

Inmovilización química de armadillos peludos andinos *Chaetophractus nationi* (Thomas, 1894): uso de ketamina, xilacina y midazolam con reversión con yohimbina

GIANMARCO ROJAS^{A,B,1}, LIZETTE BERMÚDEZ^A Y MARCO A. ENCISO^C

^A Parque Zoológico Huachipa, Av. Las Torres S/N, Ate Vitarte, Lima, Perú. E-mail: gianmarco_rojas@yahoo.com

^B Universidad Científica del Sur, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Lima, Perú

^C Universidade de São Paulo, Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Departamento de Reprodução Animal (VRA), São Paulo, Brasil

¹ Autor para correspondencia

Resumen La adecuada inmovilización química es una herramienta importante para el manejo y la conservación de animales silvestres. El armadillo peludo andino *Chaetophractus nationi* es una especie endémica y poco conocida del altiplano Andino, clasificada como Vulnerable por la UICN. Seis ejemplares adultos machos de *C. nationi* del Parque Zoológico Huachipa en Lima, Perú fueron anestesiados en tres repeticiones entre febrero y diciembre del 2009. Se administró 15 mg/kg de ketamina, 1 mg/kg de xilacina y 0,4 mg/kg de midazolam en una única jeringa por la vía intramuscular (IM). A los 50 minutos post-inducción, el protocolo fue antagonizado parcialmente con 0,22±0,05 mg/kg de yohimbina IM. Cada 10 minutos desde la aplicación inicial se registró la frecuencia cardíaca, saturación de oxígeno, frecuencia respiratoria y la temperatura rectal. Se evaluó el tiempo de inducción y de recuperación, grado de relajamiento muscular y la presencia de reflejos de protección. Se observó un corto tiempo de inducción (5±1 min) y una recuperación tranquila y rápida después de la aplicación del antagonista, que comenzó a los 7±2 min y se completó a los 15±4 min, presentando buen relajamiento muscular, presencia de reflejos de defensa y ausencia de salivación. Los parámetros fisiológicos que se monitorearon no se alteraron significativamente a lo largo del tiempo de anestesia efectiva por lo cual se considera que este protocolo es una opción efectiva y segura para la inmovilización de *C. nationi* durante procedimientos cortos.

Palabras clave: Anestesia, armadillo peludo andino, *Chaetophractus nationi*, Cingulata, Xenarthra

Chemical immobilization of captive Andean hairy armadillos *Chaetophractus nationi* (Thomas, 1894): use of ketamine, xylazine and midazolam and reversal with yohimbine

Abstract The adequate chemical immobilization is an important tool for wildlife management and conservation. The Andean hairy armadillo *Chaetophractus nationi* is an endemic and poorly known species of the Andean highlands that is classified as Vulnerable by the IUCN. Six adult male specimens of *C. nationi* from Huachipa Zoological Park in Lima, Peru were anesthetized three times between February and December 2009. A combination of 15 mg/kg ketamine, 1 mg/kg xylazine, and 0.4 mg/kg midazolam was administered by intramuscular (IM) injection. The protocol was partially antagonized with 0.22±0.05 mg/kg yohimbine IM at 50 min post-induction. Heart rate, oxygen saturation, respiratory rate and rectal temperature were recorded every 10 min after the initial application. The induction time, recovery time, degree of muscle relaxation and the presence of defensive reflexes were evaluated. A short induction time (5±1 min) and a rapid and smooth recovery after administration of the antagonist were observed. Recovery time began at 7±2 min and was completed at 15±4 min, presenting good muscle relaxation, presence of defensive reflexes and absence of salivation. Recorded physiological parameters were not significantly altered during anesthesia. This protocol is considered an effective and safe choice for the immobilization of *C. nationi* for short procedures.

Keywords: Anesthesia, Andean hairy armadillo, *Chaetophractus nationi*, Cingulata, Xenarthra

INTRODUCCIÓN

La adecuada contención química de animales silvestres es una herramienta muy importante en programas de conservación, principalmente cuando el procedimiento implica la colecta de muestras biológicas, intervenciones diversas (p.ej., electroeyaculación, cirugía) o cuando se pretende transportarlos a áreas distantes (Cruz & Nunes, 2008). Asociado a esto, tanto el desarrollo de nuevas técnicas de abordaje biomédico de especies silvestres como su adaptación a la realidad de cada área geográfica son parte de las tendencias en las que se basa el nuevo concepto de la medicina de la conservación (Aguirre *et al.*, 2012).

