

INMOVILIZACIÓN QUÍMICA REVERSIBLE DE CORTA DURACIÓN EN PEREZOSOS DE DOS DEDOS (*Choloepus didactylus*) CAUTIVOS EMPLEANDO KETAMINA, XILACINA Y MIDAZOLAM

SHORT-TERM REVERSIBLE CHEMICAL IMMOBILIZATION OF CAPTIVE TWO-TOED SLOTHS (*Choloepus didactylus*) BY USING KETAMINE, XYLAZINE AND MIDAZOLAM

Jesús Lescano G.^{1,4}, Miryam Quevedo U.¹, Luis Baselly C.³, Víctor Fernández A.²

RESUMEN

El estudio tuvo por objetivo evaluar la combinación ketamina (3 mg/kg), xilacina (1 mg/kg) y midazolam (0.2 mg/kg) para la inmovilización química de perezosos de dos dedos (*Choloepus didactylus*) y su reversión empleando los antagonistas yohimbina (0.125 mg/kg) y flumazenil (0.005 mg/kg). Se inmovilizaron tres individuos adultos cautivos y se registró la frecuencia respiratoria y cardíaca, saturación de oxígeno de la hemoglobina, presión sanguínea no invasiva y temperatura rectal cada 5 min por 25 min. Se tomaron los tiempos de inducción, inmovilización y recuperación y se evaluaron cualitativamente. La profundidad anestésica se evaluó mediante los reflejos y la relajación muscular. Se logró la inmovilización de los tres animales. Los tiempos de inducción y recuperación fueron de 3.84 ± 0.55 y 13.73 ± 0.64 min, respectivamente. La calidad de los tres periodos fue buena y sin efectos adversos. Los signos vitales, excepto la presión sanguínea durante la inmovilización, estuvieron dentro de los rangos fisiológicos. Se obtuvo buena relajación muscular y la profundidad anestésica permitió realizar los procedimientos de control sanitario. El protocolo utilizado podría utilizarse cuando se requiera un periodo de recuperación muy corto o cuando el posible desarrollo de hipertensión pueda ser adecuadamente controlado.

Palabras clave: anestesia, hipertensión, fauna silvestre, flumazenil, yohimbina, xenarthra

ABSTRACT

This study aimed to assess the combination of ketamine (3 mg/kg), xylazine (1 mg/kg) and midazolam (0.2 mg/kg) for chemical restraint of two-toed sloths (*Choloepus didactylus*) and its reversal using yohimbine (0.125 mg/kg) and flumazenil (0.005 mg/kg).

¹ Laboratorio de Anatomía Animal y Fauna Silvestre, ² Clínica de Animales Menores, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima

³ Área de Investigación, Zoológico de Quistococha, Iquitos

⁴ E-mail: xtianlescano@gmail.com

Recibido: 22 de octubre de 2013

Aceptado para publicación: 19 de diciembre de 2013

Three adults were immobilized. Respiratory and heart rate, hemoglobin oxygen saturation, non-invasive blood pressure and rectal temperature were measured every 5 min during 25 min. Induction, immobilization and recovery times were recorded and qualitatively assessed. Anesthetic depth was determined by assessing reflexes and muscle relaxation. Immobilization was achieved in all three animals. Induction and recovery times were 3.84 ± 0.55 and 13.73 ± 0.64 min respectively. Quality of the three periods was good and without adverse effects. Vital signs, excepting blood pressure during immobilization, remained within physiological ranges. Good muscle relaxation was observed and the anesthetic depth allowed the safety performing of all health control procedures. This protocol could be used when a very short recovery period is required or when the possible development of hypertension can be adequately controlled.

Key words: anesthesia, hypertension, wildlife, flumazenil, yohimbine, xenarthra

INTRODUCCIÓN

La captura e inmovilización de fauna silvestre puede conllevar al daño de los animales y el personal (Michalski *et al.*, 2007). Los perezosos (suborden Phyllophaga) no son la excepción ya que pueden moverse muy rápido y morder al ser manipulados (West *et al.*, 2007). La inmovilización química de perezosos es una maniobra que facilita la realización de procedimientos diagnósticos y terapéuticos en individuos mantenidos en cautiverio; asimismo, para su manejo en múltiples investigaciones (West *et al.*, 2007). No obstante, existe poca información al respecto (West *et al.*, 2007; Hanley *et al.*, 2008).

