



Abanico Veterinario. Janeiro-Dezembro 2026; 17:1-16. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2026.2>

Revisão de Literatura. Recebido: 24/04/2025. Aceito:28/02/2026. Publicado: 31/05/2026. Chave: e2025-7.

<https://www.youtube.com/watch?v=PH01i7kgUOg>

Ação da xilazina e seus efeitos fisiológicos na reprodução animal: uma revisão

Xylazine action and its physiological effects on animal reproduction: a review

Domínguez-Galdámez Óscar^{1ID}, Cadena-Villegas Said^{*2ID}, Vargas-Villamil Luis^{2ID}, Cortez-Romero César^{3ID}, Mendoza-Nazar Paula^{4ID}, Hernández-Marín Antonio^{**5ID}



¹Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco, Doctorado en Ciencias Agrícolas en el Trópico, Carretera Cárdenas-Huimanguillo, km 3 Periférico Carlos A. Molina 1, Colonia Río Seco y Montaña, Cárdenas, Tabasco, México, C.P. 86500. ²Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco, Departamento de Ciencia Animal, Periférico Carlos A. Molina s/n km 3 carretera Cárdenas-Huimanguillo Cárdenas, Tabasco, México, C.P. 86500. ³Colegio de Postgraduados, Campus San Luis Potosí, Iturbide número 73, Salinas de Hidalgo, San Luis Potosí, México, C.P. 78600. ⁴Instituto Tecnológico Superior de Tantoyuca. Desv. Lindero Tametate s/n. Col. La Morita, Tantoyuca, Veracruz, México, C.P. 92100. ⁵Universidad de Guanajuato, Departamento de Veterinaria y Zootecnia, División de Ciencias de la Vida, Campus Irapuato-Salamanca, Carretera Irapuato-Silao km 9 A.P. 311, Exhacienda El Copal, Irapuato, Guanajuato. México, C.P. 36500. *Autor responsable: Cadena-Villegas Said. **Autor para correspondência: Hernández-Marín Antonio, jahmarin@ugto.mx. E-mail: dominguez.oscar@colpos.mx, scadena@colpos.mx, luis@avanzavet.com, ccortez@colpos.mx, paulamendozanazar@gmail.com, jahmarin@ugto.mx

RESUMO

A xilazina tem sido utilizada para imobilizar animais domésticos e silvestres com a finalidade de aplicar tecnologias voltadas à reprodução, adquirindo este fármaco especial relevância no âmbito veterinário. Por essa razão, realizou-se uma revisão de literatura baseada em publicações científicas relacionadas aos efeitos fisiológicos da xilazina em aspectos reprodutivos dos animais, com o objetivo de descrever sua ação e repercussão na fisiologia reprodutiva da fêmea e do macho de animais domésticos e silvestres, especificamente em técnicas de reprodução assistida. A xilazina, ao interagir com receptores em diferentes tecidos e órgãos, apresenta efeitos tanto adversos quanto favoráveis nos processos reprodutivos. Nas fêmeas, a xilazina pode causar hipóxia e contrações uterinas, enquanto que, nos machos, quando utilizada nos processos de coleta de sêmen por eletroejaculação, pode melhorar a quantidade do ejaculado como um fator que permite reduzir os níveis de estresse. Para o uso da xilazina é importante considerar que, em fêmeas gestantes, pode ter efeitos adversos, e em machos é factível ter efeitos benéficos nos programas de coleta de sêmen; adicionalmente, é de grande relevância conhecer o efeito desejado para determinar a dose a ser empregada.

Palavras-chave: anestésico, sedativo, eletroejaculação.

ABSTRACT

Xylazine has been used to immobilize domestic and wild animals for the purpose of applying technologies aimed at reproduction, acquiring this drug special relevance in the veterinary field, for this reason, a literature review was carried out based on scientific publications related to the physiological effects of xylazine on reproductive aspects of animals, with the aim of describing its action and impact on the reproductive physiology of female and male domestic and wild animals, specifically, in assisted reproduction techniques. Xylazine, when interacting with receptors in different tissues and organs, has both adverse and favorable effects on reproductive processes. In females, xylazine can cause hypoxia



and uterine contractions, while in males, when used in semen collection processes by electroejaculation, it can improve the amount of ejaculate as a factor that allows reducing stress levels. For the use of xylazine, it is important to consider that, in pregnant females, it can have adverse effects, and in males it is feasible to have beneficial effects in semen collection programs. Additionally, it is very important to know the desired effect to determine the dose to be used.

Keywords: anesthetic, sedative, electroejaculation.

INTRODUÇÃO

A obtenção de um estado de imobilização e anestesia em animais domésticos é primordial para a aplicação de algumas tecnologias reprodutivas (Trujillo-Rodríguez, 2018), tal como ocorre na técnica de inseminação artificial intrauterina por laparoscopia, na qual ovelhas e cabras necessitam ser sedadas para que o procedimento não afete o bem-estar animal (Márquez-Hernández *et al.*, 2024). Em bovinos, no procedimento de OPU (Ovum Pick Up), requer-se a aplicação via epidural como miorelaxante para realizar a exploração do aparelho reprodutor da fêmea por ultrassonografia, a contagem de folículos ovarianos e a aspiração folicular. Da mesma forma, no procedimento de transferência de embriões em alpacas, o processo exige a aplicação intramuscular para induzir uma condição de sedação e evitar o sofrimento dos animais (Pérez *et al.*, 2019). Assim também, naquelas técnicas voltadas à produção e preservação de animais silvestres (Ugalde, 2014), em que a contenção química utiliza fármacos anestésicos, os agonistas α_2 têm adquirido especial relevância devido ao seu efeito sedativo, analgésico e anticonvulsivante.

