

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
ESCOLA DE VETERINÁRIA
PROGRAMA DE RESIDÊNCIA INTEGRADA EM MEDICINA
VETERINÁRIA

CAROLINA RIOS DA SILVA

PROCEDIMENTO ANESTÉSICO PARA VASECTOMIA E
REALIZAÇÃO DE EXAMES COMPLEMENTARES EM
ÓRIX-DO-CABO (*Oryx gazella*)

Belo Horizonte

2023

CAROLINA RIOS DA SILVA

Procedimento anestésico para vasectomia e realização de exames complementares em órix-do-cabo (*Oryx gazella*)

Monografia apresentada à UFMG como requisito parcial para obtenção do título de Especialista - Residência em Medicina Veterinária na área de concentração Saúde Pública com Ênfase em Interface Saúde Humana e Silvestre

Orientador: Marcelo Pires Nogueira de Carvalho

Belo Horizonte

2023

S586p Silva, Carolina Rios da, 1998-
Procedimento anestésico para vasectomia e realização de exames complementares em órix-do-cabo (*Oryx gazela*) / Carolina Rios da Silva – 2023.

37 f.
Inclui bibliografia: f. 31-37.

Tutor: Marcelo Pires Nogueira de Carvalho

Monografia apresentada à Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial para obtenção do título de Especialista em Medicina Veterinária.

1- Antílope – cirurgias – Teses. 2- Vasectomia – Teses. I – Carvalho, Marcelo Pires Nogueira de. II – Universidade Federal de Minas Gerais. Escola de Veterinária. III- Título.

CDD – 636.089

ATA DE DEFESA DE TCR DE **Carolina Rios da Silva**

Às **9:30** horas do dia 11/12/2023, reuniu-se, na Escola de Veterinária da UFMG a Banca Examinadora do Trabalho de Conclusão do Curso, para julgar em exame final, a defesa do TCR intitulado: Procedimento Anestésico para Vasectomia e Realização de Exames Complementares em Órix-do-Cabo (*Oryx gazella*), como requisito final para a obtenção do Título de Especialista em Saúde Pública Ênfase em Interface Saúde Humana e Silvestre.

Abrindo a sessão, o Presidente da Banca, **Prof. Marcelo Pires Nogueira de Carvalho**, após dar a conhecer aos presentes o teor das Normas Regulamentares da Defesa do TCR, passou a palavra ao candidato(a), para apresentação de seu trabalho. Seguiu-se a arguição pelos examinadores, com a respectiva defesa do(a) candidato(a). Logo após, a Banca se reuniu, sem a presença do(a) candidato(a) e do público, para julgamento da TCR, tendo sido atribuídas as seguintes indicações:

Prof. Marcelo Pires Nogueira de Carvalho

MSc. Lucas Belchior Souza de Oliveira

MSc. Bruna Hermine de Campos

Aprovada	Reprovada
<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

Pelas indicações, o (a) candidato (a) foi considerado (a): Aprovado

Reprovado

Nota: **98.0**

Para concluir o Programa, o (a) candidato (a) deverá depositar no repositório Institucional a referida produção acatando, se houver as modificações sugeridas pela banca. Para tanto terá o prazo máximo de 30 dias a contar da data da defesa.

O resultado final, foi comunicado publicamente ao (a) candidato (a) pelo Presidente da Banca. Nada mais havendo a tratar, o Presidente encerrou a reunião e lavrou a presente ata, que será assinada por todos os membros participantes da Banca Examinadora.

Belo Horizonte, 11 de dezembro de 2023.

Assinatura dos membros da Banca:



Documento assinado digitalmente
BRUNA HERMINE DE CAMPOS
Data: 11/12/2023 21:05:59-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Assinado de forma digital por Marcelo Pires Nogueira de Carvalho:33378103817
Data: 2023.12.11 12:10:51 -0300



Documento assinado digitalmente
LUCAS BELCHIOR SOUZA DE OLIVEIRA
Data: 12/12/2023 07:07:26-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

(Este documento não terá validade sem assinatura e carimbo do Coordenador e não poderá conter rasuras)

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a todos os animais que eu tive o privilégio de cuidar durante a minha residência, porque sem eles nada disso teria sentido. Em especial agradeço à rinoceronte Luna (*In memoriam*), ao urso-polar Peregrino e ao jacaré Bino. Também agradeço a todos os profissionais do CETAS-BH, do Zoológico de Belo Horizonte e do Aquário de São Paulo. Serei eternamente grata por todo o aprendizado. Também agradeço a todos os tutores dos animais *pets* que eu tive a honra de atender. Muito obrigada pela confiança.

Aos meus professores Marcelo, Júlia e Nelson por serem exemplos de profissionais e de pessoas. Ao professor Nelson eu também agradeço porque graças a ele eu conheci a querida Myrse, por quem eu construí um carinho gigante.

Ao Pedro, meu R2, e ao Nelson, da UFPR, por terem sido os melhores companheiros de residência que eu poderia ter. Vocês são veterinários e amigos incríveis.

À todos os profissionais e alunos que trabalham com silvestres na UFMG. Aos membros do GEAS e do ECOS, estagiários e alunos de vivência. Especialmente agradeço ao Luiz e ao Nicolas. Meninos, acho que vocês nunca vão ter noção do quanto fizeram diferença na minha vida e do quanto são importantes pra mim.

À todos os atletas de *cheerleading* da UFMG por me ensinarem sobre dedicação e superação diariamente. Em especial agradeço à equipe da Escola de Veterinária, Cheer Taurus, que sempre vai ter um lugar no meu coração. Também agradeço a todos os treinadores que eu tive. Vocês fazem parte da minha história.

Agradeço aos meus familiares e amigos por sempre deixarem claro o orgulho que sentem de mim. Em especial agradeço ao meu irmão de sangue, Lucas, e ao meu irmão de consideração, Gabriel.

Por fim, o meu muito obrigada a todos que, assim como eu, amam os animais e se esforçam diariamente por eles.

RESUMO

O manejo de animais selvagens exige o uso de técnicas que garantam a segurança tanto dos animais quanto da equipe envolvida. Em ungulados selvagens o estresse tem grande importância fisiológica, podendo levar o animal inclusive ao óbito, e além dos riscos relacionados ao estresse, também existem riscos relacionados ao procedimento anestésico em si, portanto, é extremamente importante uma equipe capacitada para trabalhar com estas espécies, a fim de se evitar intercorrências nestes procedimentos. A vasectomia é um procedimento cirúrgico que visa o controle reprodutivo ao mesmo tempo em que se preserva as glândulas sexuais, e, portanto, a produção hormonal do animal. Em animais selvagens essa produção hormonal pode ser essencial para garantir a expressão de comportamentos normais. O presente relato tem como objetivo descrever o procedimento anestésico em um órix-do-cabo (*Oryx gazella*), de 9 anos de idade, com peso estimado de 200 Kg, para a realização de procedimento de vasectomia, tuberculinização e coleta de sangue. O animal recebeu dardo anestésico intramuscular contendo 500 mg de Zoletil® (250 mg de zolazepam e 250 mg de tiletamina) e 120 mg de xilazina, o que promoveu uma rápida indução. Também foram feitos 5 mL de propofol intravenoso (dose de 4 mg/Kg). Ao final do procedimento foi utilizada ioimbina intramuscular na dose de 0,125 mg/Kg com o intuito de reverter a xilazina, porém não se obteve o efeito desejado. Uma segunda aplicação intramuscular de ioimbina, dessa vez na dose de 0,15 mg/Kg foi realizada 5 horas após a primeira aplicação, porém também não foi eficaz para acelerar a recuperação do órix. A anestesia foi eficaz para a realização do procedimento cirúrgico, do exame de tuberculose e para a coleta de sangue, porém teve como efeitos indesejados uma produção excessiva de saliva e um tempo de recuperação muito elevado. A hipótese formulada para a razão do retorno anestésico lento foi uso de dose maior que 2.5 mg/Kg de Zoletil® e, principalmente, o uso da ioimbina como reversor da xilazina, que, segundo a literatura, não é efetiva para a recuperação anestésica de ruminantes, especialmente bovídeos selvagens. Uma alternativa mais eficaz em relação ao uso da ioimbina seria a utilização do atipamezol. Também se conclui que exames de rotina são de suma importância para a medicina veterinária preventiva de zoológicos, porém algumas espécies têm esses exames dificultados por serem de difícil contenção.

PALAVRAS-CHAVE: órix; antílope; anestesia; vasectomia.

