



“Inmovilización reversible en el lince ibérico (*Lynx pardinus*) con la combinación de ketamina y medetomidina”

Trabajo de investigación presentado por el licenciado Fernando Martínez Sánchez para la obtención de 12 créditos del Programa de Doctorado en Medicina Veterinaria en la Facultad de Veterinaria de la Universidad Autónoma de Barcelona.

Septiembre 2007

Josep Pastor Milán Profesor Titular de Patología Médica del Departamento de Medicina i Cirurgia Animals de la Facultad de Veterinaria de Barcelona de la Universitat Autònoma de Barcelona (UAB).

CERTIFICO:

Que el trabajo de investigación titulado “**Inmovilización reversible en lince ibérico (*Lynx pardinus*) con la combinación de ketamina y medetomidina**” presentado por Fernando Martínez Sánchez para la obtención de 12 créditos del programa de doctorado de Medicina Veterinaria, se ha realizado bajo mi supervisión durante los años 2005-2007 junto con la colaboración con el Programa de Conservación Ex Situ del lince ibérico, la Estación Biológica de Doñana, la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía y el Servei de Hematologia Clínica Veterinaria de la UAB. Y una vez finalizado autorizo su presentación para ser evaluado por la comisión correspondiente.

Y para que así conste a los efectos oportunos, firmo el presente certificado en Bellaterra, 25 Agosto de 2007.

Firmado: Josep Pastor Milán

AGRADECIMIENTOS

Primero a los lince, que se han visto “obligados” a participar en este trabajo y que nos enseñan cada día que para vivir hacen falta pocas cosas, que te dejen tranquilo, tu espacio y comida. Y a mucha gente que ha hecho posible este trabajo: a mi director, amigo y capitán intrépido Josep, gracias por esto y por tantas palabras de ánimo; a mis compañeros de trabajo del Centro de Cría de El Acebuche: a Astrid, por escuchar, por ser tan especial y porque siempre mantiene la sonrisa, a Juana esa *peaso* cuidadora y la *mais* simpática, a Toñe *webmaster* porque siempre ayuda en todo a todos, a Tasio por su serenidad ; a Eva y Javi por su dedicación e ilusión, a Luis que se nos volvió arriba, ...y a muchas personas, tantas, voluntarios y colegas que han pasado por el centro y que nos han ayudado

Y a los compañeros que trabajan en el campo, que creen en su trabajo sin importar si son de la Consejería de Medio Ambiente, de Egmasa, de la Estación Biológica de Doñana o del Parque Nacional que han realizado las capturas y los marcajes de los animales en Doñana y en Sierra Morena Y muchos regracias, a Ester por estar con el micro siempre y a los compañeros del Servei d'Ecopatologia de Fauna Silvestre de la Facultad de Veterinaria de Barcelona

Y muy especialmente a todos los colegas del Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios del lince ibérico, que con profesionalidad han realizado muchas anestias de lince ibérico en el campo, así como en el Centro de Recuperación de Los Villares y el Zoobotánico de Jerez.

Y ya *despendolao*... a la alegría africana de Ade, y a mi perra Duna que contempla el océano, y a ese maestro océano que me mima, y a la super Trash, y a mis superpadres y sus nietas Elba y Taca, y a los de Matías House que me mantienen vivo..... y a los sueños, que siempre existan

Gracias a todos

***“...le pusieron la inyección,
y es un momento, no duele na,
le pusieron Ramón y un transmisor en el collar,
se despierta el lince no ha pasado na,
gracias por la nueva vida regalada....”***

“El lince Ramón” Kiko Veneno

***“Solo se ve lo que se busca,
solo se reconoce lo que se sabe”***

Merril C. Sosman

Las anestésicas y muestreos de los lince ibéricos que aparecen en este trabajo se han realizado gracias a las actividades desarrolladas para la conservación de la especie por la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía, los proyectos de investigación del grupo de carnívoros de la Estación Biológica de Doñana (CSIC), y los proyectos en el Parque Nacional, Parque Natural de Doñana, y Parque Natural de Andújar y Cardeña

.

