**Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”
Centro de Energia Nuclear na Agricultura**

**Perfil sanitário de jagatiricas (*Leopardus pardalis*) do Parque Estadual do
Rio Doce, Minas Gerais**

Cynthia Elisa Widmer de Azevedo

Tese apresentada para obtenção do título de Doutora em
Ciências. Área de concentração: Ecologia Aplicada

**Piracicaba
2014**

Cynthia Elisa Widmer de Azevedo
Médica Veterinária

**Perfil sanitário de jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) do Parque Estadual do Rio Doce,
Minas Gerais**

Orientadora:
Profa. Dra. **ELIANA REIKO MATUSHIMA**

Tese apresentada para obtenção do título de Doutora em
Ciências. Área de concentração: Ecologia Aplicada

Piracicaba
2014

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
DIVISÃO DE BIBLIOTECA - DIBD/ESALQ/USP

Azevedo, Cynthia Elisa Widmer de
Perfil sanitário de jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) do Parque Estadual do
Rio Doce, Minas Gerais / Cynthia Elisa Widmer de Azevedo. - - Piracicaba,
2014.
67 p. : il.

Tese (Doutorado) - - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" . Centro
de Energia Nuclear na Agricultura, 2014.

1. Saúde animal 2. Avaliação de saúde 3. Método de captura 4. Jaguatirica 5.
Leopardus pardalis I. Título

CDD 639.979
A994p

*À veterinária Silvana Oliveira e ao biólogo Fernando Azevedo,
não tenho palavras para agradecer tudo o que vocês me
ensinaram sobre a minha profissão e, principalmente, sobre
humildade, ética e a enorme importância de estudar sempre!*

AGRADECIMENTOS

Tarefa mais do que impossível é preencher esta folha sem esquecer algum nome. Foram quatro projetos, três áreas de estudo e pelo menos 5 locais diferentes onde tive a oportunidade de conhecer e conviver com pessoas, suas histórias... Vou tentar, mas já peço desculpas de antemão, pois certamente faltarão nomes!

Em Angatuba, agradeço à Denise pela acolhida e disponibilidade da Fazenda. Ao Xuleta, ao Ricardo e contemporâneos de projeto, pela ajuda no campo e as horas de companhia no alojamento. À Sônia, Nê, Beth e Ilson pelas inúmeras ajudas, pelos aprendizados e pelo acolhimento! Ao Sr. Cesar pelas muitas conversas e cafezinhos! Ao Luciano que, apesar das dificuldades e das ideias algumas vezes inovadoras demais, me ajudou a amadurecer como profissional.

Na Serra de São José, agradeço a todo o pessoal do IEF-Prados, em especial ao funcionário Vândir, por sua incansável ajuda e apoio no campo – se todo funcionário público trabalhasse como ele, esse país seria um paraíso! Aos inúmeros voluntários do curso de Ciências Biológicas, em especial à Jucélia, com quem dividi tantas horas de campo e tantas capturas de gambás.

No Parque Estadual do Rio Doce, agradeço ao chefe da Unidade, Vinicius, por receber-nos tão bem e sempre ajudar com o que foi possível. Ao André, Dora, Graziela, Débora e demais funcionários da administração e ao tenente José Maria e todo o pessoal do 3º Pelotão da Polícia Militar de Meio Ambiente/PERD por sempre apoiarem o projeto. Ao Perpétuo, por ser nossos olhos na mata durante as primeiras campanhas! Ao Vicente e sua família, que nos deram tanto suporte na Ponte Perdida. Ao Waltinho, Marli, Marquinhos e famílias pelo apoio no Salão Dourado. Ao Tião, Ézio e demais guias pelas dicas e apoio ao projeto. Ao pessoal do portaria, pelos muitos recados e ajudas no rádio. Ao pessoal da limpeza, pelo alojamento com cara de casa. Ao pessoal do restaurante, pela comida boa mesmo fora de hora! A todo o pessoal do viveiro, em especial ao Cláudio, Alexandra e Sátiva, que fizeram com que a gente se sentisse em casa desde a primeira campanha. Aos pesquisadores do PELD, em especial aos professores Francisco Barbosa e Paulina, pelo apoio e a acolhida. Agradeço muito ao “quarteto” de estagiárias: Carol, Olivia, Paloma e Fernanda, pela disposição, alegria e trabalho duro nas campanhas de captura! Aos “visitantes” Fernando Lima, Daniel e Vagner, que também não se pouparam de colocar a mão na massa! Agradeço também aos demais voluntários que passaram pelo projeto! Aos amigos Fred e Fernanda, pelas campanhas de laço em Angatuba, pelas inúmeras trocas de ideias (inclusive sobre planos B, C, D...), pela captura

da minha primeira onça parda, pela ajuda no PERD, pela parceria! E, claro, sem sombra de dúvida, à Mirinha, amiga querida e colaboradora essencial ao trabalho de campo, meu muito obrigada por TODA a ajuda!

Agradeço também ao Instituto Pasteur, em especial à Karin e à Dra. Ivanete, pelas sorologias para raiva dos animais capturados. A todo o pessoal do Laboratório de Doenças Parasitárias – FMVZ/USP, em especial os “carrapatólogos” Thiago, Amália, Herbert e Prof. Labruna pela parceria na pesquisa de identificação dos carrapatos e seus patógenos. À Profa. Márcia, Dra. Vânia, Mariana e Thaise do Laboratório de Patologia e Doenças Infecciosas – FM/USP pela parceria na pesquisa das leishmanias. Ao Dr. Ícaro, do laboratório de patologia clínica em Ipatinga, pela disponibilidade em receber e processar amostras fora de horário comercial.

À FAPESP e seu(s) revisor(es), agradeço por minha bolsa e reserva técnica, essenciais ao trabalho! E à minha orientadora, Matu, por sempre me apoiar (no plano A, B, C, D...). À Mara Casarin, por sua enorme paciência, competência e disponibilidade!

Agradeço ainda às queridas amigas Laura, Helena, Denise, Fabi e Silvia, pela amizade e pelas inúmeras ajudas logísticas!

À Léa e à toda a equipe da Enlace, obrigada por cuidarem do meu pequeno Lucas com tanto carinho nas minhas horas de trabalho!

À minha família e meus amigos, por me apoiarem, ajudarem e incentivarem mesmo não compreendendo direito o meu trabalho “maluco”! Obrigada também por entenderem minhas ausências durante estes últimos anos!

Ao meu amigo, marido, parceiro, colaborador, orientador... Fernando, não saberia colocar em palavras meu agradecimento! Será que você sabe o quanto te amo? Você e o Lucas são o maior presente de Deus para mim!

À Deus, por tantos anjos da guarda, por iluminar meu caminho e por ter me dado forças quando pensei em desistir!

SUMÁRIO

RESUMO.....	9
ABSTRACT.....	11
1 INTRODUÇÃO.....	13
Referências.....	14
2 CAPTURA DE JAGUATIRICAS (<i>Leopardus pardalis</i>): ARMADILHA, ISCAS, LESÕES, IMOBILIZAÇÃO E CUSTOS.....	17
Resumo.....	17
Abstract.....	17
2.1 Introdução.....	18
2.2 Desenvolvimento.....	19
2.2.1 Material e métodos.....	19
2.2.2 Resultados.....	23
2.2.3 Discussão.....	29
2.3 Conclusões/Considerações finais.....	31
Referências.....	32
3 É NATURAL SEMPRE ESTAR SAUDÁVEL? AVALIAÇÃO CLÍNICA, HEMATOLÓGICA E BIOQUÍMICA DE JAGUATIRICAS NA MATA ATLÂNTICA.....	37
Resumo.....	37
Abstract.....	37
3.1 Introdução.....	38
3.2 Desenvolvimento.....	39
3.2.1 Material e métodos.....	39
3.2.2 Resultados.....	42
3.2.3 Discussão.....	46
3.3 Conclusões/Considerações finais.....	47
Referências.....	56
APÊNDICES.....	59

RESUMO

Perfil sanitário de jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) do Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais

Felinos selvagens são importantes reguladores de ecossistema, porém estes animais vem sofrendo uma série de ameaças, entre as quais estão as doenças, o que vem tornando imprescindível o monitoramento da saúde de populações selvagens para compreender a relação natural entre hospedeiros e parasitas e, além disso, para identificar, prevenir e manejar potenciais patógenos e fatores ambientais que possam representar uma ameaça à saúde destes animais. A partir de dados obtidos de nove jaguatiricas saudáveis e três doentes capturadas no Parque Estadual do Rio Doce nos anos de 2012 e 2013, proponho em um dos artigos apresentados nesta tese que, para obter dados mais robustos sobre a saúde de carnívoros neotropicais, sejam avaliados dados clínicos, hematológicos e bioquímicos de animais capturados. Entretanto, para que os animais possam ser avaliados, a captura dos mesmos é imprescindível. Baseada nos resultados e dificuldades obtidos com a captura das jaguatiricas, proponho, no primeiro artigo aqui apresentado, que os métodos de captura de carnívoros neotropicais sejam avaliados e comparados, buscando atender os seguintes critérios: (i) alta eficiência de captura; (ii) alta seletividade; (iii) baixa taxa de lesões; (iv) alta adequabilidade da imobilização; e (v) baixo custo.

Palavras-chave: Saúde animal; Avaliação de saúde; Método de captura; Jaguatirica; *Leopardus pardalis*

ABSTRACT

Health assessment of ocelots (*Leopardus pardalis*) from Rio Doce State Park, Minas Gerais, Brazil

Despite the fact that wild felids are considered important ecosystem regulators, these animals have been facing many threats, including diseases. Therefore, the monitoring of wild populations health is crucial to understand the natural relationship between hosts and parasites and, moreover, to identify, prevent and manage potential pathogens and environmental factors that may threat these felids' health. Based on results from nine healthy ocelots and three ill ocelots captured at Rio Doce State Park in 2012 and 2013, I propose in one of the articles presented in this thesis that, to obtain consistent data on Neotropical carnivores health, the animals should be evaluated through clinical, hematological and serum chemistry data. From the difficulties and results found when capturing the ocelots, I propose, in the first article, that capture methods targeting Neotropical carnivores should be evaluated and compared, aiming the following criteria: (i) High capture efficiency; (ii) High selectivity; (iii) Low injury rate; (iv) High immobilization suitability (safe for the animal, suitable to time to procedures, fast recovery and predictable effects); and (v) Low costs.

Keywords: Animal health; Health assessment; Capture method; Live-trapping; Ocelot; *Leopardus pardalis*

1 INTRODUÇÃO

A importância de felinos selvagens como predadores de topo de cadeia alimentar e, portanto, como reguladores de ecossistemas é mundialmente conhecida (TERBORGH et al., 2001). Entretanto, nas últimas décadas, muitos artigos científicos evidenciaram o potencial impacto de doenças em populações de carnívoros selvagens (SMITH; ACEVEDO-WHITEHOUSE; PEDERSEN, 2009; THOMPSON; LYMBERY; SMITH, 2010), incluindo felinos (ROELKE-PARKER et al., 1996), o que vem tornando imprescindível o monitoramento da saúde de populações selvagens para compreender a relação natural entre hospedeiros e parasitas e, além disso, para identificar, prevenir e manejar potenciais patógenos e fatores ambientais que possam representar uma ameaça à saúde da vida selvagem (DEEM; KARESH; WEISMAN, 2001).

Em florestas tropicais, porém, a compreensão do papel de parasitas em ecossistemas tão complexos pode se tornar um enorme desafio, potencializado pela dificuldade em detectar animais mortos e doentes, e de encontrar carcaças de animais que ainda estejam em condição de avaliação necroscópica. Desta forma, torna-se fundamental que, para detectar animais doentes nas populações selvagens, alguns indivíduos sejam capturados e avaliados quanto à sua condição de saúde. Para que esta avaliação seja feita, sugiro que seja realizada uma avaliação clínica padronizada e que sejam avaliados parâmetros hematológicos e bioquímicos (BARNES; GOLDIZEN; COLEMAN, 2008).

A jaguatirica (*Leopardus pardalis*), felino pesquisado nesta tese, é um carnívoro de porte médio (peso adulto entre 7 e 16 kg), distribuído do México ao Nordeste da Argentina (UNIÃO INTERNACIONAL PARA A CONSERVAÇÃO DA NATUREZA E DOS RECURSOS NATURAIS - IUCN, 2008), listado no Apêndice I Convenção Internacional sobre Comércio Internacional das Espécies da Flora e Fauna Selvagem em Perigo de Extinção (CITES, 2013) e considerado na categoria “menor preocupação” da União Internacional para a Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais (IUCN, 2008). Esta espécie é muitas vezes considerada um carnívoro abundante, atingindo densidades tão altas como 94,7 jaguatiricas/100 km² (KOLOWSKI; ALONSO, 2010) e capaz de sobreviver até mesmo em ambientes antropizados (DI BITETTI et al., 2008). Desta forma, o monitoramento da saúde de populações desta espécie pode se tornar uma importante ferramenta na detecção de ameaças à saúde desta espécie de outras espécies mais raras de carnívoros dentro de Unidades de Conservação (HALLIDAY et al., 2007).

Entretanto, carnívoros de forma geral apresentam comportamento esquivo, tornando-se objetos de pesquisa desafiadores e de alto custo (BAREA-AZCÓN et al., 2006; MCCARTHY et al., 2013), o que provavelmente explica o crescente uso de armadilhas fotográficas nas pesquisas ecológicas mais recentes (DILLON; KELLY, 2008) e os raros estudos realizados sobre métodos de captura de carnívoros em florestas tropicais (MCCARTHY et al., 2013; MICHALSKI et al., 2007).

Os dois artigos apresentados a seguir foram escritos a partir de dados coletados no Projeto “Perfil Sanitário de Jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) do Parque Estadual do Rio Doce” durante os anos de 2012 e 2013. Ambos foram submetidos a revistas internacionais indexadas (Apêndices A e B) e traduzidos para o português para serem incluídos como capítulos na tese. Entretanto, estes artigos são resultantes também do aprendizado ao escrever 4 projetos distintos ao longo do doutorado, todos enfocando saúde de carnívoros. A cada revisão de literatura, tornou-se mais evidente para mim a necessidade de obter dados robustos sobre o estado clínico dos animais a partir dos quais seriam detectados patógenos de importância na saúde animal e na saúde humana. Além disso, a cada início de projeto a campo eu esbarrei na mesma dificuldade em conseguir informações consistentes sobre os riscos, benefícios e “manhas” dos diferentes métodos de captura.

Referências

- BAREA-AZCÓN, J.M.; VIRGÓS, E.; BALLESTEROS-DUPERÓN, E.; MOLEÓN, M.; CHIROSA, M. Surveying carnivores at large spatial scales: a comparison of four broad-applied methods. **Biodiversity and Conservation**, London, v. 16, n. 4, p. 1213–1230, Sept. 2006.
- BARNES, T.S.; GOLDIZEN, A.W.; COLEMAN, G.T. Hematology and serum biochemistry of the brush-tailed rock-wallaby (*Petrogale penicillata*). **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 44, n. 2, p. 295–303, Apr. 2008.
- CONVENÇÃO INTERNACIONAL SOBRE COMÉRCIO INTERNACIONAL DAS ESPÉCIES DA FLORA E FAUNA SELVAGEM EM PERIGO DE EXTINÇÃO. **Apêndice I**. 2013. Disponível em: <<http://www.cites.org/sites/default/files/eng/app/2013/E-Appendices-2013-06-12.pdf>>. Acesso em: 02 jul. 2014.
- DEEM, S.L.; KARESH, W.B.; WEISMAN, W. Putting theory into practice: wildlife health in conservation. **Conservation Biology**, Boston, v. 15, n. 5, p. 1224–1233, Oct. 2001.
- DI BITETTI, M.S.; PAVIOLO, A.; DE ANGELO, C.D.; DI BLANCO, Y.E. Local and continental correlates of the abundance of a neotropical cat, the ocelot (*Leopardus pardalis*). **Journal of Tropical Ecology**, Cambridge, v. 24, n. 2, p. 189–200, Mar. 2008.

DILLON, A.; KELLY, M.J. Ocelot home range, overlap and density: comparing radio telemetry with camera trapping. **Journal of Zoology**, London, v. 275, n. 4, p. 391–398, Aug. 2008.

HALLIDAY, J.E.B.; MEREDITH, A.L.; KNOBEL, D.L.; SHAW, D.J.; BRONSVOORT, B.M.C.; CLEAVELAND, S. A framework for evaluating animals as sentinels for infectious disease surveillance. **Journal of the Royal Society, Interface**, London, v. 4, n. 16, p. 973–984, Oct. 2007.

KOŁOWSKI, J.M.; ALONSO, A. Density and activity patterns of ocelots (*Leopardus pardalis*) in northern Peru and the impact of oil exploration activities. **Biological Conservation**, Essex, v. 143, n. 4, p. 917–925, Apr. 2010.

MCCARTHY, J.; BELANT, J.L.; BREITENMOSER-WURSTEN, C.; HEARN, A.J.; ROSS, J. Live trapping carnivores in tropical forests: tools and techniques to maximise efficacy. **Raffles Bulletin of Zoology**, Singapore, v. 28, p. 55–66, 2013. Supplement.

MICHALSKI, F.; CRAWSHAW, P.G.; OLIVEIRA, T.G.; FABIÁN, M.E. Efficiency of box-traps and leg-hold traps with several bait types for capturing small carnivores (mammalia) in a disturbed area of southeastern Brazil. **Revista de Biología Tropical**, San Jose, v. 55, n. 1, p. 315–320, Mar. 2007.

ROELKE-PARKER, M.; MUNSON, L.; PACKER, C.; KOCK, R.; CLEAVELAND, S.; CARPENTER, M.; O'BRIEN, S.J.; POSPISCHIL, A.; HOFMANN-LEHMANN, R.; LUTZ, H.; MWAMENGEL, G.L.A.; MGASA, M.N.; MACHANGE, G.A.; SUMMERS, B.A.; APPEL, M.J.G. A canine distemper virus epidemic in Serengeti lions (*Panthera leo*). **Nature**, London, v. 379, p. 441–445, 1996.

SMITH, K.F.; ACEVEDO-WHITEHOUSE, K.; PEDERSEN, A.B. The role of infectious diseases in biological conservation. **Animal Conservation**, Cambridge, v. 12, n. 1, p. 1–12, Feb. 2009.

TERBORGH, J.; LOPEZ, L.; NUÑEZ, P.; RAO, M.; SHAHABUDDIN, G.; ORIHUELA, G.; RIVEROS, M.; ASCANIO, R.; ADLER, G.H.; LAMBERT, T.D.; BALBAS, L. Ecological meltdown in predator-free forest fragments. **Science**, New York, v. 294, n. 5548, p. 1923–1926, Nov. 2001.

THOMPSON, R.C.A.; LYMBERY, A.J.; SMITH, A. Parasites, emerging disease and wildlife conservation. **International Journal for Parasitology**, Oxford, v. 40, n. 10, p. 1163–1170, Aug. 2010.

UNIÃO INTERNACIONAL PARA A CONSERVAÇÃO DA NATUREZA E DOS RECURSOS NATURAIS. *Leopardus pardalis*. 2008. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org/details/11509/0>>. Acesso em: 30 abr. 2014.

2 CAPTURA DE JAGUATIRICAS (*Leopardus pardalis*): ARMADILHA, ISCAS, LESÕES, IMOBILIZAÇÃO E CUSTOS

Resumo

A melhora dos métodos de captura se faz importante devido à grande necessidade de captura e manipulação de espécies de carnívoros silvestres para fornecer informações importantes sobre estrutura de comunidades, dinâmicas populacionais, tamanho de áreas de vida, padrões de atividade, uso de habitat, localização das tocas, comportamento social e estado sanitário. O objetivo do presente estudo foi descrever e avaliar o sucesso do método que usamos para captura de jaguatiricas, com detalhes do armadilhamento, iscas, lesões de captura, espécies capturadas, imobilização química e custos, como parte de um programa de avaliação de saúde de jaguatiricas em uma reserva florestal na Mata Atlântica brasileira. De um esforço total de 1.011 armadilhas-noite em 86 dias, obtivemos 68 eventos de captura (6,7% de sucesso) e 24 de roubo de isca (2,4% de perda de isca). Capturamos 10 indivíduos de jaguatiricas, sendo 9 adultos (5 machos, 4 fêmeas) e 1 fêmea subadulta em 15 eventos de captura (6 machos, 9 fêmeas), o que corresponde a 5,7 dias para captura de uma jaguatirica. Nossa eficiência de captura foi de 14,84 jaguatiricas/1.000 armadilhas-noite, a seletividade de captura de jaguatiricas foi 22% do total de capturas e jaguatiricas foram capturadas exclusivamente com isca viva. Tivemos apenas lesões de captura muito pouco relevantes, presentes em 20% das jaguatiricas capturadas. A imobilização com a associação tiletamina-zolazepam resultou em uma grande variação individual de respostas e muitos efeitos colaterais. Se todos os custos forem considerados, cada captura de jaguatirica custou US\$ 5.723,35. Para permitir a comparação entre diferentes estudos de forma a possibilitar uma escolha consciente do melhor método, nós sugerimos que os métodos de captura sejam selecionados e implementados buscando atender os seguintes critérios: (i) alta eficiência de captura; (ii) alta seletividade; (iii) baixa taxa de lesões; (iv) alta adequabilidade da imobilização; e (v) baixo custo.

Palavras-chave: Anestesia; Custo de captura; Eficiência de captura; Jaguatirica; Seletividade

Abstract

The improvement of live-trapping methods are necessary due to the patent necessity of capturing and handling carnivore species to provide important information on community structure, population dynamics, home range size, activity patterns, habitat use, denning, social behavior and health status. The objective of this study was to describe and evaluate the success of our method of live-trapping ocelots with details on trapping, baits, injuries, species captured, anesthesia and costs, as part of a health evaluation program of ocelots in a Brazilian Atlantic Forest Reserve. From a total of 1,011 trap-night effort in 86 days, we had 68 capture events (6.7% success) and 24 bait thefts (2.4% bait loss). We captured 10 individual ocelots being 9 adults (5 males, 4 females) and 1 subadult female in 15 capture events (6 males, 9 females events), corresponding to 5.7 days with 15 trap/night to capture one ocelot. Our capture efficiency was 14.84 ocelots/1,000 trap-nights, trap selectivity towards ocelots was 22% of all capture events and ocelots were captured exclusively using live-baits. We had only very minor injuries, present at 20% of captured ocelots. Immobilization with tiletamine-zolazepam association resulted in great individual variation response and many side-effects. If all costs are considered, each ocelot captured cost US\$ 5,723.35. To enable comparisons

between studies allowing a deliberate choice of the best method, we suggest capture methods should be selected and implemented aiming the following criteria: (i) high capture efficiency; (ii) high selectivity; (iii) low injury rate; (iv) high immobilization suitability; and (v) low costs.

Keywords: Capture cost; Capture efficiency; Capture selectivity; Immobilization; Injury rate; Ocelot

2.1 Introdução

A importância de felinos selvagens como predadores de topo de cadeia alimentar e, portanto, como reguladores de ecossistemas é mundialmente conhecida (TERBORGH et al., 2001). Porém, devido aos seus comportamentos esquivo, esses animais são objetos de pesquisa desafiadores e de alto custo (BAREA-AZCÓN et al., 2006; MCCARTHY et al., 2013), o que provavelmente explica o crescente uso de armadilhas fotográficas ecológicas com carnívoros mais recentes (DILLON; KELLY, 2008). Apesar de sua grande utilidade e boa relação custo-benefício para uma série de objetivos, métodos não invasivos são incapazes de fornecer informações essenciais sobre estrutura de comunidades, dinâmicas populacionais, tamanho de áreas de vida, padrões de atividade, localização de tocas, comportamento social e estado sanitário dos animais (DEEM; KARESH; WEISMAN, 2001; KOLBE; SQUIRES; PARKER, 2003; MICHALSKI et al., 2007). Devido à clara necessidade de capturar e manejar espécies de carnívoros para realizar estudos ecológicos e de saúde, torna-se imperativo desenvolver métodos de captura eficientes e humanitários (MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994).

Apesar da proliferação de estudos que visavam avaliar a eficiência e as lesões causadas por diferentes métodos de captura durante a década de 1990 (MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994), pouquíssimos estudos foram realizados sobre métodos de captura de carnívoros em florestas tropicais (MCCARTHY et al., 2013; MICHALSKI et al., 2007). Além disso, com poucas exceções (por exemplo MCBRIDE-JR; MCBRIDE, 2007), a maioria das publicações em revistas indexadas de pesquisas ecológicas que capturaram carnívoros neotropicais focam seus resultados nos animais monitorados, sem mencionar detalhes dos métodos de captura, lesões sofridas pelos animais e doses anestésicas e suas respostas (por exemplo CRAWSHAW; QUIGLEY, 1989; DILLON; KELLY, 2008; EMMONS, 1988; HAINES; TEWES; LAACK, 2005; HARVESON et al., 2004). O mesmo ocorre para estudos epidemiológicos, que focam principalmente em resultados da pesquisa de patógenos (por exemplo FILONI et al., 2006; FIORELLO et al., 2007; JORGE et al., 2010; METZGER et al., 2008; WIDMER et al., 2011)

A maioria das espécies de carnívoros ocorre em baixas densidades, demandando um grande esforço para um sucesso de captura proporcionalmente baixo. Além disso, em florestas tropicais, carnívoros que necessitem ser capturados podem estar listados como ameaçados, assim como outras espécies não-alvo que eventualmente podem ser também capturadas (MCCARTHY et al., 2013). Portanto, quando a captura destes animais é avaliada, deve-se realizar esforços de modo a aumentar a eficiência e seletividade, diminuir o risco de lesões, encontrar um protocolo de imobilização química adequado e uma boa relação custo-benefício do método (AUSTIN et al., 2004; MCBRIDE-JR; MCBRIDE, 2007; MCCARTHY et al., 2013; MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994)

A jaguatirica (*Leopardus pardalis*) é um felino de médio porte (peso de adultos variando entre 7 e 16 Kg), distribuído do México ao Norte da Argentina (IUCN, 2008), listado no Apêndice I da CITES (CITES, 2013) e considerado na categoria “menor preocupação” pela IUCN (2008). Jaguatiricas podem ser um carnívoro abundante ao longo de sua distribuição, chegando a densidades tão altas quanto 94,7 jaguatiricas/100 km² (KOLOWSKI; ALONSO, 2010). Até o presente, não há qualquer artigo na literatura especialmente direcionado para métodos e capturabilidade de jaguatiricas de vida livre. Assim sendo, o objetivo deste estudo foi descrever o método de captura e os procedimentos realizados, com detalhes sobre o armadilhamento, iscas, lesões, captura de espécies não-alvo, anestesia e custos, de forma a avaliar o sucesso do método. Esta pesquisa foi parte de um programa de avaliação de saúde de jaguatiricas em uma reserva de Mata Atlântica brasileira.

2.2 Desenvolvimento

2.2.1 Material e Métodos

Área de estudo

Este estudo foi desenvolvido no Parque Estadual do Rio Doce (PERD, 19°29'24" - 19°48'18"S and 42°28'18" - 42°38'30"W). O PERD é o maior remanescente de Mata Atlântica de Minas Gerais (LIMA-BITTENCOURT et al., 2011), composto por 360 km² de floresta tropical sazonal semidecidual e inserido em uma paisagem de plantações de eucaliptos, pastos e cidades (DA SILVA JÚNIOR et al., 2009). Nós estabelecemos três diferentes áreas de amostragem no PERD, escolhidos de acordo com facilidade de acesso, registro da presença de carnívoros pelos guardas-parque e distantes de cidades. A maioria das armadilhas foi armada em estradas de terra e trilhas, as quais foram selecionadas pelos biólogos de campo, com uma distância média de 396 metros entre as armadilhas de cada área

(Figura 1). Algumas poucas armadilhas foram colocadas dentro da mata debaixo de árvores em frutificação, sugeridas pelos guardas-parque como locais atrativos para mamíferos.

Figura 1 – Mapa do Parque Estadual do Rio Doce evidenciando os locais de armadilhamento e de captura de jaguatiricas em 2012 e 2013

Armadilha e iscas

Nosso esforço de captura foi dividido em 8 campanhas de captura de aproximadamente 10 dias cada, resultando em um esforço de 1.011 armadilhas-noite. O número de armadilhas armadas por noite variou de 2 a 15, com uma média de 12,5. Utilizamos 15 armadilhas de arame galvanizado dobráveis com uma porta, acionada por pedal, com dimensões de 115 x 40 x 60 cm e 12.2Kg de peso (Gabrisa Ambiental, Cafelândia – SP, Brasil). Utilizamos linha de pedreiro entre o gatilho e o pedal ao invés do cabo de aço fornecido, e inserimos lacres de plástico entre o fundo e a parede superior, e entre as paredes laterais e superior para dar mais firmeza à armadilha. Todas as armadilhas eram cobertas com uma folha plástica para proteger as iscas e os animais capturados do sol, da chuva e do vento. Todas as armadilhas eram checadas diariamente antes das 9 horas da manhã.

Ao longo do estudo, 7 tipos diferentes de iscas foram utilizados. Na primeira campanha de captura utilizamos bacon, bacon com sardinha e frango assado. Depois de não obter sucesso

em capturar carnívoros silvestres, optamos por utilizar iscas vivas (pintinhos e codornas), adaptando uma tela plástica no fundo da armadilha para fornecer um compartimento para a isca. Água e comida eram checadas e substituídas pelo menos uma vez ao dia. Tivemos também algumas raras situações em que utilizamos pintinhos e codornas mortos. Quando capturados, os animais tinham acesso à isca, o que reduz o estresse de captura (CRAWSHAW; QUIGLEY, 1989)

Procedimentos e anestesia

Quando algum animal era capturado, uma única pessoa da equipe se aproximava silenciosamente da armadilha para avaliar o estado geral de saúde, condição corporal e estimar o peso. Então um dardo de nylon 3cc (Telinject, Romerberg, Germany) e a zarabatana eram preparados com uma dose estimada de 10mg/Kg da associação tiletamina-zolazepam (Zoletil™, Virbac do Brasil, São Paulo, Brazil). Para aplicar o dardo, uma pessoa se aproximava da armadilha para chamar a atenção do animal, enquanto o membro da equipe com a zarabatana se aproximava pelo lado contrário. Após a injeção na coxa, o animal era observado à distância até ser imobilizado pelo anestésico. Quando necessário, doses suplementares injeções intramusculares foram aplicadas manualmente.

Uma vez em catalepsia, as jaguatiricas eram tratadas com pomada oftálmica, tinham os olhos cobertos e tinham seus parâmetros vitais avaliados pela veterinária. Cada jaguatirica teve um microchip (AnimalTag, São Carlos-SP, Brazil) implantado na região entre as escápulas.

Nós registramos as respostas de cada animal ao Zoletil e o tempo destas respostas. Definimos como catalepsia o intervalo (em minutos) desde a injeção de Zoletil até os primeiros sinais de recuperação, e incapacidade o intervalo entre a injeção de Zoletil e a recuperação completa. Após a imobilização, pesamos, medimos, determinamos a faixa etária baseado no desgaste dos dentes e tamanho corporal, coletamos amostras de sangue e amostras de ectoparasitas. As jaguatiricas foram classificadas como adultas (>24 meses), subadultas (12 as 24 meses) e juvenis (< 12 meses). Incluímos apenas os dados dos animais adultos nas nossas análises. Registramos também informações sobre lesões causadas pelas armadilhas, frequências cardíaca e respiratória, sexo e outros parâmetros avaliados (Apêndice C). Durante a fase de catalepsia da anestesia, registramos a temperatura retal utilizando um termômetro digital a intervalos de 15 minutos. Ao apresentar os primeiros sinais de recuperação anestésica, os animais eram colocados de volta na armadilha até a completa recuperação.

A captura e os procedimentos realizados foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais em Pesquisas da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ/USP), pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBio, 34284-1); e pelo Instituto Estadual de Florestas de Minas Gerais (IEF, UC053/12).

Custos

Durante os trabalhos de campo, mantivemos recibos e anotações de praticamente todos os gastos para contabilidade. Os custos com veículo e pessoal foram calculados baseados em preços de mercado e valores de bolsa de pós-graduação dos alunos envolvidos no projeto. Além disso, como mateiros foram cedidos pelo PERD durante algumas campanhas de captura, o custo diário do trabalho deles foi calculado com base em preços de mercado de Minas Gerais. Todos os custos foram calculados em dólares americanos (US\$) de 2012.

Análises

A eficiência de captura foi calculada, para os nossos dados e dados disponíveis na literatura (veja Apêndice D), baseada no número de eventos de captura de jaguatirica pelo esforço de 1.000 armadilhas-noite (MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994). O sucesso de cada isca foi calculado dividindo o número de capturas de jaguatirica pelo esforço total daquela isca específica. Também avaliamos a influência de fatores ambientais tais como fase da lua, temperatura média e precipitação no sucesso de captura. Para avaliar o efeito da lua, dados da fase da lua, número de horas em que ela esteve exposta e a fração iluminada da lua foram usados para calcular um índice de iluminação lunar. O índice foi calculado pela fração da lua iluminada (%) multiplicado pelo número de horas em que a lua esteve exposta e visível durante cada noite de captura. Os dados lunares foram obtidos do Time and Date AS (2014). Dados sobre a temperatura e a precipitação média foram obtidos do Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (INPE, 2014) especificamente para o ano de 2012, quando foram capturadas pela primeira vez todas as jaguatiricas adultas. Usamos regressão logística para avaliar a influência da fase da lua, temperatura, precipitação e índice de iluminação lunar no sucesso de captura de jaguatiricas. Um sucesso de captura foi pontuado como 1 e um insucesso como 0. As fases da lua foram inseridas como variáveis categóricas, pontuando como 1 para lua-cheia, 2 para meia-lua e 3 para lua-nova. A temperatura e a precipitação foram inseridas como variáveis contínuas. A seletividade de captura foi calculada baseada no número de capturas de jaguatiricas pelo total de eventos de captura (jaguatiricas somadas a espécies não-alvo) (modificado de FLEMING et al., 1998).