ABSTRACT

Wild animal management requires the use of techniques that guarantee the safety of the animals and the team involved. In wild ungulates, stress is very important physiologically, and can even lead to the animal's death, and in addition to the risks related to stress, there are also risks related to the anesthetic procedure itself, so, a qualified team to work with these species is extremely important, in order to avoid complications in these procedures. Vasectomy is a surgical procedure that aims to control the reproduction while preserving the sexual glands and, consequently, the animal's hormonal production. In wild animals, this hormonal production may be essential to ensure the expression of normal behaviors. The present report aims to describe the anesthetic procedure in a 9-year-old gemsbok (*Oryx gazella*), weighing an estimated 200 kg, to perform a vasectomy, tuberculin skin test and blood collection. The animal received an intramuscular anesthetic dart containing 500 mg of Zoletil® (250 mg of zolazepam and 250 mg of tiletamine) and 120 mg of xylazine, which promoted rapid induction. 5 mL of intravenous propofol (dose of 4 mg/kg) was also administered. At the end of the procedure, intramuscular yohimbine was used at a dose of 0.125 mg/kg with the aim of reversing the xylazine, but it did not have the desired effect. A second intramuscular application of yohimbine, this time at a dose of 0.15 mg/kg, was performed 5 hours after the first application, but it was also not effective in accelerating the recovery of the oryx. Anesthesia was effective for carrying out the surgical procedure, tuberculosis examination and blood collection, but had the undesirable effects of excessive saliva production and a very long recovery time. The hypothesis formulated for the reason for the slow anesthetic return is the use of a dose greater than 2.5 mg/kg of Zoletil® and, mainly, the use of yohimbine as a xylazine reverser, which, according to some studies, is not effective for anesthetic recovery of ruminants, especially wild bovids. An alternative to using yohimbine is the use of atipamezole. It is also concluded that routine exams are extremely important for preventive veterinary medicine in zoos, however, some species have these exams difficult because they are difficult to contain.

KEYWORDS: oryx; antelope; anesthesia; vasectomy.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1:** Órix-do-cabo (*Oryx gazella*) em decúbito lateral esquerdo após cinco minutos de aplicação de dardo com Zoletil® e xilazina.24
- Figura 2:** Órix-do-cabo (*Oryx gazella*) com olhos e ouvidos tampados para evitar ao máximo estímulos durante o procedimento.25
- Figura 3:** Posicionamento de órix-do-cabo (*Oryx gazella*) e tricotomia da região escrotal visando adequado acesso cirúrgico para vasectomia.26
- Figura 4:** Local do acesso venoso.27
- Figura 5:** Anestesia local na região escrotal.27
- Figura 6:** Realização de duas incisões, cada uma com dois pontos simples separados, realizados com fio de Nylon 4-0, em região escrotal de órix-do-cabo (*Oryx gazella*) após vasectomia.28
- Figura 7:** Órix-do-cabo (*Oryx gazella*) posicionado para recuperação anestésica após procedimento de vasectomia. A seta destaca grande quantidade de saliva no chão, produzida pelo animal durante o procedimento.29

LISTA DE QUADROS

- Quadro 1:** Resultados de Hemograma e Perfil Bioquímico30

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

IUCN	União Internacional para a Conservação da Natureza
MC	Miopatia por captura
ATP	Adenosina trifosfato
IM	Intramuscular
SC	Subcutânea
IV	Intravenosa
FSH	Hormônio folículo estimulante
LH	Hormônio luteinizante
NO	Óxido nítrico
MDA	Malondialdeído
BAAR	Bacilo-álcool-ácido resistente
ELISA	<i>Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay</i>
MAPIA	<i>Multiantigen print immunoassa</i>
®	Marca registrada

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	11
2.	REVISÃO DE LITERATURA.....	12
	2.1. O Gênero <i>Oryx</i>.....	12
	2.2. Desafios Envolvendo Cuidados Veterinários em Ungulados Selvagens: Hipertermia e Miopatia de Captura.....	14
	2.3. Anestesia em Antílopes.....	18
	2.4. Vasectomia em Medicina Veterinária.....	22
3.	RELATO DE CASO.....	23
4.	DISCUSSÃO.....	30
5.	CONCLUSÃO.....	33
6.	REFERÊNCIAS.....	33

1. INTRODUÇÃO

O manejo de animais selvagens exige o uso de técnicas que garantam a segurança tanto dos animais quanto da equipe envolvida (Soares, 2021). Em muitos procedimentos existe a necessidade de que o animal seja sedado ou anestesiado devido à complexidade do procedimento a ser realizado, como em caso de cirurgias. Porém, algumas espécies animais podem demandar contenção farmacológica mesmo para procedimentos mais simples, devido às particularidades dessas espécies, que podem incluir agressividade ou serem muito sensíveis ao estresse (Horta, 2012; Quessada, 2015).

Em ungulados selvagens o estresse tem grande importância fisiológica, podendo levar o animal inclusive ao óbito. Segundo Spraker (1993), a miopatia de captura pode ser considerada uma estratégia para acelerar a morte de animais “presas” e, portanto, diminuir seu sofrimento. Sabendo da existência desse processo, é de suma importância que os profissionais envolvidos nos cuidados com espécies altamente suscetíveis à miopatia de captura, usem de estratégias técnicas para tornar os procedimentos com esses animais o menos estressante possível (Paterson, 2007; Horta, 2012).

Além dos riscos relacionados ao estresse em ungulados selvagens, também existem riscos relacionados ao procedimento anestésico em si, sendo comumente citadas manifestações adversas associadas ao uso dos fármacos anestésicos e sedativos, como depressão respiratória e hipertermia, e efeitos indiretos, como a aspiração de conteúdo estomacal. Nesse sentido, é extremamente importante uma equipe capacitada para trabalhar com estas espécies, a fim de se evitar intercorrências nestes procedimentos (Horta, 2012).

A vasectomia é um procedimento cirúrgico que visa o controle reprodutivo ao mesmo tempo em que se preserva as glândulas sexuais e, portanto, a produção hormonal do animal (Silva et al, 2018; Bosso et al, 2008, Nunes et al, 2020). Em animais selvagens essa produção hormonal pode ser essencial para garantir a expressão de comportamentos normais. Em algumas espécies, a ausência dos hormônios sexuais pode impossibilitar sua sobrevivência, justamente por reprimir comportamentos essenciais à sobrevivência da espécie (Silva et al, 2018; Nunes et al, 2020). Outra consequência da carência hormonal está relacionada a algumas

características sexuais secundárias, como por exemplo à má formação de chifres em veados (Ramos, 2004; Lobo, 2022). Cabe ao médico veterinário decidir pela melhor técnica de esterilização para cada caso (Silva et al, 2015).

Nesse contexto, o presente trabalho tem como objetivo relatar a anestesia e vasectomia de um órix-do-cabo (*Oryx gazella*), do Jardim Zoológico de Belo Horizonte, a fim de servir de informação para profissionais que trabalham com essa e com outras espécies de ruminantes selvagens.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Gênero *Oryx*

O gênero *Oryx* (Blainville, 1816) faz parte da família Bovidae, ordem Artiodactyla, e é constituído pelas espécies *Oryx beisa* (Ruppell, 1835), *Oryx dammah* (Cretzschmar, 1827), *Oryx leucoryx* (Pallas, 1777) e *Oryx gazella* (Linnaeus, 1758), cujos nomes populares são, respectivamente, órix-beisa, órix-cimitarra, órix-da-arábia e órix-do-cabo. O órix-cimitarra é a única espécie que não possui os cornos retos, sendo eles curvados para trás. O órix-beisa e o órix-do-cabo são muito semelhantes, porém se diferenciam pelo fato de que o último possui mais manchas negras nos membros e no flanco, além de possuir a cauda totalmente escura (IUCN, 2022; Teixeira, 2014; Walker, 1975).

Esses animais são ruminantes selvagens nativos da África e Arábia e fazem parte do diverso grupo de animais conhecidos como antílopes. O nome comum “antílope” é designado a vários ruminantes membros das famílias Antilocapridae e Bovidae (Ball, 2007).

A alimentação dos animais do gênero *Oryx* é baseada em gramíneas grossas e arbustos espinhosos, sendo que nas áreas desérticas e com restrições hídricas eles consomem raízes, tubérculos, folhas e melões selvagens (IUCN, 2022; Walker, 1975). Em cativeiro podem ser prescritas dietas baseadas em ração de cavalo, abóbora, banana, mamão, couve, sal mineral, capim e suplementos vitamínicos. Os bovídeos são considerados ruminantes verdadeiros, que possuem quatro câmaras gástricas - rúmen, retículo, omaso e abomaso (Teixeira, 2014).

Muitas espécies de antílopes se organizam em grupos hierárquicos. Alguns autores acreditam existir uma relação entre tamanho corporal, dieta e o sistema social, sendo que espécies menores e mais seletivas para alimentos são mais solitárias ou

formam pares, enquanto que espécies maiores e menos seletivas formam grandes rebanhos (Pough et al., 2008; Agudelo, 2012).

O período de gestação varia entre as espécies, mas é de cerca de 280 dias, e a maturidade sexual é atingida por volta dos 24 meses. Em situações de cativeiro em que não é possível deixar o filhote sob os cuidados da mãe, como em casos de doença da mãe ou do filhote, ou até mesmo rejeição do filhote pela mãe, é importante fazer a administração de colostro via sonda gástrica ou mamadeira, que pode inclusive ser de bovídeos domésticos. Outra opção é a transfusão intraespecífica de plasma, porém os riscos para o recém-nascido são maiores (Teixeira, 2014; Walker, 1975).

De acordo com a IN 004/2002 do IBAMA as instalações para órix devem ter área de 300 m² para dois indivíduos, tanque espelho d'água de 15m² com 0,5m de profundidade, cambiamento de 3m² com barreira visual sólida, maternidade de 3m², nível de segurança II, piso de terra, vegetação arbórea, arbustiva e pontos de fuga. Além disso, a instalação deve ter abrigo de 3 m² (Teixeira, 2014; Brasil, 2002).

