



**DESCRIPCION ANESTESIOLOGICA DEL PROTOCOLO  
DEXMEDETOMIDINA EN COMBINACION CON KETAMINA EN  
LINCE IBERICO (*Lynx pardinus* )**



**LINEA DE INVESTIGACION MASTER MEDICINA , SANIDAD Y MEJORA ANIMAL DE LA  
UNIVERSIDAD DE CORDOBA**

**DIRECTOR DE LINEA DE INVESTIGACION  
DR. RAFAEL GOMEZ VILLAMANDOS**

**AUTOR LINEA DE INVESTIGACION  
LUIS MUÑOZ LORITE**

La naturaleza esconde su secreto  
porque es sublime,  
no por astucia  
[EINSTEIN, Albert.](#)



Todos los procedimientos anestésicos y extracción de muestras para esta Línea de investigación están desarrollados gracias a la Consejería de Medio Ambiente de la Junta Andalucía dentro del Programa de Conservación de Lince Ibérico. Todas ellas se realizan en los Centros de Cría en Cautividad de Lince Ibérico bajo el asesoramiento del Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios para Lince Ibérico.

## **AGRADECIMIENTOS**

A Rafa por dedicarme ese tiempo que no tiene y por poner tanta ilusión como yo, gracias maestro.

A Astrid por apostar por mi y pelear por que todo esto fuera a buen puerto, gracias por tratarme con una sonrisa.

A Fernando mi maestro y amigo, gracias por compartir conmigo esas conversaciones largas que me han enseñado tanto sobre el lince.

A Mariajo mi compañera inseparable de La Olivilla, por aguantar mi "humildad", mi mal humor, gracias por templar gaitas.

A mis compañeros del Centro de Cría de La Olivilla, Vanesa, Antonio, Fran, Dani, Olga, Emilio, Leti, Jorge y como no a Jordi, sin ellos esto no hubiera sido posible, gracias.

A el equipo del Centro de Cría del Acebuche, Toñe, Tasio, Pardo, Juana, Nuria, y demás gracias por ponérmelo tan fácil allí.

A los crack de Portugal, Rodrigo, Nuno y Olguita.

A mi equipo de la clínica por abandonaros a vuestra suerte, Silvia, Pedro.

Por último a mi familia, mis enanos, mis padres, por ayudarme a llevarlo todo para adelante.

Seguro que me olvido de alguien, gracias por darme vuestro apoyo.

## INDICE

<b>1. ABSTRACT</b> .....	4
<b>2. RESUMEN</b> .....	5
<b>3. INTRODUCCION</b> .....	6
<b>3. MATERIAL Y METODOS</b>	
3.1 Animales y Muestra .....	11
3.2 Metodología .....	12
3.3 Análisis Estadístico .....	15
<b>4. RESULTADOS Y DISCUSION</b> .....	15
<b>6. CONCLUSIONES</b> .....	22
<b>7. TABLA Y GRAFICAS</b> .....	24
<b>7. BIBLIOGRAFÍA</b> .....	29

## ABSTRACT

*Conservation actions for the endangered Iberian lynx require the integration of expertise and veterinary skills into an interdisciplinary effort. These actions involve developing by the Iberian Lynx Health Advisory Group (GAAS). These actions include developing and implementing working protocols for the immobilization and anaesthesia of the programs' animals. This specialist group, formed within the species' captive breeding program, is partially responsible for creating the impetus to research and investigate deeply into anesthesia protocols performed with Iberian lynxes (*Lynx pardinus*).*

*The effects of the anesthetic protocol, based on a premedication and induction with dexmedetomidine and ketamine and maintenance with isoflurane, were studied in 19 Iberian lynx. Each animal was premedicated and achieved induction with 25-mcg/kg dexmedetomidine and 5-mg/kg ketamine mixed in one syringe, to provide relaxation and decrease the muscle hyper-tonus produced by the dissociative anesthetic.*

*After drug combination and administration, several physiologic parameters were measured and registered. Each animal was maintained with isoflurane below average Minimum Alveolar Concentration (MAC). The anesthetic protocol was evaluated using periodic measurements of heart rate, respiratory rate and arterial blood pressure, which were determined and registered every five minutes. Body temperature was controlled every ten minutes. Other parameters were also monitored, such as capnometry-capnography, oxygen saturation, superficial pain, deep pain, corneal reflex, palpebral reflex and pupil reflex. Every parameter was measured and registered until the moment the animal recovered both the last mentioned reflexes.*

*The average dose of dexmedetomidine and ketamine injected to achieve premedication and induction anesthetic states and post anesthetic motor depression time were also determined and recorded*

*The average I.M ketamine dose of  $4,98 \pm 0,7$  mg/kg and the average I.M dexmedetomidine dose of  $24,6 \pm 4$  mcg/kg combined in one syringe, provide an exploration anesthetic state for a period of  $81.63 \pm 33,3$  minutes, and anesthetic recovery at  $115,6 \pm 47,3$  minutes.*

*The onset of effects after the injection is at  $1,96 \pm 1,1$  minutes.*

*All parameters measured remained within normal ranges described for the species when under the effects of this drug association. . It was also confirmed that rescue and anesthetic monitoring were reliable to maintain intra-anesthetic physiological values. Furthermore, the organization of the procedure is foreseeable, effective and does not cause serious cardiovascular abnormalities in the Iberian lynx.*

**KEY WORDS:** Iberian lynx, anesthesiology, dexmedetomidine, ketamine.

**PALABRAS CLAVE:** Lince ibérico, anestesiología, dexmedetomidina, ketamina.

## RESUMEN

Las acciones necesarias para la conservación del lince ibérico precisan, entre otras medidas, la integración de conocimientos y de personal veterinario dentro del contexto multidisciplinar. Las acciones veterinarias son desarrolladas por el Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios (GAAS) del lince ibérico e incluyen la elaboración e implementación de protocolos de trabajo, la realización de anestésias.

Es a través del Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios, grupo de expertos dentro del programa, donde parte la idea de investigar en profundidad el protocolo anestésico utilizado para el estudio del lince ibérico.

Los efectos del protocolo anestésico, basados en la premedicación e inducción con dexmedetomidina y ketamina han sido estudiados en 19 lince ibéricos. Cada animal ha sido premedicado e inducido con una combinación en una misma jeringa a base de 25 mcg/kg de dexmedetomidina y 5 mg/kg de ketamina, lo que ha proporcionado relajación y una disminución de la hipertonia muscular del anestésico disociativo.