A taxa de lesão (proporção de lesões que podem afetar ou mesmo causar morte de indivíduos de espécies alvo e não-alvo pelo total de captura; adaptado de MCBRIDE-JR; MCBRIDE 2007; MCCARTHY et al., 2013) foi dividida em 3 categorias: (i) lesões muito pequenas (cortes, escoriações e/ou lesões nas garras muito pequenos), (ii) Lesões pequenas (dificilmente causariam a morte do animal – por exemplo lacerações e escoriações superficiais), e (iii) Lesões maiores (podem causar a morte do animal – por exemplo lacerações profundas, sangramento severo; adaptado de MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994). Calculamos a taxa de lesões para jaguatiricas (lesões/ total de eventos de captura de jaguatiricas) e para todas as capturas (todas as lesões/ todas as capturas).

Usamos correlações de Pearson para examinar as relações entre peso corporal e dose anestésica para catalepsia, tempo de incapacidade, e temperaturas corporais mínima e máxima. Não incluímos o tempo de indução anestésica nas nossas análises. Usamos o teste de Kolmogorov-Smirnov para avaliar a normalidade dos dados. O custo de captura de cada jaguatirica foi calculado pela divisão do custo total do projeto pelo número de eventos de captura de jaguatirica (adaptado de AUSTIN et al., 2004; MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994 1994).

2.2.2 Resultados

Eficiência e seletividade de captura

Após um esforço de 1.011 armadilhas-noite em 86 dias, obtivemos 68 eventos de captura (6,7% de sucesso) e 24 furtos de iscas (2,4% de perda de isca). Os eventos de captura se constituíram em jaguatiricas (22%, n=15) e espécies não-alvo (78%, n=53), tais como outros carnívoros silvestres (n=2), gambás-de-orelha-preta (n=26) e outros mamíferos, aves e répteis (n=25) (Tabela 1). Nós capturamos 10 indivíduos de jaguatirica sendo 9 adultos (5 machos, 4 fêmeas) e uma fêmea juvenil em 15 eventos de captura (6 machos, 9 fêmeas), o que correspondeu a média de uma captura de jaguatirica a cada 5,7 dias. A eficiência de captura foi de 14,84 jaguatiricas/1.000 armadilhas-noite de esforço. A seletividade de captura calculada para jaguatiricas foi de 22,06%. Acerca dos fatores ambientais que poderiam ter afetado o sucesso de captura, a análise de regressão logística demonstrou que a fase da lua, o índice de iluminação lunar, a temperatura e a precipitação não foram significantes como fatores preditivos do sucesso de captura de jaguatiricas em 2012 (Tabela 2).

Tabela 1 – Eventos de captura e respectiva proporção sobre o total de eventos de captura no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, em 2012 e 2013

Animal Capturado	Eventos de captura	Proporção (%)
Jaguatirica (<i>Leopardus pardalis</i>)	15	22,0
Irara (<i>Eira barbara</i>)	1	1,5
Gato-mourisco (<i>Puma yagouaroundi</i>)	1	1,5
Cachorro doméstico (<i>Canis familiaris</i>)	2	2,9
Gambá-de-orelha-preta (<i>Didelphis aurita</i>)	26	38,2
Cuíca-de-quatro-olhos (<i>Metachirus nudicaudatus</i>)	3	4,4
Macaco-prego (<i>Sapajus nigritus</i>)	1	1,5
Tapeti (<i>Sylvilagus brasiliensis</i>)	1	1,5
Tatu-galinha (<i>Dasypus novemcinctus</i>)	1	1,5
Gavião-carijó (<i>Rupornis magnirostris</i>)	6	8,8
Falcão-relógio (<i>Micrastur semitorquatus</i>)	3	4,4
Gavião-pombo (<i>Leucopternis</i> sp.)	1	1,5
Siriema (<i>Cariama cristata</i>)	1	1,5
Teiú (<i>Tupinambis</i> sp.)	6	8,8
Total	68	100,0

Tabela 2 – Modelo de regressão logística testando os efeitos de fatores ambientais sobre o sucesso de captura de jaguatiricas no Parque Estadual do Rio Doce, 2012.

Variável	<i>B</i>	<i>S.E.</i>	<i>Wald</i>	<i>Df</i>	<i>P</i>
Fase lunar (variável categórica)	-0,927	0,795	1,358	1	0,244
Índice (variável contínua)	-0,251	0,211	1,417	1	0,234
Temperatura (variável contínua)	-0,226	0,134	2,864	1	0,091
Precipitação (variável contínua)	0,022	0,050	0,202	1	0,653

Iscas

Entre todos os tipos de isca utilizados, apenas as duas iscas-vivas testadas obtiveram sucesso na captura de jaguatiricas. Nós capturamos 6 jaguatiricas com 323 armadilhas-noite utilizando pintinhos (18,5 jaguatiricas/1.000 armadilhas-noite) e 9 jaguatiricas com 562 armadilhas-noite utilizando codornas (16,0 jaguatiricas/1.000 armadilhas-noite). As outras iscas utilizadas foram bacon, combinação de bacon com sardinha, frango assado e eventuais pitinhos e codornas mortas (somando um esforço de 126 armadilhas-noite). O sucesso das iscas está exposto na Tabela 3.

As principais dificuldades quanto às iscas foram o roubo de iscas (principalmente por macacos pregos), formigas (uma vez que elas descobrissem a armadilha, tínhamos que mudá-

la de local) e gambás “trap-happy” – animais que se acostumavam a retornar na mesma armadilha (depois da segunda captura do mesmo indivíduo na mesma armadilha, mudávamos a armadilha de local). As codornas consumiram em média 205,5 gramas de ração/codorna, enquanto pintinhos consumiram 454,5 gramas de ração/pintinho. As taxas de mortalidade foram de 0,53% para codornas e 2,16% para pintinhos.

Tabela 3 – Sucesso de cada isca e perda de isca no Parque Estadual do Rio Doce em 2012 e 2013. O sucesso de cada isca foi calculado dividindo o número de capturas pelo total de esforço em armadilhas-noite daquela isca específica

Espécies capturadas	Sucesso da isca % (número de capturas ou furtos)						
	Sardinha + Bacon 36 armadilhas-noite	Bacon 10 armadilhas-noite	Frango assado 47 armadilhas-noite	Pintinho vivo 323 armadilhas-noite	Pintinho morto 25 armadilhas-noite	Codorna viva 562 armadilhas-noite	Codorna morta 8 armadilhas-noite
Jaguatirica	-	-	-	1,85 (6)	-	1,6 (9)	-
Outros carnívoros	-	-	-	0,31 (1) ^Y	4,0 (1) ^I	-	-
Cão doméstico	-	10,0 (1)	-	-	-	0,17 (1)	-
Gambá-de-orelha-preta	-	-	4,25 (2)	2,47 (8)	8,0 (2)	2,49 (14)	-
Aves de rapina	-	-	-	1,85 (6)	4,0 (1)	0,53 (3)	-
Teiú	-	-	-	-	-	1,06 (6)	-
Outros	-	10,0 (1)	4,25 (2)	-	4,0 (1)	0,53 (3)	-
Total capturado	0	20,0 (2)	8,51 (4)	6,5 (21)	20,0 (5)	6,4 (36)	0
Furtos de isca	5,5 (2)	-	4,25 (2)	3,09 (10)	4,0 (1)	1,6 (9)	-

^YGato mourisco (*Puma yagouaroundi*); ^IIrara (*Eira Barbara*)

Lesões de captura

Em geral, animais que tentaram escapar da armadilha concentraram seus esforços na porta, nos fundos, nas paredes laterais junto à porta e no pedal. No caso de jaguatiricas, 2 apresentaram pequenas lesões na gengiva e 1 apresentou uma escoriação superficial no focinho. Outra jaguatirica tinha uma fratura dentária superficial, que não pôde ser comprovada se resultante da captura.

Outros animais que sofreram lesões foram o gato mourisco (*Puma yagouaroundi*) e a irara (*Eira barbara*). O gato-mourisco tinha escoriações e inchaço na face (Figura 2a) como resultado das batidas que o animal deu com a cabeça ao pular dentro da armadilha, e

provavelmente também seja uma consequência do tempo excessivo dentro da armadilha, uma vez que o gato-mourisco é uma espécie diurna e as armadilhas eram checadas apenas uma vez ao dia entre 6:00 e 8:00 da manhã. A irara teve uma lesão pontual profunda na gengiva que resultou em sangramento intenso, o qual, após imobilização química, pôde ser controlado através da compressão da lesão durante alguns minutos. Esta lesão foi resultante do sucesso da irara em quebrar algumas hastes da lateral da armadilha na região próxima à porta como tentativa de fuga (Figura 2b). A taxa de lesões é apresentada na Tabela 4.

Figura 2 – A) Gato-mourisco (*Puma yagouaroundi*) com escoriações e inchaço na face. B) Hastes entortadas e quebradas devido a mordidas de uma irara (*Eira barbara*) próximas à porta da armadilha. Parque Estadual do Rio Doce, 2012

Tabela 4 – Taxa de lesões (%) para jaguatiricas e para todos os eventos de captura no Parque Estadual do Rio Doce, em 2012 e 2013

	I – Lesões muito pequenas	II – Lesões pequenas	III – Lesões maiores
Apenas jaguatiricas (n=15)	20,0 (n=3)	0,0	0,0
Todas as capturas (n=68)	4,4 (n=3)	1,5 ^Y (n=1)	1,5 ^I (n=1)
(jaguatiricas e espécies não-alvo)			

^YGato-mourisco (*Puma yagouaroundi*); ^IIrara (*Eira Barbara*)

Imobilização química

Em 8 eventos de captura as jaguatiricas foram consideradas calmas durante a aproximação para anestesia, e em 7 foram consideradas alertas. Elas foram consideradas saudáveis em 11 eventos de captura e doentes com perda de peso em outras 4. Tentamos aplicar o anestésico a partir de injeção manual nos animais calmos, porém não obtivemos sucesso uma vez que os animais se movem e viram muito rapidamente dentro da armadilha. Os dados de 2 dos 15 eventos de captura foram excluídos pois não pudemos garantir a dose injetada pelo primeiro dardo aplicado com Zoletil devido a problemas com o dardo. A dose inicial média foi de 10,35 mg/Kg (± 1.63 S.D., intervalo = 7,74 a 14,28 mg/kg), o que resultou em 10 catalepsias, 1 sedação e 2 sedações superficiais. Os 3 casos de sedação necessitaram de uma dose suplementar de anestésico. O tempo de indução para os animais que alcançaram catalepsia com a primeira dose variou de 3 a 10 minutos. Os dados sobre doses e efeitos estão apresentados na Tabela 5. Nós registramos casos de hipotermia, hipertermia, desidratação, sialorreia e tremores musculares durante a anestesia. Além da salivação excessiva, uma jaguatirica apresentou tremores musculares durante a recuperação anestésica quando estimulado por sons. Todas as jaguatiricas que tiveram hipertermia foram consideradas alertas durante a aproximação para anestesia. As principais complicações anestésicas e os tratamentos aplicados estão apresentados na Tabela 6.

Nós não encontramos relação significativa entre o peso corporal e catalepsia ($r = -0,485$, $P = 0,186$), duração da incapacidade ($r = 0,052$, $P = 0,903$), temperatura mínima ($r = -0,087$, $P = 0,825$), e temperatura máxima ($r = -0,438$, $P = 0,239$). De forma semelhante, a dose de Zoletil não apresentou correlação com catalepsia ($r = 0,384$, $P = 0,308$), duração da incapacidade ($r = 0,083$, $P = 0,845$), temperatura mínima ($r = -0,171$, $P = 0,660$) e temperatura máxima ($r = 0,130$, $P = 0,739$).

Tabela 5 – Doses e efeitos de Zoletil em 13 jaguatiricas de vida livre capturadas no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, em 2012 e 2013

		Média (± SD)	Intervalo
Animais que receberam apenas uma dose (n = 10)	Peso corporal (kg)	10.08 (2.30)	7.0 - 15.5
	Dose de Zoletil TM (mg/kg)	10.30 (1.88)	7.74 - 14.28
	Catalepsia (min)	136.0 (57.43)	50 - 210
	Incapacidade (min)*	257.2 (59.16)	170 - 350
	Temperatura retal mínima	36.98 (0.85)	36.1-38.9
	Temperatura retal máxima	38.96 (0.77)	38.1-40.5
Animais que receberam uma dose suplementar (n = 3)	Peso corporal (kg)	9.3	6.8 - 11.0
	1ª dose de Zoletil TM (mg/kg)	10.4	10.0 - 10.9
	2ª dose de Zoletil TM (mg/kg)	2.9	1.0 - 5.1
	Intervalo entre injeções (min)	16.6	12 - 24
	Catalepsia (min) ^a	28.0	25 -31
	Incapacidade (min) ^a	156.6	90 - 220
	Temperatura retal mínima ^b	37.5	37.2-37.9
	Temperatura retal máxima ^b	38.8	38.1-39.5

Catalepsia = desde a injeção até os primeiros sinais de recuperação

Incapacidade = desde a injeção até a completa recuperação

*1 animal foi retirado desta análise – ele foi solto antes da recuperação completa pois estava se debatendo contra a armadilha

^atempo depois da segunda injeção

^bdados faltantes para um animal (não anotado na ficha anestésica)

Tabela 6 – Principais complicações anestésicas, suas frequências e tratamentos realizados a campo para jaguatiricas capturadas no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, em 2012 e 2013

Complicação	Frequência	Tratamento a campo
Hipotermia (temperatura retal < 37,0°C)	5	Bandagem nas patas, cobertor de algodão, cobertor de emergência, ar quente dentro do veículo
Hipertermia (temperatura retal > 40,0°C)	4	3 casos abaixaram espontaneamente durante a anestesia, 1 foi resfriado com água nas patas e flanco
Desidratação (perda leve de elasticidade cutânea)	4	Soro fisiológico subcutâneo (30 a 60 ml/animal)
Salivação excessiva	3	0.01mg/kg de sulfato de atropine subcutâneo
Tremores musculares	1	Evitar estímulos sonoros

Custos

O custo de usar codornas como isca foi de US\$0,26/armadilha-noite, e pintinhos custaram US\$0,39/armadilha-noite. O custo calculado para cada captura de jaguatirica foi de US\$ 5.723,35 e o custo médio para cada uma das 8 campanhas foi de US\$ 11.106,29. Os custos gerais de 8 campanhas de captura estão na Tabela 7.

Tabela 7 – Custos gerais de 8 campanhas de captura para jaguatiricas no Parque Estadual do Rio Doce, em 2012 e 2013

Item (quantidade)	Custo aproximado (2012 US\$)
Veículo	50.000,00
Veterinário de campo experiente	12.000,00
Biólogo de campo experiente	10.000,00
Mateiro	1.000,00
Manutenção de veículo (2)	3.500,00
Armadilhas (15)	2.500,00
Kit de microchip (1)	700,00
Extras das armadilhas (cabos, lona, etc)	100,00
Material veterinário (anestésico, estetoscópio, medicações, etc)	1.300,00
Material para procedimento (balanças, mesa, etc)	800,00
Diárias	1.500,00
Combustível (1800lts de Diesel)	2.000,00
Equipamento de proteção individual	100,00
Bebedouros (26)	36,00
Comedouros (46)	80,00
Ração para pintos (35kg)	25,90
Ração para codornas (15kg)	10,40
Pintinhos (77)	83,70
Codornas (73)	114,30
Total	85.850,30

2.2.3 Discussão

Os relatos precedentes a este em revistas indexadas carecem de uma série de informações importantes sobre os métodos e procedimentos para captura de jaguatiricas (veja o Apêndice D). Muitas destas publicações não mencionam a isca utilizada, apenas alguns reportam o esforço de captura realizado e apenas um relata lesões causadas durante a captura (EMMONS, 1988). Apesar de algumas mencionarem o protocolo anestésico utilizado, apenas os artigos de anestesiologia relatam as respostas e efeitos colaterais (BELTRAN; TEWES, 1995; SHINDLE; TEWES, 2000). Não encontramos nenhum relato em revistas indexadas da captura de espécies não-alvo e dos custos de capturar jaguatiricas.

Nossa eficiência de captura utilizando armadilhas tipo caixa (14,84 jaguatiricas/1.000 armadilhas-noite) foi maior que a eficiência de captura calculada para jaguatiricas em Belize, Bolívia e Brasil (DILLON; KELLY, 2008; FIORELLO et al., 2006; ROCHA et al., 2013) e foi menor que a de dados da Venezuela (LUDLOW; SUNQUIST, 1987). Ao contrário do que já foi relatado na literatura sobre armadilhas tipo caixa para médios carnívoros (MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994), consideramos o modelo de armadilha utilizado como vantajoso,

pois pudemos movê-las para diferentes locais dentro da área de estudo. As armadilhas tipo caixa foram também especialmente úteis para abrigar as jaguatiricas durante a recuperação anestésica (MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994). A respeito das iscas utilizadas, nós só capturamos felinos utilizando iscas vivas (semelhante aos resultados de MICHALSKI et al., 2007), apesar de existirem relatos de capturas ocasionais de jaguatiricas utilizando iscas mortas (por exemplo, ROCHA et al., 2013). Nossa eficiência de captura seria inclusive mais alta se calculada apenas considerando o esforço realizado com iscas vivas (16,95 jaguatiricas/1.000 armadilhas-noite). Como já era esperado devido ao nosso baixo número amostral de jaguatiricas, não encontramos relação entre o sucesso de captura e fatores ambientais.

Especificamente sobre as iscas-vivas, codornas foram mais baratas, mais limpas para manipular, morreram menos que os pintinhos e puderam ser utilizadas indefinidamente como iscas, enquanto pintinhos cresciam em 30-60 dias até um tamanho em que mantê-los como isca se tornava incompatível com o seu bem-estar.

Nossa seletividade na captura de jaguatiricas (22,06%) foi semelhante à seletividade calculada para a captura de felinos com o uso de armadilhas tipo caixa (22,58%) da única publicação disponível a partir de dados do Brasil (MICHALSKI et al., 2007). Esta taxa pode ser considerada baixa, como o esperado para armadilhas tipo caixa (MCCARTHY et al., 2013), se comparada a outros métodos como as armadilhas de laço utilizadas para pumas (*Puma concolor*) na América do Norte (70,13%, calculado de Logan et al. 1999). Porém, armadilhas tipo caixa são consideravelmente mais seguras e causam menos lesões para a espécie alvo e para espécies não-alvo (por exemplo MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994).

Não pudemos comparar nossa taxa de lesões a outros trabalhos com jaguatiricas devido a carência desta informação nos artigos publicados. Entretanto, comparando os dados a espécies de felino similares como o lince canadense (*Lynx canadensis*; MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994), que não consideraram lesões muito pequenas e tiveram 32% de lesões pequenas, consideramos nossa taxa de lesão para jaguatiricas como altamente aceitável, uma vez que tivemos apenas 3 lesões muito pequenas. Os métodos utilizados, porém, podem necessitar modificações para evitar a lesão em espécies não-alvo, uma vez que sua captura é inevitável e que, dos dois outros carnívoros capturados, um teve lesões pequenas e o outro uma lesão maior.

Em relação à imobilização, nossos resultados foram contrários às expectativas para ambientes tropicais, uma vez que a hipotermia foi o principal efeito colateral (MCCARTHY et al., 2013). A dose que utilizamos, de 10mg/kg da associação de tiletamina-zolazepam,

quando comparado aos dados disponíveis na literatura para a dose de 5mg/kg (SHINDLE; TEWES, 2000) resultou em um período mais longo de catalepsia porém, surpreendentemente, um tempo de incapacidade muito similar. Apesar do pequeno número de animais capturados, a grande variação das respostas utilizando doses muito similares para todas as jaguatiricas suporta a hipótese de que a resposta individual é o principal fator a influenciar a resposta anestésica à associação de tiletamina e zolazepam (SHINDLE; TEWES, 2000).

Além de considerar a eficiência, seletividade e taxa de lesões para avaliar o sucesso de captura, nós acreditamos que aferir os custos de captura também são importantes para selecionar um método de captura para pesquisa (AUSTIN et al., 2004). Entretanto, quando os custos de capturar carnívoros são mencionados, eles se restringem ao preço dos dispositivos/armadilhas de captura (por exemplo AUSTIN et al., 2004; MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994), sem considerar outros custos logísticos e de material que podem ser influenciados pelo próprio método de captura e pela duração do projeto.

2.3 Conclusões/Considerações finais

Este é o primeiro estudo a avaliar ao mesmo tempo eficiência, seletividade, lesões, imobilização e custos de um método de captura. Nós consideramos nosso método de captura de jaguatiricas com armadilhas tipo caixa como altamente eficiente. O método apresentou uma baixa taxa de lesões na espécie alvo. De forma a aumentar a segurança da armadilha para outras espécies, sugerimos a redução para menos de 10cm dos espaços entre as 4 hastes verticais mais próximas à porta e ao fundo da armadilha, e aumentar o número de hastes horizontais na porta de forma a diminuir para 5cm a distância entre as 6 hastes mais baixas, de forma a evitar que os animais consigam morder as hastes. Também sugerimos que as armadilhas sejam fechadas durante o dia ou que sejam feitas mais de uma checagem por dia (por exemplo, através do uso de “trap-transmitters”). A respeito do uso de iscas vivas, recomendamos que seja dada preferência a animais criados próximos à área de estudo, que seja avaliada a necessidade de eventuais tratamentos/testes preventivos nas iscas e que animais doentes sejam prontamente substituídos, de forma a evitar a disseminação de doenças.

Devido à grande variação na resposta anestésica, ao longo tempo de recuperação anestésica e os efeitos adversos registrados, recomendamos que outros protocolos anestésicos sejam testados para jaguatiricas de vida livre. Com base nos resultados apresentados aqui e na experiência prévia dos autores, destacamos a importância de ter em campo protocolos anestésicos para todas as espécies não-alvo que possam ser capturadas e também, no caso de

captura de mustelídeos, que os mesmos sejam prontamente soltos ou anestesiados assim que forem encontrados na armadilha.

A respeito da seletividade, seria especialmente útil desenvolver estratégias que evitassem a captura de gambás, uma vez que eles representam a maioria dos eventos de captura.

Devido ao alto custo e necessidade de uma equipe experiente para capturar e anestésias carnívoros (MCCARTHY et al., 2013), defendemos que financiamentos substanciais e de longo prazo diminuiriam o custo de cada captura, uma vez que os itens mais caros (principalmente veículo) poderiam ser utilizados por períodos mais longos sem um aumento significativo no custo total e, além disso, possibilitariam a permanência de equipes treinadas e experientes no campo conduzindo pesquisas de longa duração em ecologia e saúde de espécies ameaçadas.

Considerando os riscos inerentes à captura, ao status de ameaça a espécies que podem ser capturadas e à carência de dados, recomendamos a implementação de estudos delineados para testar e comparar diferentes métodos de captura de carnívoros neotropicais. Para possibilitar a comparação entre estudos de diferentes grupos de pesquisa e diferentes áreas de estudo, permitindo uma escolha ponderada do melhor método, sugerimos que os métodos de captura sejam selecionados e implementados visando os seguintes critérios: (i) alta eficiência de captura; (ii) alta seletividade; (iii) baixa taxa de lesões; (iv) alta adequabilidade da imobilização (segura para o animal, adequada para o tempo de procedimento, rápida recuperação e com efeitos previsíveis, adaptado de AUSTIN et al., 2004; MOWAT; SLOUGH; RIVARD, 1994); e (v) baixo custo.

Referências

AUSTIN, J.; CHAMBERLAIN, M.J.; LEOPOLD, B.D.; BURGER-JR, L.W. An evaluation of EGGTM and wire cage traps for capturing raccoons. **Wildlife Society Bulletin**, Bethesda, v. 32, n. 2, p. 351–356, 2004.

BAREA-AZCÓN, J.M.; VIRGÓS, E.; BALLESTEROS-DUPERÓN, E.; MOLEÓN, M.; CHIROSA, M. Surveying carnivores at large spatial scales: a comparison of four broad-applied methods. **Biodiversity and Conservation**, London, v. 16, n. 4, p. 1213–1230, Sept. 2006.

BELTRAN, J.; TEWES, M. Immobilization of ocelots and bobcats with ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 31, n. 1, p. 43–48, 1995.

CONVENÇÃO INTERNACIONAL SOBRE COMÉRCIO INTERNACIONAL DAS ESPÉCIES DA FLORA E FAUNA SELVAGEM EM PERIGO DE EXTINÇÃO. **Apêndice I**. 2013. Disponível em: <<http://www.cites.org/sites/default/files/eng/app/2013/E-Appendices-2013-06-12.pdf>>. Acesso em: 02 jul. 2014.

CRAWSHAW, P.G.; QUIGLEY, H.B. Notes on ocelot movement and activity in the Pantanal region, Brazil. **Biotropica**, Washington, v. 21, n. 4, p. 377–379, 1989.

DA SILVA JÚNIOR, W.M.; MELO, F.R.; MOREIRA, L.S.; BARBOSA, E.F.; MEIRA-NETO, J.A.A. Structure of Brazilian Atlantic forests with occurrence of the woolly spider monkey (*Brachyteles hypoxanthus*). **Ecological Research**, Tsukuba, v. 25, n. 1, p. 25–32, July 2009.

DEEM, S.L.; KARESH, W.B.; WEISMAN, W. Putting theory into practice: wildlife health in conservation. **Conservation Biology**, Boston, v. 15, n. 5, p. 1224–1233, Oct. 2001.

DILLON, A.; KELLY, M.J. Ocelot home range, overlap and density: comparing radio telemetry with camera trapping. **Journal of Zoology**, London, v. 275, n. 4, p. 391–398, Aug. 2008.

EMMONS, L.H. A field study of ocelots (*Leopardus pardalis*) in Peru. **Revue D'Ecologie, La Terre et la Vie**, Montrouge, v. 43, p. 133–157, 1988.

FILONI, C.; CATÃO-DIAS, J.L.; BAY, G.; DURIGON, E.L.; JORGE, R.S.P.; LUTZ, H.; HOFMANN-LEHMANN, R. First evidence of feline herpesvirus, calicivirus, parvovirus, and Ehrlichia exposure in Brazilian free-ranging felids. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 42, n. 2, p. 470–477, Apr. 2006.

IORELLO, C.; ROBBINS, R.G.; MAFFEI, L.; WADE, S.E. Parasites of free-ranging small canids and felids in the Bolivian Chaco. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 37, n. 2, p. 130–134, 2006.

IORELLO, C. NOSS, A.J.; DEEM, S.L.; MAFFEI, L.; DUBOVI, E.J.V. Serosurvey of small carnivores in the Bolivian Chaco. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 43, n. 3, p. 551–557, July 2007.

FLEMING, P.; ALLEN, L.R.; BERGHOUT, M.J.; MEEK, P.D.; PAVLOV, P.M.; STEVENS, P.; STRONG, K.; THOMPSON, J.A.; THOMPSON, P.C. The performance of wild-canid traps in Australia: efficiency, selectivity and trap-related injuries. **Wildlife Research**, Victoria, v. 25, p. 327–338, 1998.

HAINES, A.; TEWES, M.; LAACK, L. Survival and sources of mortality in ocelots. **Journal of Wildlife Management**, Bethesda, v. 1, p. 255–263, 2005.

HARVESON, P.M.; TEWES, M.E.; ANDERSON, G.L.; LAACK, L.L. Habitat use by ocelots in south Texas: implications for restoration. **Wildlife Society Bulletin**, Bethesda, v. 32, n. 3, p. 948–954, Sept. 2004.

INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS ESPACIAIS. **Sistema integrado de dados ambientais, plataforma de coleta de dados 30800 – Parque Estadual do Rio Doce**. 2014. Disponível em: <http://sinda.crn2.inpe.br/PCD/historico/consulta_pcda.jsp>. Acesso em: 04 abr. 2014.

JORGE, R.S.P.; PEREIRA, M.S.; MORATO, R.G.; SCHEFFER, K.C.; CARNIELI, P.; FERREIRA, F.; FURTADO, M.M.; KASHIVAKURA, C.K.; SILVEIRA, L.; JACOMO, A.T.A.; LIMA, E.S.; DE PAULA, R.C.; MAY-JUNIOR, J.A. Detection of rabies virus antibodies in Brazilian free-ranging wild carnivores. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 46, n. 4, p. 1310–1315, Oct. 2010.

KOLBE, J.; SQUIRES, J.; PARKER, T. An effective box trap for capturing lynx. **Wildlife Society Bulletin**, Bethesda, v. 31, n. 4, p. 980–985, 2003.

KOŁOWSKI, J.M.; ALONSO, A. Density and activity patterns of ocelots (*Leopardus pardalis*) in northern Peru and the impact of oil exploration activities. **Biological Conservation**, Essex, v. 143, n. 4, p. 917–925, Apr. 2010.

LIMA-BITTENCOURT, C.I.; COSTA, P.S.; BARBOSA, F.A.R.; CHARTONE-SOUZA, E.; NASCIMENTO, A.M.A. Characterization of a *Chromobacterium haemolyticum* population from a natural tropical lake. **Letters in Applied Microbiology**, Oxford, v. 52, n. 6, p. 642–650, June 2011.

LOGAN, K.A.; SWEANOR, L.L.; SMITH, J.F.; HORNOCKER, M.G. Capturing pumas with foot-hold snares. **Wildlife Society Bulletin**, Bethesda, v. 27, n. 1, p. 201–208, 1999.

LUDLOW, M.; SUNQUIST, M. Ecology and behavior of ocelots in Venezuela. **National Geographic Research**, Gaithersburg, v. 3, n. 4, p. 447–461, 1987.

MCBRIDE-JR, R.; MCBRIDE, R. Safe and selective capture technique for jaguars in the Paraguayan Chaco. **The Southwestern Naturalist**, Lubbock, v. 52, n. 4, p. 570–577, 2007.

MCCARTHY, J.; BELANT, J.L.; BREITENMOSER-WURSTEN, C.; HEARN, A.J.; ROSS, J. Live trapping carnivores in tropical forests: tools and techniques to maximise efficacy. **Raffles Bulletin of Zoology**, Singapore, v. 28, p. 55–66, 2013. Supplement.

METZGER, B.; SANTOS-PADUAN, K.; RUBINI, A. S.; OLIVEIRA, T. G.; PEREIRA, C.; O'DWYER, L. H. The first report of Hepatozoon sp. (Apicomplexa: Hepatozoidae) in neotropical felids from Brazil. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 152, n. 1/2, p. 28–33, Mar. 2008.

MICHALSKI, F.; CRAWSHAW, P.G.; OLIVEIRA, T.G.; FABIÁN, M.E. Efficiency of box-traps and leg-hold traps with several bait types for capturing small carnivores (mammalia) in a disturbed area of southeastern Brazil. **Revista de Biología Tropical**, San Jose, v. 55, n. 1, p. 315–320, Mar. 2007.

MOWAT, G.; SLOUGH, B.; RIVARD, R. A comparison of three live capturing devices for lynx: capture efficiency and injuries. **Wildlife Society Bulletin**, Bethesda, v. 22, p. 644–650, 1994.

ROCHA, F.L.; ROQUE, A.L.R.; ARRAIS, R.C.; SANTOS, J.P.; LIMA, V.S.; XAVIER, S.C.C.; CORDEIR-ESTRELA, P.; D'ANDREA, P.S.; JANSEN, A.M. Trypanosoma cruzi TcI and TcII transmission among wild carnivores , small mammals and dogs in a conservation unit and surrounding areas , Brazil. **Parasitology**, Cambridge, v. 140, n. 2, p. 160-170, 2013. Disponível em: <http://journals.cambridge.org/abstract_S0031182012001539>. Acesso em: 08 ago. 2014.

SHINDLE, D.B.; TEWES, M.E. Immobilization of wild ocelots with tiletamine and zolazepam in southern Texas. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 36, n. 3, p. 546–550, July 2000.

TERBORGH, J.; LOPEZ, L.; NUÑEZ, P.; RAO, M.; SHAHABUDDIN, G.; ORIHUELA, G.; RIVEROS, M.; ASCANIO, R.; ADLER, G. H.; LAMBERT, T. D.; BALBAS, L. Ecological meltdown in predator-free forest fragments. **Science**, New York, v. 294, n. 5548, p. 1923–1926, Nov. 2001.

TIME AND DATE AS. **Moonrise, moonset and moon phases – Brasília, Brazil**. Disponível em: <<http://www.timeanddate.com/moon/brazil/brasilia>>. Acesso em: 04 jun. 2014.

UNIÃO INTERNACIONAL PARA A CONSERVAÇÃO DA NATUREZA E DOS RECURSOS NATURAIS. **Leopardus pardalis**. 2008. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org/details/11509/0>>. Acesso em: 30 abr. 2014.

WIDMER, C.E.; AZEVEDO, F.C.C.; ALMEIDA, A.P.; FERREIRA, F.; LABRUNA, M.B. Tick-borne bacteria in free-living jaguars (*Panthera onca*) in Pantanal, Brazil. **Vector borne and Zoonotic Diseases**, Larchmont, v. 11, n. 8, p. 1001-1005, May 2011.

3 É NATURAL SEMPRE ESTAR SAUDÁVEL? AVALIAÇÃO CLÍNICA HEMATOLÓGICA E BIOQUÍMICA DE JAGUATIRICAS NA MATA ATLÂNTICA

Resumo

Nas últimas décadas foi publicada uma série de relatos que destacam o potencial impacto de doenças em populações de animais selvagens, porém poucos estudos se concentraram em estabelecer os parâmetros para diferenciar animais sadios de animais doentes. Neste estudo nós apresentamos dados clínicos, hematológicos e bioquímicos de captura de nove jaguatiricas saudáveis e uma doente, além de dados de recaptura de dois animais doentes, avaliadas nos anos de 2012 e 2013. Os resultados laboratoriais foram comparados com o valor médio de jaguatiricas de cativeiro e com o intervalo de referência para gatos domésticos. Jaguatiricas de vida livre apresentaram um aumento geral dos leucócitos, aspartato aminotransferase, creatinoquinase, desidrogenase láctica, ureia nitrogenada e triglicérides, provavelmente devido às condições de captura. As jaguatiricas de vida livre apresentaram também hiperproteinemia, hiperglobulinemia, hypoalbuminemia e hiperuricemia. Os três animais que foram considerados clinicamente doentes tinham aumento dos linfonodos submandibulares e poplíteos, estavam magros e contagem de leucócitos acima de 20.000, o que interpretamos como sinais claros de infecção ativa. Este é o primeiro relato de parâmetros clínicos, hematológicos e bioquímicos de jaguatiricas de vida livre. Os dados revelam a presença de animais doentes dentro da população de uma espécie relativamente comum, o que possivelmente é resultado da ocorrência natural e cíclica de doenças, a qual provavelmente só pode ser detectada e monitorada em carnívoros neotropicais através de avaliação clínica, hematológica e bioquímica.

Palavras-chave: Perfil sanitário; Avaliação clínica; Hemograma; Bioquímica sérica, Jaguatirica

Abstract

In the last decades, many research papers brought to evidence the potential impact of diseases in wild animal populations. However, few studies focused on establishing parameters to reliably differentiate healthy from sick animals. In this study, we present clinical, hematological and serum chemistry data from nine healthy and one ill captured and two ill recaptured ocelots along 2012 and 2013. Laboratory results were compared to mean values of captive ocelots and reference range for domestic cats. Free-ranging ocelots presented an overall increase in white blood cells, aspartate aminotransferase, creatine phosphokinase, lactate dehydrogenase, urea nitrogen and triglycerides, probably due to handling conditions. Free-ranging ocelots also presented hyperproteinemia, hyperglobulinemia, hypoalbuminemia and hyperuricemia. The three clinically ill animals had enlarged submandibular and popliteal lymph nodes, were underweight and presented more than 20,000 white blood cells count, which we interpret as clear indicatives of active infections. This is the first report on free-ranging ocelots' clinical, hematological and serum chemistry parameters. Data reveals the presence of sick animals among a population of a relatively common species, what more likely is the result of the natural cyclic occurrence of diseases, which may solely be detected and monitored in neotropical carnivores through clinical, hematological and serum chemistry evaluation.

Keywords: Health assessment; Clinical findings; Hematology; Serum chemistry; Ocelot

2.1 Introdução

O monitoramento da saúde de populações selvagens é crucial para compreender a relação natural entre hospedeiros e parasitas e, além disso, para identificar, prevenir e manejar potenciais patógenos e fatores ambientais que possam representar uma ameaça à saúde da vida selvagem (DEEM; KARESH; WEISMAN, 2001). Porém, em florestas tropicais, a compreensão do papel de parasitas em ecossistemas tão complexos pode se tornar um enorme desafio. Para pesquisadores da vida selvagem, um primeiro passo deve ser estabelecer parâmetros para diferenciar animais doentes e sadios de forma confiável. Nas últimas décadas, muitos artigos científicos evidenciaram o potencial impacto de doenças em populações de animais selvagens (SMITH; ACEVEDO-WHITEHOUSE; PEDERSEN, 2009; THOMPSON; LYMBERY; SMITH, 2010), como os casos recorrentes de epidemia de raiva em lobos da Etiópia (*Canis simenensis*), os canídeos mais raro do mundo (JOHNSON et al., 2010), e a difundida ocorrência de cinomose canina em todas as famílias de carnívoros terrestres (DEEM et al., 2000). Além do foco na conservação de espécies, a avaliação da saúde de carnívoros selvagens vem sendo pesquisada também devido ao seu potencial papel como sentinelas de saúde ambiental (AGUIRRE, 2009; ATWOOD et al., 2007; CLEAVELAND; MESLIN; BREIMAN, 2006).

Seguindo uma tendência mundial em identificar patógenos em populações selvagens de carnívoros (MURRAY et al., 1999), uma série de estudos vem sendo publicados sobre carnívoros neotropicais em cativeiro (ANDRÉ et al., 2010; FILONI et al., 2003; RAMOS SILVA et al., 2007) e em vida livre (FIORELLO et al., 2006; JORGE et al., 2010; METZGER et al., 2008; WIDMER et al., 2011). Porém, a maioria das publicações relata apenas estudos transversais limitados à pesquisa direta ou indireta de alguns poucos patógenos, sem dados consistentes sobre o estado de saúde dos animais estudados.

Valores hematológicos e bioquímicos são fundamentais para investigar a saúde de animais de vida livre capturados (BARNES; GOLDIZEN; COLEMAN, 2008) e podem ser utilizados também para avaliar a saúde ambiental (LANDER et al., 2013). Entretanto, até que sejam estabelecidos os valores de referência para animais saudáveis de vida livre, a importância de uma avaliação clínica completa não deve ser ignorada (JONES, 2006). No caso de felinos selvagens, suas semelhanças anatômicas e fisiológicas em relação ao gato doméstico podem fornecer parâmetros clínicos e laboratoriais iniciais.

A jaguatirica (*Leopardus pardalis*) é um felino de médio porte (peso adulto entre 7 e 16 kg), distribuído do México ao Nordeste da Argentina (IUCN, 2008), listado no Apêndice I da Convenção Internacional sobre Comércio Internacional das Espécies da Flora e Fauna Selvagem em Perigo de Extinção (CITES, 2013) e considerado na categoria “menor preocupação” da União Internacional para a Conservação da Natureza e dos Recursos Naturais (IUCN, 2008). Ao longo de sua distribuição, jaguatiricas são muitas vezes consideradas abundantes, atingindo densidades tão altas como 94,7 jaguatiricas/100 km² (KOLOWSKI; ALONSO, 2010). Desta forma, o monitoramento da saúde de populações de jaguatirica pode se tornar uma importante ferramenta na detecção de ameaças à saúde desta espécie e de outras espécies mais raras de carnívoros dentro de Unidades de Conservação (HALLIDAY et al., 2007). Entretanto, a literatura disponível acerca da saúde de jaguatiricas está limitada a estudos epidemiológicos transversais focados em patógenos específicos (FILONI et al., 2006; FIORELLO et al., 2006; FRANKLIN et al., 2008; JORGE et al., 2010; LABRUNA et al., 2005; NAVA et al., 2008; RENDÓN-FRANCO et al., 2012; ROCHA et al., 2013). Portanto, o objetivo deste estudo foi realizar uma avaliação clínica padronizada juntamente com uma avaliação hematológica e bioquímica para investigar a saúde de jaguatiricas de vida livre do Parque Estadual do Rio Doce, uma reserva de Mata Atlântica do estado de Minas Gerais. A partir dos resultados encontrados, nós tentamos avaliar se seria natural sempre encontrar indivíduos saudáveis em uma população de jaguatiricas de vida livre.

2.2 Desenvolvimento

2.2.1 Material e Métodos

Área de estudo

O Parque Estadual do Rio Doce (PERD, 19°29'24" - 19°48'18"S and 42°28'18" - 42°38'30"W) é o maior remanescente de Mata Atlântica de Minas Gerais (LIMA-BITTENCOURT et al., 2011). O PERD é composto por 360 km² de floresta tropical sazonal semidecidual e inserido em uma paisagem de plantações de eucaliptos, pastos e cidades (DA SILVA JÚNIOR et al., 2009). Amostramos três diferentes áreas do PERD durante este estudo, instalando a maioria das armadilhas em estradas de terra e trilhas (Figura 1).

Figura 1 – Mapa do Parque Estadual do Rio Doce com os pontos de armadilhamento nos anos de 2012 e 2013

Captura e procedimentos

As jaguatiricas foram capturadas utilizando armadilhas tipo caixa com iscas vivas, e eram checadas a cada 12-24 horas. Uma vez capturadas, elas eram anestesiadas com uma dose estimada de 10mg/kg da associação teletamina-zolazepam (Zoletil™, Virbac do Brasil, São Paulo, Brazil). Depois de imobilizados, os animais eram tratados com uma pomada oftálmica (Epítezan™, Allergan Produtos Farmacêuticos, São Paulo, Brazil), tinham seus olhos cobertos, eram sexados, pesados e sua faixa etária era estimada de acordo com o desgaste dos dentes e condição corporal. As jaguatiricas eram consideradas adultas (> 24 meses), subadultas (12 a 24 meses) e juvenis (< 12 meses). Amostras de sangue foram coletadas das veias cefálica ou safena utilizando vacutainers e tubos de 5ml contendo ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA) e tubos com separador de soro (BD Biosciences, São Paulo, Brazil). As frequências cardíaca e respiratória, a temperatura e a hidratação dos animais eram avaliadas a cada 15 minutos como parte do monitoramento anestésico. Todas as jaguatiricas foram avaliadas clinicamente pela mesma médica veterinária seguindo um protocolo pré-estabelecido (Apêndice E) e anotados em fichas individuais. Após a recuperação anestésica cada jaguatirica era solta no mesmo local em que havia sido capturada. A captura e os

procedimentos realizados foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais em Pesquisas da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ/USP), pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBio, 34284-1); e pelo Instituto Estadual de Florestas de Minas Gerais (IEF, UC053/12).

Análises laboratoriais

O sangue coletado nos tubos separadores de soro eram deixados a temperatura ambiente até coagulação e então centrifugados a 1.500G por 10 minutos. O soro era então transferido para microtubos de 1,5 mL (Axygen, CA, USA). O tubo de sangue com EDTA e microtubos eram então refrigerados até a análise. Devido a questões logísticas, a avaliação hematológica e 8 parâmetros bioquímicos (fosfatase alcalina, alanino aminotransferase, aspartato aminotransferase, creatino fosfoquinase, creatinina, gama-glutamil transferase, proteínas totais e ureia) foram realizadas em um laboratório comercial veterinário mais próximo ao PERD (Laboratório Salvatti, Ipatinga, MG) em até 24 horas após a coleta e, os outros 19 parâmetros bioquímicos, em outro laboratório comercial veterinário (TECSA, Belo Horizonte, MG, Brasil) em até 72 horas. Detalhes dos métodos utilizados em cada análise estão no Apêndice F.

Análise de dados

Nas análises estatísticas incluímos apenas os dados da primeira captura das jaguatiricas adultas. Os resultados de animais recapturados foram excluídos para evitar a replicação de dados. Os dados de jaguatiricas de cativeiro foram obtidos do Sistema Internacional de Informações sobre Espécies (ISIS, 2002). Como alguns intervalos do ISIS (2002) incluem valores aberrantes como $0,105 \times 10^9/L$, decidimos restringir nossas comparações aos valores médios apresentados.

Nós testamos a normalidade da distribuição de cada parâmetro utilizando o teste de Kolmogorov-Smirnov e os plots de probabilidade normal. Valores que excedessem 2 desvios padrões eram considerados outliers e foram removidos das análises. Utilizamos o teste t para duas amostras independentes para realizar a comparação entre parâmetros hematológicos de jaguatiricas de cativeiro e vida livre, e entre os sexos das jaguatiricas de vida livre. Para dados que violassem o pressuposto de normalidade e homogeneidade, usamos o teste de Kruskal-Wallis para análise de variância. Como não existe qualquer outra referência para jaguatiricas saudáveis, os dados de hematologia e bioquímica apresentados por nós foram comparados

também com os valores de referência de gatos domésticos (*Felis catus*) (MERCK 2012a, 2012b) para avaliar a possível relevância biológica dos nossos resultados.

2.2.2 Resultados

Achados clínicos

Ao longo de 2012 e 2013 capturamos dez jaguatiricas (5 machos adultos, 4 fêmeas adultas, 1 fêmea juvenil), as quais imobilizamos e examinamos. Quatro animais foram considerados saudáveis. Cinco animais foram considerados saudáveis com pequenas alterações clínicas: o macho #04 apresentou sobrepeso; o macho #05 estava com os linfonodos submandibulares aumentados; os machos #02 e #08 e a fêmea #09 tinham lesões alopécicas focais (Figura 2a,b); e a fêmea juvenil #10 (idade estimada em 6 meses) estava com as mucosas pálidas. Uma jaguatirica (macho #06) foi considerada doente durante a inspeção pré-anestésica e, sob exame clínico, foi confirmado que o animal estava magro, com aumento dos linfonodos submandibulares e poplíteos, alopecia generalizada com pele escura e espessa, e pelos opacos (Figura 3).

Obtivemos 5 eventos de recaptura de jaguatiricas (#02, #03 foram recapturados uma vez, #01 foi recapturada 4 vezes). O macho #02 foi recapturado apenas 10 dias após a primeira captura, considerado clinicamente saudável e, portanto, não coletamos amostras de sangue. A fêmea #03 foi recapturada também apenas 10 dias após a primeira captura, porém apresentava doença branda sob exame clínico, apresentando perda de peso, estava excessivamente parasitada por carrapatos, com linfonodos submandibulares e poplíteos aumentados, diarreia e mucosas pálidas. Devido à proximidade com o primeiro evento de captura e custos laboratoriais e logísticos, as amostras de sangue foram avaliadas apenas para parâmetros hematológicos. A primeira recaptura da fêmea #01 ocorreu 2 meses após a primeira captura em 2012, o animal foi considerado saudável e portanto não coletamos amostras para patologia clínica. Esta fêmea foi recapturada novamente depois de 13 meses, apresentando doença branda, estava com perda de peso, excessivamente parasitada por carrapatos, com aumento dos linfonodos submandibulares e poplíteos, diarreia, pelos opacos e tinha uma infecção no olho direito (Figura 4), portanto coletamos amostras de sangue e os dados mais relevantes encontrados estão discutidos abaixo. Este animal foi mais uma vez recapturado depois de 3 dias, e seu olho estava totalmente recuperado (provavelmente devido à pomada oftálmica utilizada), e não coletamos novas amostras de sangue. Os principais achados da inspeção e exame clínico dos animais capturados e recapturados estão presentes na Tabela 1.

Figura 2 – Lesões alopécicas focais: A) Macho #02 com duas lesões alopécicas no alto da coxa e base da cauda; B) Macho #08 com uma lesão alopécica focal no alto da cabeça

Figura 3 – Macho #06 com alopecia generalizada, apresentando também pele espessa e escura e pelo opaco

Figura 4 – Fêmea #01 com infecção no olho direito

Resultados Laboratoriais

Raspados de pele das lesões alopecicas focais e da dermatite generalizada foram negativos para sarna e fungo (Laboratório Salvatti, Ipatinga, MG, Brasil).

As hemácias de todas as jaguatiricas capturadas foram consideradas normocrômicas quando comparadas à hemácias de gatos domésticos. Em relação ao tamanho, as hemácias foram consideradas macrocíticas em amostras de 7 jaguatiricas adultas, normocíticas em amostras de outros 2 indivíduos (#02, #03), e microcíticas na amostra do animal juvenil (#10).

As análises estatísticas para parâmetros hematológicos excluíram os outliers: #02 (macho) para hemácias ($9,1 \times 10^9/L$), hemoglobina (204 g/L), concentração média de hemoglobina (MCHC, 510 Pg/cell) e o indivíduo #09 (fêmea) para bastonetes ($0 \times 10^9/L$). Nas análises bioquímicas, os outliers excluídos foram os animais #01 (fêmea) para bilirrubinas totais ($9,4 \mu\text{Mol/L}$), bilirrubina direta ($4,8 \mu\text{Mol/L}$) e bilirrubina indireta ($4,6 \mu\text{Mol/L}$); e #02 (macho) para bilirrubinas totais ($18,47 \mu\text{Mol/L}$) e bilirrubina indireta ($15,2 \mu\text{Mol/L}$).

Entre as jaguatiricas de vida livre, os valores médios de neutrófilos foram maiores para macho que para fêmeas ($t = -2,74$, $P = 0,029$) e os valores médios de potássio foram menores para machos que para fêmeas ($t = 3,02$, $P = 0,019$). Não encontramos mais nenhuma diferença entre machos e fêmeas tanto para valores hematológicos como bioquímicos médios (todos $P > 0,05$). Os dados de machos, fêmeas e do indivíduo juvenil estão apresentados na Tabela 2.

Comparação de resultados laboratoriais entre jaguatiricas de vida livre e cativo

Dos 14 parâmetros hematológicos utilizados para a comparação entre animais de vida livre e cativo, 9 foram significativamente diferentes. O valor médio de leucócitos, neutrófilos, bastonetes, linfócitos, monócitos e plaquetas foram mais altos em animais de vida livre. O valor médio de hemácias, hemoglobina celular média e basófilos foram menores nas jaguatiricas de vida livre. Entre os 28 parâmetros bioquímicos, 12 foram significativamente diferentes (todos $P < 0,05$). Observamos valores médios mais altos em jaguatiricas de vida livre de ureia nitrogenada, aspartato aminotransferase (AST), creatino fosfoquinase (CPK), triglicérides, ácido úrico, proteínas totais, globulinas, desidrogenase láctica (LDH) e potássio. Os valores médios de albumina e sódio foram mais baixos nas jaguatiricas de vida livre que nas jaguatiricas de cativo (Tabela 3).

Resultados hematológicos e bioquímicos de jaguatiricas doentes

A jaguatirica clinicamente doente incluída nas análises (macho #06), apesar de não ter sido considerada um outlier em nenhum dos parâmetros, apresentou alguns resultados que consideramos biologicamente importantes. Este animal teve o valor mais alto para leucócitos ($25,0 \times 10^9/L$), neutrófilos ($19,25 \times 10^9/L$), monócitos ($1,6 \times 10^9/L$) e ureia nitrogenada (42,8 mMol/L). Além disso, ele tinha o menor valor para colesterol total (2,2 mMol/L) e a proporção entre lipoproteína de alta densidade (HDL) e lipoproteína de baixa densidade (LDL) foi de 0,670.