INDICE

1. Introducción	7
2. Objetivos	10
3. Revisión bibliográfica	
3.1 El lince ibérico (<i>Lynx pardinus</i>)	12
3.1.1 Clasificación taxonómica	12
3.1.2 Características generales	12
3.1.3 Alimentación	13
3.1.4 Comportamiento social	13
3.1.5 Reproducción	13
3.1.6 Estatus de conservación	14
3.1.7 Medidas de conservación	15
3.2 Material usado para la captura de lince	
3.2.1 Jaulas trampa.	16
3.2.2 Redes.	16
3.2.3 Cepos acolchados	17
3.2.3 Sistemas de inyección a distancia	17
3.2.3.1 Cerbatanas	19
3.2.3.2 Rifles y pistolas	19
3.3 Fármacos usados en la anestesia de lince	
3.3.1 Ketamina	20
3.3.2 Medetomidina	23
3.3.3 Combinación Ketamina/Medetomidina	23
3.3.4 Atipamezol	25
3.3.5 Xilacina	26
3.3.6 Combinación Ketamina/Xilacina	26
3.3.7 Combinación Tiletamina/Zolazepam	28
3.3.8 Anestesia inhalatoria	29
4. Material y métodos	
4.1 Animales	32
4.2 Captura	33
4.3 Monitorización anestésica	35
4.4 Antagonización	38
4.5 Estudio estadístico	38
5. Resultados	
5.1 Dosis y tiempos	40
5.2 Monitorización anestésica	45
5.3 Hematología	51
6. Discusión	
6.1 Dosis y tiempos	55
6.2 Monitorización anestésica	57
6.3 Hematología	60
7. Conclusiones	64
8. Resumen	66
9. <i>Summary</i>	68
Anexo. Ficha anestesia	69
10. Bibliografía	72

1. INTRODUCCIÓN

1. INTRODUCCIÓN

El desarrollo incontrolado de la especie humana y sus actividades asociadas está llevando a una disminución de buena parte de las especies de fauna silvestre. El efecto se acentúa cuando estas especies presentan zonas de distribución reducidas. El lince ibérico (*Lynx pardinus*) es un buen ejemplo de esta situación: su distribución está relegada a la península ibérica, habita exclusivamente zonas de monte mediterráneo y está especializado en una presa base, el conejo. Actualmente tan solo se encuentra en dos metapoblaciones en el sur de la península ibérica, con un número total de individuos inferior a 200. En esta situación tan crítica es muy sensible a factores estocásticos (genéticos, enfermedades, incendios forestales, etc.) que podrían arrojarlo irremediablemente a la extinción. La conservación de lince ibérico implica la conservación de un ecosistema, el monte mediterráneo y por ello trae pareja la conservación de otras especies también amenazadas como el águila imperial, el buitre negro y la cigüeña negra, por citar algunas. Las medidas desarrolladas para el estudio y la conservación de la especie incluyen el manejo del hábitat, incrementar las poblaciones de conejo, así como el manejo de los animales tanto *in situ* como *ex situ*.

El lince ibérico es tal vez una de las especies de felinos mejor estudiada con más de 30 años de trabajos de investigación y numerosas publicaciones. En muchos de los estudios fue necesaria la captura e inmovilización química de los animales para la toma de muestras y la colocación de collares de radioseguimiento. Tradicionalmente en muchas de las anestias de los animales de vida libre se ha empleado la combinación de ketamina y xilacina (Ferrerías et al., 1994). Otro protocolo, más reciente, consistía en la sedación con medetomidina y en la continuación de la anestesia con inhalatoria con Isoflurane o Sevoflurane (Gómez-Villamandos et al., 2007). Aunque la combinación de ketamina con xilacina resulta una anestesia muy empleada en fauna salvaje el desarrollo de productos más específicos y con posibilidad de reversión aconsejaban su empleo en el lince ibérico. Por otro lado, el otro método empleado, la inducción con medetomidina y la continuación con anestesia inhalatoria aunque seguro no resultaba un método práctico en buena parte de las situaciones de campo.

En este trabajo se evalúa de forma retrospectiva el uso de la combinación de ketamina con medetomidina y su reversión con atipamezol en lince ibéricos tanto en animales alojados en cautividad como de vida libre. Ésta combinación anestésica es muy empleada en multitud de especies de animales salvajes incluidos la mayoría de felinos pero no se había descrito previamente en el lince ibérico.

2. OBJETIVOS

2. OBJETIVOS

Mediante un estudio retrospectivo de 61 inmobilizaciones seleccionadas en el mismo número de lince ibéricos en un periodo de tres años con el uso combinado de la ketamina y la medetomidina, se ha intentado responder a los siguientes objetivos específicos:

1. Describir los tiempos de primeros efectos de la anestesia y de efecto total de la anestesia, y comparar la influencia de la edad, sexo, población de origen, situación y método de captura sobre estos tiempos.
2. Describir cuatro parámetros de monitorización anestésica (temperatura rectal, frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria y saturación de oxígeno) en un intervalo de aproximadamente de 30 minutos de la anestesia y comparar la influencia de la edad, sexo, población de origen, situación y método de captura sobre estos parámetros.
3. Describir la posible relación entre los valores del hemograma resultante de una muestra de sangre obtenida durante la anestesia con la situación de los animales y los métodos de captura empleados.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1 EL LINCE IBÉRICO

3.1.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

El lince ibérico, *Lynx pardinus* (Temminck, 1827) es una de las cuatro especies del género *Lynx* perteneciente a la subfamilia Felinae y a la familia Felidae. Las otras tres son el lince euroasiático (*Lynx lynx*), el lince canadiense (*Lynx canadensis*) y el bobcat o lince rojo (*Lynx rufus*). Aunque frecuentemente se dice incorrectamente que el lince ibérico se trata de una subespecie del lince euroasiático, es una especie propia. El lince ibérico y el euroasiático evolucionaron a partir de un ancestro común, *Lynx issiodorensis*, que apareció durante el Pleistoceno inferior del periodo Cuaternario, anterior a la primera glaciación.

3.1.2 CARACTERÍSTICAS GENERALES

El lince ibérico es un félido de tamaño mediano. Su aspecto corporal es estilizado, con patas largas, aparentemente desproporcionadas, y cola corta, terminada en un mechón negro. Presenta unas orejas grandes y triangulares, que acaban en un característico penacho de pelo negro (pinceles), y la parte inferior de la cara aparece rodeada por largos pelos que forman unas espesas patillas terminadas en punta, y más desarrolladas en los animales adultos.

El pelaje también es característico, presentando una base grisácea o rojiza, sobre la que aparecen motas de diversas formas y tamaño, conformando varios patrones diferentes de diseño. Se han descrito cuatro patrones diferentes (Beltran y Delibes, 1993), de los que actualmente han desaparecido 3 en el área de Doñana, probablemente debido a problemas de consanguinidad.

Los machos adultos tienen un tamaño medio de 85/98 cm. (longitud cabeza cuerpo), mientras que las hembras alcanzan los 84/88 cm. Los machos adultos pesan entre 11 y 15 Kg., y las hembras entre 8 y 10 kg.

3.1.3 ALIMENTACIÓN

El lince ibérico está especializado en una presa: el conejo, que representa un 80-90% de la biomasa que consume. Es muy posible que el tamaño y las necesidades energéticas que presentan los lince ibéricos, más pequeños que los europeos, se deban a un proceso de coevolución entre lince y conejos. El lince ve enormemente condicionada tanto su distribución como su actividad, en función de la abundancia y distribución del conejo. Esta acusada especialización llega hasta tal punto que a pesar del acusado descenso de las poblaciones de conejo, el lince no varía su dieta ni se produce una sustitución por otras presas alternativas (Calzada, 2000). Esto demuestra la elevada especialización hacia el conejo, y seguramente sea una de las causas principales de la rarefacción de la especie.

El lince puede consumir ocasionalmente otras presas como aves e incluso ungulados silvestres

3.1.4 COMPORTAMIENTO SOCIAL

Los datos obtenidos mediante el seguimiento de animales radiomarcados indican que los adultos ostentan territorios exclusivos frente a otros individuos. El tamaño y la defensa de estos territorios resulta variable en función de la disponibilidad de alimento y del sexo. Los machos adultos tienen territorios mayores que las hembras y, aunque pueden solapar con el de varias hembras adultas, generalmente no lo hacen con los de otros machos, a los que intentarán excluir mediante el marcaje con orina y excrementos en puntos clave, como caminos, veredas o puntos prominentes del territorio.

El lince suele depositar sus excrementos en agrupaciones (letrinas o cagarruteros).

Las marcas olfativas se utilizan para delimitar el territorio, marcar la zona de cría de las hembras, o incluso para marcar como propios recursos de los que depende en el interior de su territorio.

Los territorios de los lince dependen de la abundancia de conejo; así en zonas de alta densidad los territorios alcanzan 1030 y 530 ha de media para machos y hembras respectivamente. En cambio en bajas densidades de conejo, los territorios se amplían hasta las 1690 y 1260 ha para machos y hembras adultas (Beltrán y Delibes 1994, Ferreras et al. 1997). Los lince no toleran la presencia de otros depredadores en su territorio y suelen eliminar a zorros y meloncillos.

3.1.5 REPRODUCCIÓN

Los lince suelen tener el celo entre diciembre y febrero. Las hembras son poliéstricas estacionales. El periodo de partos suele oscilar entre marzo y abril, aunque sujeto a variaciones. Los machos no cooperan en la cría de los cachorros, de forma que las hembras paren y sacan adelante solas a su camada. Tienen de 1 a 4 crías, con una media de tres.

Las hembras seleccionan un lugar protegido para tener a las crías. En la zona de Doñana pueden escoger zonas de vegetación densa, así como también troncos viejos de alcornoques o madrigueras subterráneas. En la zona de Sierra Morena suelen escoger cuevas situadas en riscos y partes altas y pedregosas de las sierras.

Las crías suelen permanecer con la madre durante meses, generalmente hasta que ésta vuelve a entrar en celo. Generalmente entonces comienza la etapa dispersiva de los jóvenes, que se produce entre los 13 y los 24 meses de edad.

La dispersión de los jóvenes lince suele estar relacionada con momentos en los que el conejo resulta abundante, y parece que se dispersan más en años con abundancia de conejo que en años de escasez (Ferreras et al. 2004)

3.1.6 ESTATUS DE CONSERVACIÓN

El lince ibérico es la única de las 38 especies de felino clasificado como en “Riesgo Crítico de Extinción” por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN, 2002). Si desapareciera el lince ibérico supondría la primera extinción de un gran felino en Europa desde la extinción del tigre de dientes de sable hace aproximadamente 10.000 años. En el censo realizado en la década de los 80 (Rodríguez y Delibes, 1992) se estimó una población de unos 1000-1200 lince (unas 350 hembras reproductoras) distribuida en 48 núcleos de presencia estable, agrupados en 9 poblaciones, ocupando una superficie de 11.000 km².

Durante la década de los 90 la Enfermedad Hemorrágico Vírica (EHVc) incidió gravemente sobre las poblaciones de conejo –presa base del lince ibérico -, llegando a provocar su total desaparición en zonas donde era tradicionalmente abundante.

Según el último censo nacional la población estimada sería de unos 60-110 individuos en Sierra Morena y unos 24-33 en la comarca de Doñana (Guzmán et al.2004).

Las causas que le han llevado a esta situación son diversas y conocidas: pérdida de hábitat; disminución de su presa base, el conejo, principalmente debido a la mixomatosis y a la EHVc; persecución ilegal; y el aumento de infraestructuras (Guzmán et al.2004).

Las dos únicas poblaciones existentes corren un grave peligro de extinguirse por factores estocásticos (epizootias, incendios forestales, desequilibrio entre sexos, etc.).

3.1.7 MEDIDAS DE CONSERVACIÓN

Las líneas de actuación encaminadas a la conservación del lince ibérico están recogidas en la Estrategia de Conservación del lince ibérico (1999). Las comunidades autónomas han elaborado planes específicos de

conservación de la especie. Las medidas pueden dividirse en aquellas orientadas a incidir directamente sobre el hábitat y las poblaciones silvestres (medidas *in situ*), y otras a realizar lejos de estas poblaciones (*ex situ*). Las medidas *in situ* incluyen la conservación y control estricto de los núcleos reproductores existentes, el seguimiento continuo de las poblaciones de lince, el manejo de las poblaciones de conejo, la conservación del hábitat, la eliminación de la mortalidad no natural de la especie y el fomentar la colaboración con la propiedad privada.

El Programa de Conservación Ex Situ del lince ibérico (www.lynxexsitu.es) es una herramienta de apoyo al programa de conservación de la especie, y sus objetivos primordiales incluyen la conservación del máximo de variabilidad genética existente actualmente en la naturaleza y la producción de un número suficiente de ejemplares para su reintroducción futura en las áreas de distribución histórica de la especie. Actualmente hay 36 animales con potencial reproductor alojados entre el Centro de El Acebuche (Huelva), el Centro de La Olivilla (Jaen) y el Zoobotánico de Jerez (Cádiz). Los primeros cachorros de lince ibérico que nacieron en cautividad fue en la primavera del 2005.

3.2 MATERIAL USADO PARA LA CAPTURA DE LINCES

3.2.1 JAULAS TRAMPA

Existen diversos modelos de trampas de captura para lince. Las más empleadas son las del tipo Tomahawk; están hechas con malla metálica resistente, y presentan dos entradas, una por cada extremo. Las trampas normalmente se colocan en el suelo. Las trampas se ceban con carne muerta o idealmente con presa viva (gallina, conejo) y al entrar el animal hacia el cebo pisa sobre una plancha que cierra la trampa.

Las jaulas de captura se han empleado normalmente en animales de vida libre aunque también se han empleado con éxito en animales en cautividad.

3.2.2 REDES

Son como grandes cazamariposas. Se emplean aros de forma circular o poligonal con una red larga y resistente, y un mango largo. Las hay comerciales, como las redes recuperadoras para pesca, que resultan muy prácticas y ligeras. Normalmente la captura con estas redes está limitada a animales de pequeño-mediano tamaño, y generalmente en cautividad. Pueden resultar una buena opción de captura cuando las jaulas trampas o los sistemas de teleanestesia no son viables.

3.2.3 CEPOS ACOLCHADOS

Los cepos acolchados se han empleado en varias especies de vertebrados incluidos los felinos. