



Conservação de roedores histicognatos silvestres da América do Sul utilizando estratégias reprodutivas

Conservation of South American wild hystricognath rodents using reproductive strategies

Alexandre Rodrigues Silva¹, Andreia Maria da Silva, Erica Camila Gurgel Praxedes, Alessandra Fernandes Pereira

Laboratório de Conservação de Germoplasma Animal, UFERSA, Mossoró, RN, Brasil.

¹Correspondência: legio2000@yahoo.com

Resumo

A fauna silvestre, especialmente os roedores histicognatos, representa uma importante fonte econômica de carne, couro e pelos para a população humana. Nesse sentido, um aumento produtivo dessa fonte está diretamente associado ao emprego de estratégias reprodutivas, visando tanto a conservação da biodiversidade, como a multiplicação adequada de indivíduos em cativeiro. Para ambas as situações, a primeira etapa consiste na eficiente conservação de germoplasma com a formação de criobancos. Assim, o objetivo desta revisão é apresentar os principais avanços alcançados na conservação de roedores histicognatos silvestres, especialmente aqueles da América do Sul, evidenciando os resultados na criopreservação de células e tecidos obtidos em cutias e preás.

Palavras-chave: biodiversidade, criopreservação, mamíferos silvestres.

Abstract

The wild fauna, especially hystricognath rodents, represents an important economic source of meat, leather and hairs for the human population. In this sense, a productive increase of this source is directly associated with the use of reproductive strategies, aiming both the conservation of biodiversity and the adequate multiplication in captivity. For both situations, the first step consists in the efficient conservation of germplasm with the formation of cryobanks. Thus, the aim of this review is to present the main advances in the conservation of wild hystricognath rodents, especially those from South America, evidencing the results in the cryopreservation of cells and tissues obtained from agoutis and spix's yellow-toothed cavies.

Keywords: biodiversity, cryopreservation, wild mammals.

Introdução

A ordem Rodentia constitui a mais numerosa ordem de mamíferos placentários contendo mais de 2.000 espécies, o que corresponde em torno de 40% das espécies da classe dos mamíferos. Como uma das subordens deste grupo, tem-se a subordem Hystricomorpha, a qual pode ser dividida em Caviomorpha (Novo Mundo) e Phiomorpha (Velho Mundo). Já como principais espécies silvestres estudadas atualmente na América do Sul têm-se os preás (*Galea spixii*) e as cutias (*Dasyprocta leporina*), uma vez que quando criadas adequadamente em cativeiro, essas espécies podem ser utilizadas como fonte econômica em virtude do interesse comercial por seus produtos, como carne, couro e pelos (Lopes et al., 2004).

Nesse sentido, o incremento produtivo para estas espécies está intimamente relacionado aos avanços nas estratégias reprodutivas, sendo a criopreservação de células e tecidos uma etapa importante na multiplicação de indivíduos de interesse zootécnico. Em geral, técnicas de criopreservação envolvem desde a obtenção das amostras, processamento antes, durante e após a redução de temperatura e análise da eficiência das técnicas na qualidade das amostras resultantes. Assim, o objetivo é apresentar os principais avanços alcançados na conservação de roedores histicognatos silvestres da América do Sul, evidenciando os resultados na criopreservação de células e tecidos.

Estratégias de conservação para germoplasma masculino

O emprego de estratégias reprodutivas em machos inicia com o desenvolvimento de técnicas para obtenção de gametas. Em geral, o método de escolha para colheita de espermatozoides consiste na eletroejaculação, podendo ainda ser aplicada a recuperação diretamente do epidídimo. Esta última, foi realizada com sucesso por Silva et al. (2016) em preás, no qual indicaram a lavagem retrógrada como método mais adequado para este propósito, uma vez que reduziu as chances de contaminação por células sanguíneas quando comparado ao método de flutuação. Assim como em preás, em cutias, Ferraz et al. (2011) obtiveram resultados



satisfatórios usando a lavagem retrógrada, quando avaliando os diferentes parâmetros espermáticos (Tab. 1).