Los xenartros son inmovilizados comúnmente para facilitar la realización de procedimientos diagnósticos y tratamientos médicos en instituciones zoológicas (Ferrigno *et al.*, 2003). También son inmovilizados químicamente en proyectos de investigación, tanto en cautiverio como en vida libre (Deem & Fiorello, 2002).

El armadillo peludo andino *Chaetophractus nationi* es el único armadillo que se distribuye en lo más alto de la región andina neotropical (Eisenberg & Redford, 1999), ocupando territorios de Bolivia, Perú, Argentina y Chile (IUCN, 2012). Se conoce muy poco sobre su biología, ecología y estado de conservación (Yensen & Tarifa, 1993; Anderson, 1997; Abba & Cassini, 2008). Al igual que las otras especies de armadillos, presenta particularidades fisiológicas que incluyen tasas metabólicas basales muy variables (Miranda & Messias-Costa, 2007), una temperatura corporal baja y variable (Britton & Atkinson, 1938) y la posibilidad de soportar largos períodos de apnea (Irving *et al.*, 1942), factores importantes de considerar cuando se requiere anestésiar estos animales.

Las ciclohexaminas pertenecen al grupo farmacológico más empleado en la inmovilización de animales silvestres. Sus asociaciones con agonistas alfa₂ y benzodiazepinas son las más reportadas en las diferentes especies de armadillos (West *et al.*, 2007). La ketamina asociada a la xilacina ha sido empleada con éxito en *Priodontes maximus* (West *et al.*, 2007), armadillos narigudos *Dasypus kappleri* (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000), armadillos de nueve bandas *Dasypus novemcinctus* (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; Miranda & Messias-Costa, 2007; Hernandez-Divers *et al.*, 2010) y armadillos de tres bandas *Tolypeutes matacus* (Orozco, 2011). Otra combinación que ha ofrecido buenos resultados para trabajos con armadillos en el campo es la asociación de ketamina y medetomidina (Vogel *et al.*, 1998; Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; Hanley *et al.*, 2008). Se ha reportado también el uso de ketamina y medetomidina asociados a butorfanol para inmovilización de *D. novemcinctus* (Hernandez-Divers *et al.*, 2006). En general los armadillos metabolizan muy bien las combinaciones de ketamina y agonistas alfa₂. El uso de antagonistas como la yohimbina y

atipamezol además ofrece un margen de seguridad mayor principalmente en trabajos de campo debido a la reducción de los tiempos de recuperación y del riesgo de re-sedación post liberación de los animales provocada por la redistribución de los anestésicos (Vogel *et al.*, 1998; Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; Hanley *et al.*, 2008).

Las ciclohexaminas asociadas a benzodiazepinas producen una sedación segura y de duración variable en armadillos (Massone, 2008). El uso de ketamina con diazepam (Divers, 1986) o con midazolam (West *et al.*, 2007) provee una sedación rápida, leve y de corta duración acompañada de un relajamiento muscular moderado. La asociación comercial de tiletamina-zolazepam ha sido también empleada en armadillos del género *Dasypus* (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; Miranda & Messias-Costa, 2007) y recientemente en armadillos de tres bandas *Tolypeutes matacus* (Orozco, 2011), obteniéndose un buen relajamiento muscular pero presentando una recuperación prolongada, lo que limita su uso en trabajos de campo (West *et al.*, 2007; Orozco, 2011).

Los armadillos deben ser monitoreados durante la anestesia, con especial atención durante el proceso de inducción, ya que durante este período es donde ocurre la mayoría de las emergencias anestésicas (Deem *et al.*, 2002). Como datos referenciales para el monitoreo anestésico se debe considerar que los armadillos poseen temperaturas corporales bajas, variando de 30 a 35 °C (Miranda & Messias-Costa, 2007; West *et al.*, 2007). En armadillos anestesiados la frecuencia cardíaca (FC) oscila entre 120 a 220 latidos por minuto y la frecuencia respiratoria (FR) entre 60 y 80 respiraciones por minuto (West *et al.*, 2007). La oximetría de pulso, que permite obtener los datos de oxigenación efectiva de la sangre de los animales, se puede utilizar en armadillos localizando el sensor en la lengua o en el pene (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000), o en el muslo de los animales (Deem & Fiorello, 2002).

El objetivo principal del presente trabajo fue probar el uso de ketamina, xilacina y midazolam para la inmovilización farmacológica segura de *C. nationi* con el fin de facilitar su manejo y la realización de estudios de conservación en esta especie.

