



**UNICEPLAC**

**Centro Universitário do Planalto Central Aparecido dos Santos - UNICEPLAC**

**Curso de Medicina Veterinária**

**Trabalho de Conclusão de Curso**

**Métodos de coleta e criopreservação do sêmen em felídeos  
silvestres**

Gama-DF

2021



**UNICEPLAC**

**BRENDA ARAÚJO SOARES ALEXANDRINO DE SOUZA**

**Métodos de coleta e criopreservação do sêmen em felídeos silvestres**

Monografia apresentada como requisito para conclusão do curso de Bacharelado em Medicina Veterinária pelo Centro Universitário do Planalto Central Aparecido dos Santos – Uniceplac.

Orientador(a): Prof(a). MSc. Mariane Leão Freitas

Gama-DF

2021



**UNICEPLAC**

**BRENDA ARAÚJO SOARES ALEXANDRINO DE SOUZA**

**Métodos de coleta e criopreservação do sêmen em felídeos silvestres**

Monografia apresentada como requisito para conclusão do curso de Bacharelado em Medicina Veterinária pelo Centro Universitário do Planalto Central Aparecido dos Santos – Uniceplac.

Gama, 29 de novembro de 2021.

**Banca Examinadora**

---

Prof. Mariane Leão Freitas  
Orientador

---

Prof. Eleonora D'Ávila Erbesdobler  
Examinador

---

Prof. Lorena Ferreira Silva  
Examinador

## Métodos de coleta e criopreservação do sêmen em felídeos silvestres

Brenda Araújo Soares Alexandrino de Souza<sup>1</sup>

### Resumo:

Devido à destruição de habitats e à caça, muitos animais silvestres estão sob risco de extinção, fazendo com que a população desses animais e sua variabilidade genética seja diminuída. Os felídeos silvestres, considerados topo da cadeia alimentar, são focos de conservação para a manutenção e mantimento do papel ecológico. Sendo assim, a reprodução de animais silvestres, considerando os felídeos, é uma área bastante restrita e com pouco conhecimento acerca da fisiologia e comportamento desses animais, tornando-se um grande obstáculo para a aplicação de técnicas reprodutivas. Métodos de coleta de sêmen como o eletroejaculador e a coleta farmacológica, baseados nos estudos em animais domésticos, são utilizados em animais silvestres, seguidas da criopreservação desse sêmen, seja por refrigeração ou por congelamento, é uma alternativa para a preservação desses animais e aplicações de biotécnicas reprodutivas de forma assistida, visando a conservação dessas espécies. Portanto, esta revisão visa abordar sobre a anatomia e fisiologia, os principais métodos de coleta e os tipos de criopreservação de sêmen aplicados nos felídeos silvestres.

**Palavras-chave:** Fisiologia, Criopreservação, Sêmen, Silvestre, Felídeos.

### Abstract:

Due to destruction of habitats and hunting, many wild animals are at risk of extinction, causing the population of these animals and their genetic variability to be reduced. Wild felids, considered top of the food chain, are conservation focuses for the maintenance and maintenance of ecological paper. Thus, the reproduction of wild animals, considering the felids, is a very restricted area with little knowledge about the physiology and behavior of these animals, making it a major obstacle for the application of reproductive techniques. Semen collection methods such as electroejaculator and pharmacological collection, based on studies in domestic animals, are used in wild animals, followed by cryopreservation of this semen, either by refrigeration or freezing, is an alternative for the preservation of these animals and applications of assisted reproductive biotechniques, aiming at the conservation of these species. Therefore, this review aims to address the anatomy and physiology, the main collection methods and the types of semen cryopreservation applied to wild felids.

**Keywords:** Physiology, Cryopreservation, Semen, Wild, Felids.

---

<sup>1</sup>Graduanda do Curso Medicina Veterinária, do Centro Universitário do Planalto Central Aparecido dos Santos – Uniceplac. E-mail: [brenda.asa.souza@gmail.com](mailto:brenda.asa.souza@gmail.com)

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	<b>1</b>
<b>2</b>	<b>REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	<b>3</b>
<b>2.1</b>	<b>Anatomia e fisiologia dos felídeos silvestres</b> .....	<b>3</b>
<b>2.2</b>	<b>Características reprodutivas dos felídeos silvestres</b> .....	<b>4</b>
<b>2.3</b>	<b>Métodos para coleta de sêmen</b> .....	<b>5</b>
2.3.1	Eletroejaculação .....	6
2.3.2	Coleta farmacológica .....	8
<b>2.4</b>	<b>Criopreservação do sêmen</b> .....	<b>8</b>
<b>3</b>	<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	<b>11</b>
	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>12</b>

## 1 INTRODUÇÃO

De acordo com a Portaria IBAMA nº93/1998, de 07 de julho de 1998, são considerados animais silvestres aquelas espécies nativas ou migratórias que possuam sua vida ocorrendo dentro dos limites do território brasileiro e animais exóticos aquelas espécies que geograficamente não estão inclusos no território brasileiro.