Em relação às duas jaguatiricas que foram consideradas doentes na recaptura, a fêmea #01 estava acima do intervalo de valores das jaguatiricas de vida livre para hemoglobina (167,0 g/L), hemoglobina celular média (MCH, 25,69 Pg/célula) e concentração média de hemoglobina celular (MCHC, 477,1 g/L), e abaixo do intervalo de valores para cálcio (2,0 mMol/L), cloro (103 mMol/L), CPK (131,0 U/L), potássio (4,0 mMol/L), albumina (18,0 g/L) e ureia nitrogenada (21,77 mMol/L). A fêmea #03 foi avaliada apenas para parâmetros hematológicos, e apresentou um valor mais baixo que o mínimo de jaguatiricas de vida livre para hematócrito (28 L/L) e acima do máximo para monócitos ($1,62 \times 10^9/L$).

O único parâmetro hematológico em comum entre os três animais clinicamente doentes (#06 captura, #01 e #03 recapturas) foi um valor mais alto de leucócitos ($25,0 \times 10^9/L$; $22,8 \times 10^9/L$; $20,2 \times 10^9/L$, respectivamente) comparado com os intervalos de valores de gatos domésticos e jaguatiricas de vida livre (excluindo-se o #06).

2.2.3 Discussão

Apesar das diferenças quando comparados a dados de jaguatiricas de cativeiro (ISIS, 2002), nossos resultados para parâmetros relacionados às células vermelhas apresentaram apenas mínimas diferenças em relação ao intervalo de referência para gatos domésticos. Entretanto, semelhantemente a outros felinos de vida livre sob estresse de captura (por exemplo WIDMER et al., 2012), as jaguatiricas apresentaram um aumento generalizado de leucócitos quando comparadas tanto a valores médios de jaguatiricas de cativeiro como ao intervalo de referência de gatos domésticos, principalmente devido à neutrofilia.

As condições de captura, especialmente o estresse e a ausência de jejum anterior à coleta de sangue provavelmente influenciaram na alteração de alguns dos resultados bioquímicos. Os valores médios de AST, CPK e LDH mais altos nas jaguatiricas de vida livre comparados à média dos animais de cativeiro e ao intervalo de referência de gatos domésticos indicam lesão muscular (ALLISON, 2012a), possivelmente devido à contenção física. Valores aumentados de AST junto com valores aumentados de CPK podem ser um indicativo de que o animal ficou mais tempo preso dentro da armadilha, uma vez que estas enzimas tem tempos de liberação diferentes (a CPK tem seu pico em 6-12 horas e a AST em 24-48 horas) (ALLISON, 2012a). Seria importante estabelecer o intervalo de valores normais de CPK, AST e ALT sob estas condições de captura para diminuir o risco de diagnosticar lesões hepatocelulares de forma errônea (ALLISON, 2012b). Valores aumentados de ureia nitrogenada e triglicérides comparados a animais de cativeiro e também de colesterol comparados aos intervalos de referência de gatos domésticos são provavelmente resultantes da ausência de jejum antes da coleta das amostras (MEUTEN, 2012; RADIN, 2012).

Outros parâmetros bioquímicos são também provavelmente resultantes da captura, do modo de vida e de alimentação de felinos de vida livre. A hiperproteïnemia devido a hiperglobulinemia, junto com a hipoalbuminemia apresentada pelas jaguatiricas de vida livre comparado tanto com valores de animais de cativeiro como gatos domésticos sugere parasitismo gastrointestinal (ALLISON, 2012c), como já foi descrito para outros felinos neotropicais como a onça-pintada (*Panthera onca*) (WIDMER et al., 2012). Em relação à hiperuricemia das jaguatiricas de vida livre comparadas ao valor médio das jaguatiricas de cativeiro, consideramos que os valores apresentados não são clinicamente relevantes uma vez que estes mamíferos convertem facilmente este composto em alantóina e a excretam (VÁZQUEZ-MELLADO; ALVAREZ HERNÁNDEZ; BURGOS-VARGAS, 2004). Entretanto, mais investigações são necessárias para elucidar se este achado é resultante de diferenças na dieta dos animais de vida livre e/ou da lesão muscular sofrida pelos animais na

captura (SUTTON et al., 1980; VÁZQUEZ-MELLADO; ALVAREZ HERNÁNDEZ; BURGOS-VARGAS, 2004).

Comparadas aos animais de cativeiro, as jaguatiricas de vida livre apresentam valores mais altos de potássio e mais baixos de sódio, porém não consideramos estas diferenças como biologicamente relevantes, uma vez que os valores estão dentro do intervalo de referência para gatos domésticos.

Entre os animais clinicamente saudáveis, a fêmea #09, apesar de não ser um outlier, foi a única a apresentar níveis de ALT (117 U/L) acima do intervalo de referência para gatos domésticos. Seu resultado elevado de ALT, somado aos valores de AST (120 U/L) e CPK (1.760 U/L) dentro do intervalo de jaguatiricas de vida livre, são um indicativo consistente da presença de uma lesão hepatocelular ativa (ALLISON, 2012b). Outro animal que se diferenciou do padrão dos demais animais sadios foi o macho #04, que apresentou valores de colesterol LDL mais altos que de HDL, o que é diferente da proporção esperada para gatos domésticos sadios (HDL maior que LDL). Esta condição pode ser um reflexo do sobrepeso apresentado por este indivíduo (RADIN, 2012). Baseados somente nos exames clínicos e laboratoriais aqui apresentados, não pudemos determinar as causas do aumento dos valores de concentração de hemoglobina e de bilirrubina indireta do animal #02 e da hiperbilirrubinemia apresentada pela fêmea #01 na primeira captura.

Em relação aos animais doentes, os três apresentaram aumento dos linfonodos submandibulares e poplíteos, estavam magros e tinham mais de 20.000 leucócitos no hemograma, o que nós interpretamos como sinais claros de infecções ativas. Não conseguimos correlacionar os achados clínicos às alterações laboratoriais do animal #01. No animal #06, a leucocitose com neutrofilia e monocitose, acompanhadas pelo menor valor de colesterol total e LDL maior que HDL, são consistentes com uma bacteremia intermitente advinda da dermatite generalizada (TILEY; SMITH-JR, 2007; RADIN, 2012). Pudemos confirmar que as mucosas pálidas da fêmea #03 eram resultantes de uma anemia, uma vez que o hematócrito estava abaixo do nosso intervalo de dados para jaguatiricas de vida livre e do intervalo para gatos domésticos (THRALL, 2012).

2.3 Conclusões/Considerações finais

Este é o primeiro relato de dados clínicos, hematológicos e bioquímicos de jaguatiricas de vida livre. As alterações clínicas encontradas foram consistentes com os resultados laboratoriais. Apesar de termos obtido muitas informações importantes, mais investigações são necessárias para elucidar as causas de muitos achados, especialmente dos três animais

cl clinicamente doentes. Sugerimos que sejam feitas investigações adicionais sobre a saúde desta população, incluindo o monitoramento de longo prazo dos animais e pesquisas amplas acerca de parasitas e fatores ambientais que possam afetar esta e outras espécies de carnívoros na área de estudo. Entretanto, sugerimos cautela ao atribuir causalidade a eventuais patógenos identificados nas amostras destes animais, uma vez que muito pouco se sabe sobre a grande diversidade de micro e macro parasitas e seus papéis nos processos ecológicos, tais como regulação populacional e mediação de competição entre espécies (BEGON, 2006; SCHALL, 1992; THOMPSON; LYMBERY; SMITH, 2010). Considerando que a jaguatirica é uma espécie com ampla distribuição geográfica e reconhecidamente capaz de sobreviver até mesmo em ambientes antropizados (DI BITETTI et al., 2008), acreditamos que nosso achado de alguns animais doentes seja uma consequência da ocorrência natural e cíclica de doenças dentro de uma população (BEGON, 2006) e não deveria ser interpretada como uma ameaça à população de jaguatiricas do PERD.

Estabelecer os parâmetros para diferenciar animais sadios de doentes e a proporção natural que deveria ser esperada de animais doentes pode ser fundamental no monitoramento da saúde populacional e ambiental em ecossistemas tropicais. Estes parâmetros podem também ser de grande importância para estabelecer a real relevância do diagnóstico de patógenos específicos em populações de carnívoros neotropicais. Além disso, considerando que florestas tropicais densas provavelmente impossibilitam a detecção de animais mortos e doentes, e que o clima quente e úmido rapidamente impede a realização de necropsias adequadas, recomendamos que o monitoramento da saúde de carnívoros neotropicais seja implementado através da captura, avaliação clínica, hematológica e bioquímica.

Tabela 1 – Achados clínicos de 10 capturas e 2 recapturas de jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) no Parque Estadual do Rio Doce, em 2012 e 2013

Identificação	Inspeção					Achados clínicos			
	Magro	Pelos opacos	Diarreia	Outros	Sobrepeso	Mucosas pálidas	Aumento de linfonodos	Infestação por carrapatos	Lesões alopecicas focais
Doentes	01(f) ¹	X	X	X	Olho infeccionado	-	X	X	-
	03(f) ¹	X	-	X	-	X	X	X	-
	06(m)	X	X	-	Dermatite generalizada	-	X	-	-
Sádios	-	-	-	-	04(m)	10 (juvenil,f)	05(m)	-	02(m), 08(m), 109(f)

¹Dados de recaptura
(m) = macho; (f) = fêmea

Tabela 2 – Parâmetros hematológicos e bioquímicos de 9 jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) adultas de vida livre (2 a 6 anos de idade; 5 machos e 4 fêmeas) e valores hematológicos e bioquímicos de 1 jaguatirica juvenil (fêmea, 6 meses de idade) capturadas em 2012 e 2013 no Parque Estadual do Rio Doce, categorizadas por sexo (continua)

Parâmetro ^a	Machos			Fêmeas		
	Unidade	n	Média (mediana) ± DP	Intervalo	n	Média (mediana) ± SD
Hematológico						
Hemácias	10 ⁹ /L	4	6,5 (6,5) ± 0,36	6,0-6,8	4	6,5 (6,75) ± 0,73
Hemoglobina	g/L	4	112,2 (113) ± 4,6	106,0-117,0	4	116,2 (119,5) ± 15,2
Hematócrito	L/L	5	0,34 (0,34) ± 0,01	0,34-0,36	4	0,34 (0,34) ± 0,03
MCV	fL	5	51,9 (51,5) ± 5,7	44,0-60,0	4	52,6 (54,1) ± 7,5
MCH	Pg/cell	5	18,4 (17,5) ± 2,6	12,1-19,8	4	18,1 (18,7) ± 3,6
MCHC ¹	g/L	5	296,0 (290,0) ± 8,9	290-310	4	298,3 (300,0) ± 16,0
Leucócitos	10 ⁹ /L	5	20,2 (19,1) ± 2,8	18,1-25,0	4	15,5 (15,5) ± 3,4
Bastonetes	10 ⁹ /L	5	0,35 (0,36) ± 0,15	0,18-0,57	3	0,30 (0,24) ± 0,14
Neutrófilos*	10 ⁹ /L	5	15,0 (15,1) ± 2,84	12,2-19,2	4	8,9 (9,1) ± 1,5
Linfócitos	10 ⁹ /L	5	3,8 (4,1) ± 1,9	1,46-6,1	4	5,17 (4,5) ± 2,7
Eosinófilos ¹	10 ⁹ /L	5	0,52 (0,39) ± 0,31	0,3-1,0	4	0,36 (0,3) ± 0,39
Basófilos ¹	10 ⁹ /μl	5	0,00	0,0	4	0,00
Monócitos	10 ⁹ /L	5	0,85 (0,98) ± 0,31	0,5-1,1	4	0,88 (0,69) ± 0,47
Plaquetas	10 ⁹ /L	5	445,6 (392) ± 129,4	332-620	4	391,5 (296) ± 201,8
Bioquímico						
ALP	U/L	5	26,0 (27,0) ± 8,9	13,0-35,0	4	27,7 (28,5) ± 2,9
ALT	U/L	5	64,4 (66,0) ± 20,0	40,0-90,0	4	59,5 (44,0) ± 39,7
AST	U/L	5	116,2 (120,0) ± 52,2	61,0-193,0	4	61,5 (44,0) ± 39,4
Cálcio	mMol/L	5	2,5 (2,4) ± 0,22	2,33-2,75	4	2,5 (2,5) ± 0,24
Cloro ^b	mMol/L	3	108,0 (108,0) ± 1,4	107-109	4	112,3 (110) ± 4,0
Colinesterase	U/L	5	3034,5 (3034,5) ± 673,9	2558-3511	4	2599,3 (2539) ± 253,9
CPK	U/l	5	1900 (1900) ± 890,9	1270-2530	4	1173 (1050) ± 536,6
Creatinina	μMol/L	5	97,2 (88,4) ± 12,5	88,4-114,9	4	88,4 (88,4) ± 21,6
GGT ¹	U/L	5	5,4 (5,0) ± 2,88	2,0-10,0	4	6,00 (6,00) ± 1,15
						5,0-7,0
						2,0

Tabela 2 – Parâmetros hematológicos e bioquímicos de 9 jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) adultas de vida livre (2 a 6 anos de idade; 5 machos e 4 fêmeas) e valores hematológicos e bioquímicos de 1 jaguatirica juvenil (fêmea, 6 meses de idade) capturadas em 2012 e 2013 no Parque Estadual do Rio Doce, categorizadas por sexo

Parâmetro ^a	Machos				Fêmeas			
	Unidade	n	Média (mediana) ± DP	Intervalo	n	Média (mediana) ± SD	Intervalo	Juvenil
Ferro	µMol/L	5	40,5 (40,5) ± 20,1	26,3-54,7	4	27,8 (29,5) ± 8,8	18,3-35,6	26,8
LDH	U/L	5	2476 (2476) ± 2124,1	974-3978	4	3140,3 (2327) ± 2100,6	1568-5526	316
Fósforo	mMol/L	5	1,35 (1,32) ± 0,47	0,84-1,97	4	1,4 (1,2) ± 0,7	0,8-2,36	3,29
Potássio*	mMol/L	5	4,7 (4,6) ± 0,2	4,5-5,0	4	5,0 (5,0) ± 0,09	5,0-5,2	5,0
Sódio	mMol/L	5	149,8 (149) ± 2,5	148-154	4	149,5 (150) ± 1,73	147-151	151
Bilirrubinas totais	µMol/L	4	3,3 (3,3) ± 0,12	3,2-3,4	3	2,3 (2,4) ± 1,1	1,2-3,4	1,7
Bilirrubina direta	µMol/L	5	1,8 (1,8) ± 0,36	1,5-2,05	3	1,4 (1,1) ± 0,7	0,86-2,2	1,0
Bilirrubina indireta	µMol/L	4	1,5 (1,5) ± 0,48	1,2-1,9	3	0,9 (1,2) ± 0,5	0,34-1,2	0,7
Colesterol total	mMol/L	5	5,4 (5,4) ± 0,97	4,7-6,1	4	3,96 (3,64) ± 0,79	3,4-4,9	3,98
HDL	mMol/L	4	2,17 (2,17) ± 1,2	1,3-3,0	4	2,1 (2,0) ± 0,3	1,8-2,4	2,35
LDL	mMol/L	5	2,8 (2,8) ± 0,22	2,65-2,96	4	1,5 (1,26) ± 0,6	1,1-2,2	1,57
VLDL	mMol/L	5	0,39 (0,39) ± 0,04	0,36-0,42	4	0,35 (0,34) ± 0,15	0,21-0,52	0,06
Proporção HDL/LDL*		5	0,96 (1,1) ± 0,39	0,44-1,3	4	1,6 (1,6) ± 0,4	1,1-2,0	1,5
Proteínas totais	g/L	5	104,5 (104,5) ± 12,0	96,0-113,0	4	88,6 (93,6) ± 10,1	77,0-95,3	74,3
Albumina	g/L	5	23,05 (23,05) ± 1,34	22,1-24,0	4	25,6 (26,3) ± 2,3	23,0-27,5	24,4
Globulina	g/L	5	81,4 (81,4) ± 13,4	72,0-90,9	4	63,03 (66,1) ± 7,9	54,0-69,0	49,9
Proporção alb./glob.		5	0,28 (0,28) ± 0,06	0,24-0,33	4	0,41 (0,42) ± 0,02	0,38-0,43	0,49
Triglicérides	mMol/L	5	0,71 (0,71) ± 0,82	0,13-1,3	4	0,76 (0,73) ± 0,32	0,45-1,10	0,18
Ureia nitrogenada	mMol/L	5	31,8 (31,1) ± 7,3	24,6-42,8	4	34,3 (34,3) ± 2,5	31,8-37,1	45,0
Ácido úrico	mMol/L	5	0,07 (0,07) ± 0,03	0,05-0,09	4	0,03 (0,03) ± 0,02	0,01-0,06	0,06

^a MCV = volume celular médio; MCH = hemoglobina celular média; MCHC = concentração média de hemoglobina celular; ALP = fosfatase alcalina; ALT = alanino aminotransferase; AST = aspartato aminotransferase; CPK = creatino fosfoquinase; GGT = gama-glutamil transferase; LDH = desidrogenase láctica; HDL = lipoproteína de alta densidade; LDL = lipoproteína de baixa densidade; VLDL lipoproteína de muito baixa densidade

^b Devido a um erro do laboratório, esta análise não foi feita para todas as amostras

^c Parâmetros com distribuição anormal * teste-t: diferenças estatisticamente significativas ($P < 0,05$)

Tabela 3 – Parâmetros médios hematológicos e bioquímicos de 9 jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) adultas de vida livre (2 a 6 anos de idade; 5 machos e 4 fêmeas), capturadas em 2012 no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Geras, e dados de jaguatiricas adultas de cativeiro e intervalo de referência para gatos domésticos (continua)

Parâmetro ^a	Jaguatiricas de vida livre				Jaguatiricas de cativeiro			Gato doméstico	
	Unidade	Média (mediana) ± DP	95% IC	Intervalo	n	Média ± DP	Intervalo	n	MERCK, 2012
Hematológico									
Hemácias*	10 ⁹ /L	6,5 (6,6) ± 0,53	6,05-6,95	5,5-7,1	8	7,37 ± 1,12	5,10-10,8	107	5,0-10,0
Hemoglobina	g/L	114,25 (115,5) ± 10,63	105,36-123,14	95-131	8	125 ± 17	94-171	114	100-150
Hematócrito	L/L	0,35 (0,35) ± 0,03	0,33-0,37	0,30-0,40	9	0,376 ± 0,054	0,266-0,529	136	0,30-0,45
MCV	fl	52,2 (52,86) ± 6,15	47,5-56,9	42,25-60,0	9	51,2 ± 4,3	42,9-62,8	106	39-55
MCH*	Pg/cell	18,25 (17,5) ± 2,87	16,0-20,5	13,4-22,4	9	17,0 ± 1,7	12,7-21,8	105	13-17
MCHC ¹	g/L	332,1 (326,3) ± 18,62	316,5-347,7	311,8-363,9	8	332 ± 23	238-396	113	300-360
Leucócitos*	10 ⁹ /L	18,5 (18,9) ± 3,4	15,8-21,2	12,15-25,0	9	10,16 ± 3,458	4,62-23,30	134	5,5-19,5
Bastonetes*	10 ⁹ /L	0,33 (0,30) ± 0,14	0,21-0,45	0,18-0,57	8	0,187 ± 0,128	0,00-0,50	21	0,-0,3
Neutrófilos*	10 ⁹ /L	12,8 (12,7) ± 3,6	10,0-15,6	7,41-19,25	9	6,956 ± 2,865	0,105-20,7	121	2,5-12,5
Linfócitos*	10 ⁹ /L	4,4 (4,16) ± 2,3	2,7-6,1	1,46-8,7	9	2,485 ± 1,573	0,464-7,610	126	1,5-7,0
Eosinófilos ¹	10 ⁹ /L	0,1 (0,0) ± 0,31	-0,13-0,34	0,0-0,9	9	0,421 ± 0,483	0,00-3,629	100	0,0-0,8
Basófilos* ¹	10 ⁹ /μl	0,0	0,0	0,0	9	0,162 ± 0,134	0,00-0,367	7	0,0-0,2
Monócitos*	10 ⁹ /L	0,87 (0,76) ± 0,36	0,59-1,14	0,5-1,6	9	0,281 ± 0,300	0,055-2,625	102	0,0-0,9
Plaquetas*	10 ⁹ /L	421,5 (340) ± 156,4	301,3-541,8	280-694	9	293,0 ± 105,0	88,0-581,0	38	300-800
Bioquímico									
ALP	U/L	26,8 (27,0) ± 6,6	21,7-31,8	13,0-35,0	9	39 ± 44	4-243	128	0-45
ALT	U/L	62,2 (55,0) ± 28,2	40,5-83,9	33,0-117,0	9	66 ± 41	19-269	129	25-97
AST*	U/L	91,9 (75,0) ± 52,7	51,4-132,4	38,0-193,0	9	34 ± 17	9-111	118	7-38
Cálcio	mMol/L	2,5 (2,45) ± 0,35	2,3-2,8	2,1-3,2	9	2,50 ± 0,18	2,10-3,0	128	2,2-2,9
Cloro ^b	mMol/L	114,4 (110) ± 7,3	107,6-121,2	107-126	7	120 ± 6	107-137	110	115-130
Colinesterase	U/L	2271,5 (2381) ± 722,3	1716,4-2826,7	1199-3511	9	-	-	-	-
CPK*	U/L	1461 (1270) ± 854,7	671,4-2252,3	367-2548	7	577 ± 384	163-2196	55	69-214
Creatinina	μMol/L	93,3 (88,4) ± 16,6	80,5-106,1	61,9-114,9	9	159 ± 44	71-283	128	80-194

Tabela 3 – Parâmetros médios hematológicos e bioquímicos de 9 jaguatiricas (*Leopardus pardalis*) adultas de vida livre (2 a 6 anos de idade; 5 machos e 4 fêmeas), capturadas em 2012 no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Geras, e dados de jaguatiricas adultas de cativeiro e intervalo de referência para gatos domésticos (conclusão)

Parâmetro ^a	Unidade	Jagatiricas de vida livre				Jagatiricas de cativeiro			Gato doméstico	
		Média (mediana) ± DP	95% IC	Intervalo	n	Média ± DP	Intervalo	n	MERCK, 2012	Intervalo
GGT ¹	U/L	5,8 (5,0) ± 2,5	3,5-8,1	2,0-10,0	9	2 ± 2	0-10	43		1,8-12
Ferro	µMol/L	31,0 (29,5) ± 16,1	18,6-43,4	7,7-54,8	9	24,17 ± 12,89	6,981-45,65	8		-
LDH*	U/L	3206 (2655) ± 1877	1763,7-4649,4	974-6066	9	257 ± 319	26-1755	67		58-120
Fósforo	mMol/L	1,4 (1,3) ± 0,53	0,97-1,8	0,81-2,36	9	1,52 ± 0,42	0,74-2,71	103		1,0-2,0
Potássio*	mMol/L	4,8 (5,0) ± 0,28	4,6-5,1	4,5-5,2	9	4,2 ± 0,5	2,8-5,8	113		3,7-6,1
Sódio*	mMol/L	149,8 (150) ± 2,1	148,1-151,2	147-154	9	153 ± 5	139-166	116		146-156
Bilirrubinas totais	µMol/L	2,7 (3,1) ± 0,86	1,9-3,5	1,2-3,4	7	5 ± 3	0-15	119		0-1,7
Bilirrubina direta	µMol/L	1,5 (1,5) ± 0,55	0,97-2,0	0,86-2,2	7	2 ± 2	0-7	32		-
Bilirrubina indireta	µMol/L	1,2 (1,2) ± 0,45	0,7-1,6	0,34-1,9	7	3 ± 2	0-9	32		-
Colesterol total	mMol/L	4,3 (4,5) ± 1,1	3,4-5,1	2,2-6,1	9	8,214 ± 2,276	3,386-14,54	132		1,8-4,0
HDL	mMol/L	2,0 (2,2) ± 0,65	1,5-2,5	0,86-3,0	9	-	-	-		-
LDL	mMol/L	1,8 (1,8) ± 0,69	1,3-2,3	1,1-2,97	9	-	-	-		-
VLDL	mMol/L	0,42 (0,42) ± 0,18	0,28-0,56	0,1-0,64	9	-	-	-		-
Proteção HDL/LDL		1,24 (1,23) ± 0,49	0,87-1,6	0,44-2,03	9	-	-	-		-
Proteínas totais*	g/L	89,7 (93,6) ± 13,3	79,5-99,9	74,0-113,0	9	74 ± 7	56-100	120		60-79
Albumina*	g/L	24,9 (24,2) ± 2,0	23,3-26,5	22,1-28,2	9	33 ± 4	22-46	108		28-39
Globulina*	g/L	64,8 (66,1) ± 13,1	54,7-74,9	50,0-90,9	9	41 ± 7	24-67	107		26-51
Proporção alb./glob.		0,4 (0,42) ± 0,07	0,33-0,45	0,24-0,48	9	-	-	-		-
Triglicérides*	mMol/L	0,75 (0,73) ± 0,54	0,3-1,2	0,1-1,35	9	0,3955 ± 0,2712	0,0339-1,639	49		-
Ureia nitrogenada*	mMol/L	32,9 (32,8) ± 5,5	28,7-37,2	24,6-42,8	9	11,42 ± 3,213	5,355-22,85	131		6,8-12,1
Ácido úrico *	mMol/L	0,05 (0,03) ± 0,04	0,02-0,08	0,01-0,12	9	0,030 ± 0,024	0,000-0,101	36		-

^a MCV = volume celular médio; MCH = hemoglobina celular média; MCHC = concentração média de hemoglobina celular; ALP = fosfatase alcalina; ALT = alanino aminotransferase; AST = aspartato aminotransferase; CPK = creatino fosfoquinase; GGT = gama-glutamil transferase; LDH = desidrogenase láctica; HDL = lipoproteína de alta densidade; LDL = lipoproteína de baixa densidade; VLDL lipoproteína de muito baixa densidade. ^bDevido a um erro do laboratório, esta análise não foi feita para todas as amostras. ¹Parâmetros com distribuição anormal * teste-t: diferenças estatisticamente significativas ($P < 0,05$)

Referências

- AGUIRRE, A.A. Wild canids as sentinels of ecological health: a conservation medicine perspective. **Parasites & Vectors**, London, v. 2, suppl. 1, p. S7, Jan. 2009.
- ALLISON, R.W. Laboratory detection of muscle injury. In: THRALL, M.A.; WEISER, G.; ALLISON, R.W.; CAMPBELL T.W. (Ed.). **Veterinary hematology and clinical chemistry**. 2nd ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2012a. p. 476-479.
- _____. Laboratory evaluation of the liver. In: THRALL, M.A.; WEISER, G.; ALLISON, R.W.; CAMPBELL, T.W. (Ed.). **Veterinary hematology and clinical chemistry**. 2nd ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2012b. p. 401-424.
- _____. Laboratory evaluation of plasma and serum proteins. In: THRALL, M.A.; WEISER, G.; ALLISON, R.W.; CAMPBELL, T.W. (Ed.). **Veterinary hematology and clinical chemistry**. 2nd ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2012c. p. 460-475.
- ANDRÉ, M.R.; ADANIA, C.H.; MACHADO, R.Z.; ALLEGRETTI, S.M.; FELIPPE, P.A.N.; SILVA, K.F.; NAKAGHI, A.C.H. Molecular and serologic detection of *Ehrlichia spp.* in endangered Brazilian wild captive felids. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 46, n. 3, p. 1017–1023, July 2010.
- ATWOOD, T.C.; VERCAUTEREN, K.C.; DELIBERTO, T.J.; SMITH, H.J.; STEVENSON, J.S. Coyotes as sentinels for monitoring bovine tuberculosis prevalence in white-tailed deer. **Journal of Wildlife Management**, Bethesda, v. 71, n. 5, p. 1545–1554, July 2007.
- BARNES, T.S.; GOLDIZEN, A.W.; COLEMAN, G.T. Hematology and serum biochemistry of the brush-tailed rock-wallaby (*Petrogale penicillata*). **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 44, n. 2, p. 295–303, Apr. 2008.
- BEGON, M.; TOWNSEND, C.; HARPER, J. Parasitism and disease. In: _____. **Ecology: from individuals to ecosystems**. 4th ed. Malden: Blackwell Publ., 2006. p. 347-380.
- CLEAVELAND, S.; MESLIN, F.X.; BREIMAN, R. Dogs can play useful role as sentinel hosts for disease. **Nature**, London, v. 440, n. 7084, p. 605, Mar. 2006.
- CONVENÇÃO INTERNACIONAL SOBRE COMÉRCIO INTERNACIONAL DAS ESPÉCIES DA FLORA E FAUNA SELVAGEM EM PERIGO DE EXTINÇÃO. **Apêndice I**. 2013. Disponível em: <<http://www.cites.org/sites/default/files/eng/app/2013/E-Appendices-2013-06-12.pdf>>. Acesso em: 02 jul. 2014.
- DA SILVA JÚNIOR, W.M.; MELO, F.R.; MOREIRA, L S.; BARBOSA, E.F.; MEIRA-NETO, J. A. A. Structure of Brazilian Atlantic forests with occurrence of the woolly spider monkey (*Brachyteles hypoxanthus*). **Ecological Research**, Tsukuba, v. 25, n. 1, p. 25–32, July 2009.
- DEEM, S.; SPELMAN, L.H.; YATES, R.A.; MONTALI, R.J. Canine distemper in terrestrial carnivores: a review. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Bethesda, v. 31, n. 4, p. 441–451, 2000.

DEEM, S.L.; KARESH, W.B.; WEISMAN, W. Putting theory into practice: wildlife health in conservation. **Conservation Biology**, Boston, v. 15, n. 5, p. 1224–1233, Oct. 2001.

DI BITETTI, M.S.; PAVIOLO, A.; DE ANGELO, C.D.; DI BLANCO, Y.E. Local and continental correlates of the abundance of a neotropical cat, the ocelot (*Leopardus pardalis*). **Journal of Tropical Ecology**, Cambridge, v. 24, n. 2, p. 189–200, Mar. 2008.

FILONI, C.; ADANIA, C.H.; DURIGON, E.L.; CATÃO-DIAS, J.L. Serosurvey for feline leukemia virus and lentiviruses in captive small neotropic felids in São Paulo state, Brazil. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 34, n. 1, p. 65–68, Mar. 2003.

FILONI, C.; CATÃO-DIAS, J.L.; BAY, G.; DURIGON, E.L.; JORGE, R.S.P.; LUTZ, H.; HOFMANN-LEHMANN, R. First evidence of feline herpesvirus, calicivirus, parvovirus, and Ehrlichia exposure in Brazilian free-ranging felids. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 42, n. 2, p. 470–477, Apr. 2006.

FIORIELLO, C.; ROBBINS, R.G.; MAFFEI, L.; WADE, S.E. Parasites of free-ranging small canids and felids in the Bolivian Chaco. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 37, n. 2, p. 130–134, 2006.

FRANKLIN, S.P.; KAYS, R.W.; MORENO, R.; TERWEE, J.A.; TROYER, J.L.; VANDEWOUDE, S. Ocelots on Barro Colorado Island are infected with feline immunodeficiency virus but not other common feline and canine viruses. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 44, n. 3, p. 760–765, July 2008.

HALLIDAY, J.E.B.; MEREDITH, A.L.; KNOBEL, D.L.; SHAW, D.J.; BRONSVOORT, B.M.C.; CLEAVELAND, S. A framework for evaluating animals as sentinels for infectious disease surveillance. **Journal of the Royal Society, Interface**, London, v. 4, n. 16, p. 973–984, Oct. 2007.

JOHNSON, N.; MANSFIELD, K.L.; MARSTON, D.A.; WILSON, C.; GODDARD, T.; SELDEN, D.; HEMSON, G.; EDEA, L.; VAN KESTEREN, F.; SHIFERAW, F.; STEWART, A.E.; SILLERO-ZUBIRI, C.; FOOKS, A.R. A new outbreak of rabies in rare Ethiopian wolves (*Canis simensis*). **Archives of Virology**, New York, v. 155, n. 7, p. 1175–1177, July 2010.

JONES, D. History and physical examination. In: BIRCHARD, S.J.; SHERDING, R.G. (Ed.). **Saunders manual of small animal practice**. 3rd ed. Missouri: Saunders, 2006. p. 1–17.

JORGE, R.S.P.; PEREIRA, M.S.; MORATO, R.G.; SCHEFFER, K.C.; CARNIELI, P.; FERREIRA, F.; FURTADO, M.M.; KASHIVAKURA, C.K.; SILVEIRA, L.; JACOMO, A.T.A.; LIMA, E.S.; DE PAULA, R.C.; MAY-JUNIOR, J.A. Detection of rabies virus antibodies in Brazilian free-ranging wild carnivores. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 46, n. 4, p. 1310–1315, Oct. 2010.

KOŁOWSKI, J.M.; ALONSO, A. Density and activity patterns of ocelots (*Leopardus pardalis*) in northern Peru and the impact of oil exploration activities. **Biological Conservation**, Essex, v. 143, n. 4, p. 917–925, Apr. 2010.

LABRUNA, M.B.; JORGE, R.S.; SANA, D.A.; JÁCOMO, A.T.A.; KASHIVAKURA, C.K.; FURTADO, M.M.; FERRO, C.; PEREZ, S.A.; SILVEIRA, L.; SANTOS, J.R.; TARCÍSIO, S.; MARQUES, S.R.; MORATO, R.G.; NAVA, A.; ADANIA, C.H.; TEIXEIRA, R.H.F.; GOMES, A.A.B.; CONFORTI, V.A.; AZEVEDO, F.C.C.; PRADA, C.S.; SILVA, J.C.R.; BATISTA, A.F.; MARVULO, M.F.V.; MORATO, R.L.G.; ALHO, C.J.R.; PINTER, A.; FERREIRA, P.M.; FERREIRA, F.; BARROS- BATTESTI, D.M. Ticks (Acari: Ixodida) on wild carnivores in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, Amsterdam, v. 36, p. 149–163, 2005.