Tabela 1. Parâmetros espermáticos de preás (*G. spixii*) e cutias (*D. leporina*) derivados de lavagem retrógrada da cauda do epidídimo.

Parâmetros espermáticos	<i>G. spixii</i> (n = 9)	<i>D. leporina</i> (n = 5)
Motilidade (%)	56,1 ± 7,1	86,5 ± 3,5
Vigor (0-5)	2,4 ± 0,4	4,6 ± 0,0
Integridade de membrana (%)	56,1 ± 6,1	66,0 ± 5,2
Resposta osmótica (%)	61,5 ± 6,9	41,9 ± 2,4
Normalidade (%)	58,8 ± 4,4	79,0 ± 2,4
Concentração espermática/mL ($\times 10^6$)	345,1 ± 86,3	748,0 ± 418,7
Autores	Silva et al. (2016)	Ferraz et al. (2011)

Já no que se refere à conservação dos espermatozoides de preás, a criopreservação foi eficiente quando usando o diluente Tris, o qual manteve por mais tempo a motilidade e a viabilidade quando comparado ao TES (Silva et al., 2017). Ainda, Silva (2016) obteve melhores resultados quando a esse diluente foram acrescentados 20% de gema de ovo e 6% de glicerol. Outros estudos encontram-se em andamento quanto ao uso de diluentes, como a água de coco em pó (ACP-109c), acrescida de gema de ovo e gel de *Aloe vera* a 20% como crioprotetores (Moreira, 2016).

Para a criopreservação de espermatozoides de cutias, Silva et al. (2011) observaram o ACP-109c como diluente mais adequado na conservação de gametas epididimários. Além disso, foi observado que esses espermatozoides podem ser envazados tanto em palhetas de 0,25 mL como 0,50 mL, e sua descongelação pode ocorrer a 37°C por 60 s (Silva et al., 2012). Já para os crioprotetores (Casteto et al., 2015), demonstraram ser mais adequado o glicerol na concentração de 6% quando comparado ao dimetilsulfóxido (DMSO) e à dimetilformamida (DMF).

Já com relação à obtenção de gametas por eletroejaculação, enquanto ainda não há relatos em preás, estudos com esse método foram desenvolvidos desde 2008 (Mollineau et al., 2008) em cutias. Inicialmente, o procedimento foi estabelecido usando como anestésico dissociativo a cetamina (35 mg/kg; IM) associado a xilazina (5 mg/Kg; IM), seguido de estímulos contínuos iniciando em 6 V com adições de 1 V, até se atingir 12 V. Esse procedimento é repetido até completar 10 minutos ou até o animal ejacular, sendo obtida uma eficiência de colheita de 30% de ejaculados contendo espermatozoides. Posteriormente, Mollineau et al. (2010a), visando aumentar a eficiência da colheita por eletroejaculação, avaliaram o uso de várias doses de xilazina isoladamente ou em associação com a cetamina como agentes anestésicos. Os autores relataram o uso isolado de xilazina na dose de 40 mg/Kg, via intramuscular, como o melhor tratamento, por proporcionar um aumento de 10% na eficiência de colheita, obtendo-se aproximadamente 40% de amostras contendo espermatozoides.

Recentemente, Castelo et al. (2016) ao avaliarem a interação entre sondas possuindo eletrodos em anel ou em tiras e estímulos elétricos em ondas senoidais ou quadráticas, concluíram que o tratamento mais eficiente na colheita de ejaculado em cutias foi o uso de eletrodo em anel associado com estímulos senoidais, obtendo 70% de ejaculados. Destes, 57% com presença de espermatozoides e os demais apresentando apenas plasma seminal, sendo o protocolo seriado (três ciclos) o mais indicado. Esse protocolo consistiu de o primeiro ciclo em 10 estímulos de 2, 3, e 4 V em sucessão; o segundo em 10 estímulos de 5, 6 e 7 V e o terceiro em 10 estímulos de 8, 9, 10 V.

Amostras oriundas da eletroejaculação podem ser criopreservadas por diferentes protocolos (Mollineau et al., 2010b; Castelo et al., 2015). Mollineau et al. (2010b) refrigeraram o sêmen em leite UHT e água de coco pasteurizada em diversas concentrações espermáticas, concluindo que o leite UHT na concentração de 100×10^6 foi mais eficiente, chegando ao 5º dia com 22,0% de motilidade progressiva. Além disso, foi realizada a criopreservação seguida de diferentes protocolos de descongelação, sendo a mais indicada o aquecimento das amostras a 30°C por 20 s (Mollineau et al., 2010b). Já Castelo et al. (2015) criopreservaram ejaculados de cutias usando ACP-109c com 20% de gema de ovo e 6% de glicerol, obtendo uma motilidade de 31,2%.

Quando a colheita de gametas não é possível, a criopreservação de fragmentos testiculares apresenta-se como uma alternativa, permitindo a conservação da variabilidade genética, salvaguardando as espermatogônias e células-tronco espermatogoniais, que permite uma ilimitada produção de espermatozoides. Nesse contexto, Lago et al. (2016) descreveram pela primeira vez a criopreservação de fragmentos pelo método da vitrificação em superfície sólida (VSS) em preás, onde verificaram a eficiência dos crioprotetores DMSO, DMF, etilenoglicol (EG), nas concentrações de 3,0 M e 6,0 M. Os autores obtiveram como melhor resultado o DMSO a 3,0 M, pois esse conservou a estrutura do núcleo e epitélio. Em cutias, não há relatos de conservação do tecido testicular.

Em síntese, em ambas as espécies, gametas podem ser obtidos com sucesso e também criopreservados. Contudo, avanços ainda são esperados no estabelecimento dos protocolos de conservação tecidual, bem como no uso desses gametas em biotécnicas reprodutivas mais avançadas.

Estratégias de conservação para germoplasma feminino

As estratégias reprodutivas empregadas em fêmeas envolvem inicialmente o conhecimento dos parâmetros foliculares das espécies de interesse. Nesse contexto, os folículos, unidade morfofuncional ovariana, apresentam dimensões variando entre suas classes foliculares, sendo a população folicular de préas estimada em torno de 400 folículos ovarianos por par de ovários (Praxedes et al., 2015). Já em cutias, foram observados em torno de 4.400 e 5.400 folículos no ovário direito e esquerdo, respectivamente (Santos et al., 2012). Contudo, ainda não foi relatado o período da foliculogênese nessas espécies.

Quanto ao monitoramento do ciclo estral realizado por citologia vaginal esfoliativa e ultrassonografia, foram observados ciclos estrais contínuos em préas e cutias com duração de $15,8 \pm 1,4$ dias (Santos et al., 2015) e $28,2 \pm 0,7$ dias (Campos et al., 2015), respectivamente. Nas fêmeas de préa, foi possível identificar por meio de exame citológico vaginal o predomínio de células superficiais durante o estro (Santos et al., 2015), associadamente com a presença de folículo pré-ovulatório no ovário, conforme determinado após necropsia dos animais (Santos et al., 2017).

Já para cutias, o uso da citologia vaginal para determinação do estro é conflitante. De fato, o evento citológico mais marcante na espécie configura-se em uma significativa elevação da porcentagem de células intermediárias observadas durante o metaestro, característica esta que é tomada por base para delimitar a duração do ciclo estral. Por outro lado, verificam-se alterações evidentes na genitália externa pela presença de sinais típicos da fase de estro, como afastamento dos lábios vulvares e secreção mucosa, coincidindo com a presença de um folículo e predominância de células superficiais (Campos et al., 2015). No uso da ultrassonografia, de modo geral, não se observam grandes diferenças na morfologia ovariana durante as diferentes fases do ciclo estral, mas é possível a identificação de folículos na fase folicular (Campos et al., 2015).