MATERIALES Y MÉTODOS

Fueron utilizados seis machos adultos de *Chaetophractus nationi*, los cuales se sometieron al procedimiento de colección de semen por electroeyaculación. Todos se encontraban aparentemente clínicamente sanos, con un peso promedio de 1,66±0,21 kg y mantenidos bajo las mismas condiciones de cautiverio en el Parque Zoológico Huachipa en Lima, Perú. Los animales fueron mantenidos en ayuno durante las 12 horas previas al procedimiento anestésico. Se realizaron tres anestésias por cada animal con

intervalos de cuatro meses entre cada procedimiento, totalizando 18 procedimientos. Todos los animales fueron contenidos manualmente y pesados previamente a la anestesia, a fin de trabajar con pesos reales para el cálculo de las dosis.

Se aplicó una combinación de 15 mg/kg de clorhidrato de ketamina (Ketaminol 100 mg/ml, Intervet International B.V., Alemania), 1 mg/kg de clorhidrato de xilacina (Anased 100 mg/ml, Lloyd Laboratories, Shenandoah, EEUU) y 0,4 mg/kg de maleato de midazolam (Midanex 5 mg/ml, Laboratorios AC FARMA S.A., R.S, Perú). La aplicación de las tres drogas se realizó utilizando una única jeringa y el punto de inyección fue la región caudal del muslo. Todo el procedimiento se realizó en un lugar silencioso, evitando estímulos externos que pudieran alterar el tiempo de inducción. Considerando sus características fisiológicas, especialmente que su temperatura corporal depende en cierto grado de la temperatura ambiental y de su propia actividad (Johansen, 1961; McNab, 1985; Divers, 1986; Gillespie, 1993), la temperatura ambiente se mantuvo estable entre 24,5 y 25,5 °C y la humedad relativa ambiental osciló entre 58 y 70% durante todo el procedimiento.

Los armadillos fueron sometidos a un examen físico-clínico y se evaluaron los siguientes parámetros: temperatura rectal (TR) con termómetro-higrómetro ambiental digital (Modelo 63-1032, Radioshack, EEUU), frecuencia cardíaca (FC) mediante auscultación directa con estetoscopio pediátrico asociado al monitoreo del pulso mediante colocación de Doppler vascular (Modelo DV 610, MEDMEGA®, São Paulo, Brasil), la frecuencia respiratoria (FR) por conteo visual de expansión torácica-abdominal y la saturación de oxígeno (SO₂) con pulsoxímetro (Modelo Jerry II-AA, Shanxi Jerry Medical Instrument Co. Ltd., China) utilizando un sensor veterinario de pinza colocado en la zona mandibular de todos los animales (FIG. 1).

Para el análisis de la calidad anestésica del protocolo se evaluó el grado de relajamiento muscular (0=sin relajamiento; 1=leve; 2=moderado; 3=óptimo), la presencia de reflejo palpebral lateral (RPL), palpebral medial (RPM), podal (RP) y de deglución (RD) (0=presente; 1=ausente), y el grado de sedación (0=sin sedación; 1=leve sedación; 2=óptima sedación) a los 10, 20, 30, 40 y 50 min. A los 50 min de la aplicación inicial del protocolo anestésico, se realizó la reversión de los efectos de la xilacina con 0,22±0,05 mg/kg de clorhidrato de yohimbina (Ioimbina 5 mg/ml, Laboratorio Powervet, São Paulo, Brasil) por vía intramuscular. Se evaluaron también aspectos clínicos como calidad de inducción (con o sin excitación), el tiempo de recuperación parcial luego de la aplicación del antagonista (en minutos), la calidad de recuperación (con o sin excitación) y el tiempo de recuperación total (en minutos).

Se dio por finalizado cada procedimiento una vez que se constató la reversión total de los efectos de



FIGURA 1. Armadillo peludo andino *Chaetophractus nationi* durante el monitoreo anestésico de oximetría de pulso y frecuencia cardíaca.

la anestesia de cada ejemplar mediante evaluación de la recuperación de las habilidades motoras, respuesta positiva a estímulos externos y estabilización de parámetros fisiológicos.

Los resultados fueron analizados mediante la comparación de medias de los valores de las constantes fisiológicas utilizando estadística descriptiva (SPSS, versión 15.0 en español, SPSS Inc, Chicago, Ill., USA). Los resultados se expresaron como valores de media ± desvío estándar.

RESULTADOS

Se obtuvo un tiempo de inducción anestésica de 6±3 min. El grado de sedación y el relajamiento muscular fueron óptimos a partir de los 10 min de la aplicación del protocolo anestésico. Los reflejos palpebrales laterales, palpebrales mediales y podal estuvieron ausentes, mientras que el reflejo de deglución se mantuvo intacto en todos los animales y en ningún caso se observó salivación.