A xilazina foi o primeiro agonista adrenérgico α_2 utilizado. Essa molécula foi sintetizada em 1962 na Alemanha, com a finalidade de ser usada como anti-hipertensivo em humanos (Kitano *et al.*, 2018). Esse cristal incolor, com capacidade de deprimir o centro termorregulador, pode produzir uma acentuada hipotermia (Anban *et al.*, 2020). Alguns dos efeitos nos animais onde se aplica esse fármaco são: aumentar a pressão uterina, ocasionar partos prematuros, reduzir a liberação do hormônio folículo-estimulante (FSH) e estimular os receptores periféricos α_2 pré-sinápticos, o que induz a liberação de noradrenalina, provocando bloqueios auriculoventriculares (González *et al.*, 2020). Pelo exposto, é factível supor que a administração desse fármaco em programas de biotecnologias reprodutivas possa ter efeitos adversos sobre a fertilidade esperada. Portanto, o objetivo da presente revisão de literatura é descrever a ação fisiológica da xilazina e suas repercussões nas técnicas de reprodução assistida em animais domésticos e silvestres.

O que é a xilazina e qual é a sua ação?

A xilazina é descrita quimicamente como cloridrato de 5.6-di-hidro-2-(2.6-xilidino) (dimetil-fenilamina)-4H-1.3-tiacina, ou 2-(6-dimetilfenilamina)-4-H-5.6-di-hidro-1.3-tiacina, sal cloridrato, facilmente solúvel em água e estável nessa solução. É membro da superfamília de receptores acoplados à proteína G, a qual atua como intermediária na transmissão de sinais celulares. As



proteínas G são compostas por três subunidades: alfa, beta e gama, que funcionam como um "interruptor molecular" que pode ser ativado ou desativado em resposta a sinais específicos. Quando um sinal químico ou uma molécula se liga a um receptor específico na membrana celular, a proteína G é ativada e libera a subunidade alfa, que interage com diferentes proteínas para executar uma resposta e iniciar uma nova resposta bioquímica no interior da célula (Alcántara-Hernández *et al.*, 2022). A família da proteína G apresenta diferentes localizações nos sistemas cardiovascular, respiratório, renal, gastrointestinal e nervoso central; tecidos terminais adrenérgicos, colinérgicos, serotoninérgicos, plaquetas, tecido adiposo, pâncreas, sistema endócrino, músculo liso, sistema vascular, rim, cérebro, útero e sistema digestivo (Grogan *et al.*, 2023); inibindo a adenilil ciclase, provocando alterações na voltagem transmembranar e na excitabilidade neuronal (Anban *et al.*, 2020). Conseqüentemente, isso causa mudanças significativas na capacidade dos neurônios de gerar e propagar sinais elétricos, além de afetar a liberação de neurotransmissores e a atividade das sinapses, influenciando a comunicação entre as células nervosas (Sheikhbahaei *et al.*, 2018).

Com a estimulação da xilazina, a ativação da adenilil ciclase é inibida e, portanto, os níveis de adenosina monofosfato cíclico (AMPc) são reduzidos (Bylund, 1992), acompanhada de uma hipertensão inicial e estimulação dos receptores periféricos α_1 e α_2 , seguida de hipotensão, o que diminui o débito cardíaco de 50 para 30 %, consequência da acentuada bradicardia e da redução da atividade adrenérgica; provocando bloqueios atrioventriculares de primeiro e segundo grau, com capacidade de induzir diferentes arritmias (Cherdchutham *et al.*, 2021).

A sedação e a hipnose causadas pela administração da xilazina originam-se devido ao efeito que exerce nos receptores do locus coeruleus, ao aumentar a liberação GABAérgica, e a analgesia através dos receptores α_2 localizados tanto no *locus coeruleus* quanto na medula espinhal (Silva *et al.*, 2018). As principais atividades farmacológicas em caninos desenvolvem-se dentro de 10 a 15 minutos após a injeção por via intramuscular e de três a cinco minutos após a administração por via intravenosa; provocando um estado semelhante ao sono, cuja profundidade é dependente da dose, geralmente mantendo-se de 60 a 120 minutos, enquanto a analgesia dura de 15 a 30 minutos (Munif *et al.*, 2021).

Vias de administração da xilazina

Em medicina veterinária, a xilazina é geralmente administrada por via intramuscular ou intravenosa em animais domésticos para induzir sedação e analgesia. Para o manejo e a sedação de animais silvestres, a aplicação da xilazina tem sido diversificada com o uso de seringas do tipo projétil aplicadas com rifles, pistolas de ar comprimido ou zarabatanas, pois permitem maior segurança ao técnico, mantendo-o a uma distância segura do animal. Assim, a importância de um bom método de



contenção química para a manipulação da fauna silvestre reside na necessidade de garantir a segurança tanto dos animais quanto dos humanos envolvidos no processo (Hernández-Silva *et al.*, 2018). O manejo adequado reduz o estresse nos animais, minimiza o risco de lesões e facilita a realização de procedimentos veterinários ou de pesquisa sem causar danos. Além disso, garante que as espécies silvestres sejam tratadas de maneira ética, contribuindo para a conservação da biodiversidade e o equilíbrio dos ecossistemas. Nesse sentido, a xilazina tem sido empregada para sedação e outros procedimentos veterinários ou zootécnicos em espécies domésticas; principalmente, é utilizada para o transporte seguro de animais de temperamento forte ou para intervenções, sejam ou não cirúrgicas, que exijam a sedação total ou parcial dos animais. Seu uso tem ganhado especial relevância no manejo da fauna silvestre (aquática e terrestre) e, devido aos seus potentes efeitos, seu uso tem sido relatado na contenção química de algumas espécies silvestres, como no manejo de *Leopardus guigna* (Acosta, 2007), *Choloepus didactylus* (Lescano, 2014) em estado silvestre, reprodução da *Vicugna vicugna* (Enciso, 2009), imobilização do *Priodontes maximus* (Falzone *et al.*, 2013), *Canis latrans* (Servín, 1989), *Panthera onca* (Hagnauer, 2018), *Otaria flavescens* e *Arctocephalus philippii* (Cárdenas, 1986), e *Cyprinus carpio* (Fuentes-Rousselin *et al.*, 2016).