De acordo com a lista vermelha da União Internacional para Conservação da Natureza (IUCN) o órix-beisa encontra-se na classificação “em perigo” (*Endangered - EN*), o órix-cimitarra é classificado como espécie “extinta na natureza” (*Extinct in the Wild - EW*), o órix-da-arábia como “vulnerável” (*Vulnerable - VU*) e o órix-do-cabo como “pouco preocupante” (*Least Concern - LC*) (IUCN, 2022).

Na década de 1960 ocorreu um grande declínio populacional do órix-árabe e em 1972 o animal foi considerado extinto da natureza por pesquisadores. Esse declínio ocorreu principalmente devido à caça e à captura ilegal de indivíduos para serem comercializados (Spalton et al, 1999; Landau et al, 2021). Devido a este contexto, foi iniciado um programa de reintrodução da espécie, e em 1982 os primeiros indivíduos foram reintroduzidos em Omã (Spalton et al, 1999). No início dos anos 1990 a população selvagem era de mais de 100 indivíduos e o monitoramento da espécie mostrava resultados promissores, sendo que em 1996 a população de vida livre era estimada em 400 animais. Porém, a caça e a captura ilegal voltaram a ameaçar a população do órix-da-arábia e em 1998 a população selvagem não era mais considerada viável. Em março de 1998 a população era estimada em 310 indivíduos e em setembro do mesmo ano a população caiu para 138 (Spalton et al, 1999). A monitoração da espécie e as ações visando a conservação se mantiveram. No ano de 2011, o órix-árabe deixou de ser considerado “Em Perigo” (*Endangered - EN*) e foi

reclassificado como “Vulnerável” (*Vulnerable* - VU) pela lista vermelha da IUCN (Landau et al, 2021; IUCN, 2022).

De acordo com uma publicação de 2022 da Universidade de Sydney, a população selvagem desse animal era estimada em 1.200 e a população em cativeiro estava entre 6.000 e 7.000 indivíduos nesse ano. Estudos genéticos com DNA de órix-árabe estão em andamento nessa mesma instituição (Smith, 2022).

2.2. Desafios dos cuidados Veterinários em ungulados selvagens: hipertermia e miopatia de captura

Os ungulados selvagens são geralmente animais muito suscetíveis ao estresse, o que pode levá-los a condições graves e potencialmente fatais. Do ponto de vista médico, o estresse é uma resposta generalizada e inespecífica do organismo a fatores que oprimam ou ameacem oprimir a homeostase. O organismo responde com o objetivo de superar a alteração detectada e esse estresse muitas vezes está relacionado com a habilidade de sobrevivência do animal (*good stress*), porém uma estimulação muito intensa ou duradoura pode ser prejudicial. O estresse pode ser induzido por uma série de estímulos nocivos, sendo eles físicos, químicos, fisiológicos, emocionais ou comportamentais (Fowler, 2008; Paterson, 2007; Horta, 2012).

Alguns agentes estressores podem causar respostas específicas, porém de um modo geral todos os tipos de estresse geram uma resposta inespecífica e generalizada neuronal e endócrina com participação direta e indireta do hipotálamo (Paterson, 2007). Dentre os eventos dessa resposta generalizada a uma situação estressante destaca-se a ativação do Sistema Nervoso Simpático que, para a reação de fuga ou luta, promove a liberação de catecolaminas pela adrenal, que induz uma série de efeitos fisiológicos para auxiliar no combate a uma emergência. Também ocorre a ativação do eixo hipotálamo-pituitária-adrenal, em que há a liberação de glicocorticoides e mobilização de energia, e a ativação do sistema renina-angiotensina-aldosterona, que faz a retenção de sódio e água e aumenta o volume plasmático (Paterson, 2007).

Uma resposta fisiológica comum em ungulados selvagens é a hipertermia, que pode ser causada por perseguições, estresse, temperatura ambiente elevada e até mesmo por agentes anestésicos, como os agonistas α 2-adrenérgicos (Paterson, 2007).

Temperaturas acima de 41°C devem ser consideradas como sinal de emergência e o animal deve ser resfriado. Para isso, pode ser realizado o posicionamento do animal na sombra, aplicação de água fria sobre o corpo ou através de enema, ventilação do local, cobrir as regiões inguinais e axilares com gelo e realizar a administração de fluidos frios por via intravenosa. Em alguns casos também podem ser utilizados anti-inflamatórios não-esteroidais. Outro tratamento importante para animais hipertérmicos é a suplementação de oxigênio, visto que pode ocorrer hipoxemia durante a hipertermia, já que acima de 41°C as demandas de oxigênio do organismo excedem a capacidade do sistema cardiovascular (Paterson, 2007).

Durante a hipertermia, podem ocorrer danos em órgãos internos incluindo o cérebro, o que pode ocasionar em convulsões e morte por anoxia, principalmente quando as temperaturas atingem a faixa entre 42-43°C. Importante ressaltar que o resfriamento do animal deve ocorrer de forma gradual, uma vez que o resfriamento rápido pode desencadear distúrbios de coagulação (Ko, West, 2007; Paterson, 2007; Horta, 2012).

O estresse, principalmente quando associado a um esforço físico intenso, pode levar os ungulados selvagens a uma condição denominada miopatia de captura (MC), também conhecida como rabdomiólise por esforço. Essa doença metabólica é potencialmente fatal e as perseguições e imobilizações representam um grande risco para o seu desenvolvimento nos animais, uma vez que elas combinam o estresse com o esforço físico (Azevedo, 2022).

A fisiopatologia da miopatia de captura está relacionada com a exaustão dos mecanismos fisiológicos que visam fornecer energia ao animal em situações de fuga ou luta. Ocorre diminuição do aporte de oxigênio para os tecidos, causada pelo esgotamento da adenosina trifosfato muscular (ATP), e o declínio da energia aeróbia leva a um intenso metabolismo anaeróbio com consequente produção de ácido lático e acidose metabólica. O ácido lático somado à diminuição da distribuição de oxigênio para os tecidos causa intensa destruição e necrose muscular cuja principal consequência é a liberação de mioglobina que é altamente nefrotóxica e pode levar a necrose tubular e insuficiência renal. Outra consequência das lesões nas células musculares é a liberação de íons cálcio e potássio, o que pode causar alterações cardíacas (Lobo, 2022; Azevedo, 2022).

De um modo geral, existem variações da miopatia de captura, que pode variar de uma síndrome hiperaguda, com morte em até 6h, até uma condição de curso mais

lento, com morte após dias do evento estressante. O animal pode apresentar como sinais clínicos taquipneia, taquicardia, pulso fraco, hipertermia, letargia, torcicolo e mioglobínúria. Em casos severos o indivíduo pode não conseguir se manter em estação, devido às intensas rupturas musculares. Na bioquímica sérica é possível observar aumento das enzimas aspartato aminotransferase (AST), desidrogenase láctica (LDH) e CK, além do aumento da ureia (Breed et al., 2020; Paterson, 2007; Lobo, 2022).

Os achados *post mortem* para animais que desenvolveram uma síndrome hiperaguda podem incluir congestão intensa em intestino delgado, fígado e pulmões e edema pulmonar. Na histopatologia podem ser observadas áreas multifocais de necrose no tecido muscular esquelético, cérebro, fígado, coração, glândulas adrenais, linfonodos, baço, pâncreas e túbulos renais (Breed et al., 2020; Lobo, 2022).

Já em animais em que óbito ocorreu mediante uma síndrome aguda, na macroscopia da necropsia pode ser observado nefromegalia e alteração de coloração dos rins. A vesícula urinária pode encontrar-se vazia ou com pouca urina de coloração acastanhada. Os músculos extensores e flexores dos membros e os músculos da zona cervical e lombar podem apresentar regiões pálidas multifocais visíveis. Na microscopia é possível observar dilatação dos túbulos e necrose renal, além de rabiólise aguda (Breed et al., 2020; Paterson, 2007; Lobo, 2022).

Nas mortes decorrentes de miopatia de captura com curso mais lento são observadas lesões pálidas extensas em musculaturas e hemorragias subcutâneas. Na histopatologia pode ser possível observar necrose severa e difusa em tecido muscular esquelético (Paterson, 2007; Lobo, 2022).

O tratamento da miopatia de captura tem baixa taxa de sucesso e normalmente é feito com o uso de analgésicos, relaxantes musculares, oxigenoterapia e correção da acidose metabólica com fluidoterapia e administração de bicarbonato de sódio (Azevedo, 2022; Lobo, 2022; Paterson, 2007; Ward et al. 2011). Alguns autores também sugerem suporte nutricional e fisioterapia (Azevedo, 2022; Lobo, 2022; Sawicka et al. 2015; Businga et al. 2007; McEntire et al, 2017).

A administração de anti-inflamatórios não esteroidais pode ser eficiente para analgesia, porém devem ser usados com cautela pois alguns desses fármacos podem ser nefrotóxicos e, portanto, exacerbar a lesão renal já existente pela miopatia de captura. Os opioides também podem ser utilizados para a analgesia, porém podem causar excitação, rigidez muscular, hipoventilação, aumento da secreção de

catecolaminas e hipertermia; condições essas que podem favorecer ainda mais o desdobramento da MC. Já os corticoides devem ser utilizados com cautela por causarem imunossupressão (Lobo, 2022; Paterson, 2007).

