número de trabalhadores, a quantidade de animais capturados, geralmente compensa a despesa (Openshaw, 1993a).

Vantagens (Openshaw, 1993a):

- Boa relação custo-eficiência;
- Possibilidade de capturar grande número de animais de uma só vez;
- Utilização em quase todos os tipos de terreno;
- Geralmente não é necessário o recurso à manipulação física.

Desvantagens (Openshaw, 1993a):

- Necessidade de grande número de trabalhadores;
- Necessidade de muito tempo;
- Elevados custos (especialmente o helicóptero);
- Técnica viável só para um grande número de animais;
- Perigoso para o pessoal e animais.

Este método de captura é muito versátil e, com ligeiras alterações, pode ser utilizado com sucesso para capturar impalas, zebras, kudus, gnus, cobos de água, búfalos, girafas, avestruzes, gazelas, elandes, palancas negra e vermelha, órix, *hartebeest*, *blesbok*, *tsessebes*, *bontebok*, *reedbuck* e outros antílopes (Ebedes, *et al.* 2002).

A técnica com recurso à *boma* é mais eficaz em áreas arborizadas, onde a estrutura e os veículos podem ser facilmente camuflados pela vegetação. Pode, no entanto, também ser montada em áreas abertas de pastagem/prados, se composto de "terra morta" (uma área localizada, onde a topografia torna a estrutura invisível a partir das áreas circunvizinhas) para ocultar o local de captura (Openshaw, 1993a).

3.6.1. Factores importantes na escolha do local de montagem da *boma*:

Deve ser realizado um voo de reconhecimento, para localizar os grupos adequados de animais, bem como para seleccionar um local adequado para construção da *boma*, como exemplificado na figura 9. Os seguintes critérios devem ser considerados na eleição do local de montagem (Openshaw, 1993a):

- Local espaçoso que permita montagem da estrutura, passagem e estacionamento do (s) veículo (s) de transporte;
- É importante que o terreno seja desnivelado, com ligeira elevação no centro, que permita ocultar o camião, para que os animais não o vejam;
- É importante não seleccionar um local próximo de um furo de água/charco, pois os animais que se deslocam na direcção da água podem aperceber-se do local de captura, sendo provável que evitem as seguintes tentativas de captura;
- Vegetação alta e um pouco densa, de forma a esconder a estrutura e os operadores. É importante a criação de postos protegidos e escondidos, para que o pessoal observe com segurança e possa, posteriormente, conduzir os animais;
- A vegetação nos arredores do local proposto para a captura não deve ser muito densa, caso contrário, será difícil armar a *boma*, capturar e trabalhar com os animais dentro da mesma. A área em frente à entrada da *boma* deve estar livre de árvores altas ou obstáculos, para que o piloto do helicóptero possa voar tão baixo quanto possível e aplicar pressão máxima enquanto os animais entram.
- Direcção do vento – é ideal que o vento circule em direcção à entrada da *boma*, dado que os animais sentem o cheiro, detectando a presença dos trabalhadores e/ou do equipamento, o que dificulta a captura. O conhecimento local dos ventos ou a previsão do tempo, deve ser feito ao seleccionar o local e o dia de captura.

- A existência de um único caminho, já traçado por animais e bem demarcado, direccionado para o centro *boma* e ao longo da linha central da estrutura é essencial, pois a maioria dos animais prefere correr por caminhos conhecidos livres de obstáculos.
- Sempre que possível, a *boma* deve ser construída longe de cercas existentes. Outros obstáculos, tais como linhas de electricidade ou postes telefónicos, que possam interferir com a operação do helicóptero, devem ser também evitados.



Figura 9. Montagem da *Boma*.

3.6.2. Técnica

Uma vez concluída a montagem da *boma*, esta deve ser inspeccionada para garantir que está pronta para a operação. Durante a inspecção final é importante que seja verificada a sua resistência, a altura das paredes de plástico e a camuflagem (Shury, 2007). Todos os trabalhadores são informados sobre as espécies e os números de animais a capturar e assumem as suas posições, enquanto o veterinário ou o responsável pela operação, deve assegurar que todos estão presentes e nas posições correctas.

Quando o helicóptero está no ar, o piloto passa a uma baixa altitude sobre a entrada do funil para dissipar odores estranhos e eliminar sinais de actividade humana, enquanto os membros da equipa devem permanecer escondidos e em silêncio (Ebedes, *et al.* 2002). Depois do piloto ter seleccionado um grupo adequado de animais, informa a equipa, por rádio, que espécies e números de animais devem esperar. Isto é essencial, especialmente quando se trata de uma variedade grande de espécies que está a ser capturada e transportada para veículos diferentes com o intuito de serem enviadas para vários destinos (Shury, 2007).

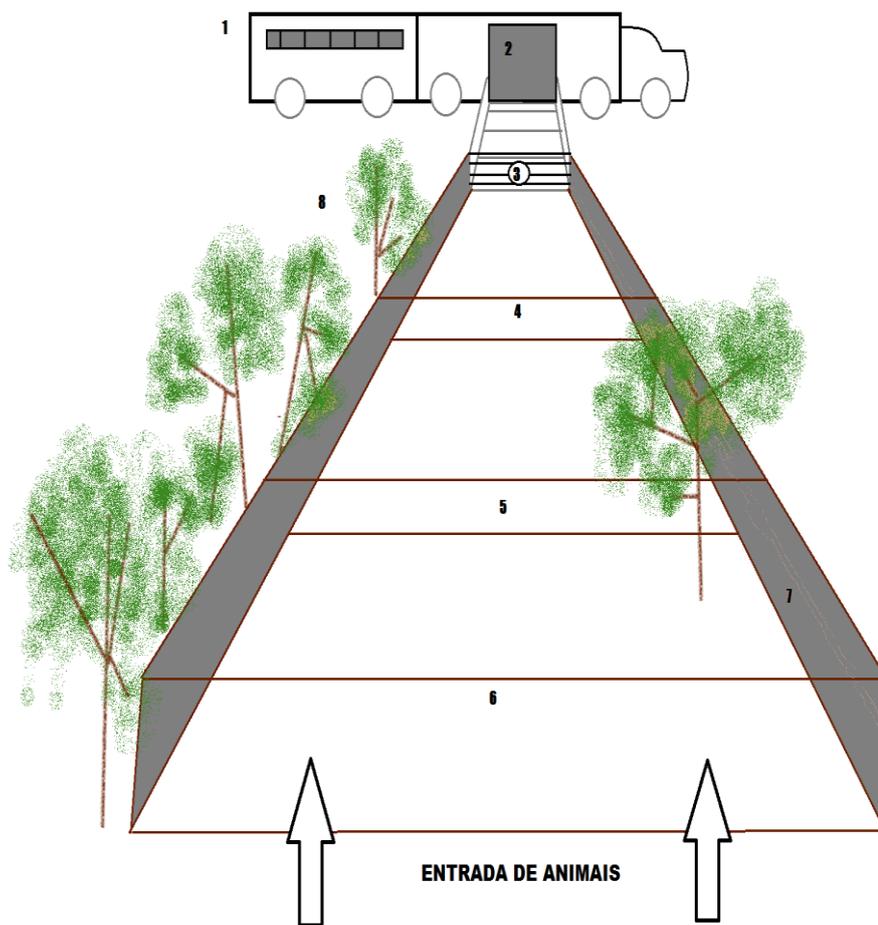


Figura 10. Helicóptero a conduzir os animais dentro da *boma*, em direcção ao veículo de transporte.

O piloto do helicóptero procura o grupo de indivíduos a capturar, estuda o comportamento e organização social dos animais, identificando a melhor forma de conduzir a manada ou grupo. Faz o reconhecimento do local e elege a rota adequada a seguir.

Posteriormente, diminui a altitude do helicóptero, de forma a perseguir o grupo, mas não demasiado, para os animais não dispersarem (Ebedes, *et al.* 2002), e direcciona-o para a abertura principal da *boma*, que pode atingir 2 km de largura (figura 10). Assim que os animais estão todos dentro da estrutura e seja viável fechar a primeira cortina o piloto avisa, com um sinal sonoro, os operadores que se encontram escondidos de um lado e de outro da *boma* e estes comunicam entre si para se fecharem, o mais rápido possível, as primeiras cortinas (figura 11, nº 6). À medida que os animais avançam, guiados pelo helicóptero, vão-se fechando os compartimentos seguintes.

Quando os animais se encontram perto do corredor de embarque (figura 11, entre o nº 3 e o nº 4) os operadores que se encontram dentro da estrutura conduzem os animais com o auxílio de um escudo de protecção e/ou bastões de choques eléctricos, para o interior do camião. Com cuidado e a máxima atenção ao comportamento dos animais, especialmente se são mais agressivos, de grande porte e com cornos (exemplo: o antílope órix). A condução dos capturados até ao último compartimento da estrutura (figura 11, nº 3) é feita rapidamente, mas de forma a induzir o menor *stress* possível; e fechando sempre as cortinas de cada divisão (figura 11, nº4 e nº5), para que não haja hipótese de voltarem para trás.



Legenda

1. Camião de transporte
2. Porta de entrada
3. Corredor de embarque com estrutura em ferro (lados e abertura)
4. Última cortina
5. Segunda cortina
6. Primeira cortina a ser fechada
7. Estrutura lateral que cerca todo o espaço desejado (altura e largura variam consoante animais a capturar)
8. Arbustos (factor importante na escolha do local)

Figura 11. Esquema representativo da estrutura de uma *boma*

Quando se encontram no último compartimento, que antecede imediatamente a entrada do camião, alguns dos animais são submetidos a determinados procedimentos que os protegem uns dos outros de possíveis agressões, especialmente no que se refere a machos dominantes, detentores de cornos. Em alguns deles é administrado um tranquilizante de longa acção (como a perfenazina), com uma seringa-revolver de cabo comprido, que dure toda a viagem, e é colocado um dispositivo de protecção nos cornos para minimizar os ferimentos entre indivíduos. Estes dispositivos são geralmente tubos de PVC aquecidos, que se moldam ao corno, e colocados com uma raquete de ferro pesada, de forma a cobrir, sobretudo, as pontas (Figura 12).

O procedimento é realizado no exterior do último compartimento da *boma*, numa plataforma própria, que oferece segurança aos trabalhadores ou, para administrações com a seringa-revolver, pode ser utilizada a plataforma que cobre o camião – tecto com abertura para o interior.

Dependendo do fundamento da captura, podem ser administradas outras substâncias como antibióticos, desparasitantes ou vacinas, nesta fase do processo.

Findas as intervenções clínicas e de segurança os animais são conduzidos para os devidos compartimentos dentro do camião (figura 14), com a ajuda de um bastão ou de pinças de electrochoque.



Figura 12. Colocação de tubos de PVC nos cornos de um Órix

Se um grupo de animais se recusa passar pela entrada da *boma*, a área tem que ser novamente verificada para descobrir a razão que impossibilita o avanço, que pode passar pela presença de cabos visíveis, pela falta de camuflagem da entrada ou dos trabalhadores, entre outros aspectos (Ebedes, *et al*, 2002).

Os compartimentos que se formam assim que as cortinas são fechadas, podem servir para classificar os animais antes de os encaminhar para o transporte (Openshaw, 1993a). Os animais aí detidos podem descansar, especialmente se foram conduzidos durante um longo período de tempo ou se o camião de transporte (figura 13) ainda não está disponível para os receber.

É preferível capturar e transportar os animais em conjunto, com os grupos sociais que naturalmente ocorrem, pois a mistura de indivíduos de diferentes grupos, mesmo pertencentes à mesma espécie, pode originar comportamentos agressivos e lutas entre eles, durante o transporte, e mais tarde nas instalações provisórias que antecedem a libertação (Openshaw, 1993b).

É importante referir que é essencial uma equipa de, pelo menos, 10 assistentes bem treinados, para que as operações de captura sejam bem-sucedidas (Burroughs, & McKenzie, 1993). Essa equipa deve estar sob a liderança de um responsável que trata todas as questões de pessoal, bem como da transmissão das instruções. Um aspecto relevante é que a comunicação entre o responsável, geralmente o veterinário, e o resto da equipa, deve ser clara e livre de problemas de linguagem. Uma única pessoa, com experiência neste tipo de operação, deve controlar a captura por inteiro (Shury, 2007). Todo o pessoal deve estar adequadamente vestido para as condições do trabalho (por exemplo, macacão verde escuro, botas de couro, etc.), para própria segurança e para o sucesso da captura (Openshaw, 1993a).

3.6.3. Transporte e descarga

O sucesso no transporte de animais selvagens, especialmente de herbívoros, exige uma análise cuidadosa dos seguintes critérios:

- Características da espécie – as espécies variam consideravelmente no nível de agressividade. Espécies muito agressivas devem ser transportadas em caixas individuais ou sob anestesia. As fêmeas de muitas espécies podem ser transportadas todas juntas no mesmo compartimento (figura 14), com segurança,

enquanto os machos devem ser separados ou submetidos tranquilização (Ebedes, *et al.* 2002). Se a captura faz parte de um exercício de redução da população, os machos em excesso podem ser selectivamente mortos a tiro, antes dos animais serem carregados (Ebedes, *et al.* 2002).

- Temperatura ambiente – O transporte de animais selvagens requer temperaturas amenas, por isso é recomendado que se faça apenas nos meses de inverno e nas horas de menos calor do dia. A tolerância ao calor varia de espécie para espécie (La Grange, 2006).
- O camião de transporte e as divisões no seu interior devem ser estruturas robustas e estáveis, para evitar que os animais as possam partir. As divisões individuais não precisam de ser muito grandes, mas é importante que sejam altas o suficiente para acomodar animais em estação (La Grange, 2006).
- Se o transporte ocorrer imediatamente após a captura não será necessário fornecer água e comida. No entanto, se a viagem for particularmente longa é importante prover água, apesar de a maioria dos animais ser relutante em aceitar água e especialmente alimento, durante alguns dias após serem capturados (Openshaw, 1993b).

Para evitar que ocorram episódios traumáticos e mortais, é importante considerar alguns aspectos do transporte de animais selvagens (Openshaw, 1993b):

- Dar início à viagem assim que os animais são carregados para o camião;
- Nunca travar ou acelerar o veículo de forma acentuada;
- Se o caminho passa por estradas irregulares, viajar devagar;
- Ter especial atenção a possíveis obstáculos que façam oscilar o veículo;
- As paragens devem ser o mais breves e infrequentes possível, pois os animais tendem a estabilizar com o veículo em andamento e as paragens desnecessárias podem perturbá-los;
- Se há necessidade de parar, que seja em local sossegado e silencioso;
- É importante que a viagem seja feita por dois condutores habituados a conduzir por longas distâncias, para assegurar uma viagem mais rápida, sem interrupções e cansaço;
- Trocar de condutor a cada quatro horas ou 200 km;
- Alimentar ou fornecer água aos animais só é necessário no caso de a viagem exceder as 24 horas.
- Não se deve autorizar a entrada de outras pessoas, que não os trabalhadores, nos compartimentos dos animais, ou que subam para o veículo de transporte;
- Não permitir que os animais permaneçam deitados por grandes períodos de tempo, especialmente se estão sob o efeito de tranquilizantes.

O transporte de animais selvagens é um dos incidentes mais traumáticos a que estes podem ser expostos. É maior o número de animais que morrem durante o transporte, que sofrem traumas, infecções e ferimentos dentro do veículo de transporte, do que propriamente aqueles que morrem no acto da captura (Burroughs, & McKenzie, 1993). Muitas destas mortes são inesperadas e passam despercebidas, ocorrendo geralmente após a libertação. As causas mais comuns de mortalidade durante o transporte são (Openshaw, 1993b):

- *Stress* e miopatia de captura;
- Temperaturas muito elevadas e hipertermia;
- Ferimentos graves.

O acto de descarregar os animais no seu novo habitat não se restringe à abertura das portas do veículo de transporte. Tem que ser efectuado de forma calma, sem induzir *stress*, e num local adequado, que satisfaça todas as necessidades do animal em questão (La Grange, 2006).

É, muitas vezes, na libertação que ocorrem mortes inesperadas, sendo essencial que o local de descarga seja amplo, sem grandes obstáculos e sem risco dos animais sofrerem ou causarem lesões aos outros ou às pessoas presentes (figura 15) (Openshaw, 1993b). Os dispositivos colocados nos cornos dos machos, para evitar que causem ferimentos uns aos outros, são retirados antes de os descarregar, num procedimento bastante difícil e arriscado. Quando não há possibilidade de se retirarem os tubos a partir da parte de cima do camião, os operadores mais experientes entram no seu interior para junto dos animais, com um escudo de protecção e concretizam o procedimento.