Después de la administración y combinación de la droga se han medido y registrado los valores fisiológicos. Cada animal se ha mantenido con isoflurano por debajo de su Concentración Mínima Alveolar (CAM). El protocolo anestésico fue monitorizado basado en la frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria y presión arterial, fue registrado cada cinco minutos, mientras que la temperatura fue registrada cada 10 minutos. También han sido registrados otros parámetros cada 5 minutos como son la capnometría-capnografía, saturación de oxígeno, reflejos pupilar, corneal, palpebral, así como el dolor profundo y superficial. Todos los registros fueron tomados hasta el momento de la recuperación de los reflejos anteriormente mencionados.

La dosis media de dexmedetomidina y de ketamina inyectada para lograr el estado de inducción anestésica, el tiempo de la depresión anestésica motora, determinó y se grabó. La dosis de ketamina IM promedio es  $4,98 \pm 0,7$  mg/kg y la dosis media IM de la dexmedetomidina es  $24,6 \pm 4$  mcg/kg en combinación en una jeringa, proporciona una exploración anestésica por un período de  $81,63 \pm 33,3$  minutos y la recuperación anestésica en  $115,6 \pm 47,3$  minutos. La aparición de los efectos después de la inyección está en  $1,96 \pm 1,1$  minutos. Bajo los efectos de la asociación de estos fármacos anestésicos se confirma que este protocolo mantiene todos los valores fisiológicos en los rangos normales descritos para la especie. También se confirmó que las acciones de rescate y la monitorización anestésica empleada son eficaces para mantener dentro de los valores fisiológicos las constantes vitales y que la organización del procedimiento es previsible, eficaz y no causa graves anomalías cardiovasculares en el lince ibérico.

## INTRODUCCION

“El lince ibérico, símbolo de la fauna península, es hoy en día el felino mas amenazado del mundo, y que su futuro es tan incierto que, si se cumplieran los peores pronósticos pudiera desaparecer en los próximos diez años “, *Josep Puxeu Rocamora*.

Es por ello que se van a redoblar todos los esfuerzos para tratar de impedir que la extinción de este maravilloso felino se produzca. Todo los objetivos y metas están recogidas en una hoja de ruta, marcando como objetivo para el año 2020 el recoger a este felino como especie “vulnerable”, ya que actualmente está considerada como especie en Riesgo Crítico de Extinción por UICN (Unión Internacional Conservación de la Naturaleza, 2004) .

Dentro de las medidas adoptadas para recuperar el numero de ejemplares, es la formación de los centros de cría en cautividad, que tienen como objetivo mantener un núcleo de población sana capaz de reproducirse para proporcionar animales, con carga genética idónea, para reintroducir el lince ibérico en zonas de distribución histórica (*Vargas et al., 2004* ).

Todas estas medidas son impulsadas a través de la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía y el Ministerio de Medio Ambiente del Gobierno de España.

La población de lince en cautividad está sometida a un control sanitario exhaustivo. Todas las actuaciones veterinarias, están recogidas en los manuales clínicos de lince ibérico, y supervisadas por el GAAS, impulsor de la conveniencia del estudio anestésico idóneo en lince ibérico.

Es obvio que para obtener muestras y valorar el estado sanitario de los lince, hay que someterlos a una anestesia, que debe ser segura, eficaz y previsible, y que además no comprometa la integridad de los animales ni a corto ni a medio plazo.

La línea de investigación desarrollada por el autor se enmarca dentro de Programa de Conservación de Lince Ibérico , y se basa en la realización de anestésias a linceos cautivos en los centros de cría en cautividad gestionados por la Consejería de Medio Ambiente.

En coordinación con el departamento de Medicina y Cirugía Animal de la Facultad de Veterinaria de Córdoba y como director de la línea de investigación Dr. Rafael Gómez Villamandos se procede a la planificación del protocolo anestésico a realizar.

El objetivo es conocer la seguridad de la combinación dexmedetomidina y ketamina, la eficacia de la combinación en los chequeos rutinarios, así como conocer un patrón de comportamiento del protocolo anestésico que nos hagan previsibles las anestésias. Para ello la mayor parte de las variables estudiadas se refieren al estado cardiovascular y respiratorio durante el procedimiento anestésico en chequeos rutinarios de linceos ibéricos .

En las anestésias realizadas vamos a valorar la combinación de dexmedetomidina-ketamina, basándonos en la monitorización visual y digital fundamentalmente. También nos ayudaremos de aparatos objetivos de medición. Observaremos y registraremos diferentes variables, que serán grabadas en una ficha de anestésica estándar utilizada para los chequeos rutinarios de linceo ibérico diseñada por el GAAS y por los directores de la línea de investigación, llamada Anexo I.

Por lo tanto debemos obtener un protocolo anestésico en linceo ibérico con la mínimo efecto cardiovascular y respiratorio asociado a la anestesia, y proporcionar una analgesia adecuada al procedimiento clínico a realizar.

Hasta el momento el protocolo anestésico aplicado en linceo ibérico es en base a la combinación de medetomidina y ketamina a dosis de 50 microgramos y 5 miligramos respectivamente de cada producto, (*Martínez, 2007*).



Si bien el estudio anteriormente mencionado , se desarrolló dentro de una DEA, con muy buenos resultados, concluyó que la combinación era segura ,eficaz y reversible. Es con la aparición de un nuevo sedante de la misma familia hace replantear el protocolo anestésico para sustituir la medetomidina por dexmedetomidina.

La dexmedetomidina es el isómero dextrógiro de la medetomidina, que en estudios en otras especies incluidas en humanos, han dado buenos resultados incluso en personas de estado crítico,( *Ansah OB, Raekallio M, Vainio O, 2000*)

Aprovechando los chequeos rutinarios de reproductores realizados en los meses de noviembre y diciembre de 2009, recogeremos los datos de la combinación de dexmedetomidina a dosis equipotente de la medetomidina, en combinación con ketamina.

La mayoría de protocolos anestésicos de felinos salvajes incluyen la utilización de ketamina normalmente en combinación con xilacina, diacepam o medetomidina(Jalanka, 1988; Jalanka, 1989; Roeken, 1990; Lewandowski *et al.*, 2002), aunque también se ha utilizado con éxito la combinación tiletamina-zolazepam, ya sea sola(Meltzer, 1999) o en asociación con la xilacina o la medetomidina (Cattet *et al.*, 1997; Caulkett y Cattet, 1997).

La ketamina pertenece al grupo de las ciclohexaminas, y es un fármaco que se utiliza para inducir la anestesia en gran cantidad de especies animales. Actúa interrumpiendo las vías nerviosas encefálicas y provocando una estimulación del sistema retículo activado, por lo que conduce a un tipo de anestesia característica denominada anestesia disociativa o catalepsia. Los principales efectos de los anestésicos disociativos sobre los sistemas vitales se producen en el sistema cardiovascular, produciendo taquicardia y aumento de la presión arterial, y en el sistema respiratorio, donde generar una respiración apnéustica. La ketamina normalmente se utiliza en combinación con un tranquilizante para aumentar la relajación muscular y obtener una recuperación más suave (Booth y McDonald, 1988; Jalanka y Roeken, 1990; Plumb, 1999; McKelvey Holligshead,2003).