Los xenartros pueden ser inmovilizados empleando anestésicos inhalatorios administrados mediante cámara anestésica, sin embargo, los perezosos y armadillos pueden permanecer en apnea por tiempo prolongado (Vogel *et al.*, 1998; Fowler, 2008), reduciendo así la efectividad del método. Los periodos prolongados de recuperación en animales silvestres pueden afectar la supervivencia del individuo anestesiado (Auer *et al.*, 2010). Es así que las combinaciones anestésicas que incluyen drogas reversibles son deseables, ya que permiten una recuperación rápida y suave que disminuye el riesgo de accidentes durante el periodo de recuperación (Fahlman *et al.*, 2006).

Entre las combinaciones de drogas anestésicas para inmovilizar este tipo de animales se encuentran la ketamina, ketamina-acepromacina, ketamina-diazepam, ketamina-midazolam, tiletamina-zolazepam y ketamina-medetomidina (Vogel *et al.*, 1998; Messías-Costa, 2001; West *et al.*, 2007). De estas, solo la última incluye la administración de atipamezol como agente antagonista al final del procedimiento para revertir los efectos del componente agonista α_2 adrenérgico (medetomidina). Recientemente, se ha reportado el uso de ketamina-dexmedetomidina-midazolam (KDMid) en *Choloepus hoffmanni*, con la inclusión de atipamezol (Rojas, 2011); sin embargo, dexmedetomidina ha dejado de ser ofrecida en el país (Coronel F, Lima, comunicación personal).

A pesar que las benzodiazepinas tienen efecto sinérgico con los agonistas α_2 adrenérgicos (Bol *et al.*, 2000), su uso dentro de una misma combinación anestésica en xenartros es poco reportada. Igualmente ocurre con el uso de antagonistas α_2 adrenérgicos (yohimbina, atipamezol) (Vogel *et al.*, 1998; Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000; Hanley *et al.*, 2008; Orozco, 2011; Rojas, 2011), mientras que el uso de antagonistas benzodiazepínicos (e.g. flumacénil, sarmacénil) aparentemente no ha sido reportado en xenartros.



Figura 1. *Choloepus didactylus* anestesiado. Nótese el sensor del oxímetro de pulso colocado en la lengua y el brazaletes del oscilómetro colocado en la porción distal del antebrazo

El perezoso de dos dedos *Choloepus didactylus* (Pilosa: Megalonychidae) es un mamífero arbóreo de hábitos nocturnos, que habita en áreas tibias y húmedas de los bosques montanos y tierras bajas neotropicales, encontrándose en Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana Francesa, Guyana, Perú, Surinam y Venezuela (Adam, 1999; Esbérard, 2001; Plese y Chiarello, 2013). Actualmente está clasificado dentro de la categoría Preocupación Menor de la Lista Roja de Especies Amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza, aunque su tendencia poblacional es desconocida (Plese y Chiarello, 2013).

El presente trabajo tuvo por objetivo describir los efectos anestésicos y cardiorrespiratorios de la combinación anestésica ketamina-xilacina-midazolam (KXMid), revertida mediante yohimbina y flumazenil, en la inmovilización química de *C. didactylus* adultos mantenidos en cautiverio.

MATERIALES Y MÉTODOS

Animales

En el presente estudio participaron tres perezosos de dos dedos adultos (dos machos y una hembra), mantenidos en cautiverio en el Zoológico de Quistococha (Iquitos, Perú). Todos los animales se presentaron clínicamente sanos y el motivo de anestesia fue la realización del control sanitario rutinario.

Drogas Anestésicas

Como drogas anestésicas se emplearon clorhidrato de ketamina (Imalgene®, Merial, Francia) a dosis de 3 mg/kg, clorhidrato de xilacina (Dormi-xyl®, Agrovvet Market, Perú) a dosis de 1 mg/kg y midazolam maleato (Midanex, AC Farma, Perú) a dosis de 0.2 mg/kg. Asimismo, como drogas antagonistas se emplearon clorhidrato de yohimbina (Yohimbine Vet, Richmond, Argentina) a do-

sis de 0.125 mg/kg y flumazenil (Flumazil, Cristália, Brasil) a dosis de 0.125 mg/kg.

Contención Física y Química

La contención física de los animales fue realizada mediante persecución directa empleando redes tipo nasa (West *et al.*, 2007). Los animales se pesaron para calcular la cantidad de anestésicos a administrarse (el peso fue de 7.7 ± 0.6 kg). Los componentes de KXMid se inyectaron en forma intramuscular, mezclados en la misma jeringa. Los animales fueron mantenidos dentro de la red y aislados de estímulos externos. Al final del procedimiento se administró la yohimbina y el flumazenil vía intramuscular, usando jeringas diferentes.

Evaluación de Efectos Cardiorrespiratorios

Mientras se esperaba la inducción anestésica, se registró la temperatura y la humedad relativa ambiental empleando un termohigrómetro digital. Los signos vitales (frecuencia cardíaca y respiratoria, saturación de oxígeno, presión sanguínea no invasiva y temperatura corporal) fueron evaluados desde el inicio del periodo de inmovilización (0 min) cada cinco minutos durante 25 minutos.

La frecuencia cardíaca fue evaluada mediante auscultación torácica empleando un estetoscopio pediátrico (Littmann, Alemania) y conteo de los latidos durante 1 min. La frecuencia respiratoria fue determinada mediante observación directa de los movimientos torácicos inspiratorios durante 1 min. La saturación de oxígeno y la presión sanguínea no invasiva fueron medidas empleando un monitor veterinario de signos vitales (VS2000V, uBox, China). El sensor del oxímetro de pulso fue colocado en la lengua, mientras que el brazalete del tensiómetro fue colocado sobre el extremo distal del antebrazo (Fig. 1). La temperatura corporal fue evaluada empleando un termómetro ambiental digital con el sensor colocado en el recto.

Evaluación de Efectos Anestésicos

Duración y calidad de periodos de inducción, inmovilización y recuperación

El periodo de inducción fue considerado desde el momento de inyección de los anestésicos hasta que el animal se presentó en recumbencia y sin respuesta a estímulos dolorosos (se aplicó presión digital intensa en uno de los miembros). El periodo de inmovilización fue considerado desde el final del periodo de inducción hasta el momento de aplicación de las drogas antagonistas (en el minuto 25). El periodo de recuperación fue considerado desde el momento de administración de los antagonistas hasta que el animal se puso en pie y caminó con seguridad. La calidad de los periodos de inducción, inmovilización y recuperación fue evaluada empleando una escala numérica del 1 (buena) al 3 (insatisfactoria) según se muestra en el Cuadro 1 (Bakker *et al.*, 2013).

Profundidad anestésica

Se determinó evaluando la relajación muscular (movimientos espontáneos, tono mandibular y respuesta a la manipulación) y los reflejos (palpebral y podal) a los 15 min de la inmovilización, empleando el esquema de calificación descrito por Lee *et al.* (2010). Para evaluar la respuesta a la manipulación se levantó uno de los miembros posteriores con una mano y le dejó caer sobre la otra mano. El reflejo podal se evaluó aplicando presión digital intensa sobre uno de los miembros posteriores. El reflejo palpebral se evaluó aplicando presión digital sobre el cantus medial. Las calificaciones fueron entre 1 (exacerbado) a 5 (ausente), según se muestra en el Cuadro 2, y fueron otorgadas por el mismo evaluador. La posición de las pupilas se evaluó en forma descriptiva.

Análisis de Datos

Se realizó estadística descriptiva de tendencia central (media) y dispersión (desviación estándar) para cada variable.

Cuadro 1. Cuadro de calificaciones para la calidad de los periodos de inducción, inmovilización y recuperación de la anestesia en *Choloepus didactylus* (modificado de Bakker *et al.*, 2013)

| Calificación | Calidad | Característica |
|--------------|-----------------|--|
| 1 | Buena | Ausencia de vocalizaciones, ptialismo, lamido o estornudos. Sin incremento de atención hacia el sitio de inyección. Ausencia de actividad muscular involuntaria o descoordinada. |
| 2 | Satisfactoria | Presencia de vocalización y/o actividad muscular involuntaria o descoordinada, ptialismo, lamido compulsivo, estornudos, incomodidad en el sitio de inyección (terminando máximo a los cinco minutos). |
| 3 | Insatisfactoria | Forcejeo violento o inmovilización no efectuada. Severa incomodidad (atención incrementada) en el sitio de inyección. Salivación excesiva, vómito, lamido compulsivo, ptialismo, estornudos, actividad muscular involuntaria (durante más de cinco minutos). |

Cuadro 2. Cuadro de clasificación de parámetros de profundidad anestésica en *Choloepus didactylus* (según Lee *et al.*, 2010)

| Calificación | Movimientos espontáneos | Reflejo podal | Reflejo palpebral | Tono muscular | Respuesta a la manipulación |
|--------------|--------------------------------|--------------------------------------|--|------------------------------|--|
| 1 | Movimiento del cuerpo completo | Retiro violento del miembro | Parpadeo acompañado de movimiento de otra parte del cuerpo | Tono mandibular incrementado | Movimiento del miembro y otra parte del cuerpo |
| 2 | Movimiento de un miembro | Retiro débil del miembro (inmediato) | Parpadeo normal | Tono normal | Reacción rápida del miembro ante la manipulación |
| 3 | Movimientos faciales | Retiro débil del miembro (retrasado) | Parpadeo débil | Tono disminuido | Reacción débil del miembro |
| 4 | Temblor de manos o pies | Flexiona o extiende los dedos | Parpadeo débil retrasado | Mínimo | Flexiona o extiende los dígitos |
| 5 | Sin movimiento | Sin movimiento | Sin movimiento | Sin movimiento | Sin movimiento |

Cuadro 3. Parámetros fisiológicos de tres perezosos de dos dedos (*Choloepus didactylus*) durante el periodo de inmovilización y recuperación (media \pm desviación estándar)

| Parámetro | Momento del monitoreo (minutos) | | | | | | | Promedio |
|---------------------------------|---------------------------------|--------------|-------------|--------------|--------------|-----------------|--------------|--------------|
| | 0 | 5 | 10 | 15 | 20 | 25 ³ | 30 | |
| Frecuencia cardíaca (x min) | 61 \pm 9 | 58 \pm 12 | 58 \pm 12 | 57 \pm 13 | 57 \pm 11 | 57 \pm 12 | 59 \pm 8 | 58 \pm 12 |
| Frecuencia respiratoria (x min) | 12 \pm 0 | 12 \pm 1 | 12 \pm 0 | 14 \pm 5 | 12 \pm 4 | 12 \pm 4 | 15 \pm 6 | 12 \pm 2 |
| Saturación de oxígeno (%) | 97 \pm 0 | 88 \pm 5 | 94 \pm 4 | 94 \pm 3 | 95 \pm 3 | 90 \pm 7 | 89 \pm 7 | 93 \pm 4 |
| Presión sistólica (mmHg) | NE ¹ | 164 \pm 24 | NE* | 166 \pm 23 | 171 \pm 17 | 167 \pm 8 | 123 \pm 30 | 167 \pm 18 |
| Presión diastólica (mmHg) | NE ¹ | 117 \pm 15 | NE* | 110 \pm 28 | 112 \pm 34 | 100 \pm 21 | 61 \pm 12 | 110 \pm 25 |
| Presión media (mmHg) | NE ¹ | 132 \pm 19 | NE* | 128 \pm 26 | 129 \pm 30 | 121 \pm 17 | 80 \pm 7 | 128 \pm 23 |
| Temperatura (°C) ² | 34.5 | 34.9 | 34.4 | 34.3 | 34.8 | 34.7 | 35.2 | 34.68 |

¹ No evaluado

² Desviación estándar varió entre 0.6 y 1.1 °C

³ Fin del periodo de inmovilización y momento de la aplicación de los antagonistas

RESULTADOS

Se logró la inmovilización química de los tres animales. El tiempo de inducción fue de 3.8 ± 0.6 min y el de recuperación fue de 13.7 ± 0.6 min. La temperatura y humedad relativa ambiental fueron de 26.2 ± 0.3 °C y $83 \pm 14\%$, respectivamente.

La calidad de los periodos de inducción, inmovilización y recuperación fue buena (1 \pm 0). Las calificaciones para el reflejo palpebral y podal fueron de 3.7 ± 1.5 y 4.7 ± 0.6 , res-

pectivamente; en tanto que para los movimientos espontáneos, tono mandibular y respuesta a la manipulación fueron de 5 ± 0 , 4.3 ± 0.6 y 5 ± 0 , respectivamente. Dos animales presentaron rotación ventro-medial de las pupilas y en un caso permanecieron en posición central.

Los signos vitales permanecieron dentro de los rangos fisiológicos durante todo el procedimiento (Cuadro 3, Figs. 2 y 3). Por otro lado, no se pudo medir la presión sanguínea al inicio y a los 10 minutos de inmovilización por problemas técnicos.

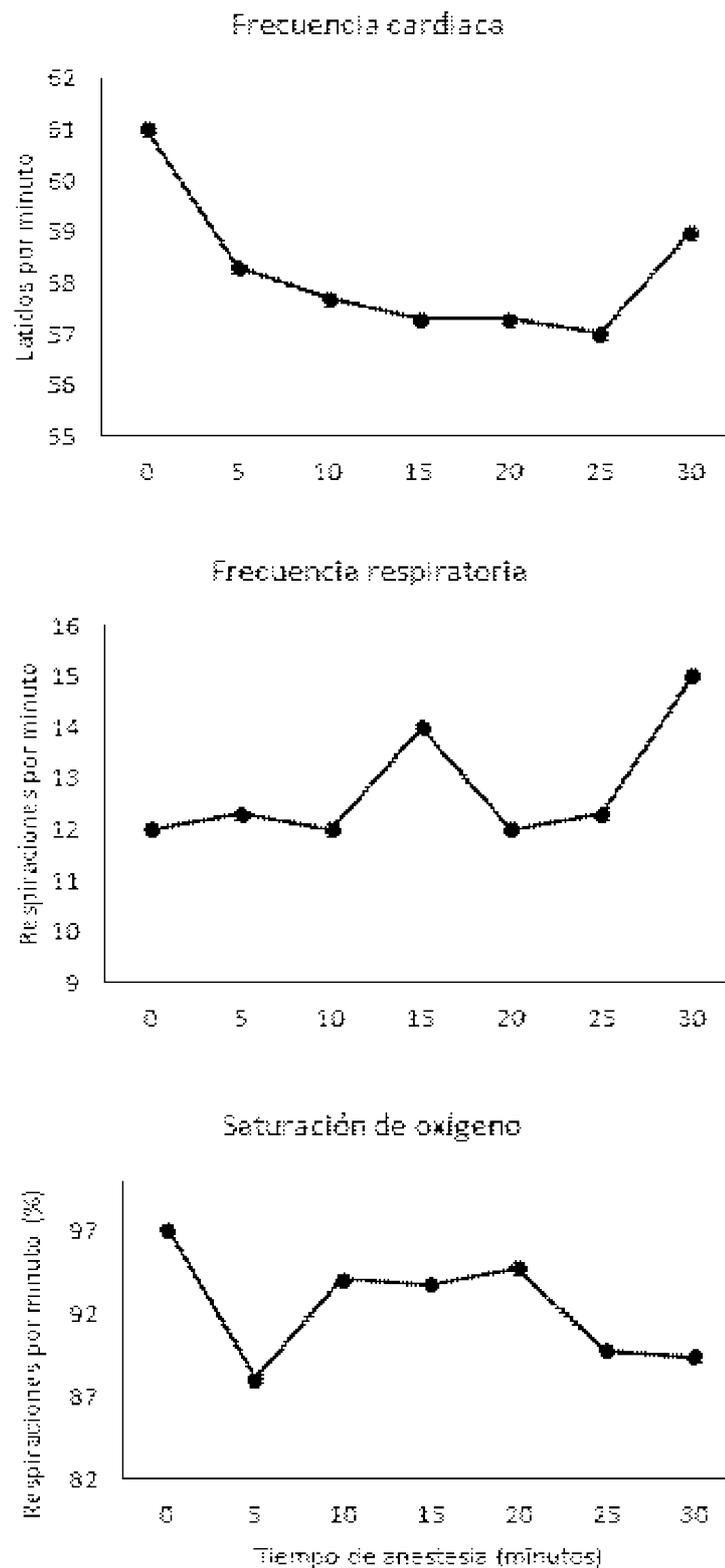


Figura 2. Variación media de frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria y saturación de oxígeno durante los periodos de inmovilización (0 a 25 minutos) y de recuperación (del minuto 25 al 30) de perezosos de dos dedos (*C. didactylus*) anestesiados empleando la combinación ketamina-xilacina-midazolam antagonizada con yohimbina y flumazenil