É fundamental lembrar que a captura e/ou imobilização de animais selvagens, bem como a sua libertação em novo habitat, é totalmente contra-indicada nas estações quentes e horas de maior calor, pelo perigo que correm de se desidratar e de morrer por hipertermia.



Figura 13. Camião de transporte de animais selvagens (Grandin, 1997).

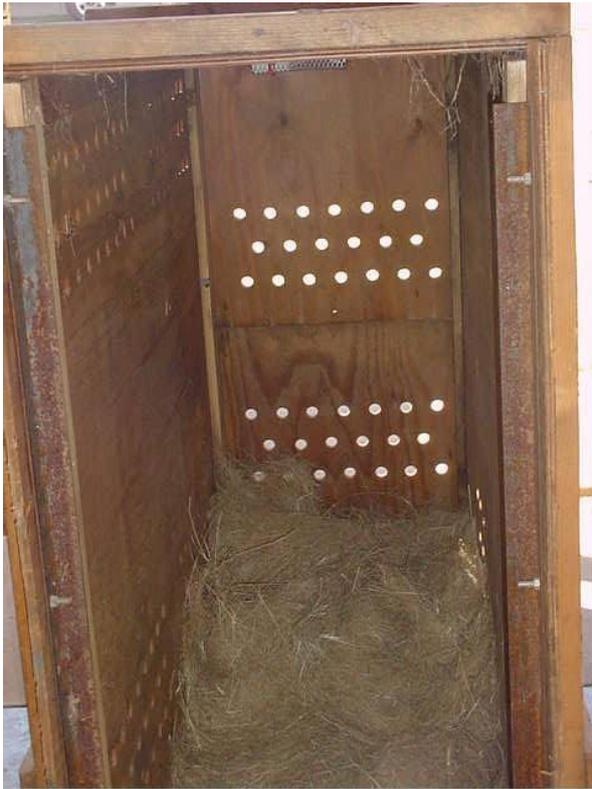


Figura 14. Compartimento no interior do camião de transporte (Adaptado de Grandin, 1997).



Figura 15. Descarga de 10 Órix, após três horas de viagem.

3.7. Imobilização química

Os animais selvagens constituem um grande desafio para a classe veterinária, sendo a contenção química parte fundamental para os procedimentos de pesquisa e clínica médica, entre outros. O médico veterinário necessita de se aproximar o suficiente do animal, de modo a conseguir efectuar as tarefas desejadas. No entanto, para que isso seja possível, é necessário ter conhecimento de certos conceitos etológicos, principalmente daqueles relacionados com a interacção humano/animal (Pereira, *et al.* 2008). A distância crítica é de extrema importância para se efectuar a contenção, pois é aquela que o animal mantém com o sujeito desconhecido (potencialmente agressor) antes de apresentar comportamento agonístico. Se essa distância é ultrapassada o animal ataca ou foge. (Pereira, *et al.* 2008).

A contenção química ou farmacológica de animais selvagens é empregue para captura, transporte e tratamento. Com o objectivo de minimizar os riscos associados ao maneo tanto para animais como para o técnico, a administração deve ser realizada com equipamentos apropriados que proporcionem maior grau de segurança (Atkinson, *et al.* 2006).

De forma generalizada, o processo pode ser dividido nas seguintes fases: i) captura, que, no caso, equivale à administração das substâncias químicas; ii) carregamento do animal para um contentor especial/local adequado para realização dos procedimentos pretendidos, iii) reversão, ou seja, administração do antídoto e iv) transporte e/ou libertação.

Embora existam vários fármacos que induzem a imobilização, muitos deles não são reversíveis com um antídoto. Os animais selvagens, especialmente antílopes, quando recuperam de uma anestesia, estão altamente susceptíveis de sofrer lesões traumáticas provocadas por quedas ou outros danos graves, por prolongação dos efeitos do fármaco de imobilização. Portanto, é aconselhável, sempre que possível, a utilização de um fármaco que tenha um antídoto disponível (Burroughs, 1993a).

3.7.1. Factores a considerar na captura química (Atkinson, *et al.* 2006):

- A. O animal
- B. O ambiente
- C. O fármaco de imobilização
- D. A via de administração/ local de penetração do dardo
- E. Disparo / Fase de indução
- F. Maneo e cuidados com o animal imobilizado
- G. Monitorização dos sinais vitais
- H. Remoção do dardo / Verificar ferimentos ou traumas
- I. Reversão e libertação

3.7.2. Fármacos

As decisões a tomar face à utilização de fármacos para imobilização, captura e transporte de animais selvagens dependem do conhecimento profundo e detalhado sobre a natureza dos fármacos a utilizar.

I. Critérios aplicáveis à escolha do fármaco correcto para um determinado procedimento (Swan, 1993):

- Disponibilidade no mercado e no local;
- Segurança – para o animal e utilizador;
- Resultados prévios nas espécies sob consideração;
- Duração do efeito requerido;
- Necessidade de antídoto;
- Implicações legislativas do uso do fármaco.

Com o propósito de assentar sobre esta matéria, a presente secção do trabalho expõe alguns dos fármacos disponíveis e mais utilizados no maneio de animais selvagens do Sudoeste de África.

Agentes anestésicos, opióides, hipnóticos, sedativos, tranquilizantes e fármacos bloqueadores do sistema neuromuscular são os grupos de fármacos mais comumente utilizados para imobilização, captura e transporte de animais selvagens. Outros fármacos são usados para reversão química dos efeitos depressores do sistema nervoso central (SNC) e sistema neuromuscular, e para suporte cardiovascular e respiratório, durante e após a captura química (Burroughs, 1993b).

Os fármacos de imobilização são todos potencialmente perigosos para humanos e animais, devendo, por isso, ser utilizados com a máxima precaução e respeito pelas medidas de controlo legal, que deverão ser aplicadas da melhor forma (Pereira, *et al.* 2008).

A imobilização química substituiu, de certa forma, e complementou, a captura física e outros métodos de captura. A corrente disponibilidade dos vários fármacos apropriados para imobilizar animais selvagens melhorou significativamente a segurança

e a relação eficácia-custo do manejo, captura, transporte e seguimento pós-transporte de animais selvagens (Swan, 1993).

Antes de existirem fármacos adequados, a captura e transporte da maioria dos animais, particularmente espécies de grande porte, como elefantes e rinocerontes, era extremamente difícil e perigosa, e, com certas espécies de antílopes, a contenção física era praticamente impossível, devido ao fenómeno de mortalidade induzida por *stress* (Swan, 1993).

O aumento da consciência do público em relação ao bem-estar animal conduz a um controlo ético rigoroso sobre a manipulação e tratamento de espécies não domésticas. Em particular, leva, entre outras coisas, ao aumento do recurso à captura química e ao manejo apropriado do *stress* (Grootenhuis, *et al.* 1976).

Os antílopes sujeitos a imobilização química, quando sentem a pressão do dardo exercida sobre o músculo, têm tendência a fugir, podendo até perder-se da vista do operador. Isto é particularmente importante quando se trata de espécies de habitat denso e espesso. É, por isso, uma prioridade obter a imobilização do animal o mais rapidamente possível para evitar a sua perda (Burroughs, 1993a). Além disso, quanto mais um animal se debate contra os efeitos iniciais do fármaco, maior é a probabilidade de hipertermia e fadiga.

Desta forma, as combinações de fármacos devem ser seleccionadas pela sua capacidade de induzir a imobilização o mais rapidamente possível (Burroughs *et al.* 2012). E é, também importante, ter em conta que a dose do fármaco utilizado afecta igualmente o tempo que o animal demora até ao derrube. Como a indução rápida é uma prioridade, são preferíveis sempre as doses mais elevadas do intervalo publicado para a espécie, em vez de doses baixas (Burroughs, *et al.* 2012).

Os fármacos antagonistas são escolhidos conforme os produtos utilizados para imobilização e o tempo de acção. A aplicação destes (figura 16) deve ser feita o mais cedo possível e logo após realizados os procedimentos desejados, de forma a minimizar o risco de dispneia, timpanismo e regurgitação, efeitos secundários indesejados, no caso das espécies de antílopes no geral.

A imobilização de algumas grandes espécies (por ex. girafa, elefante) não pode, sequer, ser considerada sem a possibilidade de reversão do efeitos do (s) fármaco (s)

utilizado(s). A administração do antídoto pode ser a única forma de salvar um animal que tenha desenvolvido complicações durante a imobilização (Burroughs, *et al.* 2012).

II. Características do fármaco ideal de imobilização

As características do fármaco ideal para imobilização de animais selvagens podem ser resumidas como (Swan, 1993):

- Uma dose efectiva não deve exceder a quantidade que pode ser transportada num dardo de tamanho adequado, de preferência menos de 3 ml.
- Estabilidade adequada.
- Absorção rápida para a circulação sistémica.
- Rápido início de acção, resultando em imobilização suficiente.
- Duração dos efeitos deve ser suficientemente longa.
- Uma ampla margem de segurança.
- Disponibilidade de um antídoto confiável.
- Eliminação rápida do organismo.
- Sem efeitos prejudiciais graves em animais gestantes.
- Sem causar danos permanentes ao animal.
- Não deve causar irritação nos tecidos.
- Efeitos mínimos sobre a função cardiorrespiratória.
- Períodos de recuperação e indução devem ser calmos.
- Risco mínimo para a equipa que lida com a droga.

Harthoorn, (1976) também sugeriu que a droga de imobilização ideal deve reduzir a consciência do animal para minimizar o medo, angústia e dor.

III. Classificação:

Os fármacos utilizados para imobilização, captura e transporte de animais selvagens podem ser divididas nas seguintes categorias:

- As utilizadas predominantemente para imobilização.
- As utilizadas para a adaptação e redução do *stress*.
- As usadas para a reversão ou redução dos efeitos da droga.

A classificação dos fármacos, tanto de uso veterinário como humano, nem sempre é unânime, especialmente quando se trata de substâncias utilizadas internacionalmente e destinadas a animais de diferentes espécies. Existem algumas fontes bibliográficas que agrupam tipos de fármacos de forma diferente de outros sistemas de classificação. E mesmo os sistemas existentes, sofrem constantes actualizações que acabam por dificultar ainda mais a uniformidade entre eles.

Os fármacos utilizados na imobilização de animais selvagens são, obviamente, diferentes daqueles usados em pequenos animais, diferindo nas preparações, nos princípios activos e nas concentrações. Desta forma, muitas das substâncias não são comercializadas em Portugal e muitas vezes só se encontram disponíveis na África do Sul.

De acordo com o *Despacho n.º 21 844/2004 de 26 de Outubro* “Desde sempre que se procede à classificação dos medicamentos de acordo com uma sistematização agrupada em função da identidade, entre eles, e das indicações terapêuticas para que são aprovados e autorizados, permitindo aos profissionais de saúde uma melhor e mais rápida identificação desses produtos, face às terapêuticas a que se destinam. No entanto, existem diversas classificações farmacoterapêuticas, nem sempre coincidentes entre si, dispersas por vários diplomas e instrumentos de apoio à prescrição.” O Instituto Nacional da Farmácia e do Medicamento (INFARMED) menciona, igualmente, a dificuldade existente em classificar, de forma uniforme, todos os grupos de fármacos existentes em Portugal e, como tal, a classificação dos mesmos, no presente trabalho, é baseada, essencialmente, em quatro referências bibliográficas:

- *Despacho n.º 21 844/2004 de 26 de Outubro* - Classificação farmacoterapêutica;
- Tranquilli, W. J. *et al.* - Lumb & Jones Veterinary anesthesia and analgesia, 2007;
- Atkinson. *et al.* - Chemical and physical restraint of wild animals, 2012;
- Guidelines for ATC Vet Classification – 14ª Edição de Fevereiro de 2012.

Segundo o relatório do INFARMED de 2007, “A classificação ATCVet foi implementada nos países escandinavos e adoptada como iniciativa da Organização Mundial de Saúde em 1990. Trata-se de um sistema de classificação de substâncias activas de utilização terapêutica baseado no sistema ATC humano (*Anatomical Therapeutic Chemical*) e desenvolvido em articulação com este. Permite classificar

medicamentos veterinários de acordo com a respectiva categoria anatómica e farmacoterapêutica. É uma ferramenta utilizada pelas Autoridades de Saúde que tem como objectivos: facilitar o intercâmbio de dados em estudos de farmacovigilância; comparação estatística de dados de utilização de medicamentos veterinários; harmonização da classificação de medicamentos veterinários a nível de publicações científicas; facilitar actividades diárias de médicos veterinários e farmacêuticos”.

O sistema ATCvet para a classificação de medicamentos de uso veterinário é, portanto, útil na troca e comparação de dados sobre a utilização de fármacos de medicina veterinária a nível internacional, nacional ou local. As *guidelines* estão creditadas pela WHOCC - Collaborating Centre for Drug Statistics Methodology – Organização Mundial de Saúde. E é esta mesma entidade, a responsável pelo seu desenvolvimento e manutenção, desde Janeiro de 2001. Por isso, este capítulo do trabalho é baseado, preferencialmente, nessas *guidelines*.

QN – Código de classificação da ATCvet para o sistema nervoso

“As preparações que afectam o sistema nervoso, tanto a nível central como periférico, são classificados neste grupo. Os títulos de cada grupo são mantidos coerentes com o sistema de ATC, no entanto, devido a diferenças interespecies entre animais e humanos, o agrupamento dos agentes e os nomes correspondentes dos grupos podem parecer inadequados. Por exemplo, os agentes em QN05A - antipsicóticos, podem ser mais comumente utilizados como sedativos, tranquilizantes ou mesmo anti-eméticos em medicina veterinária. No entanto, para minimizar a confusão entre ATC e ATCvet, os títulos dos grupos utilizados no sistema ATC serão preservados. Excepções e informações adicionais podem ser encontradas em cada subgrupo.” *in* ATC Guidelines 2012). VER ANEXO I – classificação dos fármacos que afectam o Sistema Nervoso segundo o sistema ATCVet de Fevereiro de 2012.

Os grupos e classes de fármacos utilizados para contenção química de animais selvagens estão resumidos no quadro 4.

Os medicamentos empregues para a redução do *stress* e de adaptação durante a translocação incluem tranquilizantes de longa acção, antagonistas da serotonina, e estimulantes do apetite. Antídotos específicos para opióides, alfa-2-agonistas e benzodiazepínicos são utilizados para reverter os efeitos deprimidos dos fármacos (Atkinson, *et al.* 2006).

Adrenérgicos, anti muscarínicos e fármacos analépticos são empregues para estimular as funções dos sistemas nervoso, cardiovascular e respiratório, ou para reduzir os efeitos colaterais dos medicamentos de imobilização, durante a contenção (Atkinson, *et al.* 2006).



Figura 16. Administração do antídoto M5050[®] (Diprenorfina) na veia jugular de uma girafa anestesiada com M99[®] (Etorfina)

Quadro 4. Fármacos e antídotos mais utilizados em animais selvagens (baseado na classificação ATCVet, Lumb&Jones e adaptado de Atkinson. *et al.* 2012)

ANESTÉSICOS GERAIS	TRANQUILIZANTES / SEDATIVOS
<p>1. Barbitúricos (QN05CA/ QN01A) - Pentobarbital - Tiopental (Intraval[®])</p> <p>2. Ciclohexaminas (QN01AX) - Ketamina (Anaket[®]) - Tiletamina (+ Zolazepam = Zoletil[®])</p> <p>3. Hidrocarbonos Halogenados (QN01AB) (inalatórios) - Halotano - Isoflurano</p>	<p>1. Derivados da Fenotiazina (QN05AA) - Acepromazina (Aceprom[®])</p> <p>2. Derivados das Butirofenonas (QN05AD/ QN01AX) - Azaperona (Stresnil[®]) - Haloperidol (Serenace[®])</p> <p>3. Benzodiazepinas (QN05BA/ QN01A) - Diazepam (Valium[®]) - Midazolam (Dormicum[®]) - Zolazepam (+Tiletamina = Zoletil[®])</p>
OPIÓIDES	
<p>1. Derivados da Oripavina (QN02AE) - Etorfina (M99[®])</p> <p>2. Derivados da Morfina (QN02AF) - Butorfanol (Turbogenic[®])</p> <p>3. Derivados da Fenilpiperidina (QN02AF) - Fentanil (Sublimase[®]) - Carfentanil (Wildnil[®]) - Tiafentanil (A3080[®])</p>	<p>4. α_2 Agonistas (QN05CM) - Xilazina (Rompun[®]) - Detomidina (Domosedan[®]) - Medetomidina (Domitor[®])</p> <p><u>De longa acção:</u></p> <p>6. Enantato de perfanazina (Trilafon LA[®]) (QN05AB)</p> <p>7. Acetato de zuclopentixol (Clopixol Acuphase[®]) (QN05AF)</p>
BLOQUEADORES NEUROMUSCULARES	
<p>1. Antagonistas competitivos - Galamina (Flaxedil[®]) (QM03AC)</p> <p>2. Antagonistas não competitivos - Suxametonio (Scoline[®]) (QM03AB)</p>	

Nota 1 - QN01AX, QN01AB, QN01AH/ QN02A, QN02AE, QN02AF, QN02AF, QM03AC, QM03AB, QN05AA, QN05AD/ QN01AX, QN05BA/ QN01A, QN05CM, QN05CA/ QN01A, QN05AB e QN05A são siglas correspondentes a grupos de fármacos segundo a classificação da ATCVet (anexo I).

G) ANTAGONISTAS/ANTÍDOTOS
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Antagonistas da Etorfina <ol style="list-style-type: none"> 1. Diprenorfina (M5050[®]) * - 2 a 3 vezes a dose de Etorfina (mg/mg) 2. Naloxona (Narcan[®]) ** - 0,04 a 0,07 mg/kg 3. Naltrexona (Trexonil[®]) ** - 10 a 20 vezes a dose de Etorfina (mg/mg)
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Antagonistas do Fentanil <ol style="list-style-type: none"> 1. Diprenorfina (M5050[®]) *- 0,16 a 0,2 vezes a dose de Fentanil (mg/mg) 2. Naloxona (Narcan[®]) **- 0,04 a 0,07 mg/kg 3. Naltrexona (Trexonil[®]) ** - 3 vezes a dose de Etorfina (mg/mg)
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Antagonistas do Tiafentanil <ol style="list-style-type: none"> 1. Naltrexona (Trexonil[®]) ** - 10 a 15 a dose de Tiafentanil (mg/mg)
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Antagonistas dos $\alpha 2$ - Agonistas (Xilazina e Detomidina) <ol style="list-style-type: none"> 1. Atipamezole (Antisedam[®]) – Único que é antagonista da Medetomidina 2. Yombina (V - Tech[®])
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Antagonistas das Benzodiazepinas <ol style="list-style-type: none"> 1. Flumazenil (Anexate[®])

Nota 2 - Antagonistas de opióides podem ser ** totais (puros) ou *parciais (são agonistas-antagonistas e revertem apenas metade do opióide); Maiores doses de antagonistas para opióides são requeridas em animais maiores (como elefantes e rinocerontes) (Burroughs, 1993b).

Os fármacos mais utilizados para a imobilização deste tipo de animais pertencem ao grupo dos opióides, usados, principalmente, em espécies herbívoras, e às ciclohexaminas, adequadas à maioria das outras espécies (Burroughs, *et al.* 2012).

Os analgésicos fortes, derivados do ópio, e outros analgésicos com estrutura ou acção semelhante, são classificados, segundo as ATCvet guidelines, no grupo **QN02A** - opióides (ATCvet 2012). No entanto, existem opióides tão potentes que a sua utilização, simplesmente como analgésicos, é inviável, sendo considerados, na prática clínica anestésicos gerais, classificados pela ATCvet no grupo **QN01AH** – opióides anestésicos.

Os opióides são considerados os fármacos mais importantes para o *knock-down* no processo de imobilização de espécies selvagens, e são reversíveis através da administração de antídotos específicos (quadro 4), que substituem o princípio activo do opióide (por afinidade) nos receptores aos quais está ligado (Burroughs, *et al.* 2012). Existem dois tipos de antídotos dos opióides, aqueles que têm actividade intrínseca de opióide e, por isso, denominados opióides mistos, antagonistas parciais ou agonistas-antagonistas, e os antagonistas puros que funcionam apenas como antídotos dos opióides (Burroughs, *et al.* 2012).

As ciclohexaminas (**QN01AX**) pertencem ao segundo grupo de fármacos mais utilizados na imobilização de espécies selvagens tanto de mamíferos, como de aves e mesmo de répteis (Burroughs, *et al.* 2012). Não existindo antídotos que revertam os seus efeitos, as ciclohexaminas são, geralmente, utilizadas em combinação com sedativos reversíveis como os α 2-agonistas (**QN05CM**), permitindo a administração de uma menor dose de ciclohexamina e consequentemente diminuindo o tempo de recuperação do animal.

Até recentemente, existiam muito poucos antídotos disponíveis, que pudessem ser usados para reverter os efeitos farmacológicos dos fármacos de imobilização. Os antídotos que se tornaram disponíveis, ultimamente, têm aumentado a eficácia e a segurança de alguns dos medicamentos de imobilização e de misturas de princípios activos, anteriormente utilizados sem antídoto específico. São utilizados em animais selvagens, especialmente em condições de vida livre, para combater os efeitos da imobilização. São úteis para assegurar que um animal imobilizado recupere a sua

condição normal o mais rapidamente possível e para a reversão das reacções adversas e do potencial risco de vida, que ocorre ocasionalmente (Swan, 1993).

Os bloqueadores neuromusculares (**QM03A**) (quadro 4) são substâncias que paralisam os músculos pois afectam a neurotransmissão nas placas motoras terminais, ou seja interrompem o fluxo nervoso entre o nervo e o músculo. Existem dois tipos de bloqueadores neuromusculares, os não despolarizantes, que bloqueiam o impulso nervoso ocupando os receptores das placas fibromusculares terminais, e os despolarizantes, que actuam despolarizando as fibras musculares e evitando a repolarização, acção e estrutura semelhantes à acetilcolina mas não são quebrados pela acetilcolinesterase (Burroughs, *et al.* 2012).

Segundo as guidelines do ATCvet de 2012, o grupo dos psicolépticos (QN05), pode ser dividido em três subgrupos, no entanto esta classificação está mais adaptada para a medicina humana, não fazendo, por vezes, sentido em medicina veterinária:

QN05A – Antipsicóticos: todas as preparações com acção antipsicótica (neurolépticos, por exemplo) devem ser classificadas neste grupo. Em medicina veterinária, os agentes pertencentes a este grupo, podem ser utilizados, por exemplo, como sedativos, ansiolíticos, pré-anestésicos ou mesmo anti-eméticos, dependendo do animal e da dose. A azaperona e o haloperidol utilizados como anestésicos são classificados em QN01AX - Outros anestésicos gerais (quadro 4).

QN05B – Ansiolíticos: As preparações utilizadas no tratamento de ansiedade e de tensão, por exemplo as benzodiazepinas, devem ser classificadas neste grupo. No entanto, as benzodiazepinas utilizadas em combinação com anestésicos gerais são classificadas em QN01A - anestésicos gerais (quadro 4).

QN05C - Hipnóticos e sedativos: Preparações com acção principalmente sedativa ou hipnótica devem ser classificadas neste grupo. Os barbitúricos utilizados em anestesia geral são classificados em QN01A - anestésicos gerais, no entanto, as preparações combinadas com acção maioritariamente sedativa, são classificadas em QN05CB – Barbitúricos; combinações. Os α 2-agonistas são classificados neste grupo como QN05CM – outros hipnóticos e sedativos.

A. Anestésicos gerais

1. Ciclohexaminas (Burroughs, R.E.J. 1993a)

Ketamina (Ketalar[®], Ketamine *powder*)

- Disponível em pó e em solução injectável, nas concentrações de 10, 20 e 100 mg/mL.
- O pó pode ser dissolvido em água estéril ou em solução salina, até, aproximadamente 250 mg/mL.

Aplicação:

- Geralmente, associada a um relaxante muscular;
- Amplo espectro de aplicações;
- Usualmente, aplicada em primatas, carnívoros e aves;
- Utilizada também em ruminantes, mas apenas em certas circunstâncias, como por exemplo, reforço em animais previamente anestesiados com opióides.

Tempo de resposta:

- Via intramuscular: oito a quinze minutos para início da acção;
- Via intravenosa: efeito quase imediato;
- Duração: curta acção, dependendo da dose, entre uma a três horas.

Vantagens:

- Rapidamente absorvido por quase todas as vias de administração (IM, IV e PO);
- Reflexo de deglutição permanece intacto;
- As funções do sistema cardiovascular e respiratório são bem mantidas.

Desvantagens:

- Salivação excessiva;
- Se utilizado isoladamente tem potencial convulsivo;
- Fraco relaxamento muscular;
- Actividade muscular excessiva; pode induzir hipertermia;
- Pode afectar a termorregulação;
- Os olhos permanecem abertos, podendo ocorrer danos corneais ou na retina, especialmente devido ao sol ou à incidência de luz forte;
- Se administrado por via IM é doloroso;
- Indução e recuperação nem sempre suaves;

- Aumenta o fluxo sanguíneo e a pressão intracraniana, sendo, por isso, contra-indicado em animais com ferimentos na cabeça/traumatismo craniano;
- Indução microsomal (aumenta a velocidade de biotransformação hepática da própria droga e diminui as concentrações séricas, livre e total); o uso regular num indivíduo requer doses progressivamente maiores;

Tiletamina + Zolazepam (Zoletil[®])

Disponível em pó liofilizado, que pode ser diluído até à concentração e volume necessários. Zoletil[®] 20, 50 e 100 refere-se à quantidade de substância activa na solução, se diluído conforme indicado (por exemplo, Zoletil[®] 100 corresponde a 250 mg de tiletamina e 250 mg de zolazepam, ou seja, 500 mg de substância total, diluída em 5 mL, o que resulta na concentração de 100 mg/mL). Podem ser feitas concentrações mais altas, até 500 mg/mL.

Aplicação:

- Usado isoladamente;
- Utilizado, principalmente em carnívoros e primatas;
- Funciona em aves, ruminantes e equídeos, existindo, no entanto, uma variação considerável entre espécies e mesmo entre indivíduos.

Tempo de resposta:

- Intramuscular: Rápida indução, dose dependente. Início entre quatro e dez minutos.
- Intravenoso: efeito em menos de um minuto.
- Duração: Curta acção, entre quarenta minutos a uma hora, dependendo da dose.

Vantagens:

- Grande índice terapêutico;
- Indução rápida e suave;
- Bom relaxamento muscular;
- Depressão cardíaca e respiratória mínima.

Desvantagens:

- Salivação excessiva;
- Uma vez preparada a solução, deve ser utilizada dentro de três dias, ou num máximo de uma semana, se refrigerado; ocorrendo descoloração com a perda de actividade;

- Não existe um antídoto disponível: por isso a utilização em herbívoros é limitada. No entanto, os efeitos do zolazepam podem ser reversíveis com flumazenil (anexate[®]), fármaco antagonista das benzodiazepinas, que é pouco utilizado pela fraca disponibilidade no mercado e por ser caro.

2. Barbitúricos

Tiopental Sódico (Intraval[®])

- Disponível em pó, diluído em diversas concentrações.

Aplicação:

- Usado isoladamente, mas, geralmente, após indução com outro anestésico;
- Contra-indicado em associação com Saffan[®], pois induz depressão respiratória severa e possível apneia;
- Utilizado na maioria das espécies, excepto em aves;

Tempo de resposta:

- Intramuscular: via contra-indicada dado que provoca necrose tecidual severa;
- Intravenoso: efeito imediato entre três a cinco segundos;
- Duração: dose dependente, entre trinta minutos e uma hora

Vantagens:

- Boa anestesia;
- Curta acção.

Desvantagens:

- Depressão cardiovascular e respiratória;
- Interfere com a termorregulação;
- Fraco relaxamento muscular;
- Única via de administração: intravenosa. Se perivascular, ocorre necrose tecidual;
- Arritmogénico;

B. Opióides (Burroughs, R.E.J. 1993a)

Hidroclorato de Etorfina (M99[®])

- Disponível em soluções injectáveis de 4,9 e 9,8 mg/mL;

Aplicação:

- Utilizado em associação com sedativos ou tranquilizantes (xilazina, detomidina, acepromazina, clorpromazina, azaperona, diazepam);
- Mais adequado para captura de ungulados (antílopes, equídeos, rinocerontes e elefantes);
- Tem sido também utilizado em suídeos, hipopótamos e em alguns carnívoros, nomeadamente hienas.

Tempo de resposta:

- Intramuscular: quarto a oito minutos, em média. Em associação com hialuronidase, o início da acção ocorre em menos de três minutos;
- Intravenoso: imediato;
- Duração: se não se administra antídoto o efeito pode manter-se durante muitas horas, mas, geralmente, utiliza-se um antídoto;

Sinais observados após administração intramuscular:

- Ataxia;
- Cabeça erguida e inclinada caudalmente, posição denominada por *star gazing* (posição típica da fase de indução num animal anestesiado com etorfina), que conjuntamente com hipermetria constituem efeitos secundários característicos da indução com opióides (Burroughs, et al., 2012);
- Alucinogénico;
- Os animais perdem o medo das pessoas e de objectos estranhos;
- Alguns permanecem em pé e são facilmente abordados;
- Outros caem em decúbito lateral ou esternal.

Vantagens:

- Grande margem de segurança em muitas espécies;
- Período de latência curto;
- Alta potência, com baixos volumes requeridos;
- Não irritante;
- Compatível com outros fármacos;
- Manutenção dos reflexos mais importantes;
- Rápida reversibilidade;
- Boa absorção pela maioria das vias parenterais;

- Efeito *knock-down*, ou de derrube, rápido.

Desvantagens:

- Dose varia de espécie para espécie;
- Causa excitabilidade do SNC em algumas espécies, provocando convulsões e contrações musculares;
- Em canídeos causa depressão do SNC;
- Causa rigidez muscular, especialmente em ruminantes;
- Depressão do centro respiratório;
- Inibição da motilidade gastrointestinal e ruminal: coprostasia;
- Hipertermia em canídeos, ruminantes e equídeos.
- Em alguns casos origina queda da temperatura corporal;
- Aumento da frequência cardíaca em equídeos e antílopes;
- Diminuição da frequência cardíaca e da pressão sanguínea em carnívoros;
- Analgesia varia de espécie para espécie;
- Possível intoxicação acidental em humanos;
- A renarcotização pode ser um problema - recorrência dos efeitos do agonista opiáceo após recuperação inicial da imobilização;
- Hipersialia em algumas espécies (cobo de água, órix, entre outros);
- Pode ocorrer regurgitação passiva em ruminantes sujeitos a grandes doses.

Citrato de Fentanil (Fentanyl®)

- Disponível em pó, diluído em água estéril, até 30 mg/mL.

Aplicação:

- Associado a tranquilizantes, de forma semelhante à Etorfina;
- Potência aproximadamente 1/15 da Etorfina (Burroughs, *et al.*, 2012);
- Utilizado em antílopes, rinocerontes e carnívoros, como, por exemplo, o cão selvagem;
- Útil em pequenos antílopes e em espécies sensíveis à Etorfina.
- Não é utilizado em equídeos, pois são necessárias doses muito altas.

Tempo de resposta:

- Semelhante à Etorfina, mas pode ter um tempo de acção mais prolongado;

Vantagens:

- Semelhante à Etorfina;
- Depressão respiratória menos severa que com a Etorfina, excepto com doses altas;
- Menores efeitos cardiovasculares, colaterais;
- Relaxamento muscular razoável;
- Menos potente que a Etorfina – vantajoso em espécies mais sensíveis.

Desvantagens:

- Com doses altas a depressão do SNC permanece mesmo após reversão;
- Duração de efeito: geralmente mais curta que a Etorfina;
- Menos potente: pode ser um problema em grandes espécies;
- Depressão respiratória ocorre com sobredosagem.

Tiafentanil (A3080[®]);

Aplicação (Burroughs, et al., 2012):

- Excelente para imobilização de herbívoros, especialmente girafas, cobos de água, elandes, kudus e nialas;
- Potência similar à da Etorfina mas com um período de indução muito menor;

C. Tranquilizantes/sedativos

1. Benzodiazepinas (Burroughs, 1993b)

Diazepam (Valium[®])

- Disponível em solução injectável com concentração de 5 mg/ml e em comprimidos.

Aplicação:

- Utilizado isoladamente;
- Não é muito usado em captura de animais selvagens, mas pode ser útil na sedação de animais sujeitos a tratamentos médicos, especialmente em casos de trauma ou queda;
- Usado em carnívoros, ruminantes, equídeos, primatas e aves.

Tempo de resposta:

- Via Intramuscular: dose dependente, início de acção em três a cinco minutos;
- Intravenoso: início rápido;
- Duração de acção: curta, entre uma e duas horas.

Vantagens:

- Ansiolítico, reduz comportamento agressivo;
- Bom relaxamento muscular;
- Anticonvulsivo;
- Grande margem de segurança;
- Poucos efeitos secundários;
- Pode ser administrado por via oral, SC, IM ou IV.

Desvantagens:

- Efeito sedativo, com doses altas, pode influenciar a capacidade de ingestão de alimento;
- De curta-acção;
- Dispendioso.