A ciclicidade de fêmeas poderia ser confirmada através de dosagens hormonais de estrógeno (E2) e progesterona (P4); contudo, estudos endócrinos de préas ainda não foram relatados e, em cutias, há poucos relatos (Singh et al., 2016). Em cutias, as fêmeas foram monitoradas durante seu ciclo estral e as concentrações de E2 e P4 foram determinadas por ensaio imunoenzimático. Os níveis séricos do pique estrogênico por ocasião do estro variaram de 1212–3500 pg/mL, enquanto as concentrações de P4 atingiram um valor máximo de 4,23 ng/mL no diestro.

Ainda, como estratégias reprodutivas empregadas nestas espécies, em préas limita-se a criopreservação de tecido ovariano usando a vitrificação em superfície sólida (VSS) (Praxedes et al., 2015), enquanto em cutias, já foram relatados além da criopreservação tecidual por VSS, também xenotransplante de tecido ovariano (Praxedes, 2017), criopreservação tecidual por congelamento lento (Wanderley et al., 2012) e indução de estro (Peixoto, 2016).

A indução de estro foi relatada em cutias (Peixoto, 2016) comparando-se protocolos hormonais constituídos pela administração peritoneal de cloprostenol (5 µg) isoladamente, ou em associação com análogo de GnRH (30 µg). No uso de ambos os protocolos, verificou-se uma moderada eficiência na indução do estro, sendo de 40% no uso da prostaglandina isolada e 60% na associação com o análogo de GnRH. Entretanto, a sincronização deste evento não foi efetiva com nenhum dos protocolos.

Já especificamente quanto à conservação de células e tecidos, para ambas as espécies, estudos estão relacionados à criopreservação de fragmentos teciduais. Nesse sentido, Wanderley et al. (2012) realizaram a congelamento lento de tecido ovariano de cutias e demonstraram a preservação de até 64% dos folículos morfológicamente normais, quando usando como crioprotetores DMSO ($60,6 \pm 3,6$), etilenoglicol ($64,0 \pm 11,9$) e propanodiol ($62,0 \pm 6,9$) na concentração de 1,5 M. Contudo, apenas os folículos conservados em propanodiol apresentaram ultraestrutura normal.

Posteriormente, Praxedes (2017) obteve resultados mais satisfatórios na criopreservação de fragmentos ovarianos de cutias, empregando a vitrificação pela técnica VSS. Nesse estudo foi verificado que, independente do crioprotetor (DMSO 3,0 M ou 6,0 M, EG 3,0 M ou 6,0 M e sua associação a 6,0 M), em torno de 70% de folículos morfológicamente normais foram preservados. Além disso, fragmentos criopreservados em DMSO e EG em todas as concentrações testadas apresentaram viabilidade similar aos fragmentos não vitrificados. Adicionalmente, o emprego desses crioprotetores não resultou em células com fragmentação de DNA.

Ainda, a primeira descrição de xenotransplante usando fragmentos ovarianos vitrificados e não vitrificados em camundongas severamente imunodeprimidas foi realizada em cutias em 2017 (Praxedes, 2017). Nesse estudo foi demonstrado o retorno da atividade ovariana avaliada por monitoramento vaginal e dosagem hormonal tanto em animais que receberam fragmentos vitrificados (1/6, 16%), como não vitrificados (4/5, 80%).

Já em préas, a vitrificação por VSS foi realizada usando DMSO a 3,0 M como crioprotetor (Praxedes et al., 2015). Os autores observaram que foi possível preservar mais de 70% de folículos pré-antrais com morfologia normal, demonstrando ser também eficiente a vitrificação na conservação de germoplasma de préas.

Estratégias de conservação para amostras somáticas

As amostras somáticas possuem alta relevância para a conservação da biodiversidade em virtude de sua



ampla aplicabilidade de tecidos e células na formação de criobancos e uso como carioplastos para a transferência nuclear (ou clonagem). Além disso, essas amostras também podem ser empregadas em estudos voltados para a indução da pluripotência e estabelecimento de diversas linhagens celulares (Pereira et al., 2014). Todas essas informações contribuem como ferramentas interessantes na construção de estratégias para a conservação de espécies silvestres.