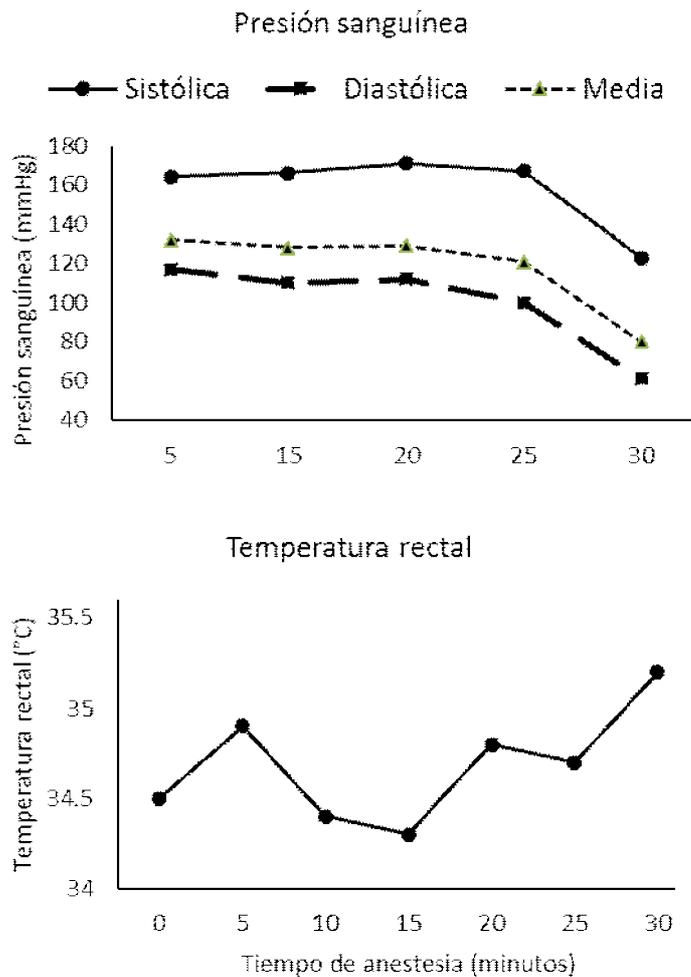


Figura 3. Variación media de presión sanguínea y temperatura rectal durante los periodos de inmovilización (0 a 25 minutos) y de recuperación (del minuto 25 al 30) de perezosos de dos dedos (*Choloepus didactylus*) anestesiados empleando la combinación ketamina-xilacina-midazolam antagonizada con yohimbina y flumazenil

DISCUSIÓN

La dosis de ketamina empleada en el presente estudio fue menor que las dosis empleadas en asociación a acepromacina (KA), xilacina (KX) (Vogel *et al.*, 1998) y midazolam (KMid) (West *et al.*, 2007), pero similar a la dosis en asociación a medetomidina (KM) (Vogel *et al.*, 1998; West *et al.*, 2007) y dexmedetomidina-midazolam (KDMid) (Rojas, 2011) en la inmovilización de perezosos.

El tiempo de inducción anestésica observado en el presente trabajo fue menor que en otros estudios empleando KDMid (Rojas, 2011) o KA (Vogel *et al.*, 1998) en *C. hoffmanni*. Asimismo, los tiempos de inducción la inmovilización de *C. didactylus* con KX y KM y con tiletamina-zolazepam (TZ) (Vogel *et al.*, 1998) fueron similares o menores que el observado en el presente estudio. Por otro lado, la calidad del periodo de inducción obtuvo el mismo calificativo (buena) que en el estudio de Rojas (2011) en *C. hoffmanni*, aunque en ese trabajo no se detallan las características de la calificación.

El tiempo de recuperación fue menor que los reportados para *C. didactylus* inmovilizados con KA, KX y TZ (Vogel *et al.*, 1998) y similar a los tiempos reportados en *C. hoffmanni* inmovilizados con KDMid (Rojas, 2011) y en *C. didactylus* inmovilizados con KM (Vogel *et al.*, 1998), en ambos casos, revertidos con atipamezol. Si se considera que el tiempo de recuperación en *Choloepus* spp anestesiados con TZ varió entre 2 a 6 horas (Gilmore *et al.*, 2000), se puede considerar como óptimo el tiempo obtenido en el presente trabajo.

El tiempo de inmovilización fue suficiente para realizar los exámenes requeridos, siendo un tiempo menor que los descritos en otros estudios para *Choloepus* spp (Hanley *et al.*, 2008; Vogel *et al.*, 1998; Rojas, 2011). Los resultados sugieren que se puede inmovilizar *C. didactylus* por periodos más cortos sin perjudicar la colecta de muestras biológicas y el examen físico, favoreciendo la rápida recuperación y retorno a la actividad normal de los individuos. Esto es importante cuando se trabaja con individuos capturados en vida libre que deben ser prontamente liberados.

La profundidad anestésica se caracterizó por la depresión total o casi total de reflejo podal, depresión moderada de reflejo palpebral y rotación ventromedial de las pupilas en 2 de los 3 animales. Este resultado sugiere la obtención de un plano anestésico profundo durante la inmovilización, ya que hubo ausencia de respuesta a la manipulación y de movimientos espontáneos, mientras que el tono mandibular fue mínimo o ausente. La descripción del grado de relajación muscular y reflejos fue similar el trabajo de Rojas (2011).

La frecuencia cardiaca fue similar a la observada en *C. hoffmanni* anestesiados con KDMid (Rojas, 2011) y KM (Hanley *et al.*, 2008), aunque mayor a la observada en *C. didactylus* anestesiados con KX y KM (Vogel *et al.*, 1998). Considerando que la fre-

cuencia cardiaca normal en perezosos es de 45-60 latidos por minuto (West *et al.*, 2007), en este estudio no se observó taquicardia ni bradicardia; sin embargo, se observó una ligera disminución de la frecuencia respiratoria durante el periodo de anestesia, similar a la que se describe en el trabajo de Hanley *et al.* (2008).

La frecuencia respiratoria se ubica dentro del rango referencial de 10-80 respiraciones por minuto conocido para perezosos (West *et al.*, 2007). Esta frecuencia fue ligeramente mayor que las observadas en *Choloepus* spp anestesiados con KM (Vogel *et al.*, 1998; Hanley *et al.*, 2008), menor que las observadas en *C. didactylus* anestesiados con KA y TZ (Vogel *et al.*, 1998) y similar a la observada en *C. hoffmanni* anestesiados con KDMid (Rojas, 2011).