Midazolam (Dormicum[®])

- Disponível em solução injectável de 1 e 5 mg/mL e em comprimidos.

Aplicação / Tempo de resposta:

- Utilizado isoladamente, muito semelhante ao Diazepam, mas mais potente (Burroughs, *et al.*, 2012);

Vantagens:

- Excelente relaxamento muscular;
- Pode ser administrado por qualquer via;
- Rápido início de acção;
- Efeito ansiolítico;
- Poucos efeitos secundários.

Desvantagens:

- As mesmas que o Diazepam mas ainda mais caro.

2. Alfa-2 Agonistas

Xilazina (Rompun[®], Xylazine powder)

- Disponível em solução injectável a 2% (concentração de 20 mg/mL) e em pó, diluído em água estéril até 500 mg/mL.

Aplicação:

- Geralmente combinado com Ketamina ou opióides, como parte da mistura de imobilização;
- Usado em ruminantes, equídeos, suídeos, carnívoros e aves.
- Escala de potência: ruminantes, carnívoros, equídeos, suídeos.

Tempo de resposta:

- Intramuscular: efeitos visíveis em três a seis minutos;
- Intravenoso: com precaução, doses muito baixas. Efeito não imediato: um a dois minutos;
- Duração: dose dependente, entre duas e quatro horas;

Vantagens:

- Rapidamente absorvido;
- Bom relaxamento muscular;
- Compatível com outros fármacos, como, por exemplo, a Etorfina, pode ser incluído num dardo, em associação com outros princípios activos.

Desvantagens:

- Potencial emético em carnívoros.
- Diminui a frequência cardíaca e a pressão sanguínea;
- Provoca timpanismo e inibição da motilidade ruminal;
- Hipersialia;
- Pode induzir aborto em animais gestantes;
- Provoca variação leve na temperatura corporal.

Detomidina (Domosedan[®])

- Disponível em solução injectável de 10 mg/mL.

Aplicação:

- Utilizado em associação com opióides;
- Usado principalmente em herbívoros;

Tempo de resposta:

- Intramuscular: entre três e seis minutos;
- Intravenoso: um a dois minutos;
- Duração: quarenta minutos a uma hora.

Vantagens:

- Muito semelhante à Xilazina;
- Sedação, analgesia e relaxamento muscular mais potentes que a Xilazina;
- Compatível com outros fármacos, como, por exemplo, a Etorfina, podendo incluir-se ambos, associados num dardo.

Desvantagens:

- Semelhante à Xilazina, mas em menor escala.

Medetomidina (Domitor[®]) (Burroughs, *et al.*, 2012);

- Disponível em solução injectável de 1 mg/mL, 10mg/mL e 20mg/mL.

Aplicação:

- Farmacologia semelhante à da xilazina;
- Combinado com opióides, provoca sedação e analgesia profundas;

3. Butirofenonas

Azaperona (Stresnil[®], Azaperone powder)

- Disponível em solução injectável de 40 mg/mL e em pó, diluído em concentrações até 100 mg/mL, num ácido orgânico.

Aplicação:

- Utilizado isoladamente como neuroléptico ou em combinação com outros;
- Usado com sucesso em todas as espécies de antílopes, em equídeos, rinocerontes, elefantes e suídeos;
- Pode ser administrado por via IV ou, preferivelmente por via IM.

Tempo de resposta:

- Intramuscular: início em três a oito minutos;
- Intravenoso: efeito com início em um a dois minutos. Pode originar efeitos extrapiramidais;
- Duração: duas a oito horas, dependendo da espécie.

Vantagens:

- Excelente efeito tranquilizante;
- Efeitos cardiovasculares mínimos;

- Consequências mínimas na termorregulação;
- Compatível com outros fármacos, por exemplo a Etorfina;
- Útil como tranquilizante para efeitos de transporte ou adaptação à *boma*.

Desvantagens:

- Doses mais altas podem provocar agitação, acatisia (incapacidade de se manter imóvel) e decúbito.
- Não tem antagonista que reverta os seus efeitos.

Haloperidol (Serenace[®])

- Disponível em solução injectável nas concentrações de 5 e 10 mg/mL;

Aplicação:

- Utilizado como tranquilizante, isolado ou em combinação com tranquilizantes de longa-acção;
- Mais adequado para antílopes;
- Tem sido utilizado em rinocerontes, zebras e *tsessebes*, com bons resultados.

Tempo de resposta:

- Por via intramuscular tem início entre os dez e os quinze minutos;
- Via intravenosa: início entre um e dois minutos;
- Via oral: os efeitos são menos perceptíveis.
- Duração: entre oito e doze horas, e maior tempo de acção com maiores doses;

Vantagens:

- Efeitos mínimos na termorregulação;
- Efeitos mínimos no sistema cardiovascular;
- Útil como tranquilizante para transporte e adaptação à *boma*.

Desvantagens:

- Com altas doses podem ocorrer agitação, efeitos extrapiramidais e anorexia,
- Sinais extrapiramidais são observados, sobretudo, em palancas, kudus e impalas;
- Precipita em algumas combinações (por exemplo com a Etorfina) e, por isso, não pode ser utilizado em mistura com outros fármacos de imobilização;
- Tem efeito variável em grandes espécies (elandes e kudus podem tornar-se muito agressivos com pessoas);
- Altas doses podem originar catalepsia.

D. Bloqueadores neuromusculares (Burroughs, 1993b)

Galamina (Flaxedil[®])

- Disponível em solução injectável na concentração de 40 mg/ml.

Aplicação:

- Utilizado principalmente em crocodilos;
- Usado isoladamente.
- Efeitos revertidos com Neostigmina numa dose entre 0,01 e 0,06 mg/kg (Burroughs, *et al.*, 2012);

Tempo de resposta:

- Por via intramuscular: início em dez a quinze minutos.

Suxametónio (Scoline[®]) (Burroughs, *et al.*, 2012);

- Disponível em solução injectável na concentração de 100 mg/2ml.

Aplicação:

- Utilizado principalmente em búfalos e elefantes;
- Sem antídoto disponível (a neostigmina é contra indicada)

E. Tranquilizantes de longa acção

Os neurolépticos de longa acção (LANs – *Long Action Neuroleptics*), são utilizados em humanos pelos seus efeitos antipsicóticos. O termo neuroléptico foi inventado no início da história da farmacologia, como substituto do termo tranquilizante, mas hoje em dia não é muito utilizado (Burroughs, *et al.*, 2012). Estes fármacos são utilizados em medicina veterinária para redução da ansiedade, da agressividade, da actividade motora e para minimização do *stress*. Muitos animais selvagens têm sido capturados no sudoeste africano e, a utilização de LANs tem reduzido significativamente as taxas de mortalidade de algumas espécies consideradas mais agressivas ou susceptíveis ao *stress* (Burroughs, *et al.*, 2012). Os LANs mais utilizados são a perfenazina e o zuclopentixol e estão disponíveis em várias concentrações.

Aplicação (Burroughs, 1993b):

- Utilizados isoladamente ou em combinação uns com os outros, ou com haloperidol;
- Usados extensivamente em ungulados;
- Existe diferença nas respostas, consoante as espécies, como ocorre com opióides.

Tempo de resposta:

- Por via intramuscular: variável, dependendo do princípio activo e do excipiente.
- Intravenoso: via de administração contra-indicada;
- Duração: variável, dependendo do princípio activo e do excipiente.

Vantagens:

- Tranquilização prolongada após uma única administração.

Desvantagens:

- Resposta retardada com alguns dos princípios activos (Trilafon[®], Piportil[®]), devendo estes tranquilizantes ser suplementados com fármacos de acção-curta, se se deseja um efeito imediato;
- Com a sobredosagem podem ocorrer efeitos extrapiramidais, que podem ser controlados com biperidina (Akineton[®]).
- Provoca anorexia;
- Interrompe a ruminação, possivelmente originando timpanismo e/ou copróstase.
- Resultados, por vezes, imprevisíveis;
- Depressão severa;
- Agressão e perda do medo, especialmente em espécies de grandes antílopes.

Quadro 5. Características dos Tranquilizantes de Longa Acção (Adaptado de Read, 2002).

Nome da droga	Nome comercial	Tempo para início do efeito (administração via IM)	Duração da Acção
Acetato de Zuclopentixol	Clopixol-Acuphase®	30 minutos a 1 hora	3 a 4 dias
Enantato de Perfenazina	Trilafon-LA®	12 a 16 horas	7 a 10 dias
Palmitato de Pipotiazina	Piportil®	14 a 18 horas	16 a 21 dias
Decanoato Zuclopentixol	Clopixol®	1 semana	10 a 21 dias

3.7.3 Técnica

Depois de estar tomada a decisão dos tipos de fármacos a utilizar, o desafio seguinte é conseguir administrar o agente químico de imobilização no animal. A técnica mais adequada varia de espécie para espécie e de animal para animal, dependendo do tamanho do animal, da distância a que se encontra o veterinário, da experiência do operador/veterinário, da capacidade de aproximação ao animal a capturar e da eficácia do material disponível para a captura (Atkinson, *et al.* 2006).

A eficiência da administração oral, para sedar animais selvagens, depende da aceitação da droga, da taxa de absorção e da sua estabilidade no trato digestivo. O grande volume de ingesta dos ruminantes e a reduzida taxa de absorção, tornam a via de administração oral inefectiva neste tipo de animais (Atkinson, *et al.* 2006). No entanto, esta pode ser uma via de eleição na sedação de primatas e carnívoros, empregando, por exemplo, tiletamina-zolazepam na comida ou na água (Steven, *et al.* 2000).

A via de administração mais comum na sedação de animais selvagens é a intramuscular (IM) (Ebedes, 1993). As injeções por via IM podem ser administradas de forma rápida, utilizando uma seringa, mas apenas no caso do animal se encontrar numa jaula e de ser efectuada com precaução e experiência. Outra forma de administração IM é com recurso à seringa-revolver de cabo comprido, útil para sedar animais enjaulados, no interior de uma *boma* de pequenas dimensões ou num veículo de transporte. A técnica mais utilizada na imobilização de animais selvagens é por meio de dardos que contêm o fármaco e penetram no músculo do animal, libertando a droga no momento do impacto (Kock & Jessup, 2006). Existem diversos sistemas de dardos, em que os mais populares compreendem armas de gás comprimido e zarabatanas (para alvos a menores distâncias) (Kock & Jessup, 2006).

O local de injeção do dardo, que representa o alvo exacto a ser apontado, varia consoante o tamanho e musculatura do animal a capturar. Os músculos do ombro, representados pelos bicípedes e tricípedes, são locais de eleição para administração IM em ungulados, especialmente rinocerontes e elefantes. Porém, se o animal a capturar se encontra caquético, convém evitar este local para não se correr o risco do dardo penetrar na escápula e fracturá-la (Burroughs, 1993c). Os músculos do dorso, quando bem desenvolvidos, no caso dos rinocerontes e dos elandes, podem ser locais de opção,

sendo, no entanto, alvos fáceis de falhar. A musculatura peitoral pode representar um alvo adequado, no caso de não existir outro local que se possa alvejar, e animais como a girafa, o búfalo e o elande, têm sido sujeitos a este procedimento com sucesso (Burroughs, 1993c). Contudo, a região do peito só deve ser seleccionada quando o sujeito se recusa a mudar de posição e, caso o veterinário responsável esteja confiante relativamente à precisão do disparo. O local mais comum de inserção do dardo é a musculatura dos glúteos, por ser, geralmente, muito desenvolvida. É possível alvejar a maioria dos ungulados, de qualquer ângulo, de forma a acertar nesta região, no entanto o dardo deve seguir perpendicular à superfície-alvo, para prevenir a sua deflexão e assegurar a administração intramuscular. No caso de seleccionar este local para inserção do dardo, deve ser evitada a região onde se encontra o fémur, no disparo lateral, bem como as proeminências pélvicas (Read, 2002).

A aproximação e o disparo a um animal são, provavelmente, a parte mais importante de todo o procedimento de imobilização. Existem vários métodos de aproximação ao animal para o imobilizar de forma rápida e segura, sendo escolhidos conforme as condições do habitat e o comportamento das espécies em questão (Grootenhuis, *et al.* 1976).

Algumas espécies permitem uma aproximação até 40 ou 50 metros (limite mínimo), o que possibilita um disparo seguro, recorrendo a uma arma, a partir de um veículo imobilizado. Outras, facilmente se assustam a uma distância de 100 metros (Rohr, & McKenzie, 1993). O método de disparo por emboscada é uma opção viável quando se trata de animais mais tímidos como são, por exemplo, as impalas). No entanto, este método deixa de ser bem sucedido quando praticado em terrenos abertos e com espécies que detectam facilmente o operador escondido (Grootenhuis, *et al.* 1976).

A perseguição e disparo a partir de um veículo a motor em movimento rápido é um método praticável em terrenos abertos e planos, e quando se manipulam espécies menos susceptíveis ao *stress*, como os gnus (Grootenhuis, *et al.* 1976). Uma alternativa a este método, no caso de solos irregulares, rochosos ou arborizados é o recurso ao helicóptero, mas com desvantagem no que diz respeito ao elevado custo e à dificuldade de coordenação dos movimentos com o transporte terrestre necessário para o transporte dos animais (Kock, & Jessup, 2006).

A abordagem deve ser executada com a máxima das precauções e paciência, e deve ter-se em atenção que existem espécies mais nervosas que outras e que o tipo de habitat afecta directamente a distância de aproximação ao animal.

3.7.4 Material

Há muitos factores importantes a serem considerados aquando da selecção de equipamentos adequados para a injeção à distância de animais silvestres. Existem tantas potenciais aplicações e os seus requisitos específicos variam de tal forma, que não há uma única resposta para a questão: “Qual é o melhor equipamento?” (Rohr & McKenzie, 1993). O objectivo desta secção do trabalho é expor os factores mais importantes que precisam ser considerados durante a captura química de animais selvagens. Estes factores são particularmente relativos ao tipo de projector, dardo e agulha. No entanto, deve ter-se em mente que é a combinação do projector ideal, do dardo e da agulha, bem como a experiência do atirador, que vai determinar as possibilidades de êxito de uma operação deste tipo (Atkinson, *et al.* 2006).

As decisões a serem tomadas, relativas ao equipamento de captura, são de longo prazo (a compra do equipamento adequado), bem como de curto prazo (a selecção de equipamentos disponíveis para uma aplicação particular). Terão sempre de ser feitos compromissos e, sempre que possível, com a tentativa de destacar os elementos que forem considerados de alta prioridade (Rohr, & McKenzie, 1993)

Existem diversos sistemas de administração de fármacos à distância, disponíveis, em que os mais comuns e usualmente utilizados no sudoeste africano correspondem à seringa-revolver, geralmente com uma extensão para administrações difíceis de se realizarem perto do animal, à zarabatana e, maioritariamente, à arma de CO₂ para dardos, destinada a administrações à distância.

A seringa-revolver de cabo comprido (figura 17) é utilizada apenas quando existe aproximação suficiente aos animais, no caso de estarem contidos numa caixa de armadilha, numa jaula de contenção ou numa outra estrutura que possibilita a administração da droga em segurança (como o camião de transporte com plataforma própria) (Fowler, 2008e).



Figura 17. Diferentes tipos de seringas de cabo comprido (Fowler, 2008e).

A zarabatana (figura 18) é um instrumento muito antigo, já utilizado por povos indígenas, e que assenta nos mesmos princípios que a anterior; é utilizada para administração de fármacos sem que seja necessária a contenção física e como forma de contenção química a uma distância considerável, mas perto o suficiente para que a pressão exercida pelo sopro humano chegue ao alvo (Fowler, 2008e).

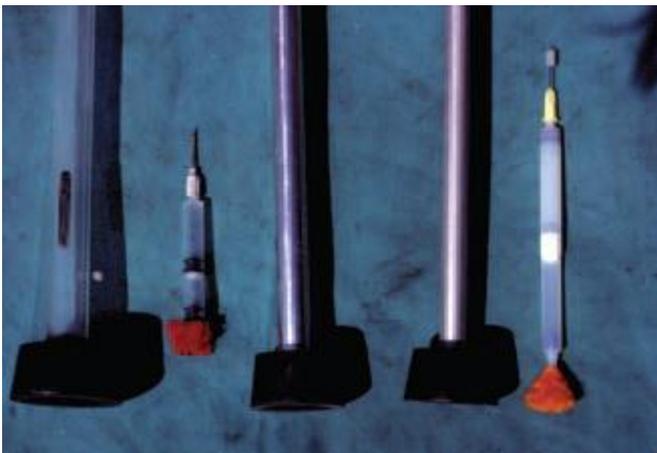


Figura 18. Zarabatanas com boquilhas de borracha (Fowler, 2008e).

