

Protocolos para contenção química e eletroejaculação para coleta de sêmen de queixadas (*Tayassu pecari*)

Chemical Restraining and Electroejaculation Protocols for Semen Collection in White-Lipped Peccary (*Tayassu pecari*)

Renan Luiz Albuquerque Vieira¹, Celso Henrique Souza Costa Barros², Thaise da Silva Oliveira Costa², Marcus Antônio Rossi Feliciano^{1,3} & Sérgio Luiz Gama Nogueira-Filho²

ABSTRACT

Background: In order to reverse the White-lipped peccary decline, besides protecting its habitat and controlling hunting, it is necessary a captive breeding program. There are reports, however, on the low fertility of white-lipped peccary, making it difficult its reproduction in captivity, making artificial insemination one of the main tools to prevent the loss of genetic diversity of species kept in captivity. Information on safe methods of anesthesia and the collection of semen should be investigated. Therefore, we aimed to compare the effects of the anesthetic protocols acepromazine/ketamine and xylazine/ketamine, as well as electroejaculation protocols, for semen collection in white-lipped peccary (*Tayassu pecari*).

Materials, Methods & Results: Twelve adult male white-lipped peccaries were submitted both to the xylazine/ketamine and acepromazine/ketamine anesthetic protocols. The anesthetic induction time and duration, the degree of muscle relaxation, the time for anesthetic recovery and the quality of the animals' recovery were evaluated. Additionally, the quality of the sedation was evaluated based on the animal's behavior. We also evaluated the effect of drugs on erectile functions as well as the efficiency of 3 electroejaculation protocols with increasing or fixed voltages (2 to 4 V; 5 to 12 V; 12 V). The acepromazine/ketamine combination promotes shorter induction time, duration and recovery from anesthesia than the xylazine/ketamine association. There were no differences, however, between the tested anesthetic protocols in relation to heart rate, respiratory rate and temperature. Ejaculate was obtained from only 2 animals when using the xylazine/ketamine protocol and adoption of stimuli between 5 and 12 V, with 10 stimuli at each voltage. In turn, ejaculate was obtained from 4 animals submitted to the acepromazine/ketamine protocol, 3 of them with the adoption of stimuli between 5 and 12 V and one with the adoption of fixed 12 V stimuli, with 45 stimuli at this single voltage.

Discussion: The animals presented less deep anesthesia and, consequently, worse indicators of well-being during and after the collection procedures when submitted to the xylazine/ketamine protocol compared to the acepromazine/ketamine protocol. When submitted to the acepromazine/ketamine protocol, the animals allowed the observer to approach and handle them, facilitating handling and collection of semen, in addition to promoting better indicators of animal welfare. Also, with this aforementioned protocol, the animals showed better anesthetic return. For both anesthetic protocols, the protocol of increasing stimuli from 5 to 12 V, with 10 stimuli at each voltage, resulted in penile erection and in obtaining ejaculate in a greater number of animals in relation to the other electroejaculation protocols. In turn, the use of the growing protocol 2 V to 4 V did not even cause an erection in any of the 12 animals. From the ejaculates collected from the white-lipped peccary, volumes (0.2 to 1.0 mL) and average sperm concentration (379.1×10^6 sperm/mL) were comparatively higher than those from *Pecari tajacu*. The white-lipped peccary (*Tayassu pecari*) is considered an aggressive animal, and this characteristic can explain the relatively low success in obtaining ejaculates, as aggressiveness is directly related to stress, which is an antagonist of ejaculation. Thus, we proposed to test chemical restraint with the aid of a blowgun in future studies.

Keywords: conservation of natural resources, endangered species, reproduction, semen analysis, Mammalia, Tayassuidae.

Descritores: análise do sêmen, conservação dos recursos naturais, espécies em perigo de extinção, reprodução, Mammalia, Tayassuidae.

DOI: 10.22456/1679-9216.111743

Received: 10 November 2020

Accepted: 8 March 2021

Published: 16 April 2021

¹Universidade Federal da Bahia (UFBA), Salvador, BA, Brazil. ²Universidade Estadual de Santa Cruz (UESC), Ilhéus, BA. ³Universidade Federal de Santa Maria (UFSM), Santa Maria, RS, Brazil. CORRESPONDENCE: S.L.G. Nogueira-Filho [slgnogue@uesc.br]. Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal (PPGCA) - UESC. Rod. Jorge Amado km 16. CEP 45.662-900 Ilhéus, BA, Brazil.