La medetomidina, al igual que la xilacina, es un agonista  $\alpha$ -2 adrenérgico, que actúa estimulando los  $\alpha$ -2 adrenoreceptores, provocando una disminución de los niveles del neurotransmisor noradrenalina, liberado en el cerebro, y causando sedación y analgesia, además de la relajación muscular producida por los efectos inhibitorios en el SNC. La administración de medetomidina está asociada a un riesgo de depresión respiratoria y cardiovascular considerable. En felinos, es frecuente observar una hipertensión transitoria seguida de hipotensión. También puede observarse cianosis, debida a la disminución de riego sanguíneo en los tejidos periféricos y un efecto diurético (Jalanka y Roeken, 1990; Plumb, 1999; McKelvey y Holligshead, 2003).

La dexmedetomidina activa los receptores  $\alpha$  2 – adrenérgicos cerebrales y espinales, inhibiendo la transmisión neuronal; tiene efectos hipnóticos e interrumpe las señales dolorosas, (Cunningham, J. G, 2003).

La dexmedetomidina al ser un agonista potente y selectivo de los receptores adrenérgicos  $\alpha$ 2 va a inhibir la liberación de la noradrenalina de las neuronas noradrenérgicas. Se impide por tanto la neurotransmisión simpática y se reduce el nivel de consciencia. Tras la administración de la dexmedetomidina puede observarse un menor ritmo cardíaco y un bloqueo auriculoventricular temporal. La presión arterial regresa a niveles normales o por debajo de lo normal tras el aumento inicial. Ocasionalmente, puede producirse una reducción en la frecuencia respiratoria, (Gomez-Villamandos R.J., Velarde J., Domínguez J.M., Granados M.M., 2007)

La dexmedetomidina también induce otros efectos mediados por los receptores adrenérgicos  $\alpha$ 2, entre los cuales se encuentran la piloerección, la depresión de las funciones motoras y secretoras del tracto intestinal, la diuresis y la hiperglucemia. Puede observarse una ligera reducción de la temperatura. (Nazarian ,Christianson ,Hua ,y Yaksh ,2008 ;Selmi ,Méndez ,Lins ,2004 ;Granados ,Gómez Villamandos ,2006)

La molécula comienza a utilizarse a principios del 2000 y durante dos años va estar en estudio en pacientes de unidades de cuidados

intensivos .Estos alfa 2 adrenérgicos son utilizados en estos pacientes durante mas de 24 horas demostrándose la seguridad y eficacia de su utilización.(Allah y col,1999)

Estos pacientes son humanos en estado critico y es la base de la utilización en pequeños animales y su posterior aplicación en gatos. Una vez demostrada su eficacia en humanos y habiéndose demostrado de igual manera su seguridad en animales, se intenta introducir dentro de los protocolos anestésicos habituales con unos riesgos anestésicos variables (Ansah OB, Raekallio M, Vainio O, 2000) .

No es hasta 2004 cuando es autorizado por la Agencia Europea del Medicamento y cuando se desarrollan numerosos estudios. Pero es en el año 2001 con la autorización de la utilización de Estados Unidos cuando los grupos de investigación anteriormente citados desarrollan mas seriamente sus protocolos anestésicos tanto en humana como en pequeños animales, (Ansah OB, Raekallio M, Vainio O, 2000) .

En lince ibérico no se ha utilizado de forma rutinaria hasta no tener una base científica que avale tanto su eficacia, como su seguridad cardiovascular.

Es a principio del año 2009 cuando se comienza a plantear la posibilidad de utilizar la dexmedetomidina en lince ibérico como alternativa a la medetomidina.

Debido a los numerosos estudios publicados sobre la dexmedetomidina en otras especies y en felinos domésticos con excelentes resultados, se decide elaborar un modelo experimental, que estudie el comportamiento de la dexmedetomidina junto con ketamina, buscando como objetivo mejorar si cabe la anestesia en lince ibérico.

## **MATERIALES Y METODOS**

### **Animales y muestra**

Actualmente la población de lince ibérico no supera 200 ejemplares en el mundo de los cuales 75 animales se encuentran cautivos. De los 75 ejemplares cautivos 48 individuos pueden considerarse reproductores, los demás son individuos subadultos, cachorros nacidos en cautividad y animales geriátricos.

Para el presente estudio se ha utilizado una muestra de 19 animales, 11 machos y 8 hembras, 12 de ellos son adultos mayores de 2 años, 5 cachorros menores de un año y 2 entre 1-2 años. En el centro de Cría de lince ibérico La Olivilla se realizaron 17 anestias y 2 en El Acebuche.

El protocolo anestésico utilizado ha sido el siguiente: dexmedetomidina 25 mcg/kg IM, ketamina 5 mg/kg IM. Mantenimiento anestésico con isoflurano 1 %.

### **Material**

Los productos farmacológicos aplicados fueron Ketamina (Imalgene 1000®, Merial) y Dexmedetomidina (Dexdomitor® 0,5 mg/ml, Pfizer). Así mismo se utilizaron bombas de infusión para fluidoterapia de mantenimiento (15 ml/kg/h de Ringer Lactato) Niki V4® (Scill Veterinaria) e Infusomat® (BBraun). Ambos productos se administraron conjuntamente en la misma jeringa y fueron administrados por vía IM.

El mantenimiento anestésico se realizó con isoflurano (Vaporizador TEC III®), vehiculado en oxígeno al 100% mediante máquina anestésica con circuito circular en sistema semicerrado (Anesvet III®).

Para la monitorización anestésica se utilizó el siguiente equipamiento:

- Fonendoscopio de marca Littman®
- Monitores multiparamétricos, Braun Vetcare,
- Capnógrafo Nellcor N85®.
- Monitor de presión arterial Critikon® con sonda de temperatura
- Pulsioxímetro Nellcor.
- Monitor de ECG Eickemeyer® PC.
- Termómetro Digital Philips®

Todos los parámetros y acontecimientos fueron recogidos en una ficha anestésica estándar.

### **Anestésistas y personal de apoyo anestésico**

En todos los procedimientos estuvo presente el autor de la línea de investigación. También en todas ellas un veterinario de apoyo se encargó de las actuaciones de manejo anestésico y toma de muestras biológicas. Así mismo se contó con personal de apoyo imprescindible para dotar de todo lo necesario al procedimiento, como es material fungible, teleanestésia, cuidadores que activan y preparan las jaulas trampa, videovigilancia continua etc..

### **Metodología**

Procedimiento experimental y registro de las variables fisiológicas.