Apesar da eficácia não comprovada, benzodiazepínicos podem ser úteis no tratamento da miopatia de captura devido aos efeitos anticonvulsivos, ansiolíticos e miorrelaxantes (Lobo, 2022; Breed et al., 2020; Paterson, 2007).

Para correção da acidose metabólica pode ser realizada fluidoterapia endovenosa. A administração de solução salina com bicarbonato de sódio aparenta ser útil para tratar acidose metabólica, hipercalemia e mioglobinúria em alguns casos. Para essa administração é importante monitorar o pH sanguíneo, pois a infusão pode levar a alcalose metabólica ou acidose do líquido cefalorraquidiano (Lobo, 2022; Breed et al., 2020; Paterson, 2007).

O estresse e o esforço físico intenso têm como consequência o aumento da produção de radicais livres, devido ao intenso aumento do metabolismo celular. Nesse sentido, o uso de antioxidantes, como a vitamina E e o selênio, pode ser uma vantagem no tratamento da MC, uma vez que eles atuam como cofatores de enzimas na redução desses radicais livres (Lobo, 2022; Breed et al., 2020).

A fisioterapia auxilia na restauração da coordenação, força e função neuromuscular, porém ela pode ser difícil de ser realizada em algumas espécies (Lobo, 2022; Paterson, 2014; Horta, 2012). O oxigênio hiperbárico é utilizado como adjuvante no tratamento de humanos com rabdomiólise grave e insuficiência renal aguda (Abdullah et al., 2006; Lobo, 2022) podendo tornar-se mais acessível em medicina veterinária futuramente (Lobo, 2022).

Uma vez que a miopatia de captura tem um prognóstico desfavorável, é de suma importância buscar ao máximo preveni-la. A prevenção dessa síndrome baseia-se principalmente em reduzir ao máximo o estresse e o esforço físico do animal (Horta, 2012). O tempo de perseguição deve ser de, no máximo, 5 minutos, deve ser escolhido um dia e horário de temperaturas mais amenas, escolher fármacos de rápida indução e reduzir ao máximo os estímulos visuais e auditivos (Soares, 2021; Hernandez, 2014; Paterson 2007).

2.3. Anestesia em antílopes

A anestesia de antílopes é historicamente um desafio. As principais possíveis complicações incluem timpanismo, regurgitação e pneumonia aspirativa, sendo que o decúbito lateral esquerdo aumenta as chances de timpanismo e regurgitação, o que deve ser levado em consideração ao definir o posicionamento do animal durante e após o procedimento (Ball, 2007; Teixeira, 2014). Apesar de jejuns prolongados (24h-36h de jejum alimentar e 8h-12h de jejum hídrico) diminuam a chance de aspiração de conteúdo ruminal (Teixeira, 2014) é importante citar que mesmo com a realização do jejum pode ocorrer regurgitação durante a anestesia, além do fato de que o jejum pode induzir bradicardia (Ball, 2007).

Fármacos agonistas $\alpha 2$ -adrenérgicos, como a xilazina, podem contribuir para uma maior chance de regurgitação (Horta, 2021). Para antílopes pode ser recomendado jejum de 18 a 24 horas antes do procedimento, sendo que Ball (2007) sugere jejum apenas de concentrado, deixando grama, feno e água à vontade antes da anestesia. Esse autor também cita a importância de manter as condições ambientais as mais normais possíveis para o animal, sendo que o isolamento do indivíduo antes da anestesia pode estressá-lo.

O aumento da pressão intragástrica pode interferir diretamente no diafragma do animal e conseqüentemente na respiração. Esse aumento pode levar a uma distensão ruminal que desloca o diafragma cranialmente, afeta a dinâmica pulmonar e diminui a frequência respiratória. Importante não flexionar a cabeça do animal pois isso reduz o fluxo de ar durante a respiração (Ball, 2007; Fowler, 2008; Caulkett, Arnemo, 2007).

Para o acesso venoso dos antílopes são preconizadas as veias auricular, cefálica, jugular, safena medial, safena lateral e torácica lateral. Para facilitar a colocação do cateter em locais de pele mais espessa pode ser feito um pequeno corte com lâmina de bisturi ou agulha calibrosa na pele, no local onde será inserido o cateter. Importante ter cuidado para não atingir o vaso nesse momento, podendo ser feito reposicionamento da pele durante o corte para evitar que isso aconteça. Escalpes podem ser utilizados para acesso venoso por curtos períodos ou em emergências. Os sítios arteriais mais comuns para acesso são as vias radial, caudal, auricular e as artérias digitais comuns. Para avaliar o pulso do animal podem ser utilizados todos os sítios citados anteriormente para acesso arterial além da artéria facial, que é palpável

na maioria dos antílopes, porém em algumas espécies pode ser difícil o acesso (Ball, 2007).

Na ausência de um valor de referência específico para a espécie, a frequência cardíaca em repouso utilizada como valor de referência para antílopes geralmente é a de bovinos domésticos (média de 80 batimentos por minuto). Esse valor varia com o tamanho e a idade do animal, sendo que ruminantes menores geralmente têm uma frequência cardíaca maior (cerca de 110 batimentos por minuto). A frequência cardíaca durante uma contenção física ou logo após a disparada do dardo tendem a estar elevadas e diminui conforme a sedação se aprofunda (Ball, 2007).

É essencial realizar o monitoramento da temperatura de antílopes durante a anestesia, visto que essas espécies são altamente suscetíveis a hipertermia e miopatia de captura. As causas mais comuns de hipertermia incluem ambiente com temperatura elevada, indução anestésica prolongada, estresse e utilização de fármacos que deprimem os mecanismos de termorregulação. Para tratar a hipertermia externamente pode ser feito água fria de forma tópica ou via enema. Outra forma de resfriar o animal é através da ventilação, que vai ajudar na dissipação de calor, e para tal a anestesia deve ser aprofundada e o animal deve ser entubado. De forma adjunta à ventilação podem ser administrados fluidos, de forma moderada, pela via intravenosa e anti-inflamatórios não-esteroidais (Ball, 2007; Fowler, 2008) (Ver Item 2.2).

A entubação é recomendada para qualquer tipo de anestesia para animais com muita tendência a regurgitação, o que é o caso do elande-gigante (*Taurotragus derbianus*), do duiker (*Cephalophus adersi*) e do addax (*Addax nasomaculatus*). Segundo Ball (2007), nessas espécies a elevada tendência à regurgitação pode estar relacionada com uma ruminite subclínica. Em antílopes em que esse risco é menor, a entubação é recomendada em anestésias para transporte do animal e procedimentos de duração maior que 1 hora (Ball, 2007).

A classe de drogas mais utilizada para a anestesia de antílopes é a dos opioides. Uma das vantagens do uso desses fármacos é a possibilidade de antagonizá-los para garantir uma recuperação mais rápida e suave. O thiafentanil já foi utilizado com sucesso para a anestesia de *Taurotragus oryx*, *Tragelaphus strepsiceros* e *Kobus ellipsiprymnus*. A combinação de thiafentanil com medetomidina e cetamina foi eficiente para a anestesia de *Hippotragus equinus*, *Oryx gazella*, *Sigmoceros lichtensteini* e *Tragelaphus angasii*. Para antagonizar o thiafentanil pode ser utilizado naltrexona intravenosa (IV) ou intramuscular (IM) na dose de 30mg de naltrexona

para cada 1mg de thiafentanil. De acordo com Kreeger (2001), a combinação de thiafentanil com xilazina foi considerada a melhor para a anestesia de *Antilocapra americana*. O carfentanil e a etorfina são os opioides mais utilizados para a anestesia de antílopes e são frequentemente combinados com α_2 -agonistas. Essa combinação é vantajosa por ser possível diminuir a dose, volume de medicamento e tempo de indução. Além disso, ocorre um maior relaxamento muscular na combinação com o α_2 -agonista do que na utilização do opioide isoladamente. Podem ser utilizadas combinações de carfentanil com xilazina e etorfina com xilazina, sendo que a última normalmente possui tempos de recuperação menores. A combinação de detomidina com opioides também é utilizada em algumas espécies de antílopes. Segundo Ancrenaz (1996) em órix-árabe e órix-cimitarra a anestesia por longos períodos, com a combinação de etorfina e medetomidina teve menos complicações do que com carfentanil e xilazina.

A associação de carfentanil, cetamina e xilazina se mostrou mais eficiente para a anestesia de *Tragelaphus eurycerus* do que o carfentanil sozinho e associado com xilazina. Segundo Schumacher (1997), a combinação de carfentanil e xilazina pode causar hipoxemia e hipertensão nessa espécie. Para antagonizar o carfentanil e a etorfina deve ser utilizada naltrexona na dose de 100 vezes a dose de carfentanil e 15 vezes a dose de etorfina. Normalmente a dose é dividida entre as vias intravenosa (IV), intramuscular (IM) e subcutânea (SC), sendo que é recomendado um terço da dose IV e o restante SC, porém estudos com cabras sugerem que não há vantagem em dividir a dose para antagonizar o carfentanil (Ball, 2007).

Caso opioides não estejam disponíveis, a combinação de tiletamina, butorfanol e α_2 -agonista pode ser utilizada em antílopes. A associação de xilazina com butorfanol e tiletamina tem uma indução mais rápida, porém uma menor duração do efeito da anestesia quando comparada à associação de medetomidina, butorfanol e tiletamina. Já a combinação de detomidina, butorfanol e tiletamina tem um longo período de ação. A combinação de tiletamina apenas com xilazina é utilizada para anestesia de órix-cimitarra e órix-árabe, porém essa associação possui como desvantagens uma recuperação agitada, hipersalivação e rigidez muscular. O doxapram pode ajudar a acelerar o período de recuperação de antílopes anestesiados com essa combinação. Outra combinação possível é a de cetamina com detomidina, que é preconizada para a anestesia de *Litocranius walleri* (Ball, 2007).

De acordo com Ball (2007), o uso de fármacos α_2 -agonistas pode fazer com que as mucosas dos antílopes fiquem pálidas por um curto período após a administração. É esperado que as mucosas voltem a coloração normal de 20 a 30 minutos após aplicação do α_2 -agonista ou logo em seguida, se ele for antagonizado. Segundo esse mesmo autor, rotineiramente a xilazina não é antagonizada em antílopes, pois ela ajuda em uma tranquilização pós anestésica que permite aos animais retornarem ao ambiente e aos rebanhos com maior facilidade, porém existem relatos do uso eficaz de reversores da xilazina em antílopes e outros ruminantes selvagens, com destaque para o atipamezol, que parece ser o mais eficaz (Horta, 2012; Caulkett, Arnemo, 2007).

Para o início da anestesia os fármacos podem ser administrados via dardo, e tanto o disparo do dardo, quanto a posterior captura do animal devem ser realizados de forma eficiente. Para reduzir a chance de complicações envolvendo estresse e hipertermia, o disparo deve ser rápido, sendo que os animais não devem ser perseguidos por mais de dois minutos antes da aplicação do dardo. Os sítios de eleição para a aplicação do dardo são as massas musculares do ombro, pescoço e parte superior da perna. A aplicação deve ser intramuscular (IM) profunda, sendo que a indução será lenta ou ineficiente se o dardo for aplicado no subcutâneo (SC) ou nos espaços intraperitoneal e intratorácico, o que pode levar à hipertermia. Para escolher a espessura da agulha e a velocidade do lançamento do dardo, a espessura da pele do antílope deve ser levada em consideração. Animais obesos podem ter tempos de indução prolongados por conta da injeção das medicações em tecido adiposo. A adição de hialuronidase às drogas de indução pode auxiliar nesses casos e nos animais que possuem a pele muito grossa. Assim que o antílope estiver seguro para a abordagem, seus olhos e ouvidos devem ser tampados para reduzir ao máximo a quantidade de estímulos (Ball, 2007).

A indução prolongada ou inadequada pode levar à miopatia de captura (rabdomiólise por esforço) e conseqüentemente ao óbito do animal, que pode acontecer tanto durante ou pouco tempo depois da anestesia, quanto dias após o procedimento (Ver Item 2.2.) (Fowler, 2008; Ball, 2007; Horta, 2012, Azevedo, 2022, Lobo, 2022).

O despertar da anestesia pode ser uma experiência estressante para estes animais. Geralmente após antagonizar a fração opioide da anestesia, a recuperação

leva alguns minutos e na maioria das circunstâncias quando não se antagoniza a fração de sedativo o despertar do animal é mais calmo (Ball, 2007).

2.4. Vasectomia em medicina veterinária

A vasectomia pode ser definida como um procedimento cirúrgico de interrupção dos ductos deferentes para impedir a passagem de espermatozoides, o que provoca azoospermia no líquido seminal e conseqüentemente incapacidade reprodutiva (Silva, 2021; Sancak, 2023).

É optado pela vasectomia e não pela castração (orquiectomia) de um espécime animal quando existe interesse em preservar as características sexuais e os níveis hormonais do indivíduo, ao mesmo tempo em que a capacidade reprodutiva é interrompida. Esse interesse pode ser baseado em manter comportamentos naturais do animal, como por exemplo o estabelecimento de grupos, hierarquia e dominância (Silva, 2018; Bosso, 2006). Segundo Nunes e colaboradores (2020) os níveis de testosterona não são importantes apenas para a espermatogênese e as características sexuais secundárias, mas afetam diretamente as marcações glandulares, a libido e o status social e, portanto, os métodos de esterilização que preservam as glândulas sexuais são eficazes para manutenção das relações naturais nos grupos de animais.

Sancak (2023) realizou um estudo que avaliou os níveis de hormônio folículo estimulante (FSH), hormônio luteinizante (LH), testosterona, óxido nítrico (NO) e malondialdeído (MDA) em ratos submetidos à vasectomia e à castração. O estudo mostrou que no grupo de castração os valores de FSH, LH, NO e MDA aumentaram e os de testosterona diminuíram em comparação com o grupo controle e o grupo vasectomia. O autor concluiu que a vasectomia é um método mais saudável por não alterar os níveis hormonais e não aumentar o estresse oxidativo.

De acordo com Silva (2018), as técnicas de esterilização que preservam as gônadas (vasectomia para machos e laqueadura para fêmeas) devem ser empregadas para saguis-de-tufo-preto (*Callithrix penicillata*) para o controle populacional dessa espécie invasora, pois a preservação das glândulas sexuais é imprescindível para a produção hormonal que permitirá aos indivíduos se estabelecerem e viver em grupos após soltura na natureza.

Em alguns animais os níveis hormonais são essenciais para garantir características físicas importantes da espécie. É o caso dos cervídeos, cujo ciclo adequado dos chifres é dependente da testosterona. Nesses animais deve-se optar pela vasectomia, caso haja interesse em interromper a reprodução, e evitar problemas de desenvolvimento e mineralização dos chifres (Ramos, 2004; Lobo, 2022).

A técnica cirúrgica da vasectomia consiste em realizar uma incisão mediana ventral com o objetivo de alcançar o funículo espermático e seus ductos, sendo que também podem ser feitas incisões bilaterais entre a bolsa escrotal e o anel inguinal, sendo uma para localizar o ducto deferente do lado esquerdo e outra para o do lado direito. Após identificar essas estruturas deve-se divulsionar os ductos deferentes da fâscia espermática, da veia e da artéria. Logo em seguida deve-se pinçar duas porções do ducto deixando um pequeno espaço entre as pinças e realizar dois cortes: um acima da pinça caudal e outro abaixo da pinça cranial, para fazer a excisão de uma porção do ducto deferente. Por fim, é realizada a ligadura das duas extremidades, inspeção para detectar sangramentos, reposicionamento das estruturas e síntese da pele (Silva, 2018; Pereira, 2020).

3. RELATO DE CASO

Em setembro de 2023 a equipe veterinária da Fundação Zoobotânica de Belo Horizonte decidiu realizar a vasectomia de um órix-do-cabo (*Oryx gazella*), pois esse animal seria realocado para um recinto onde viveria junto de sua irmã. Durante a anestesia a qual o animal foi submetido para a cirurgia, também foi realizada coleta de sangue e exame de tuberculose.

O indivíduo em questão é um órix de 9 anos de idade, nascido no próprio Zoológico de Belo Horizonte em 22/08/2014. O peso do animal foi estimado em 200 Kg. O animal foi submetido a jejum de 24h de concentrado e 12h de volumoso e água.

Para o início da anestesia foi feita aplicação de dardo anestésico contendo 500 mg de Zoletil® (250 mg de tiletamina e 250 mg de zolazepam) e 120 mg de xilazina. O dardo foi aplicado na musculatura do membro anterior esquerdo e teve um volume total de 7 mL, sendo que foi realizada diluição de 250 mg de Zoletil® em pó em 1,2 mL de xilazina 10%, diluição de mais 250 mg de Zoletil® em pó em 3 mL de água para injeção, e, por fim, foi adicionado mais 2,8 mL água para injeção ao dardo para completar o volume de 7 mL. As doses utilizadas foram de 2,5 mg/Kg de Zoletil® e

0,6 mg/Kg de xilazina. A aplicação do dardo ocorreu às 9:53h e às 9:58h o animal já estava em decúbito lateral esquerdo (Figura 1).



Figura 1: Órix-do-cabo (*Oryx gazella*) em decúbito lateral esquerdo após cinco minutos de aplicação de dardo com Zoletil® e xilazina.

Fonte: Arquivo do Zoológico de Belo Horizonte.

Aproximadamente 10 minutos após a aplicação do dardo o animal começou a ser manejado. Primeiramente os ouvidos foram tampados com algodão e os olhos com uma toalha (Figura 2). Logo em seguida o animal foi movimentado e devidamente posicionado em decúbito lateral direito e o membro posterior esquerdo foi amarrado posicionado para cima para permitir o acesso cirúrgico adequado (Figura 3). Após tricotomia da região escrotal foi realizada antissepsia com clorexidina degermante e alcoólica. O acesso venoso foi realizado na veia cefálica do membro anterior direito (Figura 4) e às 10:06h foi administrado 5 mL de propofol pela via intravenosa (IV).



Figura 2: Órix-do-cabo (*Oryx gazella*) com olhos e ouvidos tampados para evitar ao máximo estímulos durante o procedimento.

Fonte: Arquivo do Zoológico de Belo Horizonte



Figura 3: Posicionamento de órix-do-cabo (*Oryx gazella*) e tricotomia da região escrotal visando adequado acesso cirúrgico para vasectomia.