INTRODUÇÃO

Queixada (*Tayassu pecari*) é classificado como vulnerável pela União Internacional para Conservação da Natureza, devido à caça excessiva e destruição de seu habitat [7]. Uma estratégia para reverter este quadro é estabelecer um programa de criação em cativeiro para posterior soltura em áreas onde tenha ocorrido sua extinção [19]. Existem relatos, contudo, sobre a baixa fertilidade de machos de queixadas que dificultaria sua reprodução em cativeiro [25]. Adicionalmente, devido à hierarquia linear, o macho dominante possui acesso prioritário às fêmeas receptivas [16], acarretando diminuição na variabilidade genética [2,13]. A inseminação artificial pode se tornar uma ferramenta para evitar a perda da diversidade genética em cativeiro [20-22]. Estudos recentes comprovaram a viabilidade da conservação do sêmen de queixadas [2,3]. Ainda são necessárias informações sobre métodos seguros de anestesia e coleta de sêmen nesta espécie.

A eletroejaculação é considerada um método confiável para coleta de sêmen em animais silvestres [5], que se baseia em estímulos aplicados no assoalho da ampola retal do animal [1,23]. Este método requer protocolos anestésicos que são espécie/específicos e podem influenciar na eficiência da eletroejaculação [5,20]. Para caititu (*Pecari tajacu*), espécie filogeneticamente próxima a queixadas, a tranquilização com acepromazina/cetamina apresenta melhor eficiência que com xilazina/cetamina para coleta de sêmen [24]. Objetivamos, portanto, comparar reações de queixadas submetidos aos protocolos xilazina/cetamina e acepromazina/cetamina e verificar sua eficiência durante o uso de protocolos de eletroejaculação com voltagem crescente ou fixa.

MATERIAIS E MÉTODOS

Animais e local do estudo

A pesquisa foi realizada no criadouro científico da Universidade Estadual de Santa Cruz (UESC), Ilhéus, Bahia, Brasil (14° 47' 47" S; 39° 10' 20" O). Foram estudados 12 queixadas machos e adultos todos nascidos e criados em cativeiro, com idade variando entre 3 e 7 anos, com peso médio de $37,8 \pm 4,8$ kg.

Os animais originalmente viviam em 3 grupos contendo machos e fêmeas de diversas faixas etárias, mantidos em 3 piquetes com 400 a 940 m². Em todos os piquetes regularmente observavam-se tanto o comportamento reprodutivo quanto o nascimento de

filhotes. Antes e durante todo o estudo os animais foram alimentados 2 vezes ao dia, às 8 h e às 16 h, com dieta composta por milho, farelo de soja e suplementos minerais, proporcionando 120 g/kg de proteína bruta e 14,5 MJ/kg de energia digestível, com base na matéria seca, atendendo às exigências nutricionais da espécie [16]. Por sua vez, a água estava disponível *ad libitum*.

Para a realização do estudo, os animais foram contidos com o auxílio de puçá, pesados e transferidos para uma das 6 baias individuais com 11,3 m² cada, cercadas por tela de alambrado com 1,5 m de altura, recebendo a mesma dieta e fornecimento de água *ad libitum*. Tomou-se o cuidado de alojar em baias vizinhas apenas animais que conviviam no mesmo piquete para evitar brigas [18]. Desta forma, foram coletados dados dos 12 animais distribuídos em 3 grupos (4 animais por grupo) em momentos distintos. Previamente à coleta, os animais foram submetidos a um jejum alimentar por 12 h e hídrico por 6 h. Após este período, os mesmos foram contidos fisicamente com puçá e submetidos aos protocolos anestésicos. Todos os animais passaram por todos os protocolos anestésicos e de eletroejaculação, servindo de controles para si próprios.

Protocolos anestésicos

Foram avaliados 2 protocolos anestésicos. No primeiro protocolo, os animais receberam 1,0 mg/kg IM de xilazina (Anasedan[®])¹ e após 15 min, receberam 5 mg/kg de cetamina (Dopalen[®])¹ por via intramuscular (IM). Após um período de 7 dias, os mesmos animais passaram por um segundo protocolo anestésico, composto pela associação de acepromazina com cetamina. Primeiramente, a acepromazina (Acepran[®])² foi aplicada como medicação pré-anestésica na dose de 0,2 mg/kg IM. Após 5 min, foi administrada a cetamina 5 mg/kg IM, conforme descrito para coleta de sêmen do caititu (*Pecari tajacu*) [8].

Após aplicação dos fármacos, os animais foram monitorados quanto à sedação, analgesia e relaxamento muscular desejável. Após constatação do grau de anestesia desejável, no qual os animais encontravam-se em decúbito lateral permitindo a aproximação da equipe, foi feito o corte dos pelos do prepúcio e feita à assepsia da região pélvica com água e sabão neutro. Adicionalmente, foi feita a higienização do prepúcio com solução fisiológica (NaCl 0,9%) e seco com papel toalha. Logo após, foi feita a limpeza do reto do animal por meio da remoção do conteúdo fecal, para permitir melhor introdução da sonda e contato com a mucosa retal, a qual foi lubrificada com carboximetilcelulose (Carbogel[®])³. Depois de anestesiados, 5 min antes da

coleta, foram administrados 5 UI de ocitocina (Ocitocina Forte UCB®)⁴ por via intravenosa (IV). Em seguida, foram iniciadas as coletas de sêmen por meio de um dos 3 protocolos de eletroejaculação testados neste estudo (descritos na seção ‘Protocolos de eletroejaculação’).

Durante todos os procedimentos foram avaliadas as seguintes funções vitais: frequência cardíaca (batimentos por minuto - bpm), frequência respiratória (movimentos por minuto - mpm) e temperatura retal. Para as análises comparativas, contudo, foram usados os dados coletados após constatação da anestesia, seguindo os procedimentos descritos para caimitus [24]. Além destas funções vitais, foi avaliado o período de indução anestésica, considerado desde a aplicação do fármaco até o animal não responder a estímulos como movimentação dos membros e pinçamento da membrana interdigital. Adicionalmente, avaliou-se a qualidade da tranquilização baseada no comportamento do animal, permitindo ou não a aproximação do avaliador após administração dos anestésicos. Os critérios para avaliação de tais efeitos foram atribuídos por meio de escores (Tabela 1), seguindo os critérios usados para avaliação anestésica de caimitus (*Pecari tajacu*) [24].

Para avaliação do grau de analgesia durante a coleta de sêmen foram atribuídos escores de 0 a 10, no qual 0 representa ausência total de analgesia e 10 máxima analgesia, segundo Glasgow (GCMPS): qual baseia-se em sinais comportamentais relacionados com a dor [15]. O tempo de recuperação da anestesia compreendeu o momento desde a aplicação do anestésico até o animal recuperar a consciência e ser capaz de manter-se em estação. Os animais foram monitorados quanto ao seu total reestabelecimento, atribuindo escores (Tabela 2), seguindo os critérios usados para avaliação da recuperação anestésica de caimitus [24]. O animal foi considerado totalmente recuperado da anestesia quando não mais apresentava possíveis efeitos desta, tais como apatia ou arqueamento do membro posterior podendo então ser capaz de levantar-se e locomover-se normalmente em seu recinto.

Para avaliação comportamental durante a anestesia foi avaliado o comportamento de aceitação do animal à aproximação da equipe. Avaliou-se ainda apresentação da movimentação de cabeça, vocalização e tentativa de fuga durante a eletroejaculação. Por fim, avaliou-se apresentação de apatia, arqueamento e isolamento do animal após a soltura. A estes parâmetros foram atribuídos escores que variaram entre 0 e 2, ausência ou apresentação de expressão comportamental (Tabela 1).

Tabela 1. Escores usados para avaliar a qualidade da anestesia e da avaliação comportamental pós-anestesia em queixadas (*Tayassu pecari*) submetidos à anestesia dissociativa com xilazina/cetamina e acepromazina/cetamina.

Escore	Qualidade da anestesia
0	Animal estressado, não permitindo a aproximação do avaliador e sua manipulação.
1	Animal calmo, entretanto, não permitiu a aproximação do avaliador, o que dificultou a sua manipulação.
2	Animal calmo após a tranquilização, aceitando a aproximação do avaliador e permitindo sua manipulação.

Escore	Avaliação comportamental pós-anestesia
2	Despertar agitado, com prejuízo no equilíbrio e coordenação motora (atáxico), não conseguindo permanecer com os quatro membros esticados e apoiados ao chão (em estação).
1	Despertar um pouco agitado, com a musculatura rígida sem sucesso para se posicionar em estação.
0	Despertar calmo, sem excitação, conseguindo se posicionar em estação e andar normalmente.

Adaptado de Souza *et al.* [24].

Protocolos de eletroejaculação

A coleta de sêmen foi realizada com auxílio de um eletroejaculador (Eletrogen SA200®)⁵ conectado a uma fonte de 12 volts (V), semelhante ao descrito para espécies domésticas [8], com uma sonda retal com 20 cm de comprimento e 1,9 cm de diâmetro, com dois eletrodos longitudinais possuindo 10 cm cada. Com o animal posicionado em decúbito lateral, a sonda foi inserida no reto com 18 cm de profundidade, paralelo ao assoalho pélvico, de forma que os eletrodos pudessem estimular as inervações das estruturas envolvidas no processo ejaculatório.

Foram avaliados 3 protocolos de eletroejaculação: 1) aplicação de 3 séries de 10 estímulos (série 1: 10 estímulos em 2 V; série 2: 10 estímulos em 3 V; série 3: 10 estímulos em 4 V); 2) aplicação de 8 séries de 10 estímulos (série 1: 10 estímulos de 5 V; série 2: 10 estímulos de 6 V; série 3: 10 estímulos de 7 V; série 4: 10 estímulos de 8 V; série 5: 10 estímulos de 9 V; série 6: 10 estímulos de 10 V; série 7: 10 estímulos de 11 V e série 8: 10 estímulos de 12 V); e 3) aplicação de 45 estímulos em

12 V fixos, conforme avaliados por [14] para caimitus. Em todos os protocolos citados cada estímulo elétrico durou 3 s, seguido pelo mesmo período de descanso, com séries realizadas sequencialmente. A sessão de estímulo foi interrompida quando obtido sucesso na obtenção de sêmen.

Durante os protocolos de eletroejaculação, foi registrado se o animal entrava em ereção ou não e se o macho ejaculava ou não. Considerou-se ereção a exposição do pênis, registrando-se se a mesma foi completa ou não. Adicionalmente, mensurou-se o intervalo de tempo entre o início da eletroestimulação até o momento da ereção inicial e completa, até a ejaculação, bem como a voltagem necessária de estímulo para cada evento. Quando o pênis era exposto, o mesmo era fixado com gaze e direcionado para um tubo tipo Falcon de 50 mL, pré-aquecido a 37°C e protegido com papel laminado externamente, para evitar os efeitos deletérios da luz e o choque térmico. Quando coletados, os ejaculados eram imediatamente colocados em banho-maria a 37°C e avaliados quanto às características macro e microscópicas [4].

Análise dos dados

Foi aplicado o teste ANOVA de medidas repetidas para comparar as respostas dos animais aos protocolos xilazina/cetamina e acepromazina/cetamina para as variáveis: tempo de indução, duração e recuperação da anestesia, frequência cardíaca, respiratória e temperatura retal. Os resíduos dos modelos foram checados e confirmou-se tanto a distribuição normal dos erros quanto a homogeneidade das variâncias destas variáveis. Os dados categóricos (escores) sobre a avaliação da qualidade da anestesia, analgesia, sensibilidade ao pinçamento da membrana interdigital, vocalização, movimento de cabeça, tentativa de fuga, ereção peniana, qualidade de recuperação anestésica, apatia e arqueamento foram comparados por meio do teste de Wilcoxon. Para todas as análises foi usado o software Statística 7.0 (StatSoft)⁶ e aplicada a correção de Bonferroni para comparações múltiplas ($P = 0,05/17 = 0,003$).

RESULTADOS

Depois de aplicada correção para testes múltiplos, verificou-se que o uso da associação acepromazina/cetamina resultou em escores maiores (quanto maior melhor a qualidade) para analgesia em relação à associação xilazina/cetamina (xilazina/cetamina: mediana = 5, mínimo = 4, máximo = 7; acepromazina/cetamina: mediana = 8, mínimo = 7, máximo = 9; $Z = 3,05$, $P = 0,002$). Houve diferença para os parâmetros comportamentais usados para comparar a qualidade da anestesia entre os dois protocolos (Tabela 2).

Quando submetidos ao protocolo acepromazina/cetamina, os animais apresentaram menor tempo de indução anestésica e menor tempo de recuperação anestésica em relação ao protocolo xilazina/cetamina, promovendo, portanto, rápida recuperação dos animais. Por sua vez, os animais que receberam o protocolo xilazina/cetamina apresentaram período de anestesia quase 4 vezes maior em relação aos animais submetidos ao protocolo acepromazina/cetamina (Tabela 3).

Quando submetidos ao protocolo xilazina/cetamina, os animais apresentaram analgesia menor em relação aos submetidos ao protocolo acepromazina/cetamina (Tabela 2). Todos os animais anestesiados com acepromazina/cetamina aceitaram a aproximação e apresentaram ereção, neste protocolo os animais não apresentaram vocalização e tentativa de fuga durante a coleta de sêmen (Tabela 2). Após a recuperação anestésica e soltura na baía, nenhum dos animais submetidos ao protocolo acepromazina/cetamina apresentou arqueamento de dorso, ao contrário dos animais anestesiados com xilazina/cetamina. Adicionalmente, não se verificaram diferenças entre os protocolos testados em relação às funções vitais (Tabela 4).