Los parámetros fisiológicos no se alteraron significativamente ($p \leq 0,05$) durante la anestesia en ninguno de los animales (FIG. 2). Se observó una disminución progresiva de la FC a lo largo del tiempo hábil de la anestesia desde los 107±20 latidos por minuto (lpm) en los primeros 10 min hasta los 99±15 lpm en

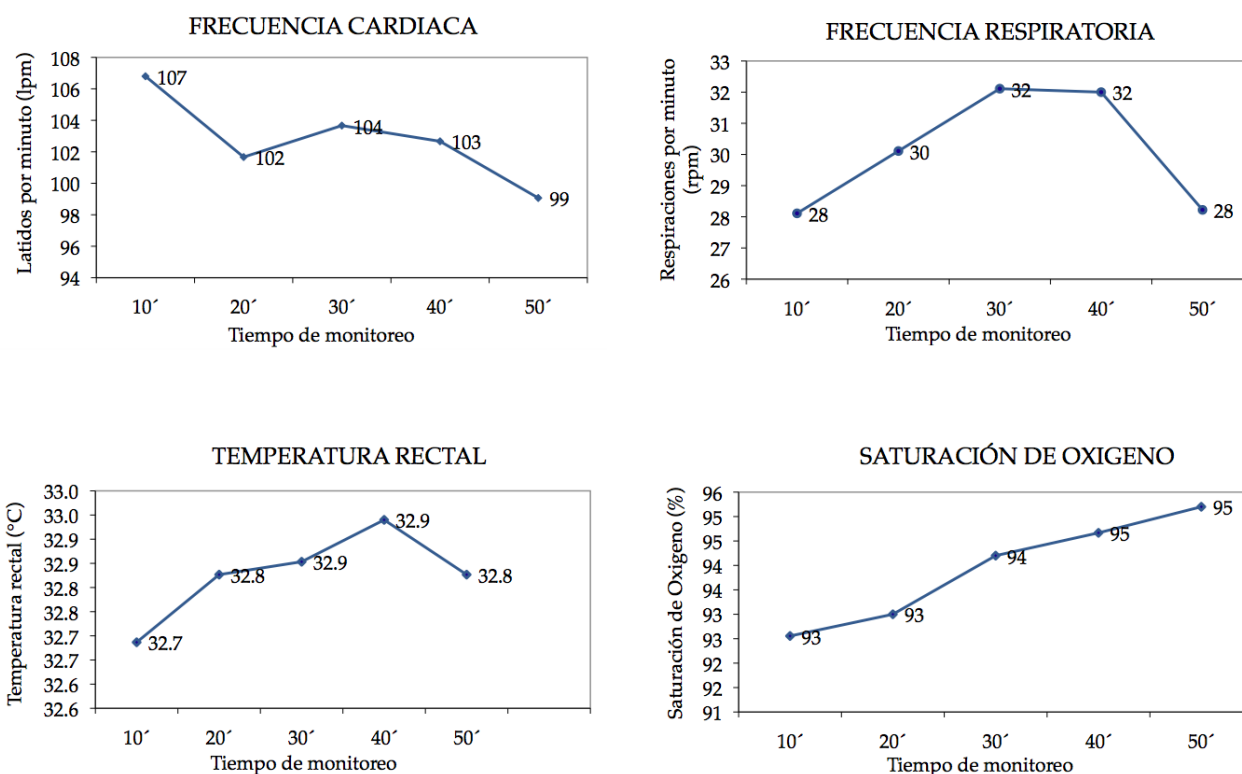


FIGURA 2. Variación de los valores de constantes fisiológicas versus tiempos de monitoreo (minutos) en armadillos peludos andinos *ChaetophRACTUS nationi* anestesiados con ketamina/xilacina/midazolam.

los 50 min finales, antes de la reversión de los efectos anestésicos. Se observaron algunos picos de aumento de FC durante el procedimiento que corresponderían a los momentos de la estimulación eléctrica para la colección de semen. Dichos valores no se consideraron en el cálculo del promedio final de la FC, dado que corresponderían al estímulo eléctrico.