LANDER, M.E.; FADELY, B.S.; GELATT, T.S.; REA, L.D.; LOUGHLIN, T.R. Serum chemistry reference ranges for Steller sea lion (*Eumetopias jubatus*) pups from Alaska: stock differentiation and comparisons within a North Pacific sentinel species. **EcoHealth**, New York, v. 10, n. 4, p. 376–393, Dec. 2013.

LIMA-BITTENCOURT, C.I.; COSTA, P.S.; BARBOSA, F.A.R.; CHARTONE-SOUZA, E.; NASCIMENTO, A.M. A. Characterization of a *Chromobacterium haemolyticum* population from a natural tropical lake. **Letters in Applied Microbiology**, Oxford, v. 52, n. 6, p. 642–650, June 2011.

MERCK. **The Merck veterinary manual**: hematologic reference ranges. 2012a. Disponível em: http://www.merckmanuals.com/vet/appendixes/reference_guides/hematologic_reference_ranges.html>. Acesso em: 02 mar. 2014.

_____. **The Merck veterinary manual**: serum biochemical reference ranges. 2012b. Disponível em: http://www.merckmanuals.com/vet/appendixes/reference_guides/serum_biochemical_reference_ranges.html>. Acesso em: 02 mar. 2014.

METZGER, B.; SANTOS-PADUAN, K.; RUBINI, A.S.; OLIVEIRA, T.G.; PEREIRA, C.; O'DWYER, L.H. The first report of *Hepatozoon sp.* (Apicomplexa: Hepatozoidae) in neotropical felids from Brazil. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 152, n. 1/2, p. 28–33, Mar. 2008.

MEUTEN, D. Laboratory evaluation and interpretation of the urinary system. In: THRALL, M.A.; WEISER, G.; ALLISON, R.W.; CAMPBELL, T.W. (Ed.). **Veterinary hematology and clinical chemistry**. 2nd ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2012. p. 323–377.

MURRAY, D.L.; KAPKE, C.A.; EVERMANN, J.F.; FULLER, T.K. Infectious disease and the conservation of free-ranging large carnivores. **Animal Conservation**, Cambridge, v. 2, n. 4, p. 241–254, Nov. 1999.

NAVA, A.F.D.; CULLEN, L.; SANA, D.A.; NARDI, M.S.; RAMOS-FILHO, J.D.; LIMA, T.F.; ABREU, K.C.; FERREIRA, F. First evidence of canine distemper in Brazilian free-ranging felids. **EcoHealth**, New York, v. 5, n. 4, p. 513–518, Dec. 2008.

RADIN, M.J. Laboratory evaluation of lipids. In: THRALL, M.A.; WEISER, G.; ALLISON, R.W.; CAMPBELL, T.W. (Ed.). **Veterinary hematology and clinical chemistry**. 2nd ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2012. p. 480–496.

RAMOS SILVA, J.C.; MARVULO, M.F.V.; DIAS, R.A.; FERREIRA, F.; AMAKU, M.; ADANIA, C.H.; FERREIRA-NETO, J.S. Risk factors associated with sero-positivity to *Toxoplasma gondii* in captive neotropical felids from Brazil. **Preventive Veterinary Medicine**, Amsterdam, v. 78, n. 3/4, p. 286–295, Mar. 2007.

RENDÓN-FRANCO, E.; CASO-AGUILAR, A.; JIMÉNEZ-SÁNCHEZ, N.G.; HERNANDEZ-JAUREGUI, D.M.B.; SANDOVAL-SÁNCHEZ, A.L.; ZEPEDA-LÓPEZ, H.M. Prevalence of anti-toxoplasma gondii antibody in free-ranging ocelots (*Leopardus pardalis*) from Tamaulipas, Mexico. **Journal of Wildlife Diseases**, Ames, v. 48, n. 3, p. 829–831, July 2012.

ROCHA, F.L.; ROQUE, A.L.R.; ARRAIS, R.C.; SANTOS, J.P.; LIMA, V.S.; XAVIER, S.C.C.; CORDEIR-ESTRELA, P.; D'ANDREA, P.S.; JANSEN, A.M. *Trypanosoma cruzi* TcI and TcII transmission among wild carnivores, small mammals and dogs in a conservation unit and surrounding areas, Brazil. **Parasitology**, Cambridge, v. 140, n. 2, p. 160–170, 2013.

SCHALL, J.J. Parasite-mediated competition in *Anolis* lizards. **Oecologia**, Berlin, v. 92, n. 1, p. 58–64, 1992.

SISTEMA INTERNACIONAL DE INFORMAÇÕES SOBRE ESPÉCIES. **Ocelot (*Leopardus pardalis*) Physiological Reference Ranges (both sexes, all ages)**. Apple Valley: ISIS, 2002.

SMITH, K.F.; ACEVEDO-WHITEHOUSE, K.; PEDERSEN, A.B. The role of infectious diseases in biological conservation. **Animal Conservation**, Cambridge, v. 12, n. 1, p. 1–12, Feb. 2009.

SUTTON, J.; TOEWS, C.J.; WARD, G.R.; FOX, I.H. Purine metabolism during strenuous muscular exercise in man. **Metabolism**, Amsterdam, v. 29, n. 3, p. 254–260, 1980.

THOMPSON, R.C.A.; LYMBERY, A.J.; SMITH, A. Parasites, emerging disease and wildlife conservation. **International Journal for Parasitology**, Oxford, v. 40, n. 10, p. 1163–1170, Aug. 2010.

THRALL, M.A. Classification of and diagnostic approach to anemia. In: THRALL, M.A.; WEISER, G.; ALLISON, R.W.; CAMPBELL, T.W. (Ed.). **Veterinary hematology and clinical chemistry**. 2nd ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2012. p. 480-496.

TILEY, L.P.; SMITH-JR, F.W.K. Sepsis and bacteremia. In: _____. (Ed.). **Blackwell's five-minute veterinary consult: canine and feline**. 4th ed. Ames: Blackwell Publ., 2007. p. 1240-1241.

UNIÃO INTERNACIONAL PARA A CONSERVAÇÃO DA NATUREZA E DOS RECURSOS NATURAIS. ***Leopardus pardalis***. 2008. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org/details/11509/0>>. Acesso em: 30 abr. 2014.

VÁZQUEZ-MELLADO, J.; ALVAREZ HERNÁNDEZ, E.; BURGOS-VARGAS, R. Primary prevention in rheumatology: the importance of hyperuricemia. **Best Practice & Research. Clinical Rheumatology**, London, v. 18, n. 2, p. 111–124, Apr. 2004.

WIDMER, C.E.; HAGIWARA, M.K.; FERREIRA, F.; AZEVEDO, F.C.C. Hematology and serum chemistry of free-ranging jaguars (*Panthera onca*). **Journal of Wildlife Disease**, Ames, v. 48, n. 4, p. 1113–1118, 2012.

WIDMER, C.E.; AZEVEDO, F.C.C.; ALMEIDA, A.P.; FERREIRA, F.; LABRUNA, M.B. Tick-borne bacteria in free-living jaguars (*Panthera onca*) in Pantanal, Brazil. **Vector Borne and Zoonotic Diseases**, Larchmont, v. 11, n. 8, p. 1001-1005, May 2011.

APÊNDICES

Apêndice A – Comprovante de submissão do artigo “Captura de jaguatiricas (*Leopardus pardalis*): armadilhas, iscas, lesões, imobilização e custos” ao European Journal of Wildlife Research

Apêndice B – Comprovante de submissão do artigo “É natural sempre estar saudável?
Avaliação clínica hematológica e bioquímica de jaguatiricas na Mata
Atlântica” ao EcoHealth Journal

Apêndice C – Parâmetros avaliados nas jaguatiricas capturadas

Comportamento	Saúde Geral	Condição Corporal	Anestesia	Hidratação	Complicações anestésicas
Calmo	Normal	Normal	Sem efeito	Normal	Nenhuma
Alerta	Sob doença branda	Magro	Sedação leve	Desidratação leve	Salivação excessiva
Agressivo	Doente	Caquético	Sedação	Desidratação moderada	Hipotermia
Apreensivo	Alto risco anestésico	Sobrepeso	Catalepsia	Desidratação severa	Hipertermia
			Overdose		Alterações respiratórias
					Alterações cardíacas
					Outras

Apêndice D – Dados publicados sobre método de captura de jaguatiricas

(continua)

País	Indivíduos capturados (eventos de captura)	Objetivo do estudo	Armadilha utilizada	Isca utilizada	Duração (esforço em armadilhas -noite)	Protocolo anestésico (dose)	Eficiência de captura	Lesões	Capturas não-alvo	Custo	Referência
Belize	7 (13)	Ecologia	Caixa	Frango vivo e lures	1 ano (1040)	Tiletamina-zolazepam-xilazine-butorfanol (25:15:1) e ketamina (suplementação)	12.5	-	-	-	(Dillon and Kelly 2008)
Bolivia	10	Epidemiologia	Caixa	-	2 anos (1,514)	Ketamina (5.8mg/Kg)-medetomidina(0.06mg/Kg)	6.60	-	-	-	(Fiorello et al. 2006)
Brasil	3 / 1	Ecologia	Caixa e trampa / cães treinados	Frango vivo	-	Tiletamina-zolazepam (7 mg/Kg) / Ketamina-xilazina (3.3mg/kg;0.3mg/Kg)	-	-	-	-	(Crawshaw and Quigley 1989)
Brasil	6	Ecologia/ Epidemiologia	-	-	6 anos	-	-	-	-	-	(Labruna et al. 2005)
Brasil	1	Ecologia/ Epidemiologia	Caixa	-	6 anos	Tiletamina-zolazepam	-	-	-	-	(Filoni et al. 2006)
Brasil	2	Epidemiologia	Caixa / cães treinados	-	6 anos	Tiletamina-zolazepam	-	-	-	-	(Nava et al. 2008)
Brasil	1	Epidemiologia	Caixa	Sardinha e frango cozido	4 anos (3,819)	Tiletamina-zolazepam (8.3mg/Kg)	0.26	-	-	-	(Rocha et al. 2009)
Brasil	10	Ecologia/ Epidemiologia	-	-	6 anos	-	-	-	-	-	(Jorge et al. 2010)
México	17 (21)	Epidemiologia	Caixa	-	8 anos	Ketamina-xilazina	-	-	-	-	(Rendón-Franco et al. 2012)
Panamá	12	Epidemiologia	Caixa	-	3 anos	Tiletamina-Zolazepam/Ketamina-xilazina	-	-	-	-	(Franklin et al. 2008)
Panamá	3	Ecologia	Caixa	Frango vivo	-	Ketamina-xilazina	-	-	-	-	(Mares et al. 2008)
Peru	9 (8 / 10)	Ecologia/Comp ortamento	Caixa / laços	Frango vivo	-	Ketamina-clorpromazina	-	Pé inchado pelo laço	-	-	(Emmons 1988)

Apêndice D – Dados publicados sobre método de captura de jaguatiricas

Pais	Indivíduos capturados (eventos de captura)	Objetivo do estudo	Armadilha utilizada	Isca utilizada	Duração (esforço em armadilhas -noite)	Protocolo anestésico (dose)	Eficiência de captura ¹	Lesões	Capturas não-alvo	Custo	Referência
Venezuela	12 / 1	Ecologia	Caixa	Frango vivo / sem isca	2 anos (334 / 30)	Ketamina (23-28mg/Kg)	35.93 / 33.33	-	-	-	(Ludlow and Sunquist 1987)
EUA	10	Anestesiologia	Caixa	Frango vivo	8 meses	Ketamina-xilazina (14.1mg/kg;1.1mg/kg)#	-	-	-	-	(Beltran and Tewes 1995)
EUA ²	20 (25)	Toxicologia	Caixa	Frango vivo	3,5 anos	Ketamina-acepromazina (19mg/Kg;0,19mg/Kg)	-	-	-	-	(Mora et al. 2000)
EUA	11 (13)	Anesthesiologia	Caixa	Frango vivo	1 ano	Tiletamina-zolazepam (5mg/Kg)#	-	-	-	-	(Shindle and Tewes 2000)
EUA	33	Ecologia	Caixa	Frango vivo	8 anos	Ketamina-xilazina (14.1mg/kg;1.1mg/kg)	-	-	-	-	(Harveson et al. 2004)
EUA	80	Ecologia	Caixa	Frango vivo	19 anos	Ketamina-acepromazina (9:1, 20mg/Kg)	-	-	-	-	(Haines et al. 2005)
EUA	15	Teriogenologia	Caixa	Frango vivo	15 anos	Ketamina-acepromazina (9:1, 20mg/kg)	-	-	-	-	(Laack et al. 2005)
EUA	1	Ecologia	Caixa	-	-	Tiletamina-Zolazepam (10-15mg/Kg)	-	-	-	-	(Haines et al. 2006)

Detalha tempo de indução, tempo de imobilização e procedimentos com análises estatísticas sobre a resposta anestésica

¹ Calculado a partir da informação publicada – eventos de captura de jaguatirica / 1,000 armadilhas-noite

² Dados do grupo de animais do qual foram coletadas amostras de sangue

- Informação não disponível

Apêndice E – Ficha Clínica

Inspeção pré-anestésica

SAÚDE		CORPO		COMPORTAMENTO	
	Saudável		Normal		Calmo
	Doença branda		Sobrepeso		Ativo/alerta
	Doente		Mago		Excitado/agressivo
	Alto risco anestésico		Caquético		Apreensivo/medo

Inspeção durante anestesia

GERAL		HIDRATAÇÃO		MUCOSAS		JEJUM	
	Sexo		Normal		Normal		Estômago cheio
	Peso		Desidratação leve		Hiperêmica		Comeu a isca
	Idade estimada		Desidratação moderada		Pálida		Aparente jejum
			Desidratação severa				

Exame clínico

FOCINHO/ OLHOS/ ORELHAS		GENITALIA E MAMAS		PELE/PELOS	
	Normal		Normal		Normal
	Alterado (especificar)		(especificar)		(especificar)
BOCA		FERIDAS		FRATURAS	
	Normal		Nenhuma		Nenhuma
	Gengivite		Antiga/cicatris (localização)		Antiga/calos ósseo (localização)
	Fratura dentária (especificar)		Recente (localização)		Recente (localização)
	Outro (especificar)		Na captura (localização)		Na captura (localização)
	PALPAÇÃO ABDOMINAL (especificar se alterado)		PALPAÇÃO DE LINFONODOS (especificar se alterado)		AUSCULTAÇÃO (especificar se alterado)
	Fígado		Submandibular		Coração
	Baço		Poplíteo		Pulmão
	Rim esquerdo		Pre-escapular*		
	Rim direito*		Axilar*		
	Útero (fêmeas)		Inguinal*		
Obs:					

* Geralmente não palpáveis em felinos selvagens

Adaptado de Jones, 2006.

Apêndice F – Métodos hematológicos e bioquímicos utilizados pelos laboratórios comerciais na análise das amostras das jaguatiricas

Hematológicos	Métodos
Hemácias	Câmara de Neubauer
Hemoglobina	Colorimétrico de ponto final
Hematocrito	Microcapilar
MCV	Calculado
MCH	Calculado
MCHC	Calculado
Leucócitos	Câmara de Neubauer
Bastonetes	Câmara de Neubauer
Neutrófilos	Câmara de Neubauer
Linfócitos	Câmara de Neubauer
Eosinófilos	Câmara de Neubauer
Basófilos	Câmara de Neubauer
Monócitos	Câmara de Neubauer
Plaquetas	Câmara de Neubauer
Bioquímicos	
ALP	Cinético
ALT	Cinético UV
AST	Cinético UV
Cálcio	Colorimétrico de ponto final
Cloro ^b	Colorimétrico de ponto final
Colinesterase	Dietz modificado
CPK	Cinético UV
Creatinina	Cinético
GGT	Cinético
Ferro	Goodwin modificado
LDH	Cinético UV
Fósforo	Cinético UV
Potássio	Eletrodo íon-seletivo
Sódio	Eletrodo íon-seletivo
Bilirrubinas totais	Colorimétrico de ponto final
Bilirrubina direta	Colorimétrico de ponto final
Bilirrubina indireta	Colorimétrico de ponto final
Colesterol total	Colorimétrico de ponto final
HDL	Colorimétrico de ponto final
LDL	Colorimétrico de ponto final
VLDL	Colorimétrico de ponto final
Proteínas totais	Colorimétrico (Biuret)
Albumina	Colorimétrico de ponto final
Globulina	Calculado
Triglicérides	Colorimétrico de ponto final
Ureia nitrogenada	Cinético UV
Ácido úrico	Colorimétrico de ponto final

MCV = volume celular médio; MCH = hemoglobina celular média; MCHC = concentração média de hemoglobina celular; ALP = fosfatase alcalina; ALT = alanino aminotransferase; AST = aspartato aminotransferase; CPK = creatino fosfoquinase; GGT = gama-glutamil transferase; LDH = desidrogenase láctica; HDL = lipoproteína de alta densidade; LDL = lipoproteína de baixa densidade; VLDL lipoproteína de muito baixa densidade