Durante as avaliações dos protocolos de eletroejaculação, 5 queixadas apresentaram ereção quando submetidos ao protocolo xilazina/cetamina. Entretanto, destes 5 animais, foram obtidos ejaculados apenas de 2 animais (volume: 0,2 mL e concentração espermática: 459×10^6 espermatozoides/mL e volume: 0,4 mL e concentração espermática: $410,0 \times 10^6$ espermatozoides/mL) com a adoção de estímulos entre 5 a 12 V (com 10 estímulos em cada voltagem). Em contraste, 10 dos 12 queixadas apresentaram ereção quando submetidos ao protocolo acepromazina/cetamina. Destes 10 animais, contudo, foram obtidos ejaculados de apenas 4 queixadas. Três animais (volume: 0,4 mL e concentração espermática: 149×10^6 espermatozoides/mL; volume: 0,3 mL e concentração espermática: 132×10^6 espermatozoides/mL; volume: 1,0 mL e concentração espermática: $365,0 \times 10^6$ espermatozoides/mL) com a adoção de estímulos entre 5 a 12 V (com 10 estímulos em cada voltagem) e de 1 queixada (volume: 0,3 mL e concentração espermática: $760,0 \times 10^6$ espermatozoides/mL) com a adoção de estímulos de 12 V fixos (45 estímulos nesta única voltagem). Nenhum dos queixadas ejaculou com estímulos entre 2 a 4 V (com 10 estímulos em cada voltagem) para ambos os protocolos anestésicos. Dos 12 queixadas, 8 apresentaram ereção peniana mediante a aplicação de estímulos elétricos entre 5 a 6 V no período de 2 ± 40 min para ambos os protocolos anestésicos. Sendo que destes 8 animais, 5 iniciaram a ejaculação mediante o estímulo entre 7 a 9 V no período de 5 ± 70 min.

Tabela 2. Medianas, valores máximos e mínimos dos escores¹ atribuídos à qualidade da anestesia e avaliação comportamental pós-anestesia em queixadas (n = 12) submetidos aos protocolos anestésicos xilazina/cetamina e acepromazina/cetamina.

	Xilazina/Cetamina	Acepromazina/Cetamina	Z	P ²
Qualidade da anestesia				
Qualidade da anestesia	Mediana = 1 Valor máximo = 2 Valor mínimo = 0	Mediana = 2 Valor máximo = 2 Valor mínimo = 1	2,52	0,01
Sensibilidade	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 1	Mediana = 0 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	2,52	0,01
Avaliação comportamental pós-anestesia				
Aceitação da aproximação	Mediana = 0 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	2,80	0,005
Movimentação de cabeça	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 1	Mediana = 0 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	2,80	0,005
Ereção	Mediana = 0 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	1,69	0,091
Vocalização	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 1	Mediana = 0 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	2,67	0,008
Apatia	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	Mediana = 0 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	2,80	0,005
Tentativa de fuga	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 0	Mediana = 0 Valor máximo = 0 Valor mínimo = 0	2,52	0,012
Arqueamento	Mediana = 1 Valor máximo = 1 Valor mínimo = 1	Mediana = 0 Valor máximo = 0 Valor mínimo = 0	2,80	0,005

¹Os escores variaram entre 0 (ausência da expressão comportamental) a 2 (apresentação máxima da expressão comportamental). ²Não houve diferença estatística significativa entre os protocolos depois de aplicada a correção de Bonferroni para comparações múltiplas ($P < 0,003$).

Tabela 3. Médias (\pm EP) do tempo, em minutos, de indução anestésica, duração da anestesia e de recuperação anestésica em queixadas (n = 12), submetidos aos protocolos anestésicos xilazina/cetamina e acepromazina/cetamina.

	Xilazina/Cetamina	Acepromazina/Cetamina	$F_{(1, 11)}$	P
Indução anestésica	17,6 \pm 0,5	14,7 \pm 0,3	22,05	0,001
Duração da anestesia	244,3 \pm 4,9	54,8 \pm 2,4	1166,10	< 0,001
Recuperação da anestesia	1860,0 \pm 115,8	48,8 \pm 3,5	245,10	< 0,001

Valores em negrito representam diferença significativa ($P < 0,003$), depois de aplicada a correção de Bonferroni para comparações múltiplas.

Tabela 4. Valores médios (\pm EP) das funções vitais de queixadas (n = 12), submetidos aos protocolos xilazina/cetamina e acepromazina/cetamina.

	Xilazina/Cetamina	Acepromazina/Cetamina	$F_{(1, 11)}$	P
FC	68,7 \pm 1,2	69,8 \pm 1,2	0,83	0,38
FR	53,7 \pm 1,2	49,8 \pm 0,8	7,26	0,02
TR	39,5 \pm 0,2	39,4 \pm 0,2	0,69	0,40

FC (frequência cardíaca; bpm); FR (frequência respiratória; mpm); TR (temperatura retal °C).

DISCUSSÃO

Queixadas apresentaram piores indicadores de analgesia e bem estar durante e após os procedimentos de coleta quando submetidos ao protocolo xilazina/cetamina em comparação ao protocolo acepromazina/cetamina. Quando submetidos ao protocolo acepromazina/cetamina, os indivíduos permitiram a aproximação e manuseio por parte do observador, facilitando o manejo e a coleta de sêmen, além de promover melhores indicadores de bem estar aos animais. Os resultados encontrados no presente estudo são similares aos descritos para o uso do protocolo acepromazina em caimitus [7,24]. Em contraste, queixadas anestesiadas com xilazina/cetamina apresentaram um período de latência maior, com características de estresse, o que dificulta o manejo. Adicionalmente, apresentaram período anestésico excessivamente prolongado, despertar mais agitado e estressado, além de se mostrarem mais apáticos. Resultados similares foram relatados com o uso de xilazina em caimitus [24]. Deste modo, o protocolo anestésico acepromazina/cetamina nas dosagens testadas no presente estudo (0,2 mg e 5 mg, respectivamente) foi capaz de proporcionar adequada anestesia e rápida recuperação, sem comprometer as funções vitais para coleta de sêmen em queixadas.

Para ambos os protocolos anestésicos, o protocolo de estímulos crescentes de 5 a 12 V, com 10 estímulos em cada voltagem, resultou em ereção peniana e na obtenção de ejaculado em maior número de animais em relação aos demais protocolos de eletroejaculação. Por sua vez, o uso do protocolo crescente 2 V a 4 V não provocou sequer ereção em nenhum dos 12 queixadas. Este baixo sucesso poderia ser explicado por uma estimulação insuficiente dos nervos simpáticos lombares.

Dos ejaculados coletados das queixadas, obteve-se volumes (0,2 a 1 mL) comparativamente menores do que os volumes obtidos de caimitus ($1,1 \pm 0,1$ mL) [8]; ($3,1 \pm 0,9$ mL) [24]. Por outro lado, queixadas apresentaram concentração espermática média ($379,1 \times 10^6$ espermatozoides/mL) comparativamente superior aos caimitus ($138,1 \pm 154,0 \times 10^6$ espermatozoides/mL), [7]; ($86,7 \pm 10,5 \times 10^6$ espermatozoides/mL) [24]. As diferenças em volume e concentração espermática podem estar relacionadas com as diferenças comportamentais das espécies. Na natureza, queixadas vivem em grupos de centenas de indivíduos, enquanto caimitus vivem em grupos bem menores, com 5 a 15 indivíduos e no máximo 50 animais [3]. Em cativeiro, queixadas apresentam hierarquia de dominância linear, enquanto não se consegue organizar os

caimitus de forma hierárquica [4]. Devido a sua estrutura social, os machos dominantes nos grupos de queixadas mantidos em cativeiro têm acesso prioritário a recursos limitados, como alimentos e fêmeas em estro [4]. Em vida livre, contudo, as fêmeas de queixadas apresentam comportamento promíscuo [11]. Por sua vez, para caimitus não se observou mais de 1 macho copulando com uma mesma fêmea receptiva [4]. Seria interessante que estudos futuros, avaliassem de forma comparativa o volume e a concentração espermática de queixadas e caimitus.

O protocolo acepromazina/cetamina mostrou-se preferível quando comparado a xilazina/cetamina. O relativo baixo índice de sucesso na obtenção de ejaculados pode ser explicado pelo fato dos animais estudados não terem sido condicionados ao manejo de contenção física para coleta de sêmen, o que possivelmente contribuiu para o aumento no estresse. Queixadas, em geral, são considerados agressivos [3] e apresentam comportamentos defensivos relativamente mais intensos que os caimitus [16]. A agressividade, por sua vez, está diretamente relacionada ao estresse [12], e o estresse é um antagonista da ejaculação [6], o que pode explicar o relativo baixo índice de sucesso na obtenção do ejaculados. Desta forma, propõe-se que seja testada a contenção química com auxílio de zarabatana em estudos futuros e outros protocolos de anestesia, como, por exemplo, o propofol, que também promoveu resultados promissores em caimitus.

CONCLUSÃO

O uso da associação acepromazina/cetamina promove melhor grau de analgesia, qualidade e recuperação da anestesia, e melhores indicadores comportamentais de bem-estar durante o período anestésico e pós-anestésico em comparação ao protocolo xilazina/cetamina visando a eletroejaculação para coleta de sêmen de queixadas (*Tayassu pecari*). Por outro lado, apesar da anestesia com acepromazina/cetamina associada com a aplicação do protocolo de eletroejaculação crescente (5 - 12 V) ter resultado na ereção peniana em 10 dos 12 animais testados, foram obtidos ejaculados de apenas 4 queixadas.

MANUFACTURERS

¹The Axxon Group Servicos de Consultoria e Assessoria Ltda. Jacareí, SP, Brazil.

²Univet S.A. São Paulo, SP, Brazil.

³Carbogel Indústria e Comércio Ltda. São Paulo, SP, Brazil.

⁴Uzinas Químicas Brasileiras S.A. Jaboticabal, SP, Brazil.

⁵Vp - Engenharia Projetos e Consultoria Ltda. Santa Lydia, SP, Brazil.

⁶StatSoft Inc. Tulsa, OK, USA.

Funding. The authors are grateful for the support of the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel - Brazil (CAPES), through the scholarship of Renan Luiz Albuquerque Vieira (Process # 88882.453697/2019-01. We also thank the support of the National Council for Scientific Development and Technological (CNPq Process # 04226/2019-0).

Acknowledgments. We appreciate the information provided by the Teacher Nei Moreira and for M.Sc. Laís Aline Grossel.

Ethical approval. The adopted procedures were approved by the Ethics Committee on the Use of Animals at the State University of Santa Cruz (CEUA-UESC), Process number 031/16. Animals from the UESC Scientific Wild Animal Breeding Center registered with IBAMA (Case # 02006.000485/99-57) were used.

Declaration of interest. The authors declare that they have no conflict of interest. Authors are solely responsible for the content and writing of this article.

REFERENCES

- 1 **Ball L. 1986.** Electroejaculation. In: Klemm W.R. (Ed). *Applied Electronics for Veterinary Medicine and Animal Physiology*. Springfield: Charles C. Thomas Pub Ltd., pp.395-441.
- 2 **Barros C.H., Machado W.M., Vieira R.L., Allaman I.B., Nogueira-Filho S.L.G., Bittencourt R.F. & Snoeck P.P. 2019.** Use of the ACP® and BTS extenders for cooling at 15°C white-lipped peccary (*Tayassu pecari*) semen. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. 39(5): 332-341.
- 3 **Barros C.H.S.C., Machado W.M., Vieira R.L.A., Allaman I.B., Nogueira-Filho S. L.G. & Snoeck P.P.N. 2019.** Análise da integridade funcional dos espermatozoides de *Tayassu pecari* por diferentes soluções hiposmóticas e osmolaridades. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*. 71(4): 1286-1292. DOI: 10.1590/1678-5150-PVB-6053
- 4 **Colégio Brasileiro de Reprodução Animal (CBRA). 2013.** *Manual para exame andrológico e avaliação de sêmen animal*. 3.ed. Belo Horizonte: CBRA, 104p.
- 5 **Herrick J.R. 2019.** Assisted reproductive technologies for endangered species conservation: developing sophisticated protocols with limited access to animals with unique reproductive mechanisms. *Biology of Reproduction*. 100(5): 1158-1170. DOI: 10.1093/biolre/ioz025
- 6 **Johnson E., Kamilaris T., Chrousos G. & Gold P. 1992.** Mechanisms of stress: a dynamic overview of hormonal and behavioral homeostasis. *Neuroscience & Biobehavioral Reviews*. 16(2): 115-130. DOI: 10.1016 / s0149-7634 (05) 80175-7
- 7 **Kahwage P.R. 2009.** Eletroejaculação em caítilus (*Tayassu tajacu*): características seminais pré e pós-refrigeração. 77f. Belém, PA. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, Universidade Federal Rural da Amazônia.
- 8 **Kahwage P.R., Garcia A., Guimarães D., Ohashi O., Luz-Ramos R., Dias H., Albuquerque N. & Bartha M. 2010.** Biometria testicular, eletroejaculação e características seminais de caítilus *Tayassu tajacu* Linnaeus 1758 (Mammalia, Artiodactyla, Tayassuidae) mantidos em cativeiro na Amazônia Oriental. *Acta Amazonica*. 40(4): 771-778. DOI: 10.1590/S0044-59672010000400019
- 9 **Keuroghlian A., Desbiez A., Reyna-Hurtado R., Altrichter M., Beck H., Taber A. & Fragoso J.M.V. 2013.** *Tayassu pecari*. *The IUCN Red List of Threatened Species*. DOI: 10.2305/IUCN.UK.2013-1.RLTS.T41778A44051115.en
- 10 **Lacy R.C. 2013.** Achieving true sustainability of zoo populations. *Zoo Biology*. 32(1): 19-26. DOI: 10.1002 / zoo.21029
- 11 **Leite D.A., Keuroghlian A., Rufoc D.A.R., Miyaki C.Y.M. & Biondo C. 2018.** Genetic evidence of promiscuity in a mammal without apparent sexual dimorphism, the white-lipped peccary (*Tayassu pecari*). *Mammalian Biology*. 92(1): 111-114. DOI: 10.1016/j.mambio.2018.05.005
- 12 **Lochimiller R.L., Weichman J.D. & Zale A.V. 1989.** Hematological assessment of temperature and oxygen stress in a reservoir population of striped bass (*Morone saxatilis*). *Comparative Biochemistry & Physiology*. 93(1): 535-541. DOI: doi.org/10.1016/0300-9629(89)90007-8
- 13 **Lott M.J., Wright B.R., Kemp L.F., Johnson R.N. & Hogg C.J. 2020.** Genetic Management of Captive and Reintroduced Bilby Populations. *Journal of Wildlife Management*. 84(1): 20-32. DOI: 10.1002/jwmg.21777
- 14 **Lueders I. & Allen W.T. 2020.** Managed wildlife breeding-an undervalued conservation tool? *Theriogenology*. 150(1): 48-54. DOI: 10.1016/j.theriogenology.2020.01.058
- 15 **Murrell J.C., Psatha E.P., Scott E.M., Reid J. & Hellebrekers L.J. 2008.** Application of a modified form of the Glasgow pain scale in a veterinary teaching centre in the Netherlands. *The Veterinary Record*. 162(13): 403-408. DOI: 10.1136 / vr.162.13.403