Generalidades sobre a farmacocinética da xilazina

Antes do uso da xilazina, devem-se prevenir os efeitos em cada indivíduo, uma vez que essa molécula lipofílica tem grande capacidade de se ligar a proteínas plasmáticas, rápida distribuição no organismo, e é no fígado que é metabolizada por enzimas do citocromo P450. Em estudos com animais, foram detectados mais de 20 metabólitos, e a eliminação ocorre principalmente através da urina (> 60–70 %) na forma de metabólitos; a excreção da molécula intacta pelo rim é normalmente muito baixa (< 10 %). Esse sistema microsomal hepático do citocromo P450, que compreende famílias e subfamílias de isoenzimas, atua no metabolismo de um grande número de substratos endógenos e exógenos que têm ação central na biotransformação do fármaco (Silva, 1999); no cérebro, apresenta concentrações eficazes (0.2 a 2.0 ng mL⁻¹) e é no rim que se elimina 70 %, uma vez que a xilazina tenha sido N-desalquilada e S-desalquilada, oxidada e/ou hidroxilada a 12 metabólitos de fase I. Os metabólitos fenólicos são excretados parcialmente como glucuronídeos ou sulfatos (Meyer & Maurer, 2013), e os 30 % restantes por via entérica (leite, salivação e outros). No caso dos bovinos, a eliminação ocorre entre 10 e 15 horas; isso é atribuído a um extenso metabolismo e não a uma rápida excreção renal, onde 1 % é eliminado de forma inalterada (Ruíz-Colón *et al.*, 2014).

Existem fatores que influenciam a farmacocinética desse sedativo, onde o aumento da dose não incrementa os níveis de sedação, mas sim a duração dos efeitos (Kitano *et al.*, 2018). Em animais adultos, as vias metabólicas podem estar degradadas e, em jovens, imaturas; o que aumenta as concentrações plasmáticas. Cada indivíduo está geneticamente relacionado com as proteínas receptoras; em fêmeas, o tecido adiposo



é maior e, portanto, menor o volume plasmático, os mecanismos de transporte e a eliminação (Aparicio, 2003). A farmacocinética da xilazina depende do estado das vias metabólicas e de eliminação. Estudos experimentais têm demonstrado que, em condições de alteração do metabolismo, como em animais envelhecidos, a depuração diminui, prolongando a meia-vida e aumentando a exposição sistêmica, elevando o risco de depressão respiratória. Por isso, na presença de disfunção hepática ou renal, é razoável supor uma maior vulnerabilidade a efeitos adversos, embora faltem estudos específicos que confirmem essa associação em espécies domésticas (Giroux *et al.*, 2016).

Efeitos fisiológicos da xilazina na reprodução da fêmea

Lemke (2007) relatou que uma hora após a aplicação da injeção de xilazina em fêmeas domésticas (bovinas, equinas e ovinas) ocorrem alterações hormonais transitórias na secreção de prolactina e FSH, bem como alterações fisiológicas, modificações no tônus miométrial, pressão intrauterina e diminuição da atividade diafragmática no feto. Embora o aparecimento de problemas reprodutivos não esteja bem relacionado com a administração de xilazina durante as diferentes fases da gestação (bovina e equina), deve-se levar em conta que esse fármaco provoca uma redução no débito cardíaco e no suprimento de oxigênio ao feto (Sousa, 2015).

Na prática veterinária, há registros do uso de xilazina em programas reprodutivos em fêmeas; no entanto, foram observados efeitos adversos com o uso de xilazina como anestésico na contenção química de fêmeas submetidas a protocolos de reprodução assistida, que podem prejudicar a implantação e a gestação (Tabela 1).

Um antecedente em particular é relatado pela Sociedade Zoológica de Londres, onde, por meio da técnica de inseminação artificial, conseguiu-se que uma das três fêmeas de panda gigante (*Ailuropoda melanoleuca*) gestasse; nesse procedimento, a sedação dos animais é indispensável para sua manipulação (Moore, 1984). Da mesma forma, no Zoológico de Ueno, Tóquio, Japão, em 1985 e 1986, duas fêmeas de panda gigante foram inseminadas, obtendo-se um nascimento por ano (Masui, 1989) e, em 1990, foi realizada a primeira inseminação artificial do panda gigante no México (Gual & Pulido, 1997), onde a xilazina foi utilizada para sedar os animais com a finalidade de colocar a fêmea em posição supina, com a cabeça 30 graus mais baixa que a cauda; posteriormente, abrir relativamente a vagina com um espécule e expor o colo do útero, evitando a uretra, e inseminar por via cervical. Esses protocolos utilizaram a mistura de dois anestésicos: em Londres, a administração foi calculada por quilograma de peso vivo (PV) de 4.5 a 6.0 mg de cetamina HCl mais 0.45 a 0.6 mg de xilazina; em Tóquio, foram administrados 0.1 mg kg⁻¹ de diazepam e atropina mais 0.02 mg kg⁻¹ de cetamina HCl; e na Cidade do México, foram administrados 5 mg kg⁻¹ de cetamina mais 0.5 mg kg⁻¹ de xilazina. Até esse momento, não havia relatos de que a xilazina provocasse algum efeito adverso na reprodução do panda gigante; no entanto, já existiam publicações em outras espécies silvestres e domésticas onde se utilizavam combinações com xilazina e havia contrações uterinas. Portanto, o Zoológico de



Chapultepec, após tentar gestar até sete ocasiões em três temporadas pela técnica de inseminação artificial, propôs a mudança para 5 mg kg⁻¹ de cetamina mais diazepam, 0.1 mg kg⁻¹, e atropina, 0.02 mg kg⁻¹, eliminando a cetamina HCl, protocolo semelhante ao utilizado em Tóquio. Com essa modificação, conseguiu-se a gestação do panda gigante, obtendo-se um total de oito crias em seis partos, das quais sobreviveram quatro exemplares (Gual & Pulido, 1997).

Tabela 1. Efeito da xilazina sobre programas reprodutivos em fêmeas

Autor	Espécie	Dose/Anestésico	Efeitos observados
Moore, 1984	Panda-gigante	5 mg kg ⁻¹ de cetamina HCl /0.5 a 0.6 mg de xilazina	Inseminação artificial com sucesso e gestação
Masui, 1989	Panda-gigante	0.1 mg kg ⁻¹ de diazepam e atropina/0.02 mg kg ⁻¹ de cetamina HCl	Inseminação artificial com sucesso e gestação
Gual & Pulido, 1997	Panda-gigante	5 mg kg ⁻¹ de cetamina 0.5 mg kg ⁻¹ de xilazina Mudança para: 5 mg kg ⁻¹ de cetamina 0.1 mg kg ⁻¹ de diazepam 0.02 mg kg ⁻¹ de atropina	"Inseminação artificial com sucesso e gestação, após a mudança do protocolo anestésico."
Dobrinski, 1994	Novilhas	Xilazina	Durante o primeiro trimestre de gestação: Diminuição da frequência cardíaca fetal e materna três minutos após a aplicação. Aumento da contratilidade uterina. Redução do fluxo sanguíneo uterino. Hipóxia fetal e bradicardia. Recuperação do feto aos 60 minutos. Recuperação da mãe aos 120 minutos.
Sakamoto <i>et al.</i> , 1996	Cabras	Xilazina	Diminuição da frequência cardíaca materna e da pressão arterial de cinco a 120 minutos. Estado de hipoxemia e acidose respiratória da fêmea. Aumento da pressão intrauterina. Diminuição significativa do fluxo sanguíneo arterial uterino. Diminuição da frequência cardíaca. Incremento da pressão arterial fetal. Diminuição da frequência cardíaca e do fluxo da artéria uterina, reduzindo o fornecimento de oxigênio: 59 % aos cinco minutos 32 % aos 45 minutos.
Hodgson <i>et al.</i> , 2002	Bovinas	Xilazina	



Redução do fluxo e da disponibilidade de sangue oxigenado para o útero.
Resistência vascular uterina com duração de 30 minutos.
Diminuição da pressão parcial de oxigênio e dióxido de carbono no feto.
Estresse e sofrimento fisiológico fetal, com potencial aumento da morbidade e mortalidade.

Em espécies de interesse doméstico, foi demonstrado que, em novilhas de raças para produção de carne, a administração intravenosa de xilazina (20 mg kg^{-1}) durante o primeiro trimestre de gestação diminui a frequência cardíaca fetal e materna três minutos após a aplicação; o feto recupera-se aos 60 minutos, enquanto a mãe permanece deprimida por 120 minutos. A contratilidade uterina aumenta notavelmente aos três minutos após a administração da xilazina, mas retorna ao normal 120 minutos depois; no entanto, o fluxo sanguíneo uterino é reduzido e, conseqüentemente, instala-se um estado de hipóxia fetal e bradicardia (Dobrinski, 1994). Da mesma forma, a administração de xilazina (0.04 mg kg^{-1}) em vacas entre os dias 219 e 241 de gestação provoca uma diminuição na frequência cardíaca e no fluxo da artéria uterina, reduzindo o suprimento de oxigênio em 59 % aos cinco minutos e 32 % aos 45 minutos após a administração do fármaco. Observa-se notavelmente a redução do fluxo e da disponibilidade de sangue oxigenado para o útero; essa resistência vascular uterina, com duração de 30 minutos, diminui a pressão parcial de oxigênio e dióxido de carbono, gerando um momento estressante e sofrimento fisiológico para o feto, com potencial aumento da morbidade e mortalidade fetal (Hodgson *et al.*, 2002). Por outro lado, foi relatado que a administração de 0.2 mg kg^{-1} de xilazina em cabras prenhes diminui a frequência cardíaca materna e a pressão arterial cinco minutos e até 120 minutos após a administração da xilazina; enquanto isso, instala-se um estado de hipoxemia e acidose respiratória significativas por até 60 minutos após a administração do anestésico, a pressão intrauterina aumenta dentro de dois a cinco minutos e continua elevando-se por aproximadamente 15 minutos, seguido por uma diminuição significativa do fluxo sanguíneo arterial uterino, uma redução na frequência cardíaca e um incremento na pressão arterial fetal (Sakamoto *et al.*, 1996).

Efeitos fisiológicos da xilazina na reprodução do macho

A obtenção de sêmen em machos de alto valor genético com dificuldade de manejo ou incapazes para a monta é realizada com diferentes protocolos anestésicos, dependendo da espécie (Tabela 2).



Tabela 2. Efeitos do uso da xilazina em diferentes protocolos anestésico-reprodutivos em machos

Autor	Espécie	Dose/Anestésico	Observaciones
Johnston, 1998	Cabalo	0.3 mg kg ⁻¹ de xilazina	Ejaculação entre dois a doze minutos
Naoman, 2012	Burro	0.3 mg kg ⁻¹ de xilazina	96.6 % de ejaculação
Íñiguez <i>et al.</i> , 2017	Touros de biótipo crioulo	0.025 mg kg ⁻¹ xilazina	Não relataram efeito significativo nas características seminais
Abril-Sánchez <i>et al.</i> , 2018	Bodes	Protocolo 1 Sem anestesia	Protocolo 1 Motilidade espermática: 1.4 Número de espermatozoides móveis: 301.2 × 10 ⁶ Espermatozoides vivos: 346.8×10 ⁶
		Protocolo 2 0.5 mg kg ⁻¹ de cetamina, 0.05 mg kg ⁻¹ de xilazina	Protocolo 2 Motilidade espermática: 3.0 Número de espermatozoides móveis: 882.8 × 10 ⁶ Espermatozoides vivos: 933.8 × 10 ⁶
		Protocolo 3 0.5 mg kg ⁻¹ de cetamina 0.05 mg kg ⁻¹ de xilazina	Protocolo 3 Motilidade espermática: 2.7 Número de espermatozoides móveis: 546.7 × 10 ⁶ Espermatozoides vivos: 650 × 10 ⁶
Ulloa & Condo, 2019	Carneiros	Xilazina	Com anestésico Volume de sêmen: 0.92 mL Concentração espermática: 901.2 × 10 ⁶ espermatozoides/mL Espermatozoides vivos: 63.7 % Motilidade pós-descongelção: 50 % Sem anestésico Volume de sêmen: 0.65 mL Concentração espermática: 807.4×10 ⁶ espermatozoides/mL Espermatozoides vivos 56.9 % Motilidade pós-descongelção: 43.7 %
Ulloa-Ramones & Ulloa-Ramones, 2020	Carneiros	0.05 mg kg ⁻¹ xilazina	Concentrações semelhantes de cortisol e testosterona em indivíduos com e sem anestésico. Diferenças significativas no volume de sêmen coletado. Aumento de 27 % em reprodutores que receberam o anestésico.



Sousa <i>et al.</i> , 2016	Tatus-de-seis-bandas	Protocolo 1	Protocolo 1
		1 mg kg ⁻¹ de xilazina	Motilidade espermática: 56 % Concentração espermática de 65 x 10 ⁶ mL ⁻¹
		7 mg kg ⁻¹ de cetamina	Sem ereção
		5 mg kg ⁻¹ de propofol	
		Protocolo 2	Protocolo 2
		0.4 mg kg ⁻¹ de butorfanol	Motilidade espermática: 60% Concentração espermática de 6.7X10 ⁶ mL ⁻¹ Sem ereção
		7 mg kg ⁻¹ de ketamina	
		5 mg kg ⁻¹ de propofol	Sem anestésico Motilidade espermática: 65%
		Sem anestésico	Concentração espermática de 37.8X 10 ⁶ mL ⁻¹

Na Tabela 2, observa-se que a xilazina, como anestésico único ou combinado, apresenta efeitos positivos na obtenção de sêmen em diferentes espécies animais. Dessa forma, tem sido utilizada em combinação com fármacos que suprimem a hiperatividade, como no caso de cavalos, nos quais a administração intravenosa de 0.3 mg kg⁻¹ de xilazina, dose em que o animal permanece estável em pé, associada à estimulação contínua com fêmeas em estro, resulta em ejaculação entre dois a doze minutos (período que varia conforme a sensibilidade do indivíduo), precedida pela administração oral de um antidepressivo tricíclico na dose de 0.75 a 2.0 mg kg⁻¹ ((Imipramina; Johnston & De Luca, 1998). Da mesma forma, com a aplicação do mesmo protocolo em burros, obteve-se ejaculação em 96.6 % dos animais (Naoman & Ali, 2012). No centro de multiplicação de animais silvestres da Universidade Federal Rural do Semiárido (UFERSA), Brasil, foram estabelecidos protocolos para a coleta de sêmen em tatus-de-seis-bandas (*Euphractus sexcinctus* Linnaeus, 1758) sexualmente maduros, com idade entre três e cinco anos. Os tratamentos foram: um sem anestésico e dois com anestésico. O primeiro protocolo consistiu na aplicação intramuscular de 1 mg kg⁻¹ de xilazina e 7 mg kg⁻¹ de cetamina, seguida de administração intravenosa de 5 mg kg⁻¹ de propofol (Propovan, Cristália, Fortaleza, Brasil); o segundo protocolo consistiu na administração intramuscular de 0.4 mg kg⁻¹ de butorfanol mais 7 mg kg⁻¹ de cetamina, seguida da administração de 5 mg kg⁻¹ de propofol. Com o uso do protocolo xilazina-cetamina-propofol, a motilidade espermática foi de 56 %, considerada baixa em comparação com 60 % com butorfanol/cetamina mais propofol e 65 % sem nenhuma anestesia. No entanto, com o protocolo xilazina/cetamina mais propofol, obteve-se maior concentração espermática, de 65 x 10⁶ mL⁻¹, em comparação com 6.7 x 10⁶ mL⁻¹ (butorfanol/cetamina mais propofol) e 37.8 x 10⁶ mL⁻¹ sem nenhum anestésico; entretanto, não foram observadas ereções penianas nem maior tempo de recuperação pós-anestésica (Sousa *et al.*, 2016). Por



sua vez, [Íñiguez et al. \(2017\)](#), no Cantão Cuenca, Equador, estudaram o uso de cloridrato de xilazina em dose única de 0.025 mg kg^{-1} de peso vivo, por via intramuscular, como tranquilizante antes da coleta de sêmen com eletroejaculador e massagem transretal em touros de biótipo crioulo sexualmente maduros, com atividade sexual e clinicamente saudáveis. Não relataram efeito significativo nas características seminais. No Departamento de Fisiologia da Faculdade de Veterinária de Montevideú, Uruguai, foi avaliada a qualidade do sêmen utilizando o método de eletroejaculação e o fator estresse em bodes, por meio de três diferentes procedimentos: sem anestesia, dose de sedação e anestesia geral com 0.5 mg kg^{-1} de cetamina mais 0.05 mg kg^{-1} de xilazina por via intravenosa na veia jugular. Avaliaram a motilidade espermática em massa em uma escala de zero a cinco e relataram uma escala de 3,0 com sedação, seguida de 2.7 com anestesia e 1.4 sem tratamento ([Abril-Sánchez et al., 2018](#)). Da mesma forma, foi relatada maior quantidade de espermatozoides móveis (882.8×10^6 , 546.7×10^6 e 301.2×10^6) e espermatozoides vivos (933.8×10^6 , 650×10^6 e 346.8×10^6), respectivamente, com sedação, anestesia e sem tratamento ([Abril-Sánchez et al., 2018](#)).

De igual maneira, [Ulloa & Condo \(2019\)](#), ao analisar as características seminais, processamento, criopreservação e avaliação pós-descongelamento, com ou sem a administração de xilazina em carneiros de difícil manejo e com a técnica estressante do eletroejaculador, observaram nos ejaculados volume de sêmen de 0.92 mL com xilazina e 0.65 mL sem xilazina. A concentração espermática foi de 901.2×10^6 espermatozoides/mL e 807.4×10^6 espermatozoides/mL sem tratamento; espermatozoides vivos de 63.7 % com a aplicação de xilazina, em comparação com 56.9 % sem ela; e motilidade pós-descongelamento de 50 % com xilazina, em comparação com 43.7 % sem esse anestésico. [Ulloa-Ramones & Ulloa-Ramones \(2020\)](#), no Equador, avaliaram a administração intravenosa de xilazina (0.05 mg kg^{-1}) em carneiros como um fator para reduzir os níveis de cortisol e testosterona durante o processo de coleta de sêmen por eletroejaculação, resultando em concentrações semelhantes de cortisol e testosterona no sangue em todos os indivíduos. No entanto, observaram diferenças significativas no volume de sêmen coletado, sendo que os reprodutores que receberam xilazina ejacularam 27 % mais volume de sêmen em comparação com os reprodutores do grupo controle.

CONCLUSÕES

A xilazina é um fármaco amplamente utilizado na contenção química de animais de fazenda e da vida silvestre; no entanto, para seu uso, devem ser considerados os efeitos que podem ocorrer em função do sexo dos animais. Em fêmeas gestantes, pode gerar respostas fisiológicas que vão desde a alteração do fluxo sanguíneo do útero até a interrupção prematura da gestação. Por outro lado, em machos, quando utilizada em programas de coleta de sêmen por eletroejaculação, pode melhorar a quantidade do ejaculado; contudo, é necessário considerar o estado de sedação ou a



resposta fisiológica desejada na reprodução dos animais domésticos e silvestres para determinar a dose a ser utilizada.

REFERÊNCIAS

ABRIL-SÁNCHEZ S, Crosignani N, Freitas de Melo A, Terrazas A, Damián JP, Beracochea F, Silveira P, Ungerfeld R. 2018. Sedation or anaesthesia decrease the stress response to electroejaculation and improve the quality of the collected semen in goat bucks. *Animal*. 12(12): 2598-2608. ISSN: 1751-732X.

<https://doi.org/10.1017/S1751731118000320>

ACOSTA JG, Funk SM, Dunstone N. 2007. Inmovilización de la Güiña (*Leopardus guigna*) en estado silvestre con la asociación anestésica ketamina-xilacina. *Avances en Ciencias Veterinarias*. 22(1-2): 5-9. ISSN: 0719-5273.

<https://revistaschilenas.uchile.cl/handle/2250/12736?show=full>

ALCÁNTARA-HERNÁNDEZ R, Hernández-Espinosa DA, Medina LC, García-Sáinz JA. 2022. Los receptores acoplados a proteínas G como blanco terapéutico. *Gaceta Médica de México*. 158(2):101-107. ISSN: 0016-3813.

<https://doi.org/10.24875/gmm.21000718>

ANBAN JD, James C, Kumar JS, Pradhan S. 2020. Molecular structure, electronic properties and drug-likeness of xylazine by quantum methods and qsar analysis. *SN Applied Sciences*. 2(1685). ISSN:3004-9261. <https://doi.org/10.1007/s42452-020-03493-5>

APARICIO L. 2003. Evaluación de la inducción de la xilacina en el efecto anestésico de la ketamina en rata de laboratorio cepa Wistar vía Intraperitoneal. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. Ciudad de México, México. Pp. 70.

<https://ru.dgb.unam.mx/items/375f43d7-1eef-48cd-8a71-8763330d4258>

BYLUND D. 1992. Subtypes of α 1- and α 2-adrenergic receptors. *The FASEB Journal*. 6(3): 832-839. ISSN: 0892-6638. <https://doi.org/10.1096/fasebj.6.3.1346768>

CÁRDENAS JC, Cattan PE. 1986. Acción de xilacina como agente inmovilizante en lobos marinos (*Otaria flavescens*, *Arctocephalus philippii*). *Avances en Ciencias Veterinarias*. 1(2). ISSN: 0719-5273.

<https://revistaschilenas.uchile.cl/handle/2250/13073?show=full>



CHERDCHUTHAM W, Sukhong P, Sae-Oueng K, Supanwinijkul N, Wiangnak K, Srimuang J, Apichaimongkonkun T, Limratchapong S, Petchdee S. 2021. Effects of xylazine and adrenaline combinations: Preliminary clinical application for non-surgical protocols of nephrosplenic entrapment in horses. *Veterinary World*. 14(12): 3188-3193. ISSN: 0972-8988. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2021.3188-3193>

DOBRINSKI I, Lulai C, Barth AD. 1994. Effects of xylazine on early bovine pregnancy. *Animal Reproduction Science*. 36(1-2): 25-36. ISSN: 0378-4320. [https://doi.org/10.1016/0378-4320\(94\)90051-5](https://doi.org/10.1016/0378-4320(94)90051-5)

ENCISO H. 2009. Reproducción en la vicuña macho (*Vicugna vicugna*): evaluación del método de contención química, colección de semen, análisis del eyaculado y biometría testicular. Consejo Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación Tecnológica. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Callao, Perú. <https://repositorio.concytec.gob.pe/entities/publication/f002c958-5bcf-4acf-aaec-0ffbdeb920cd/full>

FALZONE MP, Zalazar RO, Gachen GG, Gaubeca MA, Palmerio AG. 2013. Inmovilización química de Tres Tatú Carreta (*Priodontes maximus*) en cautiverio. *Edentata*. 14(1):66-69. ISSN: 1852-9208. <https://doi.org/10.5537/020.014.0108>

FUENTES-ROUSSELIN HE, Dávila-Ortega G, Guerra-Centeno DS, Meoño-Sánchez ER, Villatoro-Chacón DM. 2016. Combinación de tiletamina, zolazepam y xilacina (TZX), como agente anestésico en carpa común (*Cyprinus carpio*). *Revista Electrónica de Veterinaria*. 17(12): 1-15. ISSN: 1695-7504. <https://www.redalyc.org/pdf/636/63649052019.pdf>

GIROUX, M, Santamaria, R, Hélie, P, Burns, P, Beaudry, F. y Vachon, P. (2016). Comparaciones fisiológicas, farmacocinéticas y del metabolismo hepático entre ratas Sprague Dawley macho de 3, 6, 12 y 18 meses de edad bajo anestesia con ketamina-xilazina. *Experimental Animals*. 65(1):63-75. <https://doi.org/10.1538/expanim.15-0039>

GONZÁLEZ R, Arguello J, Britez C, Viveros RE, Bazán Y. 2020. Farmacopuntura: nivel de neuroleptoanalgesia en felinos utilizando xilacina-tramadol en acupunto yintang. *Revista Veterinaria*. 31(1):8-13. ISSN: 1668-4834. <https://doi.org/10.30972/vet.3114611>

GROGAN A, Lucero EY, Jiang H, Rockman HA. 2023. Pathophysiology and pharmacology of G protein-coupled receptors in the heart. *Cardiovascular Research*. 119(5): 1117-1129. ISSN: 1755-3245. <https://doi.org/10.1093/cvr/cvac171>



GUAL SF, Pulido RJ. 1997. Resultados preliminares de la inseminación artificial del panda gigante (*Ailuropoda melanoleuca*) en el Zoológico de Chapultepec, de la Ciudad de México. *Veterinaria México*. 28(3): 261-267. ISSN: 0301-5092.

<https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=20371>

HAGNAUER I, Montalvo V, Saéñz C, Cruz JC, Alfaro LD, Jiménez M, Carillo E. 2018. Inmovilización de jaguares (*Panthera onca*) de vida libre en el área de conservación Guanacaste (ACG), Costa Rica. *Ciencias Veterinarias*. 36(3):36-36. ISSN: 2215-4507.

<https://doi.org/10.15359/rcv.36-3.25>

HERNÁNDEZ-SILVA DA, Pulido Silva MT, Zuria I, Gallina Tessaro SA, Sánchez-Rojas G. 2018. El manejo como herramienta para la conservación y aprovechamiento de la fauna silvestre: acceso a la sustentabilidad en México. *Acta universitaria*. 28(4):31-41. ISSN: 2007-9621.

<https://doi.org/10.15174/au.2018.2171>

HODGSON DS, Dunlop CI, Chapman PL, Smith JA. 2002. Efectos cardiopulmonares de la xilacina y la acepromacina en vacas preñadas al final de la gestación. *Revista Americana de Investigación Veterinaria*. 63(12):1695-1699. ISSN: 1943-5681.

<https://doi.org/10.2460/ajvr.2002.63.1695>

ÍÑIGUEZ C, Brito D, Reinoso N, Galarza D, Argudo D, Alberio R. 2017. Efecto de un tranquilizante sobre las características seminales de toros colectados con electroeyaculador. *Maskana*. 8:121-123. ISSN: 1390-6143.

<https://publicaciones.ucuenca.edu.ec/ojs/index.php/maskana/article/view/1504>

JOHNSTON PF, De Luca JL. 1998. Chemical ejaculation of stallions after the administration of oral imipramine followed by intravenous xylazine. *Proceedings of the 44th AAEP Annual Convention*. Baltimore, MD, USA. Pp. 12-15.

<https://www.ivis.org/sites/default/files/library/aaep/1998/Johnston.pdf>

KITANO T, Kobayashi T, Yamaguchi S, Otsuguro K. 2018. The α 2A-adrenoceptor subtype plays a key role in the analgesic and sedative effects of xylazine. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. 42(2):243-247. ISSN: 0140-7783.

<https://doi.org/10.1111/jvp.12724>

LEMKE K. 2007. Anticholinergics and Sedatives. En: Tranquilli WJ, Thurmon JC, Grimm KA, *Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia*. 4th ed. Ames, Iowa: Blackwell Pub. USA. ISBN 9780781754712.

https://catalog.nlm.nih.gov/discovery/fulldisplay/alma9912838703406676/01NLM_INST:01NLM_INST



LESCANO GJ, Quevedo UM, Baselly CL, Fernández AV. 2014. Inmovilización química reversible de corta duración en perezosos de dos dedos (*Choloepus didactylus*) cautivos empleando ketamina, xilacina y midazolam. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*. 25(2):171-181. ISSN: 1609-9117.

<https://doi.org/10.15381/rivep.v25i2.8488>

MÁRQUEZ-HERNÁNDEZ CI, Pro-Martínez A, Torres-Hernández G, Rangel-Santos R, Gallegos-Sánchez J. 2024. Aceite de maíz en la transferencia de embriones de ovejas Pelibuey. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 15(3):501-514. ISSN: 2007-1124. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v15i3.6456>

MASUI M, Hiramatsu H, Nose N, Nakazato R, Sagawa Y, Tajima H, Saito K. 1989. Successful artificial insemination in the giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*) at ueno zoo. *ZooBiology*. 8(1):17-26. ISSN: 0733-3188.

<https://doi.org/10.1002/zoo.1430080104>

MEYER GMJ, Maurer HH. 2013. Qualitative metabolism assessment and toxicological detection of xylazine, a veterinary tranquilizer and drug of abuse, in rat and human urine using GC-MS, LC-MSⁿ, and LC-HR-MSⁿ. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*. 405:9779-9789. ISSN: 1618-2642.

<https://doi.org/10.1007/s00216-013-7419-7>

MOORE HDM, Bush M, Celma M, García AL, Hartman TD, Hearn JP, Hodges JK, Jones DM, Knight JA, Monsalve L, Wildt DE. 1984. Artificial insemination in the Giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*). *Journal of Zoology*. 203(2):269-278. ISSN: 0952-8369. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1984.tb02332.x>

MUNIF M, Alam M, Alam MR. 2021. Hemato-biochemical changes during xylazine-ketamine and xylazine-thiopentone anesthesia in dogs. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*. 19(2):129-139. ISSN: 1729-7893.

<https://doi.org/10.33109/bjvmjd2021sam2>

NAOMAN UT, Ali AJ. 2012. Oral imipramine and intravenous xylazine for pharmacologically-induced ejaculation in donkeys. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences*. 26(2):81-83. ISSN: 1607-3894.

<https://pdfs.semanticscholar.org/79fd/3ca3f34998e5fcd29954c5e3a5eeecf6b2cb.pdf>

PÉREZ GU, Gonzáles GE, Huayta AR, Apaza TM, Quispe BY, Pérez DM. 2019. Factores que afectan la transferencia de embriones de alpacas (*Vicugna pacos*) a llamas (*Lama glama*). *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*. 30(4):1645-1652. ISSN: 1609-9117. <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v30n4/a26v30n4.pdf>



RUÍZ-COLÓN K, Chávez-Arias C, Díaz-Alcalá JE, Martínez MA. 2014. Xylazine intoxication in humans and its importance as an emerging adulterant in abused drugs: A comprehensive review of the literature. *Forensic Science International*. 240:1-8. ISSN: 0379-0738. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2014.03.015>

SAKAMOTO H, Misumi K, Nakama M, Aoki Y. 1996. The effects of xylazine on intrauterine pressure, uterine blood flow, maternal and fetal cardiovascular and pulmonary function in pregnant goats. *The Journal of Veterinary Medical Science*. 58(3):211-217. ISSN: 1347-7439. <https://doi.org/10.1292/jvms.58.211>

SERVÍN J, Huxley C, Vences M. 1989. Uso combinado de hidrocloreto de ketamina e hidrocloreto de xilacina para inmovilizar coyotes silvestres (*Canis latrans*). *Acta Zoológica Mexicana*. 36: 27-37. ISSN: 0065-1737. <https://doi.org/10.21829/azm.1989.31361649>

SHEIKHBAHAEI S, Turovsky EA, Hosford PS, Hadjihambi A, Theparambil SM, Liu B, Marina N, Teschemacher AG, Kasparov S, Smith JC, Gourine AV. 2018. Astrocytes modulate brainstem respiratory rhythm-generating circuits and determine exercise capacity. *Nature Communications*. 9(370). ISSN: 2041-1723. <https://doi.org/10.1038/s41467-017-02723-6>

SILVA FAPF. 1999. Indução e inibição do metabolismo hepático por fenilbutazona e cloranfenicol e a anestesia por xilazina e cetamina em ratos, cães e porcos. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Faculdade de Medicina. Curso de Pós-Graduação em Clínica Médica. Rio Grande do Sul, Brasil. <http://hdl.handle.net/10183/164189>

SILVA MR, Correia AO, dos Santos GCA, Parente LLT, de Siqueira KP, Lima DGS, Moura JA, da Silva Ribeiro AE, Costa RO, Lucetti DL, Lucetti ECP, Neves KRT, de Barros Viana GS. 2018. Neuroprotective effects of valproic acid on brain ischemia are related to its HDAC and GSK3 inhibitions. *Pharmacology Biochemistry and Behavior*. 167:17-28. ISSN: 0091-3057. <https://doi.org/10.1016/j.pbb.2018.02.001>

SOUSA PC, Amorim RNL, Lima GL, Paiva ALC, Paula VV, Freitas CIA, Silva AR. 2016. Establishment of an anesthetic protocol for semen collection by electroejaculation in six-banded armadillos (*Euphractus sexcinctus* Linnaeus, 1758). *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*. 68:1595-1601. ISSN: 0102-0935. <https://doi.org/10.1590/1678-4162-8811>



SOUSA SS. 2015. Efeitos da xilacina e da cetamina em equinos e bovinos. Monografia apresentada ao Programa de Aprimoramento Profissional - SES-SP, elaborada no Hospital Veterinário da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP-Jaboticabal. Medicina Veterinária e Saúde Pública. Jaboticabal, Sao Paulo, Brasil. Pp. 18. <https://docs.bvsalud.org/biblioref/ses-sp/2015/ses-30919/ses-30919-5665.pdf>

TRUJILLO-RODRÍGUEZ LA. 2018. Parámetros fisiológicos y clínicos, durante la anestesia disociativa y bajo mantenimiento con fentanilo, lidocaina y ketamina (Flk), en cirugía abdominal de alpacas (*Vicugna pacos*). Tesis de grado. Universidad Nacional Hermilio Valdizán. Pillco Marca, Perú. https://alicia.concytec.gob.pe/vufind/Record/UNHE_b5047b3737af147afcf8ec2506718605/Description#details

UGALDE JR. 2014. Biotecnologías reproductivas para el siglo XXI. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*. 48(1):33-34. ISSN: 0034-7485. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193030122009>

ULLOA L, Condo L. 2019. Evaluación de las características cuali-cuantitativas del semen fresco y descongelado de carnero obtenido por electroeyaculación con y sin tranquilizante previo a su colecta. *Revista Caribeña de Ciencias Sociales*. ISSN: 2254-7630. <https://www.eumed.net/rev/caribe/2019/04/caracteristicas-semen-fresco.html>

ULLOA-RAMONES LA, Ulloa-Ramones DA. 2020. Evaluation of cortisol and testosterone levels during the semen collection process by electroejaculator in rams with and without tranquilizer. *Ciencia Digital*. 4(2):65-76. ISSN: 2602-8085. <https://doi.org/10.33262/cienciadigital.v4i2.1206>

[Errata Erratum](#)

<https://abanicoacademico.mx/revistasabanico-version-nueva/index.php/abanico-veterinario/errata>