Los lince se mantuvieron en ayuno sólido 24 horas para poder capturarlos mediante la jaula trampa o mediante teleanestésia (cerbatana).

En la ficha anestésica se registraron los datos individuales de los animales, como son nombre, microchip, instalación, edad, estado visual de salud junto con el riesgo anestésico estimado (ASA) del animal. Todos los pacientes fueron estimados como mínimo riesgo anestésico ASA 1. Posteriormente durante el procedimiento anestésico se evidenció que 12 individuos mostraban Enfermedad Renal Crónica derivada de los resultados analíticos del chequeo realizado (urea, creatinina, calcio, fósforo, etc.) quedando estos animales clasificados como ASA III (riesgo anestésico medio).

El peso medio estimado de los animales fue de  $10,2 \pm 2,3$  mientras que el peso medio real, una vez anestesiados, fue de  $10,0 \pm 1,8$ . Por tanto, la dosis media total administrada de dexmedetomidina y de ketamina fue de  $24.6 \pm 3.4$  mcg/kg y  $5.0 \pm 0.7$  mg/kg, respectivamente.

Se mantuvo los linceos en plano anestésico con una dosis media de isoflourano de 0,84 %.

Una vez administrada la combinación anestésica (dexmedetomidina-ketamina) se registraron los siguientes parámetros:

- Tiempo de efecto inicial (TEI). Tiempo en minutos desde la administración de la combinación anestésica hasta que se muestran los primeros signos de anestesia (incoordinación, descenso de la cabeza-cuello, ausencia de vocalización, etc.).
- Tiempo de comienzo del decúbito (TCD) Tiempo en minutos desde la administración de la combinación anestésica hasta que adoptan el decúbito esternal o lateral.
- Frecuencia cardiaca (FC) y frecuencia respiratoria (FR), cada 5 minutos desde el tiempo de decúbito hasta la intubación endotraqueal.
- Temperatura rectal (T) cada 10 minutos desde el tiempo de decúbito hasta la intubación endotraqueal.

A los 20 minutos de alcanzar el decúbito se procede a la intubación endotraqueal y al posterior mantenimiento anestésico con isoflourano al 1.3% de promedio, vehiculado con oxígeno al 100%.

Cada 5 minutos, durante el mantenimiento se registraron las siguientes variables:

- Frecuencia cardiaca (FC)
- Frecuencia respiratoria (FR)
- Temperatura rectal (T)
- Presión arterial media, sistólica y diastólica (PAM, PAS, PAD)
- Concentración final espirada de CO<sub>2</sub> (EtCO<sub>2</sub>)
- Saturación de oxígeno de sangre arterial periférica (SpO<sub>2</sub>)
- Tiempo de relleno capilar (TRC)
- Concentración de isofluorano (ISO). La concentración de mantenimiento fue ajustada para mantener un adecuado plano anestésico valorando los reflejos oculares y la respuesta de los parámetros cardiorrespiratorios a estímulos dolorosos (presión con pinza hemostática en el espacio interdigital durante 3 segundos).

Una vez que el procedimiento de chequeo finaliza se procede a la recuperación anestésica de los individuos, cesando la administración de isofluorano, registrándose los siguientes parámetros:

- Tiempo de duración del procedimiento (TDP). Tiempo en minutos desde la inducción hasta la extubación (cuando presentan reflejos oculares y deglutor se retira el tubo traqueal).
- Tiempo comienzo recuperación (TCR). Tiempo en minutos desde la extubación hasta que presentan movimientos voluntarios (levantan la cabeza, parpadeo, deglución, movimiento de extremidades, etc.).
- Tiempo de decúbito (TRD). Tiempo en minutos desde que presentan movimientos voluntarios hasta que recuperan el decúbito.
- Tiempo total de recuperación (TTREC). Tiempo en minutos desde que recuperan el decúbito hasta que se incorporan.

## **Método Estadístico.**

Para el análisis de los datos se utilizó el software SPSS 18 para Windows, y el tratamiento de los valores con Excel para Mac. Se obtuvieron mediante estudios estadísticos descriptivos (media, desviación estándar, máximo y mínimo) para cada variable.

## **RESULTADOS Y DISCUSION**

Ante la escasez de estudios anestésicos realizados en el Lince Ibérico se ha optado por aportar conjuntamente los resultados y la discusión de los mismos. La discusión del estudio es muy reducida al ser este el cuarto estudio de anestesia en Lince Ibérico.

Administración de la combinación anestésica. En el 63,2% de los animales se pudo realizar la inyección directa con jeringa en la jaula trampa mientras que en 36,9% de los lince hubo que realizarla con cerbatana.

Para la captura del lince se han utilizado varios métodos entre los cuales se encuentran los sistemas de inyección a distancia, como las cerbatanas y los rifles, los cepos acolchados o las jaulas trampa (Nybakk *et al.*, 1996; Martínez, 2007).

Los sistemas de inyección a distancia son muy utilizados en fauna salvaje, considerándose de los más seguros y menos estresantes para los animales, puesto que no hay un contacto directo entre la persona y el animal.

Los problemas de este método aparecen cuando el dardo no se inyecta en la localización adecuada (Ryser *et al.*, 2005; Martínez, 2007).

Las jaulas trampa también son un método seguro para la captura de felinos salvajes y han sido utilizadas en diferentes especies (Kolbe *et al.*, 2003).



En este caso se optó por la seguridad de la jaula trampa aunque a pesar de los esfuerzos en el 36,9% no fue posible. Esto afecta directamente en el análisis hematológico de lince ibérico (Bach, 2008).

En este caso tanto las inyecciones en jaula trampa no tuvieron ninguna accidente con un 100% de los casos. En cuanto a la teleanestesia no existió ningún accidente si bien se necesitaron mas de un dardo por animal.

Tiempo de efecto (TEI). Esta combinación va a producir el comienzo de los primeros efectos en  $2.0 \pm 1.1$  minutos. Tabla 2.

Tiempo de decúbito (TCD) El decúbito se alcanza en un tiempo medio de  $6,18 \pm 2,1$  minutos. Tabla 2.

Intubación. La intubación se realizó en el 94.7% de los individuos con la combinación anestésica sin necesidad administrar dosis adicionales de anestésico u otro agente anestésico. El tiempo medio de intubación es de  $23,5 \pm 9.8$  minutos. En un caso (5.3%) fue necesario completar la inducción con isoflurano mediante mascarilla por no alcanzar el plano deseado, este caso coincide con un animal que fue teleanestesiado.

Tiempo de duración del procedimiento. La duración media del procedimiento fue de  $81,6 \pm 33,3$  minutos.

Tiempo comienzo recuperación (TCR). El tiempo medio de comienzo de la recuperación fue de  $94,7 \pm 36.1$ . Tabla 3.