Os carnívoros, principalmente os felídeos, são animais de topo da cadeia alimentar, fazendo com que, assim, sejam considerados como “animais bandeira” para a conservação das espécies (PAULA, 2011).

Dentro da América Latina podem ser encontradas dez espécies de felídeos, sendo eles, jaguatirica (*Leopardus pardalis*), gato-do-mato-pequeno (*Leopardus tigrinus*), gato-do-mato-grande (*Leopardus geoffroyi*), gato-maracajá (*Leopardus wiedii*), gato-mourisco (*Puma yagouaroundi*), suçuarana (*Puma concolor*), gato-palheiro (*Leopardus colocolo*), onça-pintada (*Panthera onca*), gato-montês-andino (*Leopardus jacobita*) e guinha (*Leopardus guigna*), em que as duas últimas espécies não são encontradas no Brasil. Porém, esses felídeos, independentemente do grau, estão ameaçados de extinção, seja por meio de destruição de seus habitats ou por meio da caça (NOWELL & JACKSON, 1996).

A preservação dos animais e a biodiversidade estão diretamente relacionadas. Sendo assim, se medidas protetivas não forem instauradas, muitos animais poderão se extinguir e deixar de cumprir seu papel ecológico. Por essa razão, biotécnicas de reprodução estão sendo aplicadas como aliada ao sucesso da produção animal (BRASIL, 2013 apud GIANFELICE, 2019).

Visando a conservação, estratégias como formação de bancos de amostras biológicas, criação em cativeiro e técnicas de reprodução assistida são importantes métodos utilizados para o manejo das populações e, conseqüentemente, preservação e conservação do material biológico desses animais, tanto de maneira *in vivo* (vida livre e em cativeiro) como de maneira *in vitro* (criopreservação) (MOREIRA & MORATO, 1966).

No Brasil, existem bancos de germoplasma que são coordenados pela EMBRAPA Recursos Genéticos e Biotecnologia, e, no caso dos animais silvestres, o Jardim Zoológico de Brasília fundou o primeiro Banco de Germoplasma de Animais Selvagens da América Latina, com o objetivo de preservar gametas, células somáticas e células-tronco para serem utilizados em biotécnicas reprodutivas (FERREIRA et al., 2005; FJZB, 2012 apud SILVA & BONORIDO, 2018)

Uma das primeiras etapas consideradas essenciais para a aplicação dessas biotécnicas reprodutivas é a coleta e avaliação do sêmen, seguida da sua criopreservação, selecionando, assim, os animais aptos tanto para a reprodução natural quanto para uso imediato em biotécnicas reprodutivas, refrigeração ou criopreservação, sendo necessária a realização de um bom e detalhado exame andrológico com os animais anestesiados (MOREIRA, 2017). Porém, a falta de conhecimento acerca do comportamento e da fisiologia desses animais, torna-se maior o obstáculo para a aplicação dessas técnicas (CUBAS et al., 2011)

Esse trabalho objetiva descrever a anatomia e fisiologia dos felídeos silvestres e abordar sobre os principais métodos de coleta e criopreservação do sêmen desses animais, visando a conservação genética das espécies.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Anatomia e fisiologia do sistema reprodutivo dos felídeos silvestres

A anatomia do sistema reprodutivo dos felídeos silvestres possui muita similaridade com os gatos domésticos (ADANIA et al., 2014), sendo constituído, em sua maioria, por pênis, bolsa escrotal, testículos, epidídimo, ducto deferente e glândulas acessórias, sendo elas a próstata e a glândula bulbouretral (CARNEIRO et al., 2010), salva à exceção do gato-mourisco (*Puma yagouaroundi*), o qual não apresenta glândula bulbouretral, como mostrada na figura 1 (ROCHA et al., 2017).

A bolsa escrotal fica localizada na região perineal, os testículos são pequenos, com as extremidades caudais viradas em direção ao ânus dos animais, com formato ovalado e relacionado ao epidídimo em sua margem craniodorsal (DYCE, 2019).

**Figura 1: Anatomia do aparelho reprodutivo do gato-mourisco**



1) Testículo direito 2) Ducto deferente 3) Próstata 4) Vesícula urinária 5) Escroto 6) Pênis 7) Testículo esquerdo

Fonte: ROCHA et al., 2017

Tanto a cauda como a cabeça do epidídimo se aderem ao testículo e as partes constituintes do cordão espermático ficam dispersas no anel inguinal interno. Porém, por conta da posição caudal da bolsa escrotal desses animais, esse cordão espermático é longo, razão que pode ser justificativa do músculo cremáster dos felídeos ser muito fraco (DYCE, 2019). O ducto



deferente é uma estrutura longa e contínua a cauda do epidídimo, constituindo o funículo espermático até o anel inguinal (ROCHA et al., 2017).

Com relação às glândulas acessórias dos felídeos, a próstata localiza-se entre 3-4cm caudalmente ao colo da bexiga na maioria das espécies e a glândula bulbouretral, ausente apenas no gato-mourisco, localiza-se na uretra, à altura do arco isquiático (DYCE, 2019).