O projector, ou arma de dardos, é a peça de equipamento utilizada para lançar o dardo, juntamente com o fármaco incluído, para o animal-alvo (Anderson, & Edney, 1991). Os projectores utilizados para a imobilização de animais selvagens variam de simples criações caseiras, até dispositivos altamente sofisticados. Até há poucos anos não havia hipótese de escolha a este respeito, pois os sistemas mais adequados, simplesmente não estavam disponíveis (Kock, & Jessup, 2006). No entanto, com o crescente interesse e importância actuais, a imobilização de animais selvagens conduziu

ao desenvolvimento e disponibilidade de projectores e acessórios sofisticados (Kock, *et al.* 2006b)

Nos dias que correm existem vários tipos de armas de dardos, sendo a arma de gás comprimido – dióxido de carbono (CO₂) (figura 19) a mais mencionada no presente trabalho, pelo facto de ser a mais amplamente distribuída e a maioritariamente utilizada no período de estágio.

É altamente desejável que a velocidade de impacto dos dardos seja mantida tão constante quanto possível (Anderson, & Edney, 1991). O sistema de gás comprimido fornece uma fonte de energia infinitamente variável e a velocidade de impacto pode, portanto, ser mantida constante pela alteração da pressão. (Rohr & McKenzie, 1993). Os binóculos indicadores da distância são, igualmente, objectos úteis neste tipo de procedimentos, dado que a pressão colocada na arma de dardos pode ser alterada e adaptada, consoante a distância a que se encontra o animal alvo.

O dardo, ou seringa projectil, é o aparelho que deve transportar o fármaco, do projector para o animal-alvo. Existem diferentes modelos de dardos, mas todos têm características em comum; devem ser suficientemente grandes para transportar o volume de fármaco necessário e, como o fármaco é transportado em solução, a seringa não deve permitir fugas, seja durante o voo ou no momento do impacto (Anderson & Edney, 1991). Em alguns modelos a fuga da substância a administrar pode representar um problema maior do que em outros: se o fármaco está sob pressão desde o momento do disparo, como acontece no caso da arma de gás comprimido, é óbvio que o vazamento terá mais probabilidade de ocorrer, do que se ficar sob pressão apenas no impacto. Ainda assim, como o impacto é insuficiente, de forma a facilitar a administração do fármaco, os dardos devem ter um mecanismo que force a injeção da substância através da agulha, nos tecidos do animal (Rohr & McKenzie, 1993).

Algum do equipamento de captura está representado na figura 20.

Os dardos apresentam diversos volumes de capacidade e diferentes tipos e tamanhos de agulha que carregam. No entanto, todos os dardos adaptados para a arma de gás comprimido (figura 21), possuem um compartimento para a colocação do fármaco líquido (anestésico, antibiótico, anti-inflamatório, etc.), com medidas em centímetros cúbicos, uma divisão de ar comprimido que fornece a pressão necessária à injeção, uma pena de regularização de trajecto e uma agulha (figura 20). As vantagens

e desvantagens relativas ao uso de dardos disparados por gás comprimido estão esquematizadas no quadro 6.

A agulha pode ter diferentes tamanhos e formas (algumas representadas na figura 20) e é escolhida consoante a espessura da pele do animal alvo e/ou a substância a administrar. Tem sempre um orifício para evacuação do fármaco, que é protegido por uma borracha de diâmetro similar para que não se perca porção do mesmo, antes da injeção. Existem agulhas com âncora que, por ficarem presas por mais tempo á pele do animal, oferecem maior confiança na administração de grandes volumes e em terrenos de maiores dimensões, para que não se perca o dardo submetido ao disparo (Rohr & McKenzie, 1993). As agulhas isentas de âncora são, porém, menos lesivas e utilizadas na administração de menores quantidades de substância (Harthoorn, 1970).

Quadro 6. Vantagens e desvantagens dos sistemas de dardos de ar comprimido (Rohr & McKenzie, 1993).

Vantagens	Desvantagens
<ul style="list-style-type: none"> • Os dardos são geralmente mais baratos do que os sistemas alternativos. • Os dardos são normalmente reutilizáveis e de fácil limpeza. • Os dardos são geralmente leves e, portanto, menos traumáticos do que outros sistemas. • Grandes volumes podem ser injectados quando a pressão é utilizada. • Em vários sistemas a posição do êmbolo pode ser observada, o que permite ao atirador verificar se o fármaco foi ou não injectado. • A injeção é relativamente lenta e não traumática. 	<ul style="list-style-type: none"> • A pressão na câmara poderá esgotar-se com o tempo, se isso não for detectado, mesmo que haja um disparo bem-sucedido o fármaco não será injectado. • O operador pode esquecer-se de pressurizar o dardo o que o inviabiliza totalmente. • Se o dardo atinge o animal em alta velocidade a pressão pode induzir o dardo á explosão, assim, pouco ou nenhum volume será injectado. • O dardo pressurizado é potencialmente perigoso caso o fármaco a administrar seja um opióide. Pode haver vazamento lento, ou fuga em jacto, expondo o operador aos agentes potentes, possivelmente fatais.



Figura 19. Armas de dardos de ar comprimido “Dan Inject[®]”

A – Para maiores distâncias **B** – Para menores distâncias



Figura 20. Material de captura química; da direita para a esquerda: Etorfina (M99[®]), Diprenorfina (M5050[®]), *Water for Injection*, seringa de pressão, tampa de dardos, dardos aparelhados, agulhas, pomada de hidratação ocular e antibiótico de administração intramamária para colocação na ferida causada pelo dardo.

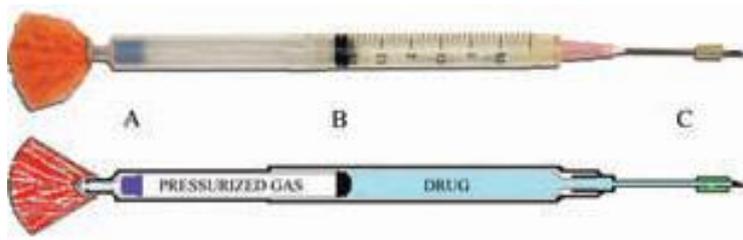


Figura 21. Fotografia e ilustração de um dardo de gás comprimido com duas câmaras. **A.** Êmbolo posterior - uma válvula unidireccional que permite a introdução de gás comprimido, mas que impede o seu escape. **B.** Êmbolo central e móvel da seringa, que divide as duas câmaras do dardo. **C.** Local portador da agulha e agulha com protecção de silicone que protege o orifício de ejeção do fármaco (Isaza, 2007).



Figura 22. Diferentes tipos de agulhas de dardos (com e sem âncora) (Fowler, 2008e).

3.8. Combinação de técnicas

Um aspecto importante, e muitas vezes esquecido na imobilização química de animais selvagens, é a necessidade de uma boa contenção física (Short & King, 1964), levantando-se algumas questões importantes:

- Como é que se aproxima suficientemente para se ser capaz, de forma eficaz e segura, de preparar uma adequada combinação de fármacos?
- O que é melhor; capturar um grupo de animais ou indivíduos isolados?
- Será a imobilização física ou a química, a mais adequada?

A captura de sucesso e a imobilização das espécies selvagens, muitas vezes exige uma combinação de métodos físicos e químicos, utilizando uma grande variedade de dispositivos de captura e manipulação que estão em constante evolução, e muitas vezes não há respostas fáceis para estas perguntas.

Não há um tipo de captura ou uma técnica de contenção isolada considerada ideal para todos os contextos de imobilização de uma determinada espécie. O sucesso depende de muitos factores, nomeadamente biológicos, ecológicos e práticos, incluindo topografia, estação do ano, clima, idade, condição física e sexo dos animais, custos e logística (Fowler, 2008f).

Muitas técnicas de captura para animais livres na natureza foram desenvolvidas na última parte do século XX e extrapoladas a partir jardins zoológicos, parques de vida selvagem e indústria pecuária (Swan, 1993).

E, se as pessoas envolvidas na captura tiverem o conhecimento suficiente para antever o comportamento provável dos animais alvo, em situações de *stress*, e experiência com a técnica utilizada, a contenção física correctamente aplicada pode ser vista como a forma mais segura e eficiente de trabalhar, até mesmo com animais de grande porte e perigosos (Burroughs, *et al.* 2006). No quadro 7 estão representados, comparativamente, alguns dos tipos de imobilização física, relativamente aos parâmetros de custo, eficiência, portabilidade, potencial de ferir o animal e selectividade em relação ao alvo, bem como as espécies em que são mais utilizados.

Existe uma enorme sobreposição entre a arte e a ciência de conter fisicamente animais selvagens, para que não ocorram ferimentos neles ou na equipa que os imobiliza; mesmo quando as pessoas estão familiarizadas com as técnicas, muitas vezes deparam-se com novos problemas e obstáculos que podem gerar situações perigosas, tanto para os animais como para as próprias (Steven, *et al.* 2000).

Quadro 7. Comparação de diferentes técnicas de imobilização física. Adaptação de Shury, (2007).

Técnica	Custo (a)	Eficiência (b)	Portabilidade (c)	Potencial de ferir (d)	Selectividade (e)	Espécies
<i>Boma</i>	↓	↑	↓ a ↑	↔	↓	Ungulados, bovídeos e caprídeos
Rede – carro	↕ a ↑	↑	↓	↕	↓	Ungulados, bovídeos e caprídeos
Rede – Helicóptero	↑	↑	↑	↕	↑	Ungulados, bovídeos e caprídeos, ursídeos, canídeos
Rede – rocket	↓	↕	↕	↕	↕	Ungulados, caprídeos, aves
Armadilha de pé	↓	↓	↑	↓ a ↑	↓	Canídeos, felídeos, mustelídeos
Caixa de armadilha	↓	↓	↓	↓	↓	Aves e maioria dos mamíferos
Rede mista	↓	↑	↑	↓	↓	Aves e morcegos

↓ - Baixo; ↕ - Moderado; ↑ - Elevado; ↔ Variável; a) Custo por animal capturado, numa base relativa; b) Número de animais que podem ser rapidamente capturados num curto período de tempo; c) Possibilidade de perseguição rápida e segura, em diferentes locais de captura; d) Potencial de provocar lesão no animal a capturar; e) Habilidade de evitar a captura de animais não alvo.

4. Alterações do estado normal do animal capturado:

A ocorrência de mortes não é de todo infrequente quando se capturam e manipulam animais selvagens. Estes animais progrediram ao longo da sua existência, desenvolvendo respostas para permitir fuga ou luta e responder ao máximo quando se apercebem da presença de pessoas e/ou são abordados. Estas reacções podem resultar em ferimentos graves, danos tecidulares severos, perdas sanguíneas e morte. Os fármacos utilizados para imobilização animal são muito potentes e podem matar, caso a dose administrada seja demasiadamente elevada (Meltzer & Kock, 2006). A perturbação das funções corporais, como resultado do uso destes fármacos, bem como alterações na eficácia da respiração, resultantes da posição em que se encontram os animais e as complicações desenvolvidas quando estão em decúbito, podem provocar a morte antecipada (Grandin, 1997).

O conhecimento das causas de morte é essencial se se pretender melhorar as combinações de fármacos utilizadas, assim como a monitorização da condição física e a forma em que os animais são manipulados. É, por isso, de extrema importância estabelecer a causa de morte quando se lida com animais capturados. (Atkinson, *et al.* 2006), que, em termos gerais, pode ocorrer, conseqüente a:

- Trauma (ferimento) – é a causa de morte mais comum em animais selvagens capturados (Meltzer & Kock, 2006), por excesso de esforço relacionado com a fuga, fracturas cervicais, hemorragias ou severas contusões.
- Falha respiratória – geralmente associada à imobilização com opióides (Burroughs & McKenzie, 1993), que suprimem o centro respiratório. Ocorre hipoxia, seguida de hipercapnia, que pode conduzir a uma espiral de reacções, originando morte súbita e inesperada. O aumento da pressão parcial de CO₂ conduz à acidose respiratória, que é seguida pela elevação de potássio no plasma, resultando em arritmia e falha cardíaca.
- Hipertermia – energia térmica é gerada como um subproduto do metabolismo e a temperatura do corpo é o resultado de um equilíbrio entre o seu ganho e perda.

Quando os animais estão assustados, são perseguidos, ou se sentem ameaçados, a taxa metabólica e, por isso, a taxa de energia térmica, aumentam de forma acentuada (Burroughs & McKenzie, 1993). O centro da termorregulação actua, aumentando a taxa à qual o calor é dissipado, mas, se esta função não é efectiva e a temperatura corporal atinge os 43°C, pode ocorrer a morte do animal (Meltzer & Kock, 2006). Assim, a temperatura ambiental é um dos factores mais importantes na captura destes animais e não deve exceder, por norma, os 25 °C (Meltzer & Kock, 2006).

- Miopatia de captura – existem essencialmente dois factores que desempenham um papel importante no decorrer desta alteração; a insuficiência na supressão sanguínea muscular causada pela elevação da pressão dos músculos por longos períodos de tempo (associada ao excesso de esforço e fuga persistentes), gerando hipoxia, e a carência no aporte de oxigénio (O₂), induzida pela utilização excessiva, aliada à insuficiente capacidade pulmonar para atender esta exigência. Já a hipertermia, pode contribuir para exacerbar o problema (Burroughs & McKenzie, 1993). Em casos agudos os animais morrem quase de imediato, no entanto pode ocorrer substituição das fibras musculares por tecido de granulação e subsequente falha de função, o que pode resultar em morte por miopatia, até dois meses após a captura (Meltzer & Kock, 2006).
- Timpanismo – o excesso de gás produzido no rúmen do animal é fisiologicamente libertado durante a eructação, processo estimulado pela pressão de gás exercida na região cárdica. Existem dois factores que podem interferir com este mecanismo, quando um ruminante é imobilizado; bloqueio da saída de gás pelo cárdia, devido à posição do animal, geralmente em decúbito esquerdo, e a utilização de fármacos de imobilização que interferem com o centro encefálico responsável pela eructação (Meltzer & Kock, 2006). A morte é geralmente causada pelo exagero de pressão produzida, levando a dispneia, falha respiratória e, por fim, à morte. Um ruminante imobilizado deve, assim, ser colocado preferencialmente em decúbito esternal (Meltzer & Kock, 2006).

- **Aspiração** – Alguns dos fármacos de imobilização promovem a regurgitação e salivação (em ruminantes) e o vômito (em animais de estômago simples) (Schemnitz, 1996). Estas particularidades, aliadas a uma má posição da cabeça e/ou á incoordenação dos mecanismos fisiológicos que regulam o reflexo emético, podem resultar em falso trajecto do conteúdo regurgitado ou do excesso de saliva produzida, no caso dos ruminantes, e conseqüente aspiração conduzindo o animal à morte ou ao desenvolvimento de pneumonia severa.
- **Stress** – O stress, em senso lato, pode ser dividido em três estádios, *stress* induzido por alarme, *stress* de resistência e adaptação e, finalmente, *stress* causado por exaustão (Grandin, 1997). A primeira fase reflecte a percepção do perigo ou potencial de injúria e é acompanhada pela resposta do sistema simpático, que estimula a secreção da hormona ACTH e, conseqüentemente, a secreção de cortisol por parte das glândulas adrenais. Na segunda fase, correspondente à luta, ao escape ou à captura, o estímulo stressante continua e os níveis de cortisol aumentam exageradamente. A utilização das proteínas prossegue devido ao efeito catabólico do cortisol e ocorre supressão do sistema imunitário, o que resulta numa maior susceptibilidade do animal. A terceira fase é caracterizada pela existência prolongada de altos níveis de cortisol e pela subsequente morte ou contracção de doença grave, incitada pela supressão amplificada do sistema imunitário e pelo catabolismo.
- **Choque** – É a perfusão e oxigenação inadequadas dos órgãos e tecidos e expressa o estado em que a pressão sanguínea baixa dramaticamente, até que atinge um nível considerado ameaçador para a vida animal. Podem ocorrer diferentes formas de choque; neurogénico (ocorrendo perda do tónus muscular vascular), cardiogénico (falha cardíaca por miopatia de captura ou alterações no balanço electrolítico), anafiláctico (resposta de hipersensibilidade severa e descontrolada, que estimula a libertação de histamina e outras substâncias vasoactivas) e séptico (invasão bacteriana generalizada, com início num foco infectado, em que ocorre vasodilatação, febre, redução do débito cardíaco e morte) (Schemnitz, 1996).