Fonte: Arquivo do Zoológico de Belo Horizonte.

Às 10:12h foi realizada anestesia local na região escrotal com lidocaína 2% (Figura 5) e logo em seguida o procedimento cirúrgico teve início. Foi feita uma incisão com lâmina de bisturi tamanho 15 no lado esquerdo da região escrotal com o intuito de identificar o ducto deferente esquerdo. Após a identificação, o ducto foi pinçado em dois pontos, com aproximadamente 3 cm de distância, e em seguida seccionado com bisturi. Foram feitas ligaduras com fio de Nylon 4-0 nas extremidades do ducto e após conferir que não haviam sangramentos as pinças foram retiradas e o ducto vasectomizado devolvido para a cavidade abdominal. A sutura da pele foi feita com dois pontos simples separados e fio de Nylon 4-0. Foi então realizada uma segunda incisão, dessa vez do lado direito, e repetidas todas as etapas com o ducto deferente do lado direito. O animal ficou com duas incisões, cada uma com dois pontos simples separados (Figura 6). O procedimento cirúrgico terminou às 10:55 h

(33 minutos de duração). Durante o procedimento o animal produziu grande quantidade de saliva (Figura 7).



Figura 4: Local do acesso venoso (veia cefálica em membro anterior direito).

Fonte: Arquivo do Zoológico de Belo Horizonte.

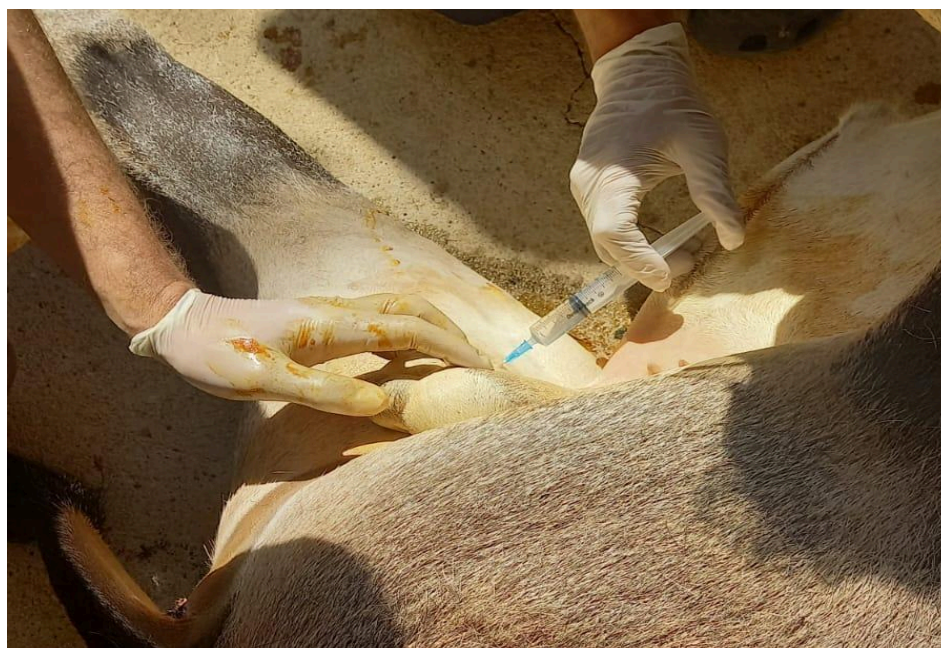


Figura 5: Anestesia local na região escrotal.

Fonte: Arquivo do Zoológico de Belo Horizonte.



Figura 6: Duas incisões, cada uma com dois pontos simples separados, realizados com fio de Nylon 4-0, em região escrotal de órix-do-cabo (*Oryx gazella*) após vasectomia.

Fonte: Arquivo do Zoológico de Belo Horizonte.

Durante a cirurgia foi realizada coleta de sangue para realização de hemograma, perfil bioquímico e exame de hemoparasitoses. Os resultados do hemograma e perfil bioquímico estão apresentados no Quadro 1. O exame de hemoparasitos foi realizado através de esfregaço sanguíneo e PCR e foi negativo para todos os microrganismos pesquisados (gêneros *Babesia*, *Theileria* e *Anaplasma*). Também foram feitas aplicações de tuberculina bovina e aviária com o intuito de realizar a prova de tuberculinização. As aplicações ocorreram na região cervical do animal pela via intradérmica, após a tricotomia da região. A tuberculina aviária foi aplicada cranial e a bovina caudal. Após 72h da aplicação foi observado que o teste foi negativo, uma vez que não houve alteração visual sugestiva de hipersensibilidade nos locais de aplicação.

Durante todo o procedimento anestésico, o animal foi monitorado através de monitor multiparamétrico e a temperatura retal (TR) mensurada a cada 10 minutos, com auxílio de um termômetro digital. A frequência cardíaca (FC) variou de 45 bpm a 74 bpm, a frequência respiratória (FR) de 60 mpm a 64 mpm e a temperatura retal (TR) de 36,4°C a 36,8°C.

Antes do término do procedimento, às 10:40 h, foram aplicados penicilina na dose de 40.000 UI/Kg, meloxicam na dose de 0,3 mg /Kg, dipirona na dose de 20 mg/Kg e ivermectina na dose de 0,2 mg/Kg.



Figura 7: Órix-do-cabo (*Oryx gazella*) posicionado para recuperação anestésica após procedimento de vasectomia. A seta destaca grande quantidade de saliva no chão, produzida pelo animal durante o procedimento.
Fonte: Arquivo do Zoológico de Belo Horizonte.

Às 11:05 h foi feita uma dose de 0,125 mg/Kg de ioimbina, aplicada pela via intramuscular (IM), com o intuito de reverter a xilazina. Essa administração só ocorreu após desligar e guardar todos os aparelhos da anestesia, retirar todos os utensílios do recinto, remover o acesso venoso e posicionar o animal em decúbito esternal. Após a administração, todas as pessoas saíram rapidamente do local. A administração da ioimbina não foi realizada pela via intravenosa (IV) pois a equipe ficou receosa de que o animal acordasse antes que fosse possível esvaziar o recinto. A aplicação da ioimbina não obteve o efeito esperado pois o animal demorou muito tempo para acordar.

Às 11:30 h o animal se movimentou um pouco, mas nada que indicasse que estava para despertar. Às 11:51h, um membro da equipe veterinária entrou no recinto para colocar a cabeça do órix para baixo com o intuito de prevenir que o animal aspirasse saliva.

Após passadas quase 5 horas do fim do procedimento cirúrgico o animal ainda não havia acordado e, portanto, foi realizada nova aplicação de ioimbina, dessa vez na dose de 0,15 mg/Kg às 15h50. A recuperação total ocorreu por volta das 19h.

Quadro 1: Resultados do Hemograma e Perfil Bioquímico

Parâmetro Avaliado	Resultado	Valor de Referência
Eritrócitos	13,7 x 10 ⁶ /mL	8,85 a 15,07 x10 ⁶ /mL
Hemoglobina	15,6 g/dL	31,6 a 48,2 g/dL
HCM	11,3 pg/cel	10 a 13,8 pg/cel
Leucócitos	3.850 /mm ³	3,913 a 9,777 x10 ³ /mL
Plaquetas	268 x 10 ⁶ /mL	224 a 376 x 10 ⁶ /mL
Ureia	29,7 mg/dL	18 a 34 mg/dL
Creatinina	2,0 mg/dL	1,5 a 2,3 mg/dL
Proteína Total	6,7 g/dL	6,3 a 7,5 g/dL
ALT	22,7 U/L	17 a 81 U/L
AST	19,9 U/mL	41 a 159 U/L

*Valores de Referência de acordo com as tabelas 52.7 e 52.8 do capítulo 52 do Tratado de Animais Selvagens 2ed.

4. DISCUSSÃO

A combinação de tiletamina, zolazepam e xilazina é amplamente utilizada para anestesia de ruminantes selvagens, resultando em induções rápidas, como a do órix deste relato, que ocorreu em cerca de 5 minutos (Horta, 2021; Miller et al., 2003a). A associação de tiletamina apenas com xilazina é utilizada para anestesia de animais do gênero *Oryx*, porém podem gerar uma recuperação agitada, hipersalivação e rigidez muscular (Ball, 2007). Dentre estes efeitos colaterais, o único observado no caso foi a

hipersalivação. Ainda segundo Ball (2007) o doxapram pode ajudar a acelerar o período de recuperação de antílopes anestesiados com esses fármacos, o que não foi realizado nesse caso, no qual o animal demorou muitas horas para se recuperar.

No relato de Horta (2012) a anestesia de um antílope-negro com 65 mg de tiletamina + zolazepam e 65 mg de xilazina (dose de aproximadamente 2 mg/Kg) produziu uma indução anestésica em 8 minutos, tempo semelhante ao observado no órix-do-cabo do presente relato. Nesse antílope também foi feita manutenção anestésica com propofol, assim como no órix, porém para a reversão anestésica desse animal foi utilizado o atipamezol (7 mg pela via IV) e não a ioimbina. O animal foi mantido em uma caixa de transporte que não permitia que ele se levantasse, portanto não é possível fazer afirmações precisas sobre o tempo de recuperação, porém ele levantou a cabeça e apresentou sinais de consciência passado apenas 1 minuto da administração do reversor, o que foi um indicativo de seu rápido efeito (Horta, 2012). Aparentemente, em ruminantes selvagens, doses de tiletamina + zolazepam de até 2,5 mg/Kg resultam em recuperações relativamente rápidas após a reversão da xilazina (Caulkett et al., 2000; Janovsky et al., 2000; Horta, 2012). Uma dose de 4,5 mg/Kg resultou em recuperação prolongada em veado-de-cauda-branca (*Odocoileus virginianus*) (Miller et al., 2003). Além disso, nessa espécie a reversão da xilazina com ioimbina teve recuperações mais prolongadas do que as reversões por atipamezol e tolazolina. A dose de Zoletil® (tiletamina + zolazepam) utilizada no órix desse relato foi de 3 mg/Kg.