O pênis desses animais é relativamente curto e o osso peniano não é apresentado até os 3 meses de idade (DYCE, 2019), localiza-se internamente ao prepúcio e apresenta espículas penianas na glândula que ajudam na estimulação do sistema reprodutor da fêmea a ovular, acelerando a cópula e realçando a peristalse que movimentam o sêmen pelo trato reprodutivo da fêmea (HARCOURT & GARDINER, 1994 apud ROCHA et al., 2017).

Fisiologicamente esses animais também possuem similaridade com os gatos domésticos, em que estudos endócrinos não invasivos estão sendo utilizados para esses animais, já que seus hormônios esteroidais são quase exclusivamente excretados pelas fezes. Através de exames de radioimunoensaio e ELISA, pode-se obter resultados para hormônios reprodutivos para aplicação de técnicas de manejo visando a conservação desses animais (ADANIA et al., 2014).

Assim como ocorre nos felídeos domésticos, a reprodução dos felídeos silvestres é influenciada pela sazonalidade, em que, principalmente no caso de animais de vida livre, são dependentes do fotoperíodo e da disponibilidade alimentar (MOREIRA, 2007), ocorrendo com mais intensidade nas fêmeas, que podem ser bastante, moderadamente ou nada sensíveis ao fotoperíodo, em que há uma redução na sua foliculogênese com o decréscimo do fotoperíodo e um aumento quando há uma maior exposição de horas de luz/dia, quando comparado com a influência da variação sazonal nos machos, em que, quando influenciados, podem ocorrer variação de concentração de testosterona e pode interferir, também, na qualidade seminal, comprometendo o congelamento desse sêmen (MOREIRA, 2014).

## **2.2 Características reprodutivas dos felídeos silvestres**

Os machos iniciam sua vida reprodutiva entre 18 e 48 meses, possuindo variação para cada espécie e as fêmeas iniciam sua vida reprodutiva entre 18 e 36 meses (ADANIA et al., 2014).

Com relação ao ejaculado desses animais, a maioria das espécies dos felídeos silvestres apresentam baixo número de espermatozoides por ejaculado e apresentam, também

teratospermia, ou seja, alta porcentagem de espermatozoides morfologicamente anormais (MOREIRA, 2014), sendo peça intermediária dobrada com e sem gota citoplasmática, cauda dobrada e fortemente enrolada e alterações no acrossomo as anomalias mais encontradas (PUKAZHENTHI et al., 2000 apud SOUZA, 2009).

Morato et al (2001) realizou um estudo onde fez-se uma comparação entre o ejaculado de onças-pintadas de vida livre e aquelas que possuem sua vida em cativeiro, sendo o primeiro estudo detalhado sobre características endócrinas reprodutivas em felídeos silvestres de vida livre, onde foram comprovadas que os animais em vida livre possuem concentração, motilidade, e número de espermatozoides por ejaculado relativamente maior do que aqueles que vivem em cativeiro, apesar de que o volume de ejaculado deles seja maior do que os que possuem vida livre, como pode ser visualizado na tabela 1.

**Tabela 1: Comparativos de características reprodutivas em onças-pintadas em vida livre e em cativeiro**

Características reprodutivas	Animais em cativeiro (n = 47 animais)	Animais em vida livre (n = 7 animais)
Volume de ejaculado (ml)	<b>8.3±0.7</b>	<b>4.1±0.7</b>
Concentração espermática (x10 <sup>6</sup> ml <sup>-1</sup> )	<b>8.0±1.7</b>	<b>35.0±21.3</b>
Total de espermatozoides/ejaculado (x10 <sup>6</sup> )	<b>59.3±12.8</b>	<b>152.0±88.0</b>
Motilidade espermática (%)	<b>64.0±2.4</b>	<b>73.0±6.1</b>

Fonte: Moreira et al., 2001 adaptado por Souza, 2021

### 2.3 Métodos para coleta de sêmen

Para que uma coleta de sêmen seja efetiva, é importante que este ejaculado forneça uma boa motilidade e concentração espermática, causando o mínimo de estresse ao animal (MOREIRA, 2017). Porém, a coleta de sêmen em felídeos é um processo complexo devido à baixa concentração espermática e baixo volume de ejaculado dessas espécies (MARTINS & JUSTINO, 2015).

Em felídeos domésticos, o método de vagina artificial é utilizado para coleta de sêmen com boa qualidade, porém, como o temperamento dos felídeos silvestres é de característica

predadora, tal técnica torna-se inviável por ser uma técnica que pode, inclusive, arriscar o coletor (MOREIRA, 2017). Em felídeos selvagens, os métodos mais utilizados para a coleta de sêmen são a eletroejaculação (SCOTT & CATS, 1970 apud MOREIRA, 2017) e a coleta farmacológica através da cateterização uretral (MOREIRA, 2017).