- Mal adaptação – os animais que são transportados para áreas não adequadas e que acabam por morrer por malnutrição podem ser considerados mal adaptados (Burroughs & McKenzie, 1993). É necessário conhecer os requerimentos específicos de habitat de cada animal, para que se possa promover uma boa adaptação.
5. Os “Onze Mandamentos” de prevenção e redução do *stress* na captura (Ebedes, 1993).
1. Nunca capturar quando está muito calor, durante as horas mais quentes do dia e nos meses mais quentes do ano. É ideal capturar a uma temperatura ambiente inferior a 25 °C, no entanto, existem casos esporádicos em que se pode fazê-lo com temperaturas mais elevadas, sob condições muito específicas e requerendo muita experiência. O calor pode comprometer o sucesso de uma captura, especialmente se esta não estiver a decorrer da forma esperada. Assim, dá-se preferência às horas da madrugada e aos meses mais frios ou temperados.
 2. Não perseguir demasiado os animais, nem por muito tempo, nem por longas distâncias. Estar atento a este detalhe especialmente quando se opera a partir de um helicóptero. É, pois, importante não ter receio de parar ou desistir da manobra.
 3. Não gritar nem perder a calma, permanecendo sereno em todos os momentos.
 4. Não manusear os animais à mão, sem que seja requerido. Em caso de imobilização física, ser firme e eficiente e usar tranquilizantes antes do maneo e/ou aplicar vendas nos olhos dos animais.

5. Não misturar diferentes grupos reprodutores. Conhecer o máximo possível os comportamentos específicos das espécies e os potencialmente agressivos, mesmo sob utilização de tranquilizantes.
6. Carregar e transportar o mais cedo possível e tentar evitar descarregar algumas espécies durante a noite. Considerar sempre o uso de tranquilizantes antes do transporte.
7. Transportar os animais com o máximo conforto possível. É importante a existência de pisos não escorregadios, de ventilação adequada, de locais específicos para que os animais se possam levantar e deitar, espaço para os cornos e protecção dos mesmos. Rejeitar espaços inadequados e com fracas condições de higiene, tentar evitar o transporte durante noites muito frias e tomar precauções especiais em viagens mais longas.
8. Separar ou sedar animais mais agressivos para prevenir comportamentos mais hostis e territoriais.
9. Minimizar o *stress*, o medo e o pânico, recorrendo a tranquilizantes apropriados. Considerar preparações de longa acção em algumas circunstâncias.
10. Não sobredosear com tranquilizantes, especialmente se são de longa acção, já que os animais podem ficar prostrados e, conseqüentemente serem pisados.
11. Ter a certeza de que os animais são introduzidos em habitats adequados e próprios.

6. Tratamentos auxiliares na captura de animais selvagens

A captura física e/ou química de animais selvagens tornou-se numa área de especialização veterinária e só é bem sucedida quando as operações são pormenorizadamente planeadas e organizadas. O maior desafio centra-se na necessidade de garantir a menor taxa de mortalidade possível, durante e após a captura (Meltzer, *et al.* 2006). Neste contexto, mesmo quando as intervenções são bem planeadas e executadas, existe a possibilidade de surgirem complicações clínicas, tanto no acto como após a captura dos animais. É essencial que o operador esteja ciente destas situações e equipado adequadamente para conseguir lidar com elas, sabendo que as intervenções, por si só, podem ser extremamente stressantes para os indivíduos capturados.

Os procedimentos de captura, em que os animais são perseguidos por longas distâncias, podem resultar essencialmente em *stress* agudo, hipertermia, choque e morte (Meltzer, *et al.* 2006).

6.1. *Stress*

Sabendo que o *stress* é um transtorno cumulativo e que períodos de curta duração são menos prejudiciais do que episódios repetidos e de longa duração, com o intuito de minimizar o *stress* é importante que se reduza o número e o tempo dos episódios de manipulação do animal, e ter conhecimento das espécies mais susceptíveis de desenvolver *stress* crónico, como a niala, o kudu e o rinoceronte preto (Swan, 1993).

6.2. Choque

No caso de um animal entrar em choque hipovolémico, causado por hemorragia ou excesso de diarreia, é essencial a utilização de infusões intravenosas contínuas, até que o tempo de perfusão capilar aumente e os sinais vitais indiquem uma melhoria (Mosley & Gunkel, 2007).

As infusões intravenosas devem ser administradas imediatamente e consistir em soluções electrolíticas balanceadas, como o Lactato de Ringer, na taxa de 1 litro por 25 kg de animal, por hora (1L/25kg/h) (Meltzer, *et al.* 2006).

6.3.Miopatia de Captura

A miopatia de captura é, provavelmente, a patologia e causa de morte mais comum na captura de ungulados e é causada por uma combinação de excesso de esforço muscular e *stress* (Arnemo & Caulkett, 2007). Quando se observam sinais clínicos de miopatia de captura: febre, dor, ansiedade, claudicação, sinais neurológicos, com paralisia e/ou coma, tremores musculares e taquipneia, o prognóstico é mau e a maioria dos animais afectados morre (Paterson, 2007). Se o animal capturado é de grande valor, recomenda-se o tratamento sintomático, assim que a condição seja reconhecida. Este tratamento pode passar pela administração de tranquilizantes de longa acção, analgésicos como a fenilbutazona, a flunixinina-meglumina, corticosteróides, antibióticos de longa acção e tratamento de suporte com complexos multivitamínicos, nomeadamente com vitamina E e selénio, soluções intravenosas alcalinizantes (Meltzer, *et al.* 2006). Como medida preventiva e sempre que possível, é recomendável massajar os músculos do animal, especialmente da zona do dorso e molhá-lo abundantemente com água fresca.

6.4.Hipertermia

Como referido anteriormente, a captura de animais selvagens deve ser evitada nas estações do ano mais quentes e nas horas de maior calor. Contudo, o operador deve estar sempre atento á possibilidade de sobreaquecimento do animal e equipado com um termómetro, para monitorização regular da temperatura rectal. É importante mover os animais capturados para a sombra ou, no caso de animais grandes, cobri-los com ramos e folhas de árvores e pulverizá-los com água. Se o animal se encontra em hipertermia, o aconselhado é molhá-lo abundantemente com água fresca e, se possível, administrar um enema de água fria (Ko & West, 2007). Caso os esforços para elevar a temperatura do

animal pareçam não estar a resultar, é indicado reverter a droga de imobilização e libertar o animal o mais rápido possível (Ko & West, 2007; Meltzer, *et al.*, 2006).

6.5. Timpanismo e regurgitação

Os animais imobilizados devem estar em decúbito esternal, para permitir que o gás produzido no rúmen seja libertado. É importante que se monitorize o nível de gás acumulado no rúmen, pela palpação do flanco esquerdo e assim que se notam sinais de timpanismo é necessário actuar de imediato para limitar a produção de gás (Meltzer, *et al.* 2006). A intubação orogástrica é aconselhada para alívio da pressão, ou, em alternativa, a colocação de uma agulha hipodérmica (14-16 G) no local do flanco esquerdo correspondente ao rúmen, entre um palmo caudalmente à última costela e outro abaixo dos músculos lombares (Meltzer, *et al.* 2006). Se a situação não se resolver, deve administrar-se o antagonista da droga de imobilização e interromper-se a operação de captura.

A regurgitação é uma complicação comum, que acompanha o timpanismo e que se torna grave quando o conteúdo ruminal é aspirado para a traqueia e pulmões.

Caso o animal regurgite, é recomendado que se coloque em decúbito esternal, com a cabeça levantada e a boca mantida aberta, e que se retire manualmente o máximo possível do conteúdo ruminal da faringe, até que termine a regurgitação. É indicada a administração de antibiótico sistémico de longa acção (Armeno & Caulkett, 2007).

6.6. Outras recomendações

Para além dos procedimentos auxiliares, de prevenção e tratamento das patologias mais comuns, acima referidos em cada captura, Meltzer, *et al.* (2006) recomendam o seguinte:

- Lubrificação ocular com lágrimas artificiais ou solução salina fisiológica. As pomadas oftálmicas são menos adequadas, pois atraem pó e, conseqüentemente, alteram a visão dos animais e podem provocar danos na córnea.

- Desparasitação contra parasitas internos e externos é indicada, pela administração de lactonas macrocíclicas, como a ivermectina, por via IM, em cada animal capturado, e de soluções acaricidas *pour-on*.
- Limpeza da ferida resultante do impacto do dardo na pele, com substâncias tópicas anti-sépticas, como a clorexidina ou soluções iodadas, e prevenção contra miíases, recorrendo à aplicação de pomadas ou *sprays* insecticidas.
- Se necessário, aplicação de antibiótico tópico no local da ferida, onde o fármaco foi administrado, em pó ou pomada. Geralmente utilizam-se antibióticos de longa-acção, destinados a aplicação intramamária, para prevenção e tratamento de mastites nas vacas (figura 20).
- Administração de antibiótico sistémico de longa acção (penicilina ou oxitetraciclina, LA), caso a ferida no local de impacto do dardo seja profunda ou caso existam outros ferimentos semelhantes, causados durante a captura.
- Administração IM de vitamina E e selénio, para prevenção da miopatia de captura.

7. Precauções a tomar para evitar acidentes durante a captura química

Os acidentes que ocorrem com a utilização de fármacos de imobilização devem ser evitados, implementando medidas adequadas de precaução. É essencial que, durante os procedimentos de captura e manipulação de animais selvagens, se tenha um *kit* de primeiros socorros disponível, pronto a ser utilizado em caso de urgência, de forma a minimizar o potencial fatal desses acidentes. As medidas de precaução requeridas incluem (Caulkett & Shury (2007), Morkel (1993), Haig & Haig (1980) e Harthoorn (1976)):

- Experiência na utilização de fármacos de imobilização;
- Participação regular em cursos de actualização;

- Conhecimento das técnicas básicas de primeiros socorros, inclusive de reanimação cardiopulmonar;
- Instrução dos médicos locais sobre os fármacos utilizados na captura de animais selvagens, pois a maioria daqueles princípios activos é desconhecida pela comunidade profissional de medicina humana, sendo importante que fiquem a conhecer sobre elas, os antídotos, a maneira como actuam e os procedimentos de emergência;
- Antes de uma operação de captura, ter conhecimento dos meios existentes de comunicação e das infra-estruturas para que se possa agir rapidamente, em caso de emergência;
- Utilização das substâncias activas apenas na presença de uma segunda pessoa experiente e preparada para responder eficientemente, em caso de acidente;
- Respeito pela potência dos fármacos – nunca arriscar nem subestimar a potencialidade fatal de uma situação;
- Concentração máxima em cada procedimento e trabalho organizado e metódico;
- Não comer, beber, fumar ou tocar nos olhos durante os procedimentos de captura;
- Se existem cortes ou feridas nas mãos, é importante que sejam cobertos com pensos ou luvas. Em caso de dúvida, utilizar sempre luvas aquando do maneo de fármacos potentes;
- Cuidado para não inalar fármacos em pó ou em aerossol,
- Não é recomendado manipular fármacos dentro de um helicóptero ou veículo em movimento;
- Na manipulação de opióides é solicitado um antídoto para humanos, que esteja disponível no *kit* de primeiros socorros;
- Utilização de uma agulha para igualar a pressão do ar, dentro e fora das novas ampolas que contém a droga, antes de as abrir;
- Utilização de uma seringa calibrada com uma agulha fina (21 G/ 0,8 mm ou mais fina) quando se manipulam preparações concentradas de fármacos potentes;

- Ter o máximo dos cuidados com os dardos já carregados, transportando-os num recipiente seguro. De preferência preparar os dardos imediatamente antes de serem utilizados;
- Guardar de forma segura todos os fármacos que não estão a ser utilizados;
- Etiquetar todos os fármacos, recipientes, dardos não usados e seringas já preenchidas que não sejam imediatamente usadas;
- Guardar todo o material utilizado num local seguro até que seja limpo/dispensado;
- Nunca permitir o consumo de carcaças de animais imobilizados quimicamente;
- Limitar o número de pessoas quando se trabalha com fármacos potentes;
- Ter sempre algumas anotações disponíveis sobre a natureza dos fármacos, primeiros-socorros e números de telefone de emergência.

DISCUSSÃO E CONCLUSÕES

A reflexão é uma parte importante mas muitas vezes negligenciada, no que diz respeito à imobilização de animais selvagens. Os dados relativos à captura devem ser registados num formulário próprio e armazenados, preferencialmente num programa de computador adaptado para o efeito (Atkinson, *et al.* 2006). Assim, a consulta dos procedimentos realizados anteriormente pode ser possível e capaz de fornecer informações valiosas para futuras capturas, como, por exemplo, as dosagens e os métodos utilizados com mais ou menos sucesso.

Cada caso deve ser revisto e registado assim que possível após captura, pois quanto mais se afasta a data dos procedimentos executadas, mais dados são perdidos. A operação também deve ser documentada e avaliada do ponto de vista ético, para que possa ser melhorado (Atkinson, *et al.* 2006). É, da mesma forma, essencial que se assinalem e mencionem todos os erros ocorridos para que se possa reflectir sobre os mesmos, corrigi-los e melhorar todos os aspectos negativos para que numa próxima captura não ocorram os mesmos erros.

Deve sempre existir o maior empenho no aperfeiçoamento das técnicas de captura, e compromisso, na tentativa de minimização do *stress*. Da mesma forma, é importante que se façam os maiores esforços para se conhecerem as causas de morte ocorridas em cada captura para que depois seja possível minimizar a taxa de mortalidade.

Durante o período de estágio deparámo-nos com alguns incidentes que, naquela dada altura e devido às circunstâncias, se tornaram difíceis de controlar ou mesmo de entender. Dos 38 animais capturados por imobilização química, duas palancas acabaram por morrer no decorrer do procedimento, possivelmente devido ao protocolo anestésico aplicado. Os primeiros oito, destes 10 animais, foram capturados com a utilização de etorfina (M99[®]) e do respectivo antídoto - diprenorfina (M5050[®]) sem qualquer problema. No entanto, a quantidade de M5050[®] disponível não era suficiente para imobilizar os restantes animais, pelo que se optou pela administração de medetomidina (Domitor[®]) associada a butorfanol (Turbogesic[®]) e para reversão dos efeitos do opióide administrou-se naltrexona (Trexonil[®]). As duas palancas sujeitas a este protocolo acabaram por morrer, aparentemente por falha cardiorespiratória durante a anestesia.

Em termos económicos, estas duas mortes correspondem a um prejuízo de 25 mil dólares (valor total dos dois animais na data da captura).

No que se refere à captura recorrendo à *boma*, geralmente ocorrem mais mortes do que na imobilização química, não só pelo grande número de animais implicado de cada vez mas também pelo stress causado aos animais e consequentes patologias associadas (miopatia de captura e outras). Dos animais capturados com este método, assisti à morte de nove impalas. O esquema de captura foi o descrito anteriormente e, apesar de os cuidados serem os mesmos, esta intervenção teve um balanço significativamente negativo porquanto morreram quatro impalas vítimas de excesso de *stress* que progrediu, possivelmente, para miopatia de captura. Outras cinco morreram igualmente por consequência de agressões entre indivíduos que acabaram por originar ferimentos graves e conduzir à morte natural ou à eutanásia, sendo as lesões de tal maneira severas não seria viável a sobrevivência destes animais em estado livre na natureza.

O ideal seria ter, em cada captura, uma equipa suficientemente ampla e experiente para que fosse possível analisar e pesquisar concretamente cada causa de morte, recorrendo a técnicas adequadas de necrópsia, colheita de órgãos e respectivas análises, bem como promover a diminuição dos factores responsáveis pelo aumento da taxa de mortalidade no decorrer dos procedimentos de captura. No entanto esta tarefa torna-se muitas vezes dificultada pela falta de tempo, disponibilidade e formação dos membros da equipa.

No mundo em que vivemos, actualmente, com a rápida expansão das populações humanas que, intencionalmente ou não, destrói diariamente partes do planeta, sobre o qual todos nós somos tão dependentes, apenas uma minoria relativamente pequena de homens e mulheres dedicam as suas vidas em prol da conservação. Destruindo a vegetação natural, poluindo o ar e as águas e contribuindo para a extinção dos animais, o homem coloca em risco a sua própria sobrevivência. É importante que exista consciência desta ameaça e cada vez mais esforços para a contrariar, a fim de preservar a Terra para as gerações futuras.

Foi na África do Sul que a captura de animais selvagens teve início e é lá, ainda hoje, o ponto de partida da grande maioria dos avanços ocorridos nesta área da medicina

veterinária, havendo um constante e profundo compromisso com a vida selvagem e com a conservação da natureza. Contudo, esta é uma área em crescimento e expansão a nível mundial e, por isso, a gestão das populações de animais selvagens do mundo tem-se tornado uma tarefa crítica e exigente.

Apesar de ser recente e do, ainda insuficiente, fluxo de informação resultante do reduzido número de profissionais nesta área, a indústria relacionada com a gestão de animais selvagens tem tido um sucesso crescente na reprodução de espécies ameaçadas e em perigo, salvando muitas delas da provável extinção e contribuindo para a maior causa do nosso século - a conservação da vida selvagem.