Hanley *et al.* (2008) describe una disminución considerable en la frecuencia respiratoria en *C. hoffmanni* por efecto de la anestesia. La frecuencia respiratoria cercana al límite inferior del rango referencial observada en el presente estudio, fue posiblemente consecuencia del empleo de xilacina, ya que este efecto ha sido ampliamente asociado a agonistas α_2 adrenérgicos (Hanley *et al.*, 2008; Pawson, 2008).

La saturación de oxígeno periférica (SpO₂) se mantuvo en niveles clínicamente seguros durante todo el procedimiento de inmovilización. Los menores valores de SpO₂ (88 ± 5%) fueron registrados a los 5 min de inmovilización pero se normalizaron rápidamente, manteniéndose estables el resto del tiempo. Por otro lado, Vogel *et al.* (1998) reportó una disminución considerable de SpO₂ en *C. didactylus* anestesiados con TZ. El promedio de SpO₂ observado en el presente estudio fue similar a los descritos en *C. didactylus* anestesiados con KM (Vogel *et al.*, 1998; Hanley *et al.*, 2008) y KX (Vogel *et al.*, 1998), así como en *C. hoffmanni* anestesiados con KDMid (Rojas, 2011).

La temperatura corporal se mantuvo dentro del rango referencial conocido para xenartros (Gilmore *et al.*, 2000), donde los valores concuerdan con los reportados por Hanley *et al.* (2008) utilizando KM. No obstante, fueron mayores a los descritos en *C. hoffmanni* anestesiados con KDMid (Rojas, 2011). Es posible que la mayor temperatura ambiental durante la inmovilización de los animales en el presente estudio haya tenido un efecto en la temperatura corporal registrada, ya que los perezosos son animales poiquiloterms (Vogel *et al.*, 1998).

En base a los valores de normotensión descritos por Gilmore *et al.* (2000), los individuos del presente trabajo presentaron hipertensión durante la inmovilización. La presión sanguínea fue considerablemente mayor que las descritas en *C. hoffmanni* anestesiados con KDMid (Rojas, 2011) y en *C. didactylus* anestesiados con KM (Hanley *et al.*, 2008). No obstante, la hipertensión observada disminuyó hasta valores normales cinco minutos después de la administración de yohimbina y flumazenil, lo cual sugiere que la hipertensión observada se debería al efecto de la xilacina ya que no se ha descrito problemas hipertensión con midazolam (Pawson, 2008). Por su parte, los agonistas α_2 adrenérgicos (xilacina, medetomidina) producen hipertensión inicial seguida de hipotensión, debido a sus efectos periféricos, siendo variable la duración de la fase de hipertensión (Gross, 2001; Hanley *et al.*, 2008; Pawson, 2008). Además, las ciclohexaminas (ketamina) producen hipertensión debido al incremento de acción del sistema nervioso simpático (Pawson y Forsyth, 2001).

CONCLUSIONES

- El tiempo y la calidad de los periodos de inducción, inmovilización y recuperación con el protocolo KXMid fueron buenos y similares a los obtenidos por los protocolos KM y KDMid en *Choloepus* spp en otros estudios.

- Los signos vitales no presentaron variaciones considerables durante el periodo de inmovilización con KXMid, pero se observó hipertensión inicial.
- El protocolo utilizado podría utilizarse cuando se requiera un periodo de recuperación muy corto o cuando el posible desarrollo de hipertensión pueda ser adecuadamente controlado.

Agradecimientos

Los autores del presente trabajo agradecen el apoyo brindado por el Blgo. Víctor Reátegui, la Bach. Jessy Alfonso y la estudiante Diana Cornejo durante la ejecución de las inmovilizaciones. Asimismo, se reconoce el apoyo logístico brindado por la administración del Zoológico de Quistococha y el grupo estudiantil Círculo Veterinario de Estudios en Fauna Silvestre (CIVEFAS) de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

LITERATURA CITADA

1. **Adam PJ. 2009.** *Choloepus didactylus*. Mammal Species 621: 1-8.
2. **Auer U, Wenger S, Beigelböck C, Zenker W, Moising M. 2010.** Total intravenous anesthesia with midazolam, ketamine and xylazine or detomidine following induction with tiletamine, zolazepam and xilazine in red deer (*Cervus elaphus hippelaphus*) undergoing surgery. J Wildlife Dis 46: 1196-1203.
3. **Bakker J, Uilenreef J, Pelt ERJ, Brok HPM, Remarque EJ, Langermans JAM. 2013.** Comparison of three different sedative anaesthetic protocols (ketamine, ketamine-medetomidine and alphaxalone) in common marmosets (*Callithrix jacchus*). BMC Vet Res 9: 113.
4. **Bol CJJG, Vogelaar JPW, Tang JP, Mandema JW. 2000.** Quantification of pharmacodynamics interactions between