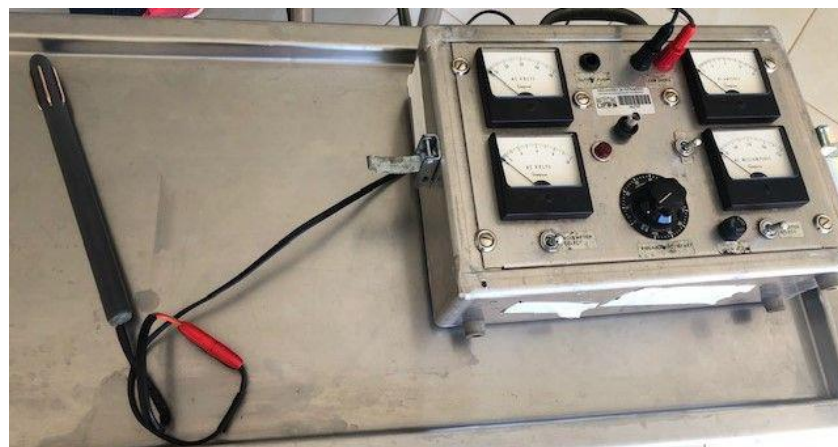
Vale ressaltar que antes da coleta do sêmen é necessário a realização de exame físico geral e específico do aparelho reprodutor dos animais, avaliando, principalmente, os testículos (comprimento, altura, largura, consistência e mobilidade) e o pênis (cor, presença de ejaculado e presença de espículas; JOHNSON, 2018 apud RIBEIRO et al., 2019).

### 2.3.1 Eletroejaculação

Esta técnica foi descrita pela primeira vez em um felino doméstico por Scott na década de 70, sendo o método mais comum para a coleta de sêmen em felídeos domésticos e selvagens (LUEDERS et al., 2012) por ser um método que não necessita da presença de uma fêmea no estro ou de treinamento condicionado do animal, além de ser um método que pode ser realizado com o animal anestesiado, garantindo maior segurança tanto para o animal quanto para o coletor (SOJKA, 1986 apud MOREIRA, 2017).

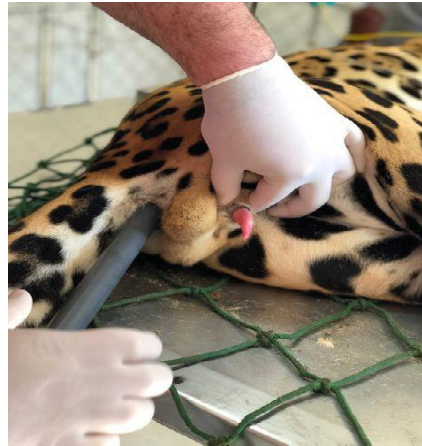
Um método desenvolvido em 1993 é o mais utilizado em felídeos selvagens como puma (DECO-SOUZA et al., 2010), jaguatirica (ÁVILA et al., 2012; ERDMANN et al., 2013), tigre, onça pintada e onça parda (RIBEIRO et al., 2019), já que é um método que permite comparar a qualidade seminal entre indivíduos de mesma espécie e espécies distintas, em que, por meio de um eletroejaculador (Figura 2), é introduzida uma sonda no reto do animal (Figura 3) e são realizados 80 estímulos elétricos entre 2 e 5V, aplicados em três séries, sendo 30 de 2-4V, 30 de 3-5V e 20 de 4-5V (MOREIRA, 2017).

**Figura 2: Sonda retal e aparelho de eletroejaculação felina**



Fonte: RIBEIRO et al., 2019

**Figura 3: Introdução da sonda retal para realização da eletroejaculação e exposição do pênis para coleta do sêmen**



Fonte: RIBEIRO et al., 2019

De acordo com Erdmann (2005) apud Ribeiro et al (2019), a anestesia do animal deve ser feita de forma qualificada e suficiente para a realização da colheita do sêmen, promovendo analgesia ao animal durante todo o procedimento, visto que a anestesia pode apresentar risco ao animal, sendo necessário a avaliação de risco anestésico e saúde física de acordo com a Sociedade Americana de Anestesiologistas (ASA, 2014) e realização de exames pré-anestésicos (RIBEIRO et al., 2019). De acordo com Zambelli et al. (2008), o protocolo anestésico influencia na coleta e na qualidade do sêmen, em que, quando utilizado um fármaco  $\alpha$ -adrenérgico como, por exemplo, a medetomidina para indução anestésica, após o início da anestesia geral, o animal apresenta ejaculação espontânea.

Apesar de ser o método preferencial para a coleta em felídeos selvagens, essa técnica possui algumas desvantagens, como, por exemplo, o risco de contaminação do ejaculado por urina (LUEDERS et al., 2012), pois os estímulos elétricos provenientes do eletroejaculador podem gerar sensibilidade muscular nos animais, fazendo com que haja o relaxamento muscular vesical e, conseqüentemente a contaminação do sêmen por urina (ERDMANN et al., 2013 apud RIBEIRO et al., 2019).