Embora esta área esteja, ainda, em fase inicial de expansão, um dos meus maiores sonhos é poder participar, como médica veterinária, na conservação das espécies e do planeta. Felizmente, este sonho parece tornar-se cada vez mais real, por intermédio dos estágios efectuados, dos contactos estabelecidos e dos conhecimentos adquiridos.

BIBLIOGRAFIA

Anderson, R. S. & Edney, A.T.B. (1991). *Practical Animal Handling*, 1st edition. Oxford, U.K. Pergamon Press, 198 pages, hardback. Citado por **Fowler, M. E.** (2008) *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3rd Edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4.

Arnemo, J. M. & Caulkett, N. (2007). *Stress*. pp 103-109. In: West, G., Heard, D., Caulkett, N. (ed). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia* - 1st edition. Ames, Iowa, U.S.A: Blackwell Publishing.

Atkinson, M., Kock, M. D., Meltzer D. (2006) Principles of chemical and physical restraint of wild animals. pp. 96 - 115. In Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Atkinson, M., Kock, M. D., Meltzer D. (2012) Principles of chemical and physical restraint of wild animals. pp. 103 - 129. In Kock, M. D. & Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 2nd edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 978-062052162-8.

Barrett, M. W., Nolan, J. W., Roy, L. D. (1982). *Evaluation of a hand-held net-gun to capture large mammals*. *Wildlife Society Bull*; 10:108–114.

Burroughs, R. E. J. (1993a). Chemical Capture of antelope pp 313-368 In: McKenzie, A. A. (ed). *The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Burroughs, R. E. J. (1993b). A summary of the practical aspects of drugs commonly used for the restraint of wild animals. pp 68-81 In: McKenzie, A. A. (ed). *The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Burroughs, R. E. J. (1993c). Principles of darting antelope and other herbivores. pp 136-142. *In: McKenzie, A.A. (ed). The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Burroughs, R. E. J. & McKenzie, A. A. (1993) Handling, care, and loading of immobilized herbivores. pp. 179-185. *In: McKenzie, A.A. (ed). The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Burroughs, R. E. J., Meltzer D., & Morkel, P. (2012) Applied Pharmacology. pp. 53-80. *In Kock, M. D. & Burroughs, R. Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species 2nd edition*. IWVS publishing, South Africa. ISBN978-062052162-8.

Burroughs, R. E. J., Morkel, P., Kock, M. D., Meltzer, D. & Hofmeyr, M. (2006) Chemical immobilization – Individual species requirements. pp. 116 - 210. *In Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species 1st edition*. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Caulkett, N. A. & Arnemo, J.M. (2007). Chemical immobilization of free-ranging terrestrial mammals. pp. 807 – 831. *In Tranquilli W. J., Thurmon, J. C., Grimm, K.A., Lumb, W., Jones, E. Lumb & Jones Veterinary anesthesia and analgesia*, 4th edition. Blackwell publishing, U.S.A.

Caulkett ,N. & Shury, T. (2007). Human Safety during Wildlife Capture. pp 122-128. *In: West, G., Heard, D., Caulkett, N. (ed). Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia - 1st edition*. Ames, Iowa, U.S.A: Blackwell Publishing.

Cheney, C.S. (1987) *Stress related to the chemical immobilization of impala-Aepyceros melampus (Lichtenstein) and its effect on blood composition*. MSc Thesis, Johannesburg: University of Witwatersrand.

Crockford, J.A., Hayes, F.A., Jenkins, J.H., and Feurt, S.W. (1958). *An automatic projectile type syringe*. *Vet Med* 53:115–19.

Despacho nº 21 844/2004 de 26 de Outubro. *Diário da república* nº 252/2004 - II série. Ministério da saúde, Lisboa.

Ebedes, H. (1993). The use of long-acting tranquilizers in captive wild animals. pp 82–105. *In: McKenzie, A.A. (ed.) The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Ebedes, H. (2006). Recommendations for live game auctions. pp. 260–65. *In: Kock, M. D., Meltzer, D., & Burroughs, R. Chemical and Physical Restraint of wild animals —A training field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing. South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4

Ebedes, H., Van Rooyen, J., du Toit, J. G. (2002). Bomas and holding pens. pp. 132–146. *In: Bothma, J. P. (ed.) Game Ranch Management*, 4th edition. Pretoria, South Africa. Van Schaik Publishing.

Fowler, M. E. (1982). Delivery systems for chemical immobilization. pp. 18–45. *In: Nielsen, L., Haigh, J.C., and Fowler, M. E. (eds.) Chemical Immobilization of North American Wildlife*. Milwaukee: Wisconsin Humane Soc.

Fowler, M. E. (1995). Chemical restraint. pp. 36–56. *In: Fowler, M.E. Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*, 2nd Ed. Ames, Iowa State University Press.

Fowler, M. E., (2008a) Chapter 1: Introduction. pp. 5-10. *In* Fowler, M. E. (ed). *Restraint and Handling of wild and domestic animals* 3rd Edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4

Fowler, M. E. (2008b). Chapter 3: Rope work. pp. 25-43. *In* Fowler, M. E. (ed) *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3rd Edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4

Fowler, M. E., (2008c). Chapter 2: Tools of restraint. pp. 11-23. *In* Fowler, M. E. (ed) *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3rd Edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4

Fowler, M. E. (2008d). Chapter 28: Hoofed Stock (Other than the Mega vertebrates). pp. 355-376. *In* Fowler, M. E. (ed) *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3rd Edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4

Fowler, M. E. (2008e). Chapter 19: Delivery systems. pp. 219-225. *In* Fowler, M. E. *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3rd Edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4

Fowler, M. E. (2008f). Chapter 20: Chemical restraint. pp. 227-247. *In* Fowler, M. E. (ed) *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3rd Edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4

Grandin, T. (1997). *Assessment of stress during handling and transport*, Journal of Animal Science, vol. 75, pp. 249-257.

Grootenhuis, J. G., Karstad, L. & Drevemo, S. A. (1976). *Experience with drugs for capture and restraint of wildebeest, impala, elande and hartebeest in Kenya*. Journal of Wildlife Diseases, Vol. 12, 435.

Haig, J.C. & Haig, J.M. (1980). *Immobilizing drug emergencies*. *Vet. Hum. Toxicology*. 22:94-98.

Harthoorn, A. M. (1970). *The Flying Syringe*. London: Geoffrey Bles. Citado por: **Fowler, M. E.** (2008) *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals*. 3rd edition. Blackwell Publishing, U.S.A. ISBN: 0-8138-1432-4.

Harthoorn, A. M. (1976). *The Chemical Capture of Animals*, pp. 302-312. Bailliere Tindall, London. Citado por **Swan, G. E.** (1993).

Herbst, M. & Mills, M. G. L. (2010). *Techniques used in the study of African wildcat, *Felis silvestres cafra*, in the Kgalagadi Transfrontier Park (South Africa/Botswana)*, *Koedoe*, 52(1).

Hoare, R. & Foggin, C. (2006) Legal considerations in the use of immobilization drugs, using Zimbabwe as an example – General control of drugs. pp.1-7. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Isaza, R. (2007). Remote drug delivery. pp. 61–74. *In*: West, G., Heard, D., and Caulkett, N. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. Ames, Iowa, Blackwell Publishing.

Jessup, D. A., Clark, R. K. & Weaver, R. A. (1988). *Safety and cost-effectiveness net-gun capture of desert bighorn sheep*. *J. Zoo Wild Animal Medicine*; 19:208–213. Citados por: **Shury, T.** (2007).

Ko, J. C. H. & West. G. (2007). *Thermoregulation*. pp 111-114. *In*: West, G., Heard, D., Caulkett, N. (ed). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia* - 1st edition. Ames, Iowa, U.S.A: Blackwell Publishing.

Kock, M. D. (2006). Drug injection equipment. pp. 212 - 217. *In* Kock, M. D., Meltzer D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Kock, M. D. & Jessup, D. A. (2006). Ballistics and projectile darting systems. pp. 218-228. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Kock, M. D., Jessup, D. A., Clark, R. K. (1987). *Capture methods in five subspecies of free-ranging bighorn sheep: an evaluation of drop-net, drive-net, chemical immobilization and the net-gun.* Journal of Wildlife Diseases; 23:634–640. Citados por: **Shury, T.** (2007).

Kock, M. D., Jessup, D. A. & Morkel, P. (2006b). Dart projectors. pp. 229-241. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. (2006a). History of the Zimbabwe game capture drugs course. pp. X-XI. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

La Grange, M. (2006). Overview of capture methods and transport of wild animals. pp.250-259. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Martin, R. B. (1998). *Transboundary Species Project: Roan, Sable and Tsessebe - Background Study.*

McLoughlin, C. A. (2001). *Population viability assessment of rare antelope in the Kruger National Park*. M.Sc. thesis, University of the Witwatersrand, Johannesburg.
Citado por: **Shury, T.** (2007).

Meltzer, D. & Kock, N. (2006). Stress and capture related death. pp. 68-76. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Meltzer, D., Hofmeyr, M., Fivaz, B. (2006). Ancillary treatments in wildlife capture and care. pp.245-249. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Mitchell, K. D., Stookey, J. M. & Laternas, D. K. (2004). *The effects of blindfolding on behavior and heart rate in beef cattle during restraint*. *Appl Animal Behavior Sci*; 85:233–245.

Morkel, P. & Kock, D. M. (2006). Other restraint tools. pp 242-244. *In* Kock, M. D., Meltzer, D., Burroughs, R. *Chemical and physical restraint of wild animals – A training and field manual for African species* 1st edition. IWVS publishing, South Africa. ISBN: 0-620-358-11-4.

Morkel, P. & La Grange M. (1993). Capture of antelope using the net-gun. *In*: McKenzie, A.A. (ed). *The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Morkel, P. (1993). Prevention and management of capture drug accidents. pp.106-121. *In*: McKenzie, A.A. (ed). *The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Mosley, C. & Gunkel, C. (2007). *Cardiovascular and Pulmonary Support*. pp 93-102. In: West, G., Heard, D., Caulkett, N. (ed). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia* - 1st edition. Ames, Iowa, U.S.A: Blackwell Publishing.

O’Gara, B. W. & Yoakum, J. D. (2004). *Pronghorn: Ecology and Management*. Boulder, CO: University Press of Colorado.

Openshaw, P. (1993a). Section A2 – Capture and handling remote injection equipment; Mass capture techniques. pp. 143-154 In: McKenzie, A. A. (ed). *The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Openshaw, P. (1993b). Section 3 – Transportation; Transportation of wild herbivores. pp 186-190. In: McKenzie, A. A. (ed). *The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Paterson, J. (2007). *Capture Myopathy*. pp. 115-122. In: West, G., Heard, D., Caulkett, N. (ed). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia* - 1st edition. Ames, Iowa, U.S.A: Blackwell Publishing.

Pereira, R. E. P., Bertozzo D., Freitas R. E., Reis F., Reis R., Santos D. S., Souza W. A. (2008). *Contenção química em animais silvestres - Revisão de literatura*. Revista Científica Electrónica de Medicina Veterinária - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia de Garça FAMED/FAEF, ISSN: 1679-7353. Ano VI – Número 11. Editora FAEF.

Player, D. I. (1993). Capture and translocation of wild animals. pp 10 - 13. In McKenzie, A. A., (ed) *The Capture and Care Manual*. Pretoria: Wildlife Decisions Support and South African Veterinary Foundation.

Rachael E. C. & David B.B. (2007). Exoctic and zoo animal species. pp. 785 – 805. *In* Tranquilli W. J., Thurmon, J. C., Grimm, K.A., Lumb, W., Jones, E. *Lumb & Jones Veterinary anesthesia and analgesia*, 4th edition. Blackwell publishing, U.S.A.

Read, M. (2002). Long Acting Neuroleptic Drugs. *In* Heard, D. (Ed.). *Zoological Restraint and Anesthesia*. Publisher: International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA.

Rohr, F. & McKenzie A. A. (1993) Section A2 – Capture and handling Remote injection equipment. pp.116–30. *In*: McKenzie, A. A. (ed). *The Capture and Care Manual*, Pretoria: Wildlife Decisions Support Services and South African Veterinary Foundation.

Schemnitz, S. D. (1996). Capture and handling wild animais. pp 239 - 251. *In* Bookhout, T. A. *Reaserch and management techniques for wild life and habitats*. The wildlife society, Bethesda, Maryland, U.S.A.

Sheldon, C. C., Sonsthagen, T., & Topel, J. A. (2006). *Animal Restraint for Veterinary Professionals..* St. Louis, Mosby/Elsevier, 239 pages.

Short, R. V. & King, J. M. (1964). *The design of a crossbow and dart for immobilization of wild animals*. Vet. Rec. 76:628–30.

Shury, T. (2007). Capture and physical restraint of zoo and wild animals. pp 131-144. *In* West, G., Heard, D., Caulkett, N. (ed). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia* - 1st edition. Ames, Iowa, U.S.A: Blackwell Publishing.

Steven, A., Osofsky, S. A., & Karen, J. H. (2000). *Chemical restraint of endangered mammals for conservation purposes: a practical primer*. Oryx, Vol 34, N°1. 27-33.

Swan, G. E. (1993). Section A1 – Drugs; Drugs used for the immobilization, capture and translocation of wild animals. pp 14 – 67. *In* McKenzie, A. A. (ed) *The Capture and*

Care Manual. Pretoria: Wildlife Decisions Support and South African Veterinary Foundation.

WHO – World Health Organization Collaborating Centre for Drug Statistics Methodology - *Guidelines for ATCvet classification* 14th edition, 2012. Oslo, 2012.

SÍTIOS DE INTERNET:

- 1) Wildlife conservation and management (1999). *In* African Conservation Experience. U.K. www.conservationafrica.net. Acedido em 21.05.2011
- 2) Capture Techniques – Wildlife Control Information (2000). *In* Cornell University, Cooperative Extension. U.S.A. www.wildlifecontrol.info/deer/pages/deertrapping.aspx. Acedido em 21.05.2011.
- 3) .Net – Gun (2000). *In* Wildlife Capture Services LLC. U.S.A. http://www.wildlifecapture.com/net_gun.html Acedido em 06.06.2011
- 4) Mammal Guide (2011). *In* Animal Planet.com. Discovery Communications, Inc. U.S.A. www.animal.discovery.com/guides/mammals/mammals.html. Acedido em 23.06.2011
- 5) Animals A to Zoo – Large Mammals (2011). *In* Animal Planet.com. Discovery Communications, Inc. U.S.A. <http://animal.discovery.com/guides/atoz/lmammals.html>. Acedido em 23.06.2011.
- 6) World Health Organization Collaborating Centre for Drug Statistics Methodology (2012). - ATCvet index; Guidelines for classification 14th edition. Oslo, 2012. <http://www.whocc.no/atcvet/> Acedido em 15.03.2012

ANEXO I – Classificação dos fármacos que afectam o Sistema Nervoso; segundo
Guidelines for ATCvet classification 14th edition, 2012

QN NERVOUS SYSTEM

QN01 ANESTHETICS

A Anesthetics, general

B Anesthetics, local

QN02 ANALGESICS

A Opioids

B Other analgesics and antipyretics

C Antimigraine preparations

QN03 ANTIEPILEPTICS

A Antiepileptics

QN04 ANTI-PARKINSON DRUGS

A Anticholinergic agents

B Dopaminergic agents

QN05 PSYCHOLEPTICS

A Antipsychotics

B Anxiolytics

C Hypnotics and sedatives

QN06 PSYCHOANALEPTICS

A Antidepressants

B Psychostimulants, agents used in ADHD and nootropics

C Psycholeptics and psychoanaleptics in combination

D Anti-dementia drugs

QN07 OTHER NERVOUS SYSTEM DRUGS

A Parasympathomimetics

C Antivertigo preparations

X Other nervous system drugs

QN51 PRODUCTS FOR ANIMAL EUTHANASIA

A Products for animal euthanasia

QN NERVOUS SYSTEM

QN01 ANESTHETICS

QN01A ANESTHETICS, GENERAL

Agents which produce general anesthesia, surgical analgesia or neuroleptanalgesia should be classified in this group. Benzodiazepine derivatives are classified in QN05BA or QN05CD. See also QM03A - Muscle relaxants.

- *QN01AA Ethers*
- *QN01AB Halogenated hydrocarbons*
- *QN01AF Barbiturates, plain*

Barbiturates used as anesthetics should be classified in this group.

Barbiturates used as hypnotics/sedatives and as premedication, see QN05CA - Barbiturates, plain. Phenobarbital is classified in QN03AA - Barbiturates and derivatives.