- 16 Nogueira-Filho S.L.G. & Lavorenti A. 1997. O manejo do caititu (*Tayassu tajacu*) e do queixada (*Tayassu peccary*) em cativeiro. In: *Manejo e conservação de vida silvestre no Brasil*. Belém: Sociedade Civil Mamirauá, pp.106-115.
- 17 Nogueira-Filho S.L.G., Nogueira S.S.C. & Sato T. 1999. A estrutura social de pecaris (Mammalia, Tayassuidae) em cativeiro. *Revista de Etologia*. 1(2): 89-98.
- 18 Nogueira S.S.C., Macedo J.F., Sant'Anna A.C., Nogueira-Filho S.L.G. & Costa M.J.P. 2015. Assessment of temperament traits of white-lipped (*Tayassu pecari*) and collared peccaries (*Pecari tajacu*) during handling in a farmed environment. *Animal Welfare*. 24(3): 291-298. DOI: 10.7120 / 09627286.24.3.291
- 19 Nogueira S.S.C., Reis A.M., Marsaro S.G., Duarte J.M.B., Moreto V., Lima S.G.C., Costa T.S.O. & Nogueira-Filho S.L.G. 2017. The defensive behavioral patterns of captive white-lipped and collared peccary (Mammalia, Tayassuidae): an approach for conservation of the species. *Acta Ethologica*. 20(1): 127-136. DOI: 10.1007/s10211-017-0256-5
- 20 Prieto M.T., Sanchez-Calabuig M.J., Hildebrandt T.B., Santiago-Moreno J. & Saragusty J. 2014. Sperm cryopreservation in wild animals. *European Journal of Wildlife Research*. 60(6): 851-864. DOI: 10.1007 / s10344-014-0858-4
- 21 Reichenbach H.D., Moraes J.C.F. & Neves J.P. 2008. Tecnologia do sêmen e inseminação artificial em bovinos. In: Gonçalves P.B.D., Figueiredo J.R. & Freitas V.J.F. *Biotécnicas Aplicadas à Reprodução Animal*. 2.ed. São Paulo: Roca, pp.57-82.
- 22 Schulte-Hostedde A.I., Millar J.S. & Gibbs H.L. 2003. Sexual selection and mating patterns in a mammal with female-biased sexual size dimorphism. *Behavioral Ecology*. 15(2): 351-356. DOI: doi.org/10.1093/beheco/arh021
- 23 Silva A.R., Morato R.G. & Silva L.D.M. 2004. The potential of gamete recovery from non-domestic canids and felids. *Animal Reproduction Science*. 81(1): 159-175. DOI: doi.org/10.1016/j.anireprosci.2003.10.001
- 24 Souza A.L.P., Paul V.V., Cavalcante P.H. & Oliveira M.F. 2008. Efeito da pré-medicação com acepromazina ou xilazina na indução da anestesia dissociativa com cetamina e diazepam em catetos (*Tayassu tajacu*). *Ciência Animal Brasileira*. 9(4): 1114-1120. DOI: 10.5216/cab.v9i4.1462
- 25 Sowls L.K. 1997. *Javelinas and other peccaries: their biology, management, and use*. 2nd edn. College Station: Texas A&M University Press, pp.250-251.