Tendo em vista que voltagens mais elevadas do transdutor aumentam as chances de contaminação no procedimento (MOREIRA, 2017), é aconselhado uma drenagem da urina por cateterização ou cistocentese antes do procedimento (GONÇALVES et al., 2014 apud SILVA & BONORINO, 2018).

Após coletado o sêmen, avalia-se as características físicas e morfológicas do ejaculado, seguindo os parâmetros do Colégio Brasileiro de Reprodução Animal (RIBEIRO, ALMEIDA & MARTINEZ, 2019)

### 2.3.2 Coleta farmacológica

A coleta farmacológica, mostrada na figura 4, consiste na cateterização uretral. A técnica descrita por Lueders (2012) para gatos domésticos e espécies selvagens como, por exemplo, o leão africano, é um método em que é utilizado fármacos anestésicos que estimulem a liberação de sêmen através da uretra, sendo utilizados anestésicos do grupo  $\alpha 2$ -agonistas como a medetomidina associados com a cetamina, sendo utilizada a ultrassonografia transretal como auxiliar para a localização da próstata. A medetomidina é um fármaco que causa contração dos ductos deferentes, auxiliando, assim, na ejaculação do animal (TURNER et al., 1995).

**Figura 4: Técnica de cateterização uretral realizada em gato-maracajá (*Leopardus wiedii*)**



Fonte: RIBEIRO et al., 2019

É uma técnica em que é possível obter amostras concentradas do sêmen dos animais sem perda da qualidade espermática (ASSUMPCÃO, 2017), sendo um procedimento que ocorre entre 20-40 minutos após a anestesia do animal (LUEDERS et al., 2012).

## 2.4 Criopreservação do sêmen

A criopreservação é uma técnica em que, através da redução da temperatura, reduz-se o metabolismo das células, fazendo com que as células/tecidos possam ser conservados por períodos indeterminados em nitrogênio líquido a, aproximadamente,  $-196^{\circ}\text{C}$ , podendo ser retomados seu desenvolvimento normal após esse armazenamento, sendo utilizados agentes crioprotetores (ACPs) para manter essa crioproteção celular e tecidual durante a redução da temperatura (CASTRO et al., 2011). Pode ser utilizada a técnica de refrigeração como outra

opção de criopreservação, que consiste em manter o sêmen à temperaturas de 4-5°C após diluição em meio extensor, sendo uma técnica que causa menor dano às células espermáticas, porém possuindo um período de armazenamento curto de, aproximadamente, 72h, onde nas primeiras 24h ocorrem os principais danos espermáticos, causando, assim, uma diminuição da motilidade e do vigor espermático, aumentando as patologias morfológicas dessas células (MARTINS & JUSTINO, 2015).

A técnica de criopreservação, devido às limitações de ambientes para manter um grande número de animais em recintos como zoológicos, obtém ainda mais sucesso para a manutenção da diversidade genética dos animais, sendo uma importante ferramenta para a reprodução desses animais (WILSON, 1997 apud COSTA & MARTINS, 2008), em que, no caso dos felídeos silvestres, já foram descritos casos de criopreservação de gametas com sucesso em gato selvagem, onça pintada e leopardos (MACHADO et al., 2016).

De acordo com Moreira (2017) o congelamento do sêmen dos felídeos silvestres é realizado baseado em gema de ovo, mas esse método possui complicações questionáveis pois a gema de ovo pode resultar em variações entre partidas e lotes de produção, podendo causar contaminação microbiana nesse sêmen e, conseqüentemente, o transporte internacional deste é restringido, sendo recomendado a substituição da criopreservação com base em gema de ovo por uma criopreservação livre de proteína animal para melhor qualidade e biossegurança desse sêmen.

Um estudo realizado por Ávila (2009) testou a eficácia de dois crioprotetores, sendo eles o glicerol e o etilenoglicol para congelamento de sêmen em jaguatiricas, em que ambos os crioprotetores mostraram-se viáveis para o congelamento. Porém, tais protocolos ainda devem ser ajustados para maior eficiência.

Vale ressaltar que os protocolos de criopreservação possuem fatores estressantes para os espermatozoides devido à alteração de temperatura, choque osmótico e tóxico devido à exposição aos crioprotetores e pela formação e dissolução do gelo extracelularmente (MOREIRA, 2017). Esses danos causados no sêmen devido à criopreservação podem ser evitados e/ou minimizados através da diluição da amostra em meio adequado, sendo utilizado o glicerol como o crioprotetor rotineiramente no caso dos felídeos silvestres, promovendo proteção para as células que sofreram cristalização, aumentando a fração de água não congelada no meio extracelular (DECO-SOUZA et al., 2013).

Experimentos realizados por Kaneko et al (2014) mostraram uma nova técnica para a preservação do sêmen, em que este fica armazenado em um refrigerador a 4°C por um longo período e os espermatozoides são liofilizados, sendo um método em que não seria mais necessário o uso de nitrogênio líquido para armazenamento e transporte do sêmen. Esse método foi testado em diferentes animais silvestres, incluindo uma onça-pintada, em que o sêmen permaneceu viável após o congelamento a seco, sendo assim, uma técnica que pode ser útil futuramente para a conservação desses animais.

Entretanto, foi observado que criopreservação do sêmen de felídeos possui uma taxa de sucesso relativamente baixa (CATARDO, SCOLARI & SWANSON, 2006 apud MÁS-ROSA, 2018), devendo ter mais estudos direcionados a experimentos nessa área.

### **3 CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Um bom manejo, juntamente com a escolha de um método de coleta eficiente e uma criopreservação de qualidade do sêmen dos felídeos, podemos fornecer uma maior variabilidade desse material genético, além de podermos conservá-lo por tempo indeterminado, garantindo, assim, uma ampliação nos estudos e pesquisas para obtenção de maiores informações acerca desses animais.



## REFERÊNCIAS

ADANIA, Cristina Harumi *et al.* Carnívora – Felidae (Onça, Suçuarana, Jaguatirica e Gato-do-mato). *In: TRATADO de animais selvagens*, 2014. p. 779-819.

ASSUMPCÃO, Teresinha Inês. Coleta de sêmen em animais selvagens - realidades e desafios. **ABRAA**, p. 13-22, 18 set. 2017. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/164360/1/DOC-146-.pdf#page=13>.

ÁVILA, Eduardo Costa. **Avaliação andrológica e criopreservação de sêmen de jaguatirica (*Leopardus pardalis* Linnaeus 1758)**. 2009. 78 p. Pós-graduação (Medicina Veterinária), 2009. Disponível em: <https://www.locus.ufv.br/bitstream/123456789/4978/1/texto%20completo.pdf>. Acesso em: 1 dez. 2021.

CARNEIRO, Raysa Melul *et al.* Descrição morfológica do sistema reprodutor masculino de jaguatirica (*Leopardus pardalis*). **Revista Biotemas**, p. 83-89, dez. 2010. Disponível em: <https://periodicos.ufsc.br/index.php/biotemas/article/view/2175-7925.2010v23n4p83/15982>. Acesso em: 20 set. 2021.

CASTRO, Simone Vieira *et al.* Agentes crioprotetores intracelulares: características e utilização na criopreservação de tecido ovariano e oócitos de tecido ovariano e oócitos. **Acta Scientiae Veterinariae**, p. 1-18, jan. 2011. Disponível em: <http://www.ufrgs.br/actavet/39-2/PUB%20957.pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

COSTA, Priscila de Melo; MARTINS, Carlos Frederico. Conservação de recursos genéticos animais através de biotécnicas de reprodução. **Univ. Ci. Saúde**, v. 6, n. 1, p. 39-55, jan/jun. 2008. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/185219/1/591-2905-1-PB-apagar.pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

CUBAS, Z.S. *et al.* Reprodução assistida em felídeos selvagens – uma revisão. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, [S. l.], v. 35, p. 408-417, 4 out. 2011. Disponível em: <http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/v35n4/pag408-417.pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

DECO-SOUZA, Thyara de *et al.* Comparação entre duas concentrações de glicerol para a criopreservação de sêmen de suçuarana (*Puma concolor*). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, [S. l.], p. 512-516, abr. 2013. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pvb/a/jTCRSkrbmVqfMkf4tmbb6vh/?lang=pt&format=pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

DYCE, KM. **Tratado de anatomia veterinária**. 5. ed. 2019. ISBN 978-0-323442640.

GIANFELICE, Tayla Nayara *et al.* Métodos de reprodução em animais em extinção. **Congresso Multidisciplinar**, p. 1-6. 2019. Disponível em: <http://www.fap.com.br/anais/congresso-multidisciplinar-2019/poster/190.pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

IBAMA. Portaria, 93, 7 de julho de 1998. **PORTARIA IBAMA nº 93 / 1998, de 07 de julho 1998**: Importação e Exportação Fauna Silvestre, [S. l.], 7 jul. 1998. Disponível em:

<https://www.sema.df.gov.br/wp-conteudo/uploads/2017/09/Portaria-IBAMA-n%C2%BA-93-de-1998.pdf>. Acesso em: 1 dez. 2021.

KANEKO, Takehito *et al.* Sperm Preservation by Freeze-Drying for the Conservation of Wild Animals. **Plos One** , [S. l.], p. 1-4, 19 nov. 2014. Disponível em:

[https://storage.googleapis.com/plos-corpus-prod/10.1371/journal.pone.0113381/1/pone.0113381.pdf?X-Goog-Algorithm=GOOG4-RSA-SHA256&X-Goog-Credential=wombat-sa%40plos-prod.iam.gserviceaccount.com%2F20211101%2Fauto%2Fstorage%2Fgoog4\\_request&X-Goog-Date=20211101T034138Z&X-Goog-Expires=86400&X-Goog-SignedHeaders=host&X-Goog-Signature=45c979840146c3077b7517d8fe5bd509ea820ecf4c3650ec2d9d5d2dc75a7a8d124c414912b28a3a68f63fe7504e22d67a9e2ebdde5ba9df4aff50c22265f698ca16a787b50f0565482471f895a0b285d0c43a0a9a592507cd24db04ca6ff0107ef55ca91bea19ff5526d6a670d54f156a8e2bbe6ac22927b072650fc3d9eb15f192de8f72e798bbebaa7acf255e6896c67fc54709544e6e3f50b0108d5f33db94a51b1e1f0af36bad74d4ea0f87f2b43ff3836a2718e2806c6f4f3bac275541a9ea705b54f3d3c90ff089658422ddc6393121e4de0899c67e65b6215e57d181816d07b287ce9e96fbbd679fb6a5bc964f52ab9a1cbc84b54e8a2077f00f5e7a](https://storage.googleapis.com/plos-corpus-prod/10.1371/journal.pone.0113381/1/pone.0113381.pdf?X-Goog-Algorithm=GOOG4-RSA-SHA256&X-Goog-Credential=wombat-sa%40plos-prod.iam.gserviceaccount.com%2F20211101%2Fauto%2Fstorage%2Fgoog4_request&X-Goog-Date=20211101T034138Z&X-Goog-Expires=86400&X-Goog-SignedHeaders=host&X-Goog-Signature=45c979840146c3077b7517d8fe5bd509ea820ecf4c3650ec2d9d5d2dc75a7a8d124c414912b28a3a68f63fe7504e22d67a9e2ebdde5ba9df4aff50c22265f698ca16a787b50f0565482471f895a0b285d0c43a0a9a592507cd24db04ca6ff0107ef55ca91bea19ff5526d6a670d54f156a8e2bbe6ac22927b072650fc3d9eb15f192de8f72e798bbebaa7acf255e6896c67fc54709544e6e3f50b0108d5f33db94a51b1e1f0af36bad74d4ea0f87f2b43ff3836a2718e2806c6f4f3bac275541a9ea705b54f3d3c90ff089658422ddc6393121e4de0899c67e65b6215e57d181816d07b287ce9e96fbbd679fb6a5bc964f52ab9a1cbc84b54e8a2077f00f5e7a). Acesso em: 20 set. 2021.

LUEDERS, I *et al.* Improved semen collection method for wild felids: Urethral catheterization yields high sperm quality in African lions (*Panthera leo*). **Theriogenology**, v. 78, n. 3, p. 696-701, 19 fev. 2012. Disponível em:

[file:///C:/Users/brend/Downloads/Improved\\_semen\\_collection\\_method\\_for\\_wild\\_felids\\_U.pdf](file:///C:/Users/brend/Downloads/Improved_semen_collection_method_for_wild_felids_U.pdf). Acesso em: 20 set. 2021.

MACHADO, Luciana C. *et al.* Maintenance of Brazilian Biodiversity by germplasm bank. **Pesquisa Veterinária Brasileira** , [S. l.], p. 62-66, 7 jan. 2016. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pvb/a/R8VKxbQCZ8H78rfGdqcbMPH/?format=pdf&lang=en>. Acesso em: 20 set. 2021.

MARTINS, Maria Isabel Mello; JUSTINO, Rebeca Cordeiro. Criopreservação espermática em felinos: estado da arte. **Revista Brasileira de Reprodução Animal** , [S. l.], v. 39, p. 136-140, jan/mar. 2015. Disponível em: [http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/v39n1/pag136-140%20\(RB563\).pdf](http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/v39n1/pag136-140%20(RB563).pdf). Acesso em: 20 set. 2021.

MORATO, R. G *et al.* Comparative analyses of semen and endocrine characteristics of free-living versus captive jaguars (*Panthera onca*). **Reproduction** , [s. l.], v. 122, ed. 5, p. 745-751, 2001. Disponível em: <https://rep.bioscientifica.com/view/journals/rep/122/5/745.xml>. Acesso em: 1 dez. 2021.

MOREIRA, Nei; MORATO, Ronaldo Gonçalves. Técnicas de reprodução assistida em felídeos neotropicais. *In*: **MEDICINA em Conservação**. 1966. cap. 77, p. 1280-1288. Disponível em:

[file:///C:/Users/brend/Downloads/CENAP%20Livro\\_Medicina\\_de\\_Animais\\_Silvestres%20\(7\).pdf](file:///C:/Users/brend/Downloads/CENAP%20Livro_Medicina_de_Animais_Silvestres%20(7).pdf). Acesso em: 20 set. 2021.

MOREIRA, Nei. Reprodução e estresse em felídeos silvestres. **Revista Brasileira de Reprodução Animal** , [s. l.], v. 31, n. 3, p. 333-338, 2007. Disponível em: <http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/download/333.pdf>. Acesso em: 1 dez. 2021.

MOREIRA, Nei. Reprodução e Obstetrícia em Felídeos Neotropicais. *In*: CUBAS, Zalmir Silvino *et al.* **Tratado de animais selvagens**. 2. ed., 2014. v. 1 e 2, cap. 123, p. 2294-2300.

MOREIRA, Nei. Exame andrológico e criopreservação de sêmen em felídeos selvagens. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 41, p. 312-315, jan/mar. 2017. Disponível em: [http://www.cbra.org.br/portal/downloads/publicacoes/rbra/v41/n1/p312-315%20\(RB659\).pdf](http://www.cbra.org.br/portal/downloads/publicacoes/rbra/v41/n1/p312-315%20(RB659).pdf). Acesso em: 20 set. 2021.

MOREIRA, Nei. Técnicas reprodutivas para a conservação de felídeos silvestres. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 41, p. 116-120, jan/mar. 2017. Disponível em: [http://cbra.org.br/portal/downloads/publicacoes/rbra/v41/n1/p116-120%20\(RB666\).pdf](http://cbra.org.br/portal/downloads/publicacoes/rbra/v41/n1/p116-120%20(RB666).pdf). Acesso em: 20 set. 2021.

NOWELL, Kristin; JACKSON, Peter. **Wild Cats**. 1996. 421 p. ISBN 2-8317-0045-0. Disponível em: <https://portals.iucn.org/library/sites/library/files/documents/1996-008.pdf>. Acesso em: 15 set. 2021.

PAULA, T.A.R. Reprodução de carnívoros silvestres. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 35, p. 130-132, abr/jun. 2011. Disponível em: <http://www.cbra.org.br/pages/publicacoes/rbra/v35n2/RB345%20Paula%20pag130-132.pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

RIBEIRO, Rodrigo Neca *et al.* Métodos de coleta de sêmen em felídeos. **Enciclopédia Biosfera**, [s. l.], v. 16, n. 29, p. 1-15, 2019. Disponível em: <https://www.conhecer.org.br/enciclop/2019a/agrar/metodos%20de.pdf>. Acesso em: 14 out. 2021.

ROCHA, Ediane Freitas *et al.* Anatomia macroscópica dos órgãos reprodutores do Puma yagouaroundi (Geoffroy, 1803) macho. **PUBVET Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 11, n. 8, p. 667-670, ago. 2017. Disponível em: <https://www.pubvet.com.br/uploads/75c9658a3f0c9444d994d9c3dedda4b9.pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

SILVA, A.C.P; BONORINO R.P. Biotécnicas da reprodução aplicadas à conservação de felídeos selvagens. **Anais do 13 Simpósio de TCC e 6 Seminário de IC da Faculdade ICESP**. 2018(13). Disponível em: [http://nippromove.hospedagemdesites.ws/anais\\_simposio/arquivos\\_up/documentos/artigos/79cf332cfecf16ee2ca198b617acba9b.pdf](http://nippromove.hospedagemdesites.ws/anais_simposio/arquivos_up/documentos/artigos/79cf332cfecf16ee2ca198b617acba9b.pdf). Acesso em: 06 out. 2021.

SOUZA, Thyara de Deco. **Avaliação andrológica e criopreservação de sêmen de Pumas (Puma concolor LINNAEUS, 1771) adultos**. 2009. 96 p. Dissertação (Pós-graduação em Medicina Veterinária), 2009. Disponível em: <https://www.locus.ufv.br/bitstream/123456789/4980/1/texto%20completo.pdf>. Acesso em: 20 set. 2021.

TURNER, Regina M. Oristaglio *et al.* Use of pharmacologically induced ejaculation to obtain semen from a stallion with a fractured radius. **JAVMA**, [s. l.], v. 206, n. 12, p. 1906-1908, 15 jun. 1995. Disponível em: [https://www.researchgate.net/publication/15409510\\_Use\\_of\\_pharmacologically\\_induced\\_eja](https://www.researchgate.net/publication/15409510_Use_of_pharmacologically_induced_eja)

ulation\_to\_obtain\_semen\_from\_a\_stallion\_with\_a\_fractured\_radius. Acesso em: 20 set. 2021.

## **Agradecimentos**

Gostaria de agradecer primeiramente a minha avó, dona Alda, que lá de cima me deu forças e me fazia lembrar todos os dias de não desistir. Agradecer, também, aos meus pais e minha madrinha por sempre me apoiar e me ajudar nos momentos de conflitos sobre a decisão do tema e a realização do trabalho.

Gostaria de agradecer ao UNICEUB por ter me dado a base durante meus primeiros três anos de curso e à UNICEPLAC por ter me dado total estrutura e segurança para me dedicar aos últimos anos de curso.

Um agradecimento especial ao meu melhor amigo por ter conversado comigo e permanecido ao meu lado até a decisão da minha especialização do curso, à minha melhor amiga por ter me dado tanto amor e carinho, me feito rir e, mesmo dormindo, estava ali do meu lado para me mostrar que eu não estava só, à minha orientadora por toda paciência durante a trajetória de escrita do TCC e ao meu supervisor de estágio pelo grande aprendizado durante esse último semestre, enriquecendo ainda mais o meu trabalho.

Por último, mas não menos importantes, um super agradecimento aos meus amigos de faculdade e da vida por não terem desistido de mim e por terem me entendido durante esse sumiço, além de todo apoio durante toda a minha trajetória da faculdade, com choros, risadas, conselhos e estudos.