- *QN01AG Barbiturates in combination with other drugs*

Only preparations used as anesthetics are classified in this group. See also QN05CB - Barbiturates, combinations.

- *QN01AH Opioid anesthetics*

Opioid anesthetics in combination with other anesthetics are classified in this group.

- *QN01AX Other general anesthetics*

Various plain and combined drugs used to produce anesthesia/analgesia, which cannot be classified in the preceding groups are classified in this group.

QN01B ANESTHETICS, LOCAL

Local anesthetics in this context means anesthetics which only affect a local area, as opposed to general anesthetics affecting the entire body. For example, creams and plasters containing lidocaine and prilocaine used as anesthetics in the skin are classified in this group.

Combinations with e.g. epinephrine are classified in separate 5th level groups using the 50-series codes or, if not available, using the ATCvet 5th level code 99.

Local anesthetics for dermatological use, such as treatment of pruritus, minor burns or insect stings, are classified in QD04AB - Anesthetics for topical use.

Stomatologicals with anesthetics, see QA01AD.

Throat products with anesthetics, see QR02AD - Anesthetics, local.

Ophthalmological anesthetics, see QS01HA.

- *QN01BA Esters of aminobenzoic acid*
- *QN01BB Amides*

Lidocaine and prilocaine, for example, are classified in this group. Lidocaine injections used as antiarrhythmics are classified in QC01BB - Antiarrhythmics, class Ib.

- *QN01BC Esters of benzoic acid*
- *QN01BX Other local anesthetics*

QN02 ANALGESICS

General analgesics and antipyretics should be classified in this group.

All salicylic acid derivatives, other than combinations with corticosteroids, are classified in QN02BA - Salicylic acid and derivatives.

Salicylic acid derivatives combined with corticosteroids are classified in QM01B - Antiinflammatory/antirheumatic agents in combination.

All propionic acid derivatives (e.g. ibuprofen) are classified in QM01A - Antiinflammatory products, non-steroids, even if they are only intended for use as pain relief.

There are a number of combined products which contain analgesics and psycholeptics. These are classified in QN02 - Analgesics, since pain relief must be regarded as the main indication. Analgesics used for specific indications are classified in the relevant ATCvet groups.

E.g.:

QM01 - Antiinflammatory products

QM02A - Topical products for joint and muscular pain

QM03 - Muscle relaxants

Lidocaine indicated for postherpetic pain is classified in N01BB.

QN02A OPIOIDS

Strong analgesics of the opiate type and analgesics with a similar structure or action are classified in this group.

Combinations with antispasmodics are classified in QN02AG - Opioids in combination with antispasmodics.

- *QN02AA Natural opium alkaloids*

This group includes natural and semi-synthetic opiates.

Opium, see also QA07DA - Antipropulsives. Plain codeine products are classified in QR05D - Cough suppressants, excl. combinations with expectorants.

Codeine in combination with other analgesics is classified in QN02B - Other analgesics and antipyretics, and in QM01A - Antiinflammatory products, non-steroids.

Combinations of oxycodone and naloxone are classified in QN02AA55.

- *QN02AB Phenylpiperidine derivatives*

Fentanyl formulations for parenteral use are classified in QN01AH - Opioid anesthetics.

- *QN02AC Diphenylpropylamine derivatives*

Methadone and dextropropoxyphene, for example, should be classified in this group.

Dextropropoxyphen in combination with a muscle relaxant is classified in QM03B - Muscle relaxants, centrally acting agents.

- *QN02AD Benzomorphan derivatives*
- *QN02AE Oripavine derivatives*

Buprenorphine, for example, is classified in this group.

- *QN02AF Morphinan derivatives*
- *QN02AG Opioids in combination with antispasmodics*

Preparations are classified at the 5th level according to the analgesic. At each level different antispasmodics may occur.

- *QN02AX Other opioids*

Opioids, which cannot be classified in the preceding groups, should be assigned to this group.

QN02B OTHER ANALGESICS AND ANTIPYRETICS

See general considerations under QN02.

Combinations with opioid analgesics should be classified in QN02A or in QN02AG.

Combinations with codeine are classified in this group.

Combined preparations which contain more than one analgesic should be classified using the following ranking:

1. Phenacetin
2. Bucetin
3. Dipyrrocetyl
4. Paracetamol
5. Acetylsalicylic acid
6. Phenazone
7. Salicylamide
8. Propyphenazone

This means, that a product containing paracetamol and phenazone should be classified in QN02BE51 - paracetamol, combinations excluding psycholeptics and not in QN02BB51 - phenazone, combinations excluding psycholeptics.

Dextropropoxyphene, plain and in combination with other analgesics, is classified in QN02AC - Diphenylpropylamine derivatives.

Preparations are subdivided on the 4th level according to their chemical structure.

- *QN02BA Salicylic acid and derivatives*

All salicylic acid derivatives, including some commonly regarded as non-steroidal antiinflammatory drugs, e.g. diflunisal, are classified in this group. See comment under QN02. Salicylic acid derivatives in combination with corticosteroids are assigned to QM01B - Antiinflammatory agents in combination.

- *QN02BB Pyrazolones*
- *QN02BE Anilides*
- *QN02BG Other analgesics and antipyretics*

Analgesics, which cannot be classified in the preceding groups, should be assigned to this group.

QN02C ANTIMIGRAINE PREPARATIONS

- *QN02CA Ergot alkaloids*
- *QN02CB Corticosteroid derivatives*
- *QN02CC Selective serotonin (5HT₁) agonists*
- *QN02CX Other antimigraine preparations*

QN03 **ANTIPILEPTICS**

QN03A ANTIPILEPTICS

Preparations used in the treatment of epilepsy should be classified in this group. The group is subdivided on the 4th level according to chemical structure.

Combined preparations are classified in separate 5th level groups using the corresponding 50-series codes or, if not available, using the 5th level code 99.

- *QN03AA Barbiturates and derivatives*

Primidon and phenobarbital, which are used as antiepileptics and as sedatives, are among the drugs classified in this group. Barbiturates used mainly as hypnotics/sedatives are classified in QN05C - Hypnotics and sedatives. Combinations with phenytoin are classified in QN03AB - Hydantoin derivatives.

- *QN03AB Hydantoin derivatives*

Combinations with phenytoin are classified in this group.

- *QN03AC Oxazolidine derivatives*
- *QN03AD Succinimide derivatives*
- *QN03AE Benzodiazepine derivatives*

Clonazepam is classified in this group. All other benzodiazepines are classified as anxiolytics in QN05B (e.g. diazepam) or hypnotics/sedatives in QN05C (e.g. midazolam).

- *QN03AF Carboxamide derivatives*
- *QN03AG Fatty acid derivatives*
- *QN03AX Other antiepileptics*

Antiepileptics which cannot be classified in the preceding groups should be assigned to this group.

QN04 ANTI-PARKINSON DRUGS

This group comprises preparations used in the treatment of Parkinson's disease and related conditions, including drug-induced parkinsonism.

Selegiline for veterinary use is given the 5th level code QN06AX90.

QN04A ANTICHOLINERGIC AGENTS

- *QN04AA Tertiary amines*
- *QN04AB Ethers chemically close to antihistamines*
- *QN04AC Ethers of tropine or tropine derivatives*

QN04B DOPAMINERGIC AGENTS

- *QN04BA Dopa and dopa derivatives*
- *QN04BB Adamantane derivatives*
- *QN04BC Dopamine agonists*
- *QN04BD Monoamine oxidase B inhibitors*
- *QN04BX Other dopaminergic agents*

QN05 PSYCHOLEPTICS

The group is divided into therapeutic subgroups:

QN05A - Antipsychotics

QN05B - Anxiolytics

QN05C - Hypnotics and sedatives

QN05A ANTIPSYCHOTICS

Preparations with antipsychotic actions (i.e. neuroleptics) should be classified in this group. In veterinary medicine, agents in this group may be used, for example, as sedatives, anxiolytics, as pre-anesthetics and even anti-emetics, depending on the animal and the dose. Azaperone and droperidol used as anesthetics should be classified in QN01AX - Other general anesthetics. Selegiline for veterinary use is classified in QN06AX90.

The group is subdivided mainly on the basis of chemical structure.

- *QN05AA Phenothiazines with aliphatic side-chain*

Acepromazine and chlorpromazine, for example, are classified in this group.

- *QN05AB Phenothiazines with piperazine structure*
- *QN05AC Phenothiazines with piperidine structure*
- *QN05AD Butyrophenone derivatives*
- *QN05AE Indole derivatives*
- *QN05AF Thioxanthene derivatives*
- *QN05AG Diphenylbutylpiperidine derivatives*
- *QN05AH Diazepines, oxazepines, thiazepines and oxepines*
- *QN05AL Benzamides*
- *QN05AN Lithium*
- *QN05AX Other antipsychotics*

Antipsychotics, which cannot be classified in the preceding groups, should be assigned to this group.

QN05B ANXIOLYTICS

Preparations used in the treatment of anxiety and tension, e.g. benzodiazepines, should be classified in this group.

The group is subdivided on the basis of chemical structure.

- *QN05BA Benzodiazepine derivatives*

Benzodiazepines should be classified in this group, despite the fact that in veterinary medicine these agents are often used for specific indications, e.g. as premedication for anesthesia combined with other sedatives or anesthetics, or for indications like appetite stimulation. Benzodiazepines used mainly in the treatment of sleep disturbances in human medicine are classified in QN05C - Hypnotics and sedatives.

Clonazepam used in the treatment of epilepsy is classified in QN03 - Antiepileptics.

Benzodiazepines in combination with general anesthetics are classified in QN01A.

- *QN05BB Diphenylmethane derivatives*
- *QN05BC Carbamates*
- *QN05BD Dibenzobicyclo-octadiene derivatives*
- *QN05BE Azaspirodecanedione derivatives*
- *QN05BX Other anxiolytics*

QN05C HYPNOTICS AND SEDATIVES

Preparations with mainly sedative or hypnotic actions should be classified in this group. See also:

QN05A - Antipsychotics

QN05B - Anxiolytics

QR06A - Antihistamines for systemic use.

Combined preparations are classified in separate 4th level groups, QN05CB - Barbiturates, combinations and QN05CX - Hypnotics and sedatives in combination, excl. barbiturates.

The group is subdivided on the basis of chemical structure.

- *QN05CA Barbiturates, plain*

Preparations used as premedication are classified in this group.

Barbiturates used in general anesthesia are classified in QN01 - General anesthetics.

Barbiturates used mainly in the treatment of epilepsy, e.g. phenobarbital, are classified in QN03 - Antiepileptics.

Combined preparations are classified in QN05CB - Barbiturates, combinations, see comment under QN05C.

QN05CB Barbiturates, combinations

Combined products with mainly sedative action are classified in this group.

QN05CC Aldehydes and derivatives

QN05CD Benzodiazepine derivatives

Benzodiazepines used mainly in the treatment of sleep disturbances in human medicine, e.g. clonazepam, are classified in this group. See also QN05BA - Benzodiazepine derivatives.

QN05CE Piperidinedione derivatives

QN05CF Benzodiazepine related drugs

QN05CH Melatonin receptor agonists

QN05CM Other hypnotics and sedatives

Drugs not classified in the preceding groups, should be assigned to this group.

QN05CX Hypnotics and sedatives in combination, excl. barbiturates

QN06 PSYCHOANALEPTICS

This group comprises antidepressants, psychostimulants, nootropics and combinations with psycholeptics.

QN06A ANTIDEPRESSANTS

This group comprises preparations used in the treatment of endogenous and exogenous depressions.

The group is subdivided mainly according to mode of action. The various antidepressants have different modes of action, and the classification will not reflect the exact modes of action of the various agents.

Lithium, see QN05AN - Lithium.

Combination with psycholeptics, see QN06C.

- *QN06AA Non-selective monoamine reuptake inhibitors*
- *QN06AB Selective serotonin reuptake inhibitors*
- *QN06AF Monoamine oxidase inhibitors, non-selective*
- *QN06AG Monoamine oxidase A inhibitors*
- *QN06AX Other antidepressants*

This group includes antidepressants, which cannot be classified in the preceding groups.

QN06B PSYCHOSTIMULANTS, AGENTS USED FOR ADHD AND NOOTROPICS

Nootropics are classified in QN06BX.

QN06BA Centrally acting sympathomimetics

Amphetamine is classified in this group, see comment under QA08AA - Centrally acting antiobesity products.

QN06BC Xanthine derivatives

Caffeine in combination with respiratory stimulants is classified in QR07AB.

Systemic veterinary products containing propentofylline are classified in QC04AD.

QN06BX Other psychostimulants and nootropics

This group comprises substances regarded as nootropics.

Psychostimulants, which cannot be classified in the preceding groups, are also classified here.

Tacrine is classified in QN07AA.

Cyprodenate (deanol cyclohexylpropionate) is classified in QN04BX04.

QN06C PSYCHOLEPTICS AND PSYCHOANALEPTICS IN COMBINATION

Combinations of e.g. antidepressants and anxiolytics are classified in this group.

- *QN06CA Antidepressants in combination with psycholeptics*

Preparations are classified at 5th levels according to the antidepressant. At each level various psycholeptics may occur.

- *QN06CB Psychostimulants in combination with psycholeptics*

QN06D ANTI-DEMENTIA DRUGS

- *QN06DA Anticholinesterases*
- *QN06DX Other anti-dementia drugs*

QN07 OTHER NERVOUS SYSTEM DRUGS

Other nervous system drugs which cannot be classified under the preceding 2nd level codes in ATCvet group QN should be classified in this group.

QN07A PARASYMPATHOMIMETICS

- *QN07AA Anticholinesterases*

Cholinergics in glaucoma, QS01EB - Parasympathomimetics.

- *QN07AB Choline esters*
- *QN07AX Other parasympathomimetics*

Pilocarpine is classified in this group. For ophthalmological use, see QS01EB - Parasympathomimetics.

QN07B DRUGS USED IN ADDICTIVE DISORDERS

Substances normally used exclusively in human medicine.

- *QN07BA Drugs used in nicotine dependence*
- *QN07BB Drugs used in alcohol dependence*
- *QN07BC Drugs used in opioid dependence*

QN07C ANTIVERTIGO PREPARATIONS

- *QN07CA Antivertigo preparations*

Combinations of cinnarizine and diphenhydramine teoclate (dimenhydrinate) are classified here.

QN07X OTHER NERVOUS SYSTEM DRUGS

- *QN07XA Gangliosides and ganglioside derivatives*
- *QN07XX Other nervous system drugs*

This group contains substances, which cannot be classified in the preceding groups.

QN51 PRODUCTS FOR ANIMAL EUTHANASIA

Preparations intended for animal euthanasia should be classified in this group.

QN51A PRODUCTS FOR ANIMAL EUTHANASIA

- *QN51AA Barbiturates*

Combinations of barbiturates are classified using the 5th level 30-series. Barbiturates in combination with other agents are classified in separate 5th level groups using the corresponding 50-series codes according to the barbiturate included.

- *QN51AX Other products for animal euthanasia*

ANEXO II – Classificação farmacoterapêutica; Grupo 2 — Sistema Nervoso Central, segundo o *Despacho n.º 21 844/2004 de 26 de Outubro do Diário da República - II série*; N.º 252.

Grupo 2 — Sistema nervoso central

- 2.1 — Anestésicos gerais.
- 2.2 — Anestésicos locais.
- 2.3 — Relaxantes musculares:
 - 2.3.1 — Acção central;
 - 2.3.2 — Acção periférica;
 - 2.3.3 — Acção muscular directa.
- 2.4 — Antimiasténicos.
- 2.5 — Antiparkinsonianos:
 - 2.5.1 — Anticolinérgicos;
 - 2.5.2 — Dopaminomiméticos.
- 2.6 — Antiepilépticos e anticonvulsivantes.
- 2.7 — Antieméticos e antivertiginosos.
- 2.8 — Estimulantes inespecíficos do sistema nervoso central.
- 2.9 — Psicofármacos:
 - 2.9.1 — Ansiolíticos, sedativos e hipnóticos;
 - 2.9.2 — Antipsicóticos;
 - 2.9.3 — Antidepressores;
 - 2.9.4 — Lítio.
- 2.10 — Analgésicos e antipiréticos.
- 2.11 — Medicamentos usados na enxaqueca.
- 2.12 — Analgésicos estupefacientes.
- 2.13 — Outros medicamentos com acção no sistema nervoso central:
 - 2.13.1 — Medicamentos utilizados no tratamento sintomático das alterações das funções cognitivas;
 - 2.13.2 — Medicamentos utilizados no tratamento sintomático da doença do neurónio motor;
 - 2.13.3 — Medicamentos para tratamento da dependência de drogas;
 - 2.13.4 — Medicamentos com acção específica nas perturbações do ciclo sono-vigília.