Tiempo de decúbito (TRD). En un tiempo medio de  $102,7 \pm 37,2$  minutos los individuos adoptaron el decúbito esternal.

Tiempo total de recuperación (TTREC). El tiempo medio que requirieron los lince en levantarse fue de  $115,4 \pm 47,3$  minutos.

**Tabla 1. Dosis de preanestésico y anestésico**

**Estadísticos descriptivos**

	<b>N</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. típ.</b>
<b>ket/kg</b>	19	3,49	6,63	4,9786	,69801
<b>dex/kg</b>	19	15	33	24,58	3,998

<b>PERCISO</b>	<b>0</b>	<b>4</b>	<b>,86</b>
----------------	----------	----------	------------

**Tabla 2. Variables de efectos anestésicos**

**Estadísticos descriptivos**

	<b>N</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. típ.</b>
<b>TEI</b>	19	1,0	5,1	1,968	1,0645
<b>TCD</b>	19	2,1	16,4	6,083	4,6796
<b>TINTB</b>	19	12	40	23,53	9,800

**Tabla 3. Variables de recuperación anestésica**

<b>Estadísticos descriptivos</b>					
	<b>N</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. típ.</b>
<b>TCR</b>	19	45	160	94,68	36,059
<b>TRD</b>	18	47	171	102,72	37,199
<b>TTREC</b>	18	50	232	115,39	47,278
<b>TDP</b>	19	42	137	81,63	33,302

Estos tiempos nos dieron como resultados que el promedio de tiempo que necesita el animal para comenzar a tener signos de recuperación desde que acaba el procedimiento y por lo tanto se desentuba al animal es de  $13 \pm 2,7$  minutos. Mientras que en recuperar el decúbito es de  $21,1 \pm 3,7$  minutos. El animal se encontrará totalmente recuperado desde la extubación en un promedio de  $24,44 \pm 13,8$  minutos.

No existe ningún estudio anterior con respecto al tiempo sin reversión anestésica, el estudio de *Martínez, 2007*, revertía los efectos sedantes de la medetomidina, por lo que no es significativo para este estudio.

Aún así, ya que no existieron accidentes ni efectos adversos en la inducción, mantenimiento, recuperación de los lincos y que la desviaciones estándar no fueron elevadas, diremos que las dosis empleadas de anestésico producen una rápida inducción anestésica del animal, y nos permite intubar al animal sin otro agente anestésico.

También nos permite despertar al animal suavemente y sin efectos adversos. En el 100% de los casos se ha observado a los animales en videovigilancia durante las horas y días posteriores al procedimiento y no se ha registrado ningún signo de efecto colateral adverso debido a la anestesia.

## **VARIABLES CARDIORRESPIRATORIAS.**

### **Frecuencia Respiratoria (FR).**

La FR media fue de  $25,4 \pm 8.3$  reps/min.(Tabla 4).Los resultados aportados se encuentran dentro de los límites aportados por otros autores en anestesia en lince ibérico(Gómez-Villamandos y col. 2007).

### **Frecuencia Cardiaca (FC).**

La frecuencia cardiaca media fue de  $105,4 \pm 16,6$ .(Tabla 4).Para tomar los valores de FC, utilizamos el Pulsioxímetro, y serán verificados sus valores, con el fonendoscopio y con ECG. Los resultados aportados se encuentran dentro de los límites aportados por otros autores en anestesia (Martínez 2007; Gómez-Villamandos y col. 2007).

### **Temperatura (T<sup>a</sup>).**

La temperatura media fue de  $37,1 \pm 1,2$ .Estas medidas se realizaron con tomas cada 10 minutos rectalmente y fueron contrastadas con la toma de temperatura central esofágica continua.

Hemos estudiado a partir de gráficos la temperatura máxima y mínima en cada uno de los casos para obtener información sobre la seguridad del protocolo en el incremento o decremento de la temperatura de forma individual. Se realizo la media de la temperatura de cada caso.

Un grafico que integre la T<sup>a</sup> media a lo largo del tiempo es fundamental para entender como se comporta esta, ya que sus valores son dependientes de la duración del procedimiento. Tenemos que considerar que a partir de  $36,5^{\circ}$  se toman medidas

para el control de la bajada de temperatura. Esto será fundamental para entender porque se controla la temperatura a partir de ese valor.

### **Presiones Arteriales.**

Se utiliza el método oscilométrico de medición de presión arterial, empleando el manguito correcto para este procedimiento. Sabiendo que no existen diferencias significativas entre los diámetros de brazo izquierdo, vamos a utilizar 2 manguitos uno para cachorros y otro de mayor longitud para adultos.

Esto hará que las medidas sean mas fiables. Los manguitos no superan 40% del diámetro del antebrazo izquierdo y el monitor de presión arterial posee un sistema de autocontrol para verificar que los manguitos no estén ni demasiado apretados ni flojos.

Tomaremos como medida de referencia la presión arterial media. Tendremos en cuenta que cuando cae por debajo de 6 mm Hg se van a tomar medidas para corregirla, mediante la infusión de coloides, o bien el suministro de sueros hipertónicos.

La Presión Arterial Media obtenida fue de  $86,8 \pm 22.18$  mmHg. Los resultados aportados se encuentran dentro de los límites aportados por otros autores (Gómez-Villamandos y col. 2007).

### **Capnometría (EtCO<sub>2</sub>).**

La media de EtCO<sub>2</sub> fue de  $33,8 \pm 4$  mmHg. Las medidas realizadas para obtener la Capnometría, se obtienen a través de un método indirecto de medición llamado MicroStream, este va a detectar la cantidad de CO<sub>2</sub> que expira el animal.

También detecta si el animal inspira CO<sub>2</sub>, pero si este caso sucediera el anestesista intervendría y dejaría registro en la hoja de

acontecimientos.

En ningún caso se mantuvo la inspiración de CO<sub>2</sub> de por encima de 1% durante mas de 5 minutos, por lo que no es considerable una variable.

Esta variable nos dará idea de un buen intercambio de gases entre el animal y la maquina anestésica, así como un buen plano anestésico.

#### - **Saturación de oxígeno SpO<sub>2</sub>.**

El último estudio estadístico descriptivo de una variable fisiológica de la línea de investigación corresponde a la saturación de oxígeno en sangre. El método de medición esta anteriormente descrito para la detección de la frecuencia cardiaca.

Se obtiene un promedio de 95,1±1.1% de saturación. La saturación tendrá un techo de 100% y es dependiente también del estado del animal. Dependerá de la cantidad de oxígeno ofertada, sabiendo que durante todo el chequeo y desde la intubación del animal se le va suministrar entre 0,8 y un 1 litro de oxígeno minuto para vehicular el agente anestésico inhalatorio.