La SO_2 presentó un valor promedio de $94 \pm 3\%$. Apenas uno de los 18 procedimientos presentó valores de hipoxemia ($SO_2 = 82\%$) durante los primeros 10 min de anestesia. La tendencia de los valores de SO_2 fue en ascenso a lo largo del tiempo de anestesia. Se observaron dos animales que presentaron un cuadro de apnea momentánea de 3 min de duración luego de la aplicación del protocolo anestésico. Se registraron además

valores promedio FR de 30 ± 13 respiraciones por minuto (rpm) y TR de $32,8 \pm 1,5$ °C. Los valores promedio así como las desviaciones estándar de los diferentes parámetros fisiológicos registrados en los diferentes momentos de monitoreo se observan en la **TABLA 1**.

El protocolo anestésico permitió la realización de examen físico general, toma de muestras sanguíneas por punción de la vena safena, aplicación de vitaminas y aminoácidos por vía intramuscular y colección de semen por electroeyaculación. Durante la colección de semen se mantuvo un grado de sedación adecuado a pesar del estímulo eléctrico, se obtuvieron adecuadas muestras de semen tanto en volumen como en calidad y no se observó contaminación de las muestras seminales con orina.

TABLA 1. Constantes fisiológicas (media \pm DS) de armadillos peludos andinos *ChaetophRACTUS nationi* anestesiados con ketamina, xilacina y midazolam. FC: frecuencia cardiaca; FR: frecuencia respiratoria; TR: temperatura rectal; SO_2 : saturación de oxígeno; lpm: latidos por minuto; rpm: respiraciones por minuto; °C: grados centígrados.

Variables	Unidad	TIEMPO DE MONITOREO					Promedio
		10'	20'	30'	40'	50'	
FC	lpm	107 \pm 20	102 \pm 16	104 \pm 13	103 \pm 15	99 \pm 15	103 \pm 16
FR	rpm	28 \pm 15	30 \pm 14	32 \pm 14	32 \pm 13	28 \pm 11	30 \pm 13
TR	°C	32,7 \pm 1,7	32,8 \pm 1,5	32,9 \pm 1,5	32,9 \pm 1,4	32,8 \pm 1,4	32,8 \pm 1,5
SO_2	%	93 \pm 4	93 \pm 2	94 \pm 3	95 \pm 3	95 \pm 3	94 \pm 3

El período hábil de anestesia fue preestablecido, aplicándose la yohimbina a los 50 min de la aplicación inicial de la combinación anestésica. La recuperación de la anestesia se inició a los 8±4 min luego de la aplicación de la yohimbina, caracterizándose por un inmediato aumento de la FC y FR. La recuperación total ocurrió a los 10±4 min después de la aplicación de la yohimbina.

DISCUSIÓN

Este es el primer reporte de contención química de *C. nationi*. Tanto la relajación muscular como la sedación fueron similares a lo reportado usando ketamina y agonistas alfa₂ en *Dasypus* spp. (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000), *P. maximus* (West *et al.*, 2007) y *T. matacus* (Orozco, 2011). Sin embargo, los niveles de relajación muscular fueron mejores en comparación con los efectos obtenidos con tiletamina-zolazepam en *Dasypus* spp. (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000) y *T. matacus* (Orozco, 2011).

La dosis de ketamina empleada durante el procedimiento fue menor a la empleada previamente para contención de *D. kappleri*, *D. novemcinctus* (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000) y *T. matacus* (Orozco, 2011). A pesar de esta diferencia en la dosis de ketamina, la cantidad de xilacina empleada para *C. nationi* fue la misma que en los trabajos citados, lo que apoyaría la necesidad de establecer protocolos específicos para la inmovilización de diferentes especies.

La adición del midazolam sirvió para reducir considerablemente la dosis de ketamina, como lo describe Holz (2007), mencionando el efecto sinérgico que este ejerce sobre la combinación de la ketamina con agonistas alfa₂.

Esto contrasta con las dosis más bajas de ketamina empleadas en *D. kappleri* y *D. novemcinctus* cuando fue asociado a medetomidina (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000), demostrándose claramente el mayor efecto sinérgico positivo de la medetomidina comparado a la xilacina. Sin embargo, una limitante del uso de la medetomidina es el acceso al fármaco para muchos profesionales en los países

donde esta especie se distribuye, por lo que la xilacina es sin duda una buena alternativa.

Un tiempo de recuperación anestésica muy prolongado dificulta el trabajo en programas de conservación con animales silvestres, ya que los animales solo se pueden liberar una vez que están recuperados totalmente de la anestesia. Durante el estudio se registró un tiempo de recuperación de la anestesia similar al reportado para *Dasypus* spp. inmovilizados con ketamina y medetomidina, y antagonizados con atipamezol (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000). Asimismo, fue mucho menor a los tiempos de recuperación reportados para *Dasypus* spp., *P. maximus* y *T. matacus* inmovilizados usando ketamina-xilacina o tiletamina-zolazepam (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; West *et al.*, 2007; Orozco, 2011; **TABLA 2**).