Contudo, apesar de todas essas aplicações, o número de estudos voltados para o emprego de amostras somáticas ainda é reduzido quando comparado ao número de espécies ameaçadas (Santos et al., 2015). Em roedores histricognatos, um maior número de trabalhos tem sido observado em roedores domésticos, especialmente os cobaias (*Cavia porcellus*), os quais têm merecido atenção na conservação de amostras somáticas em virtude de ser um modelo experimental, visando aplicações em humanos (Romanenko et al., 2015). Esta espécie, largamente utilizada em laboratórios, possui estudos desenvolvidos na área de estabelecimento e caracterização de linhagens celulares (Mehrabani et al., 2014), análises genéticas (Romanenko et al., 2015) e avaliações de crioinjúrias (Pecha et al., 2016). Assim, objetivando seu amplo uso como modelo experimental, cobaias podem ser empregados para outras espécies de histricognatos silvestres, visando a conservação da biodiversidade.

Em especial para roedores histricognatos da América do Sul, poucos estudos são direcionados para amostras somáticas visando a formação de bancos de germoplasma quando comparado à conservação de amostras gonadais. Em geral, algumas espécies têm sido sugeridas como modelos experimentais e relacionadas a estudos de conhecimento fisiológico e morfológico das espécies (Tab. 2).

Tabela 2. Aplicações de amostras somáticas em roedores histricognatos silvestres da América do Sul.

Espécie	Fonte	Principal finalidade	Autores
<i>D. prymnolopha</i>	Sangue	Descrição do cultivo <i>in vitro</i> de células progenitoras	Rocha et al. (2012)
<i>D. prymnolopha</i>	Sangue	Descrição da morfofisiologia e morfometria de células sanguíneas	Conde-Júnior et al. (2012)
<i>D. prymnolopha</i>	Dentição	Descrição dos aspectos anatômicos e histológicos	Silva et al. (2013)
<i>D. prymnolopha</i>	Polpa dentária	Isolamento, expansão, diferenciação e caracterização de células progenitoras	Carvalho et al. (2015)
<i>D. leporina</i>	Tecido auricular	Criopreservação de tecido somático	Costa et al. (2015)
<i>C. paca</i>	Tecido auricular, abdominal e caudal	Descrição da pele por análises morfológicas, ultraestruturais e morfométricas	Isola et al. (2013)

Nesse contexto, a paca (*Cuniculus paca*), considerada como o segundo maior roedor da fauna brasileira, tem sido bem vista para ser utilizada como modelo experimental (Isola et al., 2013). Nesse sentido, Isola et al. (2013) descreveram o tegumento de pacas criadas em cativeiro, o que possibilita a busca pela similaridade com outras espécies, contribuindo para um estabelecimento mais objetivo de protocolos de criopreservação e cultivo de fragmentos teciduais, utilizados na formação de bancos de germoplasma.

Já no que se refere ao estabelecimento de protocolos de cultivo *in vitro* de amostras somáticas, para o gênero *Dasyprocta*, Carvalho et al. (2015) cultivaram a partir da polpa dentária de cutias células progenitoras existentes. Ainda, anteriormente, Silva et al. (2013) descreveram anatômica e histologicamente a dentição de cutias. Portanto, informações morfofisiológicas acendem caminhos para estratégias mais avançadas.

Ainda neste viés, que o conhecimento morfofisiológico de espécies de interesse esclarece mecanismos funcionais e ainda colabora para a conservação, Rocha et al. (2012), com base na morfofisiologia e morfometria de células sanguíneas de cutias descrito por Conde-Júnior et al. (2012), constataram diferentes estágios de maturação de células progenitoras hematopoiéticas. Adicionalmente, células hematopoiéticas foram cultivadas e células progenitoras aderentes foram analisadas no cultivo *in vitro* quanto a sua proliferação, viabilidade e, posteriormente, criopreservadas (Rocha et al., 2012).

Além disso, a criopreservação de amostras somáticas desempenha um papel importante em programas de conservação de animais silvestres (Costa et al., 2016). Nesse contexto, Costa et al. (2015) visando a formação de um banco de germoplasma, avaliaram duas técnicas de vitrificação na criopreservação de fragmentos somáticos de cutias usando a associação de dimetil-sulfóxido e etilenoglicol a 3,0 M como crioprotetores. Nesse estudo, os autores demonstraram que a vitrificação em superfície sólida foi a mais adequada na conservação do tecido somático derivado da região auricular periférica quando comparada à vitrificação convencional em criotubos, usando técnicas histológicas de análise.

Em síntese, embora haja poucas informações voltadas para a conservação de amostras somáticas de roedores histricognatos da América do Sul visando à conservação da diversidade genética, as pesquisas desenvolvidas até o presente momento permitem oferecer um interessante cenário das variadas aplicações dessas



amostras, possibilitando o uso dessas espécies como modelos experimentais.

Considerações finais

Em síntese, a conservação de amostras gonadais e somáticas representa uma etapa crucial na preservação da biodiversidade destas espécies e daquelas relacionadas. Contudo, avanços ainda são esperados no estabelecimento dos protocolos de conservação tecidual, bem como no uso desses gametas e células em estratégias reprodutivas mais avançadas.

Referências

- Campos LB, Peixoto GCX, Lima GL, Castelo TS, Souza ALP, Oliveira MF & Silva AR.** Monitoramento do ciclo estral de cutias (*Dasyprocta leporina* Lichtenstein, 1823) através de citologia esfoliativa vaginal e ultrassonografia. *Pesq Vet Bras*, v.35, p.188-192, 2015.
- Carvalho YK, Argôlo-Neto NM, Ambrósio CE, Oliveira LDJD, Rocha ARD, Silva JBD, Carvalho MAM, Alves FR.** Isolation, expansion and differentiation of cellular progenitors obtained from dental pulp of agouti (*Dasyprocta prymnolopha* Wagler, 1831). *Pesq Vet Brasil*, v.35, p.590-598, 2015.
- Castelo TS, Silva AM, Bezerra LG, Costa CY, Lago AE, Bezerra JA, Campos LB, Praxedes EC, Silva AR.** Comparison among different cryoprotectants for cryopreservation of epididymal sperm from agouti (*Dasyprocta leporina*). *Cryobiology*, v.71, p.442-447, 2015.
- Castelo, TS, Souza ALP, Lima GL, Peixoto GCX, Campos LB, Oliveira MF, Silva AR.** Interactions among different devices and electrical stimulus on the electroejaculation of captive agoutis (*Dasyprocta leporina*). *Reprod Domest Anim*, v.50, p.492-496, 2016.
- Conde-Júnior AM, Moura Fortes EA, Menezes DJ, Oliveira Lopes L, Carvalho MA.** Morphological and morphometric characterization of agoutis' peripheral blood cells (*Dasyprocta prymnolopha*, Wagler, 1831) raised in captivity. *Microsc Res Tech*, v.75, p.374-378, 2012.
- Costa CAS, Borges AA, Santos MVO, Queiroz Neta LB, Pereira AF.** Ferramentas para a avaliação de células e tecidos somáticos após a criopreservação em mamíferos. Uma revisão. *Rev Bras Hig Sanid Anim*, v.10, p.820-829, 2016.
- Costa CAS, Borges AA, Santos MVO, Queiroz Neta LB, Santos MLT, Franca PHF, Oliveira MF, Silva AR, Pereira AF.** Aplicação da vitrificação para fins de conservação de tecido somático de cutias (*Dasyprocta leporina*). *Anais da XXI Seminário de Iniciação Científica da UFERSA, Mossoró, RN, Brasil*, 2015.
- Ferraz MS, Menezes DJA, Pessoa GT, Cabral RM, Illera MJ, Silva AR, Ferraz MS.** Collection and evaluation of epididymal sperm in captive agoutis (*Dasyprocta aguti*). *Theriogenology*, v.75, p.459-462, 2011.
- Isola JG, Moraes PC, Rahal SC, Machado MR.** Morfologia, ultraestrutura e morfometria do tegumento da paca (*Cuniculus paca* Linnaeus, 1766) criada em cativeiro. *Pesq Vet Bras*, v.33, p.674-682, 2013.
- Lago AEA, Silva AM, Praxedes ECG, Bezerra LGP, Almeida LM, Oliveira MF, Silva AR.** Vitrification of spix's yellow-toothed caviés (*Galea spixii* Wagler, 1831) testicular tissue - Preliminary results. In: *Proceedings VI International Symposium on Animal Biology of Reproduction (ISABR2016)*, November 6th to 9th, 2016, Campos do Jordão, SP, Brazil, v.14, p.295, 2016. Resumo.
- Lopes JB, Cavalcante RR, Almeida MM, Carvalho MAM, Moura SG, Dantas Filho LA, Conceição WIF.** Desempenho de cutias (*Dasyprocta prymnolopha*) criadas em cativeiro do nascimento até o desmame em Teresina, Piauí. *Rev Bras Zootec*, v.33, p.2318-2322, 2004.
- Mehrabani D, Mahboobi R, Dianatpour M, Zare S, Tamadon A, Hosseini SE.** Establishment, culture, and characterization of guinea pig fetal fibroblast cell. *Vet Med Internat*, v.20, p.1-6, 2014.
- Mollineau WM, Adogwa AO, Garcia GW.** A preliminary technique for electro-ejaculation of agouti (*Dasyprocta leporina*). *Anim Reprod Sci*, v.7, p.92-108, 2008.
- Mollineau WM, Adogwa AO, Garcia GW.** Improving the efficiency of the preliminary electroejaculation technique developed for semen collection from the agouti (*Dasyprocta leporina*). *J Zoo Wildlife Medic*, v.41, p.633-637, 2010a.
- Mollineau WM, Adogwa AO, Garcia GW.** Liquid and frozen storage of agouti (*Dasyprocta leporina*) semen extended with UHT Milk, unpasteurized coconut water, and pasteurized coco-nut water. *Vet Med Int*, v.2011, p.1-6, 2010b.
- Moreira SSJ.** Otimização de diferentes diluentes e crioprotetores extracelulares na criopreservação de espermatozoides epididimários de preás (*Galea spixii* Wagler, 1831). *Monografia (Bacharel em Biotecnologia) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Rio Grande do Norte*, 2016.
- Pecha S, Weinberger F, Breckwoldt K, Geertz B, Hansen A, Reichenspurner H, Eschenhagen T.** Electrophysiological investigations of human iPS cell-derived engineered heart tissue in a guinea pig infarction model. *Thorac Cardiovasc Surg*, v.64, p.OP261, 2016.
- Peixoto GCX.** Aplicação de biotécnicas para monitoramento e controle do ciclo estral de espécies silvestres do bioma Caatinga. *Tese (Doutorado em Biotecnologia da Rede Nordeste de Biotecnologia) - Universidade Federal*