Por ultimo que exista un buen intercambio de los gases en el pulmón es otro factor fundamental para una buena saturación. Todo esto llevará a una buena funcionalidad ventilatoria y que lleve al animal a saturar alrededor del 100%.

En cuanto a las variables FR, FC, T<sup>a</sup>, SO<sub>2</sub> estudiadas tenemos las referencias de *Martínez, 2007 y Gómez-Villamandos RJ y col 2007*, no existiendo diferencias significativas en los resultados de los valores de las variables fisiológicas.

En cuanto a la PAM son equiparables a las estudiadas por *Gómez-Villamandos RJ y col 2007*.

Por último el estudio de EtCO<sub>2</sub> tiene valores con una diferencia significativa con el estudio de *Gómez-Villamandos RJ y col 2007*. La causa de estas medidas anormalmente bajas pueden estar debidas al mantenimiento en un plano anestésico demasiado superficial, y por lo tanto un aumento de FR y la eliminación de CO<sub>2</sub> más acusado.

Otra hipótesis es la existencia de un 80% de los animales adultos y subadultos con Enfermedad Renal Crónica acompañada de una anemia no regenerativa. Esto haría que la cantidad de CO<sub>2</sub> transportada en la sangre fuera menor debido a un descenso de glóbulos rojos y hemoglobina por lo tanto una eliminación menor de dióxido de carbono.

Para concluir esta última hipótesis necesitaríamos un número mayor de animales en el estudio y las últimas analíticas realizadas.

## **CONCLUSIONES**

El protocolo anestésico dexmedetomidina-ketamina, a las dosis estudiadas produce un efecto, rápido y seguro permitiendo la intubación sin problemas a los 20 minutos. Permite realizar un mantenimiento anestésico con isoflourano por debajo del 1% sin efectos adversos, para procedimientos no dolorosos.

La recuperación anestésica es suave y sin efectos adversos. No se presentan ni convulsiones ni crisis disforias y nos permite controlar los reflejos oculares hasta desentubar al animal.

Las variables anestésicas son estables con respecto a los estudios anteriores y se mantienen constantes en el tiempo. No se necesitaron terapias de rescate salvo para controlar la bajada de temperatura en algún animal debido a las bajas temperaturas externas. En algún caso se necesito recurrir a fluidoterapia con coloides para remontar una bajada de Presión Arterial Media pero

remontaron sin problemas

En cuanto a los bajos valores de EtCO<sub>2</sub> necesitaremos mas estudios anestésicos y analíticos de los lincés.

**Podemos concluir que el protocolo en general es eficaz, previsible, y seguro para procedimientos de bajo riesgo y no dolorosos.**

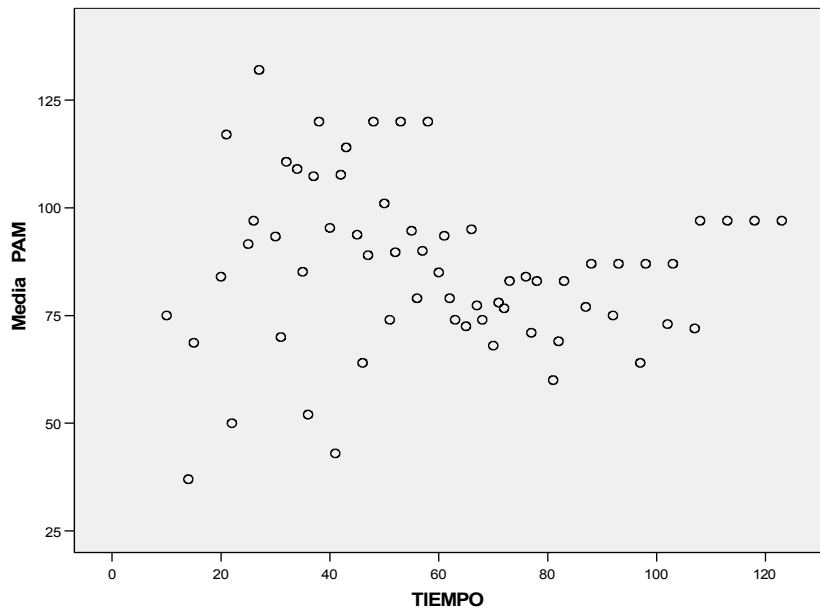
**Tabla y Gráficos.**

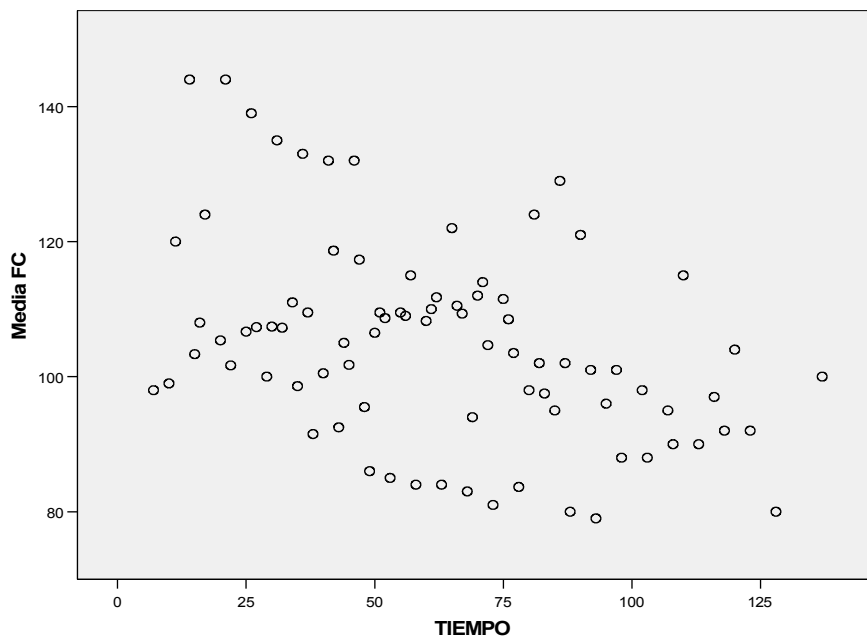
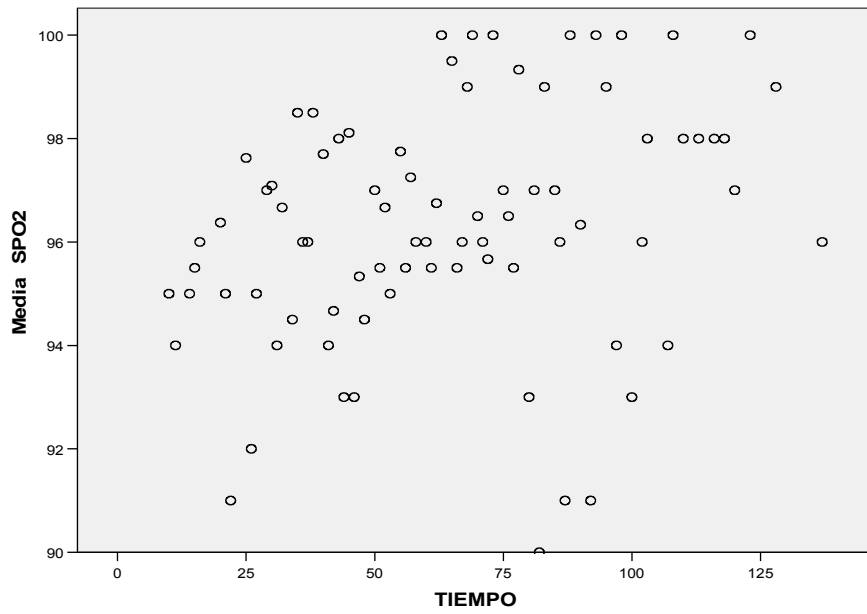