- dexmedetomidine and midazolam in the rat. *J Pharmacol Exp Ther* 294: 347-355.
5. **Esbérard C. 2001.** Biology and captive management of sloths. En: Fowler ME, Cubas ZS (eds). *Biology, medicine and surgery of South American wild animals*. Ames: Iowa State University Press. p 245-246.
 6. **Fahlman A, Bosi EJ, Nyman G 2006.** Reversible anesthesia of Southeast Asian primates with medetomidine, zolazepam and tiletamine. *J Zoo Wildl Med* 37: 558-561.
 7. **Fournier-Chambrillon C, Vogel I, Fournier P, de Thoisy B, Vié JC. 2000.** Immobilization of free-ranging nine-banded and great long-nosed armadillos with three anesthetic combinations. *J Wildl Dis* 36: 131-140.
 8. **Fowler ME. 2008.** Small mammals. En: Fowler ME (ed). *Restraint and handling of wild and domestic animals*. 3rd ed. Ames: Blackwell Publishing. p 257-274.
 9. **Gilmore DP, Da-Costa CP, Duarte DPF. 2000.** An update on the physiology of two- and three-toed sloths. *Braz J Med Biol Res* 33: 129-146.
 10. **Gross ME. 2001.** Tranquilizers, α 2-adrenergic agonists, and related agents. En: Adams HR (ed). *Veterinary pharmacology and therapeutics*. 8th ed. Ames: Blackwell Publishing. p 299-342.
 11. **Hanley CS, Siudak-Campfield J, Paul-Murphy J, Vaughan C, Ramirez O, Keuler NS, Sladky KK. 2008.** Immobilization of free-ranging Hoffmann's two-toed and brown-throated three-toed sloths using ketamine and medetomidine: a comparison of physiologic parameters. *J Wildl Dis* 44: 938-945.
 12. **Lee VK, Flynt KS, Haag LM, Taylor DK. 2010.** Comparison of the effects of ketamine, ketamine-medetomidine, and ketamine-midazolam on physiologic parameters and anesthesia-induced stress in rhesus (*Macaca mulatta*) and cynomolgus (*Macaca fascicularis*) macaques. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 49: 57-63.
 13. **Messías-Costa A. 2001.** Medicine and neonatal care of sloths. En: Fowler ME, Cubas ZS (eds). *Biology, medicine and surgery of South American wild animals*. Ames: Iowa State University Press. p 247-249.
 14. **Michalski F, Crashaw PG, De Oliveira TG, Fabián ME. 2007.** Efficiency of box-traps and leg-hold traps with several bait types for capturing small carnivores (Mammalia) in disturbed area of Southeastern Brazil. *Int J Trop Biol* 55: 315-320.
 15. **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.
 16. **Pawson P. 2008.** Sedatives. En: Maddison JE, Page SW, Church DB (eds). *Small animal clinical pharmacology*. 2nd ed. Edinburgo: Saunders Elsevier. p 113-125.
 17. **Pawson P, Forsyth S. 2008.** Anesthetic agents. En: Maddison JE, Page SW, Church DB (eds). *Small animal clinical pharmacology*. 2nd ed. Edimburgo: Saunders Elsevier. p 83-112.
 18. **Plese T, Chiarello A. 2011.** *Choloepus didactylus*. En: IUCN 2013. *IUCN Red List of Threatened Species*. v. 2013.1. [Internet]. Disponible en: www.iucnred-list.org
 19. **Rojas G 2011.** Contención farmacológica de perezosos de dos dedos *Choloepus hoffmanni* (Peters, 1858) mediante el uso de ketamina dexmedetomidina y midazolam, y reversión con atipamezol. *Edentata* 12: 20-27.
 20. **Vogel I, Vié JC, de Thoisy B, Moreau B. 1999.** Hematological and serum chemistry profiles of free-ranging southern two-toed sloths in French Guiana. *J Wildl Dis* 35: 531-535.
 21. **Vogel I, de Thoisy B, Vié JC. 1998.** Comparison of injectable anesthetic combinations in free-ranging two-toed sloths in French Guiana. *J Wildl Dis* 34: 555-566.
 22. **West G, Carter T, Shaw J. 2007.** Edentates (Xenarthra). En: West G, Heard D, Caulkett N (eds). *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. Ames: Blackwell Publishing. p 349-353.