A ioimbina é eficaz para a reversão da xilazina em diversas espécies, porém aparenta ser menos eficaz em ruminantes, especialmente nos bovídeos selvagens (Grimm, Lamont, 2007; Caulkett, Arnemo, 2007; Horta, 2012). Já o atipamezol é um antagonista α 2-adrenérgico bem mais específico e potente, sendo que é esperada recuperação após administração IV de cerca de 2 minutos e de 5-10 minutos após administração IM. Essa recuperação muito rápida pode oferecer risco para a equipe, e uma limitação importante desse fármaco é seu custo elevado (Caulkett, Arnemo, 2007; Horta, 2012). No entanto, Ball (2007) sugere que a não reversão da xilazina em antílopes ajuda em uma tranquilização pós anestésica que permite aos animais retornarem ao ambiente e aos rebanhos com maior facilidade.

Os parâmetros de frequência cardíaca (FC), frequência respiratória (FR) e temperatura retal (TR) se mantiveram estáveis durante todo o procedimento anestésico

e nenhum resultado foi preocupante para a equipe, especialmente por não ter ocorrido hipertermia, que é uma alteração muito relevante nesses animais.

Como trata-se de um animal de difícil contenção, a equipe responsável pelo órix do presente caso optou por realizar exames de rotina, aproveitando o mesmo procedimento anestésico realizado para a vasectomia, evitando assim a necessidade de novas contenções futuras.

Com relação aos exames de hemograma e bioquímica sérica, os resultados obtidos estavam todos dentro dos valores de referência, com exceção da hemoglobina, que estava abaixo do parâmetro, e da aspartato aminotransferase (AST), que, possivelmente por conta de um erro de leitura do exame, está com um valor muito elevado, que significaria uma hepatopatia muito significativa e incompatível com a saúde do animal (Teixeira, 2014; Vassart et al, 1991; Vassart et al, 1992; Eljarah et al, 2023; Weiss et al, 2010; Kaneko, 2008).

O animal foi negativo para hemoparasitos tanto no esfregaço sanguíneo quanto na PCR de *Babesia*, *Theileria* e *Anaplasma*. Durante a contenção também foi feito exame clínico, no qual não foram encontrados ectoparasitas. Com relação ao exame de tuberculose, Neto, Valvassoura e Catão-Dias (2014) afirmam que a técnica de tuberculinização, apesar de amplamente utilizada, em animais selvagens possui muitas variáveis que conferem baixo grau de sensibilidade e especificidades. Esses autores sugerem outras técnicas de diagnóstico para a tuberculose e outras micobacterioses aplicáveis para as espécies selvagens. Dentre esses métodos diagnósticos destaca-se a pesquisa de bacilos álcool ácido resistentes (BAAR) em secreções, fragmentos de biópsias, aspirados de órgãos ou de tecidos e ou em lavado traqueal, através da coloração de Ziehl Neelsen. No entanto, é importante citar que essa técnica não permite diferenciação dos microrganismos causadores da tuberculose com outros de características tintoriais semelhantes, portanto recomenda-se a posterior cultura, isolamento e identificação do microrganismo após o resultado positivo da coloração. Também é possível realizar PCR de amostras de animais suspeitos, a fim de identificar o material genético do *Mycobacterium*, e provas sorológicas como ELISA, MAPIA (*multiantigen print immunoassay*) e *Western blot (Immunoblot)* (Neto, Valvassoura e Catão-Dias, 2014).

A equipe veterinária responsável optou pela vasectomia do órix para interromper sua capacidade reprodutiva, porém preservar o comportamento normal do

indivíduo. Estudos recentes sugerem que as técnicas de esterilização, como a vasectomia, são mais saudáveis do que a orquiectomia (Sancak, 2023).

5. CONCLUSÃO

A anestesia do órix-do-cabo (*Oryx gazella*) utilizando Zoletil® e xilazina nas doses de 3 mg/Kg e 0,6 mg/Kg, respectivamente, teve rápida indução e, juntamente com os 5 mL de Propofol (dose de 4 mg/Kg) foi efetiva para a realização da vasectomia e dos exames complementares, porém o animal teve hipersalivação e demorou muitas horas para se recuperar da anestesia. Acredita-se que a recuperação lenta ocorreu devido à dose maior que 2.5 mg/Kg de Zoletil® e, principalmente, pelo uso da ioimbina como reversor da xilazina que, segundo alguns trabalhos, não é efetiva para a recuperação anestésica de ruminantes, especialmente bovídeos selvagens. Uma alternativa ao uso da ioimbina é o uso do atipamezol.

Também se conclui que exames de rotina são de suma importância para a medicina veterinária preventiva de zoológicos, porém algumas espécies têm esses exames dificultados por serem de difícil contenção. Dentre esses animais destacam-se aqueles mais suscetíveis ao estresse e à miopatia de captura, sendo necessário reduzir ao máximo os estímulos estressantes durante as contenções.

6. REFERÊNCIAS

Abdullah, Mahdi et al. Hyperbaric Oxygen as an Adjunctive Therapy for Bilateral Compartment Syndrome, Rhabdomyolysis and Acute Renal Failure after Heroin Intake. **Archives Of Medical Research**, [S.L.], v. 37, n. 4, p. 559-562, maio 2006. Elsevier BV.

Agudelo, José Alfredo B. **Comportamento diurno de bovinos leiteiros em sistema silvipastoril sob pastoreio racional Voisin**. 2012. 170 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestre em Agroecossistemas, Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2012.

Ancrenaz, Marc et al. Long-duration anesthesia in Arabian oryx (*Oryx leucoryx*) using a medetomidine-etorphine combination. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**. 1996;27: 209–216.

Azevedo, Ana Sofia. **Comparação retrospectiva de imobilizações químicas com medetomidina-butorfanol e medetomidina-butorfanol-quetamina em ungulados selvagens em cativeiro**. 2022. 87 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Lisboa, 2022.

Ball, Ray L. Antelope. In: West, Gary; Heard, Darryl; Caulkett, Nigel. **Zoo Animal & Wildlife: immobilization and anesthesia**. Ames: Blackwell, 2007. Cap. 54, p. 613.

Blainville, Henri Marie Ducrotay de. Preâmbulo de uma nova distribuição do reino animal. Paris: Journal de Physique, de Chimie, D'Histoire Naturelle Et Des Arts, 1816.

Bosso, Andréa et al. 2008. “Vasectomia em galos da raça garnizé *Gallus gallus domesticus* (LINNAEUS, 1758)”. **Veterinária Notícias** 12 (2). Uberlândia, Brazil.

Brasil, Ibama. **Instrução Normativa IBAMA nº 4 de 04/03/2002**. 2002. Disponível em:https://www.normasbrasil.com.br/norma/instrucao-normativa-4-2002_74695.html. Acesso em 17 out 2023.

Breed, Dorothy et al. Conserving wildlife in a changing world: Understanding capture myopathy - a malignant outcome of stress during capture and translocation. **Conservation Physiology**. 7:1 (2020) 1–21.

Businga, Nancy et al. Successful Treatment of Capture Myopathy in Three Wild Greater Sandhill Cranes (*Grus canadensis tabida*). **Journal Of Avian Medicine And Surgery**, [S.L.], v. 21, n. 4, p. 294-298, dez. 2007. Association of Avian Veterinarians (AAV).

Caulkett, Nigel. Anesthesia of wood bison with medetomidine-zolazepam/tiletamine and xylazine-zolazepam/tiletamine

combinations. **Canadian Journal of Animal Science**, Edmonton, v. 41, n. 1, p. 49-53, jan. 2000.

Caulkett, Nigel; Arnemo, Jon. Chemical Immobilization of Free-Ranging Terrestrial Mammals. In: Tranquilli William; Thurmon, John; Grimm, Kurt; Lumb, William. *Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia*. 4. ed. Ames: Blackwell, 2007.

Caulkett, Nigel; Haigh, Jerry. Deer (Cervids) In: West, Gary; Heard, Darryl; Caulkett, Nigel. *Zoo Animal & Wildlife: immobilization and anesthesia*. Ames: Blackwell, 2007. Cap. 53, p. 607-612.

Cretzschmar, Philipp J. et al. *Atlas zu der Reise im nördlichen Afrika*, Frankfurt, jan. 1826. Gedruckt und in Commission bei Heinr. Ludw. Brönnner.

Eljarah, Abdulhakeem; Ismail, Zuhair B. Hematology and serum biochemistry variables in apparently normal Arabian Oryx (*Oryx leucoryx*). **Vet World**. 2023 Jun;16(6):1369-1372.

Fowler, Murray E.. **Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals**. 3. ed. Ames: Blackwell, 2008. 30 p.

Grimm, Kurt; Lamont, Leigh. Clinical Pharmacology. In: West, Gary; Heard, Darryl; Caulkett, Nigel. **Zoo Animal & Wildlife: immobilization and anesthesia**. Ames: Blackwell, 2007. Cap. 1, p. 3-31.

Horta, Marta Morais Miranda de Oliveira. **Anestesia de animais selvagens em cativeiro – Carnívoros e ungulados**. 2012. 135 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa, 2012.

Hernandez, S. 2014. Chemical immobilization of wild animals. In: Clarke, Kathy; Trim, Cynthia M; Hall, L.; editors. **Veterinary Anaesthesia**. 11th ed. EUA: Saunders Elsevier. p. 571–584.

Iucn. 2022. **The IUCN Red List of Threatened Species**. Version 2022-2. <https://www.iucnredlist.org>. Acesso em 17 Out 2023

Janovsky, Martin et al. A Zoletil®-Rompun® mixture as an alternative to the use of opioids for immobilization of feral red deer. **Journal Of Wildlife Diseases**, [S.L.], v. 36, n. 4, p. 663-669, out. 2000. Wildlife Disease Association.

Kaneko, Jiro J.; Harvey, John W.; Bruss, Michael L. **Clinical biochemistry of domestic animals**. 6.ed. San Diego: Academic, 2008.

Ko, Jeff; West, Gary. Thermoregulation. In: West, Gary; Heard, Darryl; Caulkett, Nigel. **Zoo Animal & Wildlife: immobilization and anesthesia**. Ames: Blackwell, 2007. Cap. 9, p. 111-114.

Landau, Serge Y. et al. Estimating the Suitability for the Reintroduced Arabian Oryx (*Oryx leucoryx*, Pallas 1777) of Two Desert Environments by NIRS-Aided Fecal Chemistry. **Remote Sensing**, [S.L.], v. 13, n. 10, p. 1876-2000, 12 maio 2021.

Linnaeus, Carolus. *Systema naturæ*. Uppsala: 1758.

Lobo, Ana Carolina. **Maneio e controlo reprodutivo do veado (*Cervus elaphus*) em cativeiro**. 2022. 87 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Escola de Ciências e Tecnologia, Universidade de Évora, Évora, 2022.

Mcentire, Michael et al. Multimodal Drug Therapy and Physical Rehabilitation in the Successful Treatment of Capture Myopathy in a Lesser Flamingo (*Phoeniconaias minor*). **Journal Of Avian Medicine And Surgery**, [S.L.], v. 31, n. 3, p. 232-238, set. 2017. Association of Avian Veterinarians (AAV).

Miller, Brad et al. A comparison of carfentanil/xylazine and Telazol®/Xylazine for immobilization of white-tailed deer. **Journal Of Wildlife Diseases**, [S.L.], v. 39, n. 4, p. 851-858, out. 2003. Wildlife Disease Association.

Neto, José; Valvassoura, Tatiana; Catão-Dias, José Luiz. Avanços no Diagnóstico da Tuberculose em Animais Selvagens In: Cubas, Zalmir S.; Silva, Jean Carlos R.; Catão-Dias, José Luiz. *Tratado de animais selvagens: medicina veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. Cap. 68, p. 1485-1491.

Pallas, Peter S. et al. Spicilegia zoologica: quibus novae imprimis et obscurae animalium species iconibus, descriptionibus atque commentariis illustrantur / cura p.s. pallas, jan. 1777. Prostant apud Gottl. August. Lange.

Paterson, Jessica. Capture Myopathy. In: West, Gary; Heard, Darryl; Caulkett, Nigel. **Zoo Animal & Wildlife: immobilization and anesthesia**. Ames: Blackwell, 2007. Cap. 10, p. 115-122.

Pereira, Thaiane. **Emprego do clipe de titânio na realização de vasectomia em saguis (*Callithrix* sp.)**. 2020. 45 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Pós-Graduação em Medicina Veterinária: área de Concentração Clínica e Reprodução Animal, Faculdade de Veterinária, Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2020.

Pough, F. Harvey.; Janis, Christine M.; Heiser, John B. O tamanho corpóreo, a ecologia e a vida dos mamíferos. In: Pough, F. Harvey.; Janis, Christine M.; Heiser, John B(Eds.). **A vida dos vertebrados**. 4th ed., p.605-628, 2008. São Paulo: Atheneu.

Quessada, Ana M. et al. (2015). Amputação bem sucedida de membro torácico em um veadocatingueiro (*Mazama gouazoubira*) – Relato de caso. **Enciclopédia Biosfera**, 11(21).

Ramos, Hernani. **O ciclo do chifre do cervo-do-pantanal: aspectos ecológicos e reprodutivos**. 2004. 119 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestre em Medicina Veterinária – (Reprodução Animal), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias do Câmpus de Jaboticabal, Unesp, Jaboticabal, 2004.

Ruppell, Eduard. Reise in Abyssinien, Erster Band. 1835.

Sancak, Tunahan.; Kosal, Volkan.; Okulmus, C. Effect of castration and vasectomy on some oxidative stress parameters and blood hormone levels in rats. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, [S.L.], v. 75, n. 4, p. 651-656, jul. 2023. FapUNIFESP.

Sawicka, Joanna et al. Efficacy of Different Cooling Methods for Capture-Induced Hyperthermia in Antelope. **African Journal Of Wildlife Research**, [S.L.], v. 45, n. 1, p. 100-110, 1 abr. 2015. Southern African Wildlife Management Association.

Schumacher, Jurgen; Citino, Scott B.; Dawson, Ralph. Effects of a carfentanil-xylazine combination on cardiopulmonary function and plasma catecholamine concentrations in female bongo antelopes. **American Journal of Veterinary Research**. 1997;58:157–161.

Silva, Andressa. Usuário que opta pela vasectomia na rede pública de saúde: revisão de literatura. **Brazilian Journal Of Surgery and Clinical Research**, Ji-Paraná, v. 36, n. 1, p. 106-111, jul. 2021.

Silva, Davi F. da; Silva, Elisângela B. da; Terra, André P. Controle populacional de espécies silvestres invasoras por meio de laqueadura e vasectomia em primatas *Callithrix penicillata*. **Veterinária e Zootecnia**, [S.L.], v. 25, n.1, p.99-105, 4 dez. 2018. Revista Veterinária e Zootecnia.

Silva, Edmea et al. Esterilização em cães e gatos. **Nosso Clín. / Nosso Clínico**, Jaguariúna, v. 18, n. 107, p. 30-42, set. 2015.

Smith, Loren. **Staying alive, Arabian oryx style**: gulf region cultural icon gets another chance at survival. Gulf region cultural icon gets another chance at survival. 2022. Disponível em <https://www.sydney.edu.au/news-opinion/news/2022/03/16/staying-alive-arabian-oryx-style.html>. Acesso em 17 out 2023.

Soares, Joana. **Imobilização química de ungulados selvagens com cetamina, medetomidina e butorfanol: comparação de dois protocolos de reversão anestésica**. 2021. 78 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Lisboa, 2021.

Spalton, J. Andrew.; Lawrence, M. W.; Brend, Stephen. A.. Arabian oryx reintroduction in Oman: successes and setbacks. **Oryx**, [S.L.], v. 33, n. 2, p. 168-175, abr. 1999. Cambridge University Press (CUP).

Spraker, Terry R. Stress and capture myopathy in artiodactyls. In: Fowler, Murray E. ed. **Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy**, 3rd ed. Philadelphia: W.B. Saunders, 1993:481–488.

Teixeira, Rodrigo H. Artiodactyla – Bovidae (Antílope, Aoudad, Bisão, Eland, Gnu, Kudu e Waterbuck). In: Cubas, Zalmir S.; Silva, Jean Carlos R.; Catão-Dias, José Luiz. **Tratado de animais selvagens: medicina veterinária**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. Cap. 52, p. 1202-1217.

Vassart, Marc et al. Biochemical Parameters following Capture Myopathy in One Arabian Oryx (*Oryx leucoryx*). **Journal Of Veterinary Medical Science**, [S.L.], v. 54, n. 6, p. 1233-1235, 1992. Japanese Society of Veterinary Science.

Vassart, Marc.; Greth, Arnaud. Hematological and Serum Chemistry Values for Arabian Oryx (*Oryx leucoryx*). **Journal Of Wildlife Diseases**, [S.L.], v. 27, n. 3, p. 506-508, jul. 1991. Wildlife Disease Association.

Walker, Ernest. Artiodactyla: Even-toed Ungulates, Deer, Pigs, Cattle, Sheep. In: Walker, Ernest et al. **Mammals of the World**. 3. ed. Baltimore: Johns Hopkins University, 1975. Cap. 8. p. 575-589.

Ward, Janelle M. et al. Midazolam as an adjunctive therapy for capture myopathy in bar-tailed godwits (*Limosa lapponica baueri*) with prognostic indicators. **Journal Of Wildlife Diseases**, [S.L.], v. 47, n. 4, p. 925-935, out. 2011. Wildlife Disease Association.

Weiss, Douglas J.; Wardrop, K. Jane. (Ed.) **Schalm's veterinary hematology**, 6.ed. Iowa: Wiley-Blackwell, 2010.