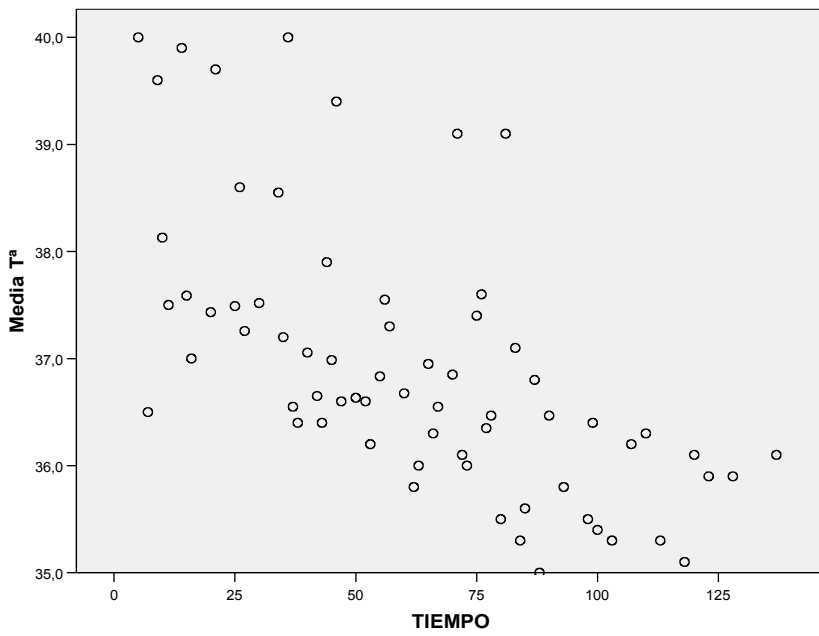
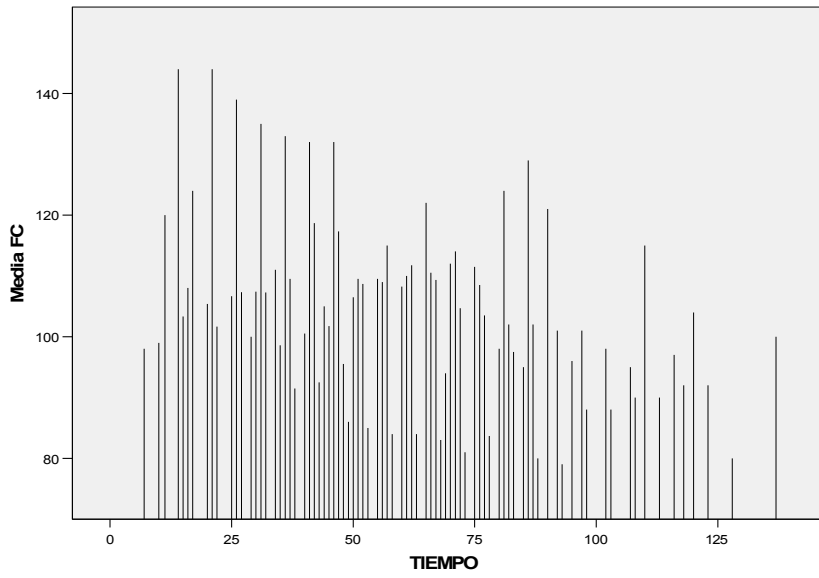
**Estadísticos descriptivos de las variables fisiológicas y % ISO.**

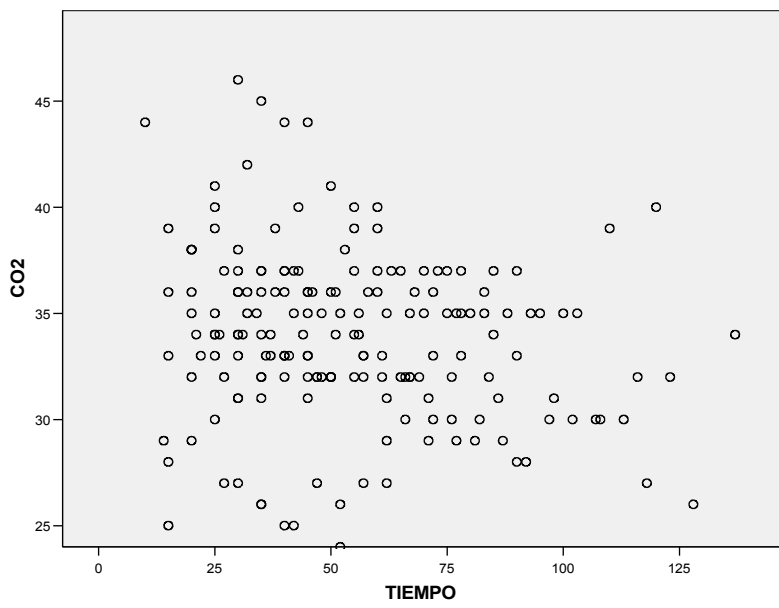
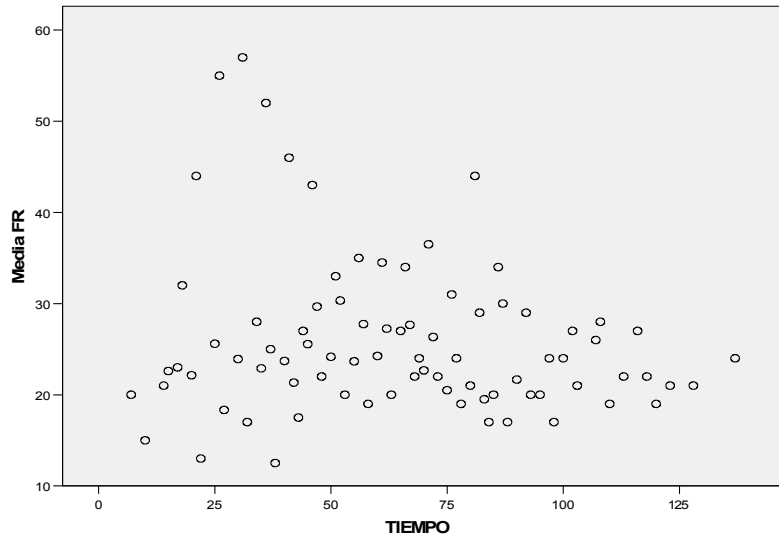
	Mínimo	Máximo	Media	Desv. típ.
FR	10	57	25,01	7,8
FC	70	164	105,39	16,6
SPO2	90	100	96,70	2,8
Tª	35	40,	37,10	1,2
CO2	24	46	33,84	4,0
PAM	37	152	87,93	22,2
PAD	30	171	71,56	24,0
PAS	65	202	110,87	22,2