Rural do Semi-Árido, Rio Grande do Norte, 2016.

Pereira AF, Santos MLT, Borges AA, Queiroz Neta LB, Santos MVO, Feitosa AKN. Isolamento e caracterização de células doadoras derivadas da pele para a transferência nuclear. *Acta Vet Brasilica*, v.8, p.311-316, 2014.

Praxedes ECG. Conservação de tecido ovariano de cutias (*Dasyprocta leporina* Lichtenstein, 1823) criadas em cativeiro no semi-árido nordestino. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Rio Grande do Norte, 2017.

Praxedes EC, Lima GL, Silva AM, Apolinário CA, Bezerra JA, Souza ALP, Oliveira MF, Rodrigues AP, Silva AR. Characterization and cryopreservation of the ovarian preantral follicle population Spix's yellow-toothed cavies (*Galea spixii* Wagler, 1831). *Reprod Fert Develop*, no prelo, 2015. Doi: 10.1071/RD15249.

Rocha AR, Alves FR, Argôlo-Neto NM, Santos LF, Almeida HM, Carvalho YKP, Bezerra DO, Ferraz MS, Pessoa GT, Carvalho, MAM. Hematopoietic progenitor constituents and adherent cell progenitor morphology isolated from black-rumped agouti (*Dasyprocta prymnolopha*, Wagler 1831) bone marrow. *Microsc Res Tech*, v.75, p.1376-1382, 2012.