La FC registrada durante el procedimiento fue similar a la reportada en *D. kappleri* y *D. novemcinctus* inmovilizados con ketamina y medetomidina (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000) pero menor que la reportada cuando se emplearon asociaciones de ciclohexaminas con benzodiazepinas (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; West *et al.*, 2007; Orozco, 2011), corroborando la bradicardia provocada por todos los agonistas alfa₂. La caída de la FC durante la anestesia se debe principalmente al efecto de los agonistas alfa₂ en xenartros, inclusive cuando estos son asociados a la ketamina (Fournier-Chambrillon *et al.*, 1997, 2000; Vogel *et al.*, 1998; Hanley *et al.*, 2008; Orozco, 2011). Los elevados valores de FC al inicio del estudio podrían estar asociados a la liberación de catecolaminas provocada por la propia captura de los animales o como resultado del efecto de la ketamina (Massone, 2008). El uso asociado de ketamina y xilacina disminuye considerablemente los efectos de estrés y dolor asociados a la electroyacuación; sin embargo, los picos de FC observados estarían relacionados únicamente a una respuesta fisiológica del corazón ante el estímulo eléctrico, como se observa en otras especies domésticas y silvestres (Orihuela *et al.*, 2009), ya que los valores de FC regresaban a sus valores basales una vez cesado el estímulo eléctrico.

La FR se mantuvo por debajo de los valores descritos para otras especies de armadillos bajo anestesia

TABLA 2. Comparación de tiempos de intervalos anestésicos de armadillos peludos andinos *Chaetophractus nationi* anestesiados con ketamina, xilacina y midazolam (K/X/Mi) con otros obtenidos con diferentes protocolos empleados en otras especies de armadillos. K/X: Ketamina-xilacina; K/Me: Ketamina-medetomidina; T/Z: tiletamina-zolazepam; TI: tiempo de inducción; TA: tiempo hábil de anestesia; TR: tiempo de recuperación total de la anestesia.

Parámetros	K/X/Mi	K/X ^A	K/X ^B	K/X ^C	K/Me ^A	K/Me ^B	T/Z ^A	T/Z ^B	T/Z ^C
TI	6±3	3,7±2,2	2,8±0,6	3,4±1,5	3,5±1,7	4,3±1,8	3,0±0,5	4,0±1,5	3,4±1,2
TA	50	66,5±40,9	71,1±34,7	32,5±11,5	43,8±27,8	30,4±6,2	53,1±38,7	89,1±58	25,2±7,7
TR	10,0±4,0	23,3±26,3	82,3±50,2	36,6±11,8	10±0	15±10	57,5±67,1	31,7±26,7	35,1±6,7

^A *Dasypus novemcinctus*; ^B *D. kappleri* (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000); ^C *Tolypeutes matacus* (Orozco, 2011)

(West *et al.*, 2007), y similares a los datos obtenidos para *D. kappleri* y *D. novemcinctus* inmovilizados con tiletamina-zolazepam (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000). La disminución de la FR estaría asociada a un efecto levemente depresor de las benzodiazepinas sobre la función respiratoria en armadillos (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000).

Los casos de apnea descritos durante el estudio resultan de poca relevancia clínica ya que los armadillos soportan fácilmente cortos períodos de apnea, como ocurre con todos los animales fosoriales que presentan naturalmente esa capacidad (Tranquilli *et al.*, 2007).

En relación a la SO_2 , el uso del sensor lingual pinzando la mandíbula de los armadillos (punto de colocación del sensor nunca antes descrito) permitió una lectura constante durante todo el procedimiento, sin las complicaciones de lectura de SO_2 observadas por Fournier-Chambrillon *et al.* (2000) durante su experimento con *Dasypus* spp. Algunos problemas de lectura en los sensores de oximetría de pulso están asociados a cuadros de hipotermia durante el monitoreo de los pacientes (West *et al.*, 2007), situación que no se observó durante este estudio.

El único cuadro de hipoxemia momentáneo registrado durante todo el procedimiento se consideró como un evento aislado. De manera general se observó un incremento de los valores de SO_2 conforme avanzaban los tiempos de monitoreo. Nuestros resultados difieren de los reportados por Fournier-Chambrillon *et al.* (2000) en *D. kappleri* y *D. novemcinctus* anestesiados con ketamina-xilacina, ketamina-medetomidina y tiletamina-zolazepam, donde se observaron algunos signos clínicos ligados a hipoxemia, como taquicardia, cianosis y otras complicaciones. Sin embargo, es importante mencionar que los armadillos son mucho más tolerantes a cuadros de hipoxemia que otros mamíferos por su condición de animales fosoriales (Tranquilli *et al.*, 2007).

A pesar del efecto de pérdida de temperatura promovido por los agonistas alfa₂ en diferentes especies de animales (McDonald *et al.*, 1989; Virtanen, 1989), en este estudio no se registraron alteraciones considerables en la temperatura rectal a diferencia de la pérdida de temperatura reportada para *C. nationi* (McNab, 1985) y otras especies de armadillo bajo anestesia (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; West *et al.*, 2007).

No se observó contaminación de las muestras de semen con orina, lo que se considera un aspecto positivo teniendo en cuenta que es una complicación muy común cuando se aplica electroeyaculación en animales anestesiados (Howard *et al.*, 1986), como ha sido reportado en *T. matacus* (Herrick *et al.*, 2002).

CONCLUSIONES

La asociación de ketamina, xilacina y midazolam ofrece una inducción anestésica rápida y tranquila en *C. nationi*, produciendo mínimas alteraciones en las frecuencias cardíaca y respiratoria, saturación parcial de oxígeno y en la temperatura rectal.

El uso de yohimbina como reversor produce una recuperación tranquila y rápida luego de pocos minutos de su administración, favoreciendo el uso de este protocolo en animales de vida libre.

Este protocolo es una opción efectiva y segura para la contención farmacológica de armadillos mantenidos en cautiverio y posiblemente de vida libre, ya que permite la realización de exámenes clínicos y toma de muestras biológicas.

REFERENCIAS

- Abba, A. M & M. H. Cassini. 2008. Ecology and conservation of three species of armadillos in the Pampas region, Argentina. Pp. 300–305 in: The biology of the Xenarthra (S. F. Vizcaíno & W. J. Loughry, eds.). University Press of Florida, Gainesville.
- Aguirre A. A., R. Ostfeld & P. Daszak. 2012. New directions in conservation medicine: applied cases of ecological health. Oxford University Press, New York. 672 pp.
- Anderson, S. 1997. Mammals of Bolivia. Taxonomy and distribution. Bulletin of the American Museum of Natural History 231: 1–652.
- Britton, S. W. & W. E. Atkinson. 1938. Poikilothermism in the sloth. Journal of Mammalogy 19: 94–99.
- Cruz M. L. & A. L. V. Nunes. 2008. Contenção física e anestesia de animais silvestres. Pp. 202–236 in: Anestesiologia veterinária – farmacologia e técnicas (F. Massone, ed.). Guanabara Koogan, Rio de Janeiro.
- Deem, S. L. & C. V. Fiorello. 2002. Capture and immobilization of free-ranging edentates. P. Doc. No. B0135.1202 in: Zoological restraint and anesthesia (D. Heard, ed.). International Veterinary Information Service, Ithaca, New York.
- Divers, B. J. 1986. Edentata. Pp. 622–630 in: Zoo and wild animal medicine, 2nd edition (M. E. Fowler, ed.). W.B. Saunders Company, Philadelphia.
- Eisenberg, J. F. & K. H. Redford. 1999. Mammals of the Neotropics. Volume 3: the Central Neotropics: Ecuador, Peru, Bolivia, Brazil. The University of Chicago Press, Chicago and London. 609 pp.
- Ferrigno C. R. A., D. L. Fedullo & V. Kyan. 2003. Treatment of radius, ulna, and humerus fractures with the aid of a bone morphogenetic protein in a giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*).

- Veterinary and Comparative Orthopaedics and Traumatology 16: 196–199.
- Fournier-Chambrillon, C., P. Fournier & J. C. Vié. 1997. Immobilization of wild collared anteaters with ketamine- and xylazine-hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases* 33: 795–800.
- Fournier-Chambrillon, C., I. Vogel, P. Fournier, B. de Thoisy & J. C. Vié. 2000. Immobilization of free-ranging nine-banded and great long-nosed armadillos with three anesthetic combinations. *Journal of Wildlife Diseases* 36: 131–140.
- Gillespie, D. S. 1993. Edentata: diseases. Pp. 304–321 in: *Zoo and wild animal medicine current therapy 3* (M. E. Fowler, ed.). W.B. Saunders, Philadelphia.
- Hanley, C. S., J. Siudak-Campfield, J. Paul-Murphy, C. Vaughan, O. Ramirez, N. S. Keuler & K. K. Sladky. 2008. Immobilization of free-ranging Hoffmann's two-toed and brown-throated three-toed sloths using ketamine and medetomidine: a comparison of physiologic parameters. *Journal of Wildlife Diseases* 44: 938–945.
- Hernandez-Divers, S. M., D. J. Gammons, N. Gottdenker, M. T. Mengak, L. M. Conner & S. J. Divers. 2010. Technique, safety, and efficacy of intra-abdominal transmitters in nine-banded armadillos. *Journal of Wildlife Management* 74: 174–180.
- Herrick, J. R., M. K. Campbell & W. F. Swanson. 2002. Electroejaculation and semen analysis in the La Plata three banded armadillo (*Tolypeutes matacus*). *Zoo Biology* 21: 481–487.
- Holz, P. 2007. Marsupials. Pp. 341–346 in: *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia* (G. West, D. J. Heard & N. Caulkett, eds.). Blackwell Publishing, Iowa.
- Howard, J., M. Bush & D. E. Wildt. 1986. Semen collection, analysis and cryopreservation in non-domestic mammals. Pp. 1047–1053 in: *Current therapy in theriogenology*. Saunders Company, Philadelphia.
- Irving, L., P. F. Scholander & S. W. Grinnell. 1942. Experimental studies of the respiration of sloths. *Journal of Cellular and Comparative Physiology* 20: 189–210.
- IUCN. 2012. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2012.2. International Union for Conservation of Nature and Natural Resources <<http://www.iucnredlist.org>>. Consultada 11 de mayo de 2013.
- Johansen, K. 1961. Temperature regulation in the nine-banded armadillo (*Dasypus novemcinctus mexicanus*). *Physiological Zoology* 34: 126–144.
- Massone, F. 2008. *Anestesiología veterinária – farmacología e técnicas* (texto e atlas), 5th edition. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro. 571 pp.
- McDonald, E., A. Haapalinna, R. Virtanen & R. Lammintausta. 1989. Effects of acute administration of medetomidine on the behaviour, temperature and turnover rates of brain biogenic amines in rodents and reversal of these effects by atipamezole. *Acta Veterinaria Scandinavica* 85: 77–81.
- McNab B. K. 1985. Energetics, population biology, and distribution of Xenarthrans, living and extinct. Pp. 219–232 in: *The evolution and ecology of armadillos, sloths, and vermilinguas* (G. G. Montgomery, ed.). Smithsonian Institution Press, Washington and London.
- Miranda, F. & A. Messias-Costa. 2007. Xenarthra (tamanduá, tatu, preguiça). Pp. 402–414 in: *Tratado de animais selvagens – medicina veterinária* (Z. S. Cubas, J. C. R. Silva & J. L. Catão-Dias, eds.). Ed. Roca, São Paulo, Brasil.
- Orihuela, A., V. Aguirre, C. Hernandez, I. Flores-Perez & R. Vazquez. 2009. Effects of anesthesia on welfare aspects of hair sheep (*Ovis aries*) during electro-ejaculation. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 8: 305–308.
- Orozco, M. 2011. Inmovilización química de armadillos de tres bandas (*Tolypeutes matacus*) mediante el uso de dos protocolos anestésicos en el Norte Argentino. *Edentata* 12: 1–6.
- Tranquilli, W. J., J. C. Thurmon & K. A. Grimm, 2007. *Lumb & Jones' veterinary anesthesia and analgesia*, 4th edition. Blackwell Publishing, Iowa. 1096 pp.
- Virtanen, R. 1989. Pharmacological profiles of medetomidine and its antagonist, atipamezole. *Acta Veterinaria Scandinavica* 85: 29–37.
- Vogel, I., B. de Thoisy & J. C. Vié. 1998. Comparison of injectable anesthetic combinations in free-ranging two-toed sloths in French Guiana. *Journal of Wildlife Diseases* 34: 555–566.
- West, G., T. Carter & J. Shaw. 2007. Edentates (Xenarthra). Pp. 341–346 in: *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia* (G. West, D. J. Heard & N. Caulkett, eds.). Blackwell Publishing, Iowa.
- Yensen, E. & T. Tarifa. 1993. Reconocimiento de los mamíferos del Parque Nacional Sajama. *Ecología en Bolivia* 21: 45–66.

Recibido: 8 de octubre de 2013; Aceptado: 27 de noviembre de 2013