Tabla 4.









## BIBLIOGRAFIA

Ansah OB, Raekallio M, Vainio O. Correlation between serum concentrations following continuous intravenous infusion of dexmedetomidine or medetomidine in cats and their sedative and analgesic effects. 2000. *J Vet. Pharmacol Therap.* 23:1

Bjorling, D. E. y Rawlings, C. A. (1983). Relationship of intravenous administration of Ringer's Lactate solution to pulmonary edema in halothane-anesthetized cats. *American Journal of Veterinary Research*, 44:1000-1006.

Burke D, Henderson DJ. Chirality: a blueprint for the future. 2002. *Br J Anaesth.* 88: 563.

Booth, N. H. y McDonald, L.E. (1988). *Intravenous and other parenteral anesthetics.* En: *Veterinary Pharmacology and Therapeutics.* 6th edition. Iowa state university press. Ames, Iowa. pp. 252-260.

Cattet, M. R.; Caulkett, N. A.; Polischuk, S. C. y Ramsay M. A. (1997). Reversible Immobilization of free-ranging polar bears with medetomidine-zolazepam-tiletamine And atipamezole. *Journal of Wildlife Diseases*, 33:611-617.

Caulkett, N. A. y Cattet, N. A. (1997). Physiological effects of medetomidine-zolazepam-tiletamine immobilization in black bears. *Journal of Wildlife Diseases*, 33:618-622.

Cunningham, J. G. (2003). *Fisología veterinaria.* 3ª edición. W. B. Saunders Company y Elsevier Imprint. Madrid, España.

DiBartola, S. (2000a). Introduction to fluid therapy. En: *Fluid therapy in small animal practice.* 2nd edition. W. B. Saunders Company. Philadelphia, Pennsylvania. pp. 265-280.

Dobromylskyj, P. (1996). Cardiovascular changes associated with anaesthesia induced by medetomidine combined with ketamine in cats. *The Journal of Small Animal Practice*, 37:169-172.

Ebner, J.; Wehr, U.; Busch, R.; Erhardt, W. y Henke, J. (2007). A comparative clinical study of three different dosages of intramuscular midazolam-medetomidine-ketamine immobilization in cats. *Journal of Veterinary Medicine. A. Physiology, Pathology, Clinical Medicine*, 54:418-423.

Ferreras, P., Aldama J.J., Beltrán, J.F, Delibes, M., 1994. Immobilization of the endangered Iberian lynx with xylacine and ketamine-hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases* 30(1), 65-8

Gomez-Villamandos R.J., Velarde J., Domínguez J.M., Granados M.M., 2007. Sevoflurane anaesthesia in Iberian lynx (*Lynx pardinus*). *Veterinary Record* 160, 592-593.

Greth, A.; Vassart, M. y Anagariyah, S. (1993). Evaluation of medetomidine-induced

immobilization in Arabian oryx (*Oryx leucorx*): clinical, hematologic and biochemical effects. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 24:445-453.

Hahn, R. G.; Drobin, D. y Stahle, L. (1997). Volume kinetics of Ringer's solution in female volunteers. *British Journal of Anaesthesia*, 78:144-148.

Jalanka, H. H. (1988). Evaluation of medetomidine- and ketamine- induced immobilization in markhors (*Capra falconeri megaceros*) and its reversal by atipamezol. *Journal of Zoo Animal Medicine*, 19:95-105.

----- 1989. Medetomidine- and medetomidine-ketamine-induced immobilization of snow leopards (*Panthera uncia*): doses, evaluation, and reversal by atipamezole. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 20:154-162.

Jalanka, H. H. y Roeken, B. (1990). The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezol in nondomestic mammals: a review. *Journal of Zoo Animal Medicine*, 21:259-282.

Kocan, A. A.; Glenn, B. L.; Thedford, T. R. Doyle, R.; Waldrup, K.; Kubat, G. y Shaw, M.G. (1981). Effects of chemical immobilization on hematologic and serum chemical values in captive white-tailed deer. *Journal of the American Veterinary Medicine Association*, 179:1153-1156.

Kolbe, J. A.; Squires, J. R. y Parker, T. W. (2003). An effective box trap for capturing Lynx, *Wildlife Society Bulletin*. 31:980-985.

Landoni MF, Soraci AL, Delatour P, Lees P. Enantioselective behaviour of drugs used in domestic animals: a review. 1997. *J Vet. Pharmacol Therap*. 20: 1.

Langan, J. N.; Schumacher, J.; Pollock, C.; Orosz, S. E.; Jones, M. P. y Harvey, R. C. (2000). Cardiopulmonary and anesthetic effects of medetomidine-ketamine-butorphanol And antagonism with atipamezole in servals (*Felis serval*), *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 31:329-334.

Lewandowski, A. H.; Bonar, C. J. y Evans, S. E. (2002). Tiletamine-zolazepam, ketamine, and xylazine anesthesia of captive cheetah (*Acinonyx jubatus*), *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 33:332-336

Martínez, F. (2007). Inmovilización reversible en el lince ibérico (*Lynx pardinus*) con la combinación ketamina y medetomidina. Trabajo de Investigación. UAB, Barcelona, España.

Mckelvey, D. y Holligshead, K. W. (2003). Manual de anestesia y analgesia veterinaria. Multimédica ediciones veterinarias. Sant Cugat del Vallès, España.

Murrel JC, Hellebrekers LJ. Medetomidine and dexmedetomidine: a review of cardiovascular effects and antinociceptive properties in the dog. 2005. *Vet. Anaesth Analg*. 32: 117

Vargas, A.; Rivas, T.; Klink, L. D. y Perez-Ayla, J. M. (2004) Web del programa de conservación ex-situ del lince ibérico.