Romanenko SA, Perelman PL, Trifonov VA, Serdyukova NA, Li T, Fu B, O'Brien PCM, Ng BL, Nie W, Liehr T, Stanyon R, Graphodatsky AS, Yang F. A first generation comparative chromosome map between Guinea pig (*Cavia porcellus*) and humans. *Plos One*, v.10, p.e0127937, 2015.

Santos AC, Viana DV, Bertassoli BM, Oliveira GB, Oliveira DM, Bezerra FVF, Oliveira MF, Assis-Neto AC. Characterization of the estrous cycle in *Galea spixii* (Wagler, 1831). *Pesq Vet Bras*, v.35, p.89-94, 2015.

Santos AC, Viana DV, Oliveira GB, Silva RS, Oliveira MF, Assis-Neto AC. Follicular development and morphological changes in the vaginal epithelium during the estrous cycle of *Galea spixii*. *Microsc Res Tech*, v.80, p.167-176, 2017.

Santos EAA, Lima GL, Sousa PC, Cordeiro LS, Borges PAC, Silva AR. Caracterização da população de folículos ovarianos pré-antrais de cutias 47 (*Dasyprocta agouti*) criadas no semi-árido nordestino do Brasil. *Anais do VI Congresso Norte Nordeste de Reprodução Animal*, 2012.

Santos MLT, Borges AA, Santos MVO, Queiroz Neta LQ, Oliveira MF, Silva AR, Pereira AF. Cultivo *in vitro* de células derivadas de pele em mamíferos silvestres - estado da arte. *Rev Bras Rep Anim*, v.39, p.382-386, 2015.

Silva AM. Conservação de espermatozoides epididimários de preás (*Galea spixii* Wagler, 1831) em diferentes meios. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Rio Grande do Norte, 2016.

Silva AM, Sousa PC, Campos LB, Bezerra JAB, Lago AEA, Oliveira MF, Silva AR. Comparison of different extenders on recovery and longevity of epididymal sperm from spix's yellow-toothed cavies (*Galea spixii* Wagler, 1831). *Zygote*, no prelo, 2017.

Silva AM, Bezerra JAB, Campos LB, Praxedes ECG, Lima GL, Silva AR. Characterization of epididymal sperm from spix's yellow-toothed cavies (*Galea spixii* Wagler, 1831) recovered by different methods. *Acta Zool*, p.1-7, 2016.

Silva DC, Fagundes NC, Teixeira FB, Penha NE, Santana LN, Mendes-Oliveira AC, Lima RR. Anatomical and histological characteristics of teeth in agouti (*Dasyprocta prymnolopha* Wagler, 1831). *Pesq Vet Brasil*, v.33, p.51-57, 2013.

Silva MA, Peixoto GCX, Santos E AA, Castelo TS, Oliveira MF, Silva AR. Recovery and cryopreservation of epididymal sperm from agouti (*Dasyprocta aguti*) using powdered coconut water (ACP-109c) and Tris extenders. *Theriogenology*, v.76, p.1084-1089, 2011.

Silva MA, Peixoto GCX, Sousa PC, Bezerra FS, Bezerra AC, Silva AR. Interactions between straw size and thawing rates on the cryopreservation of agouti (*Dasyprocta aguti*) epididymal sperm. *Reprod Domest Anim*, v.47, p.4-6, 2012.

Singh MD, Morris MJ, Guimaraes DA, Bourne G, Garcia, GW. Serological evaluation of ovarian steroids of red-rumped agouti (*Dasyprocta leporina*) during the estrous cycle phases. *Anim Reprod Sci*, v.175, p.27-32, 2016.

Wanderley LS, Luz HK, Faustino LR, Lima IM, Lopes CA, Silva AR, Bão SN, Campello CC, Rodrigues AP, Figueiredo JR. Ultrastructural features of agouti (*Dasyprocta aguti*) preantral follicles cryopreserved using dimethyl sulfoxide, ethylene glycol and propanediol. *Theriogenology*, v.77, p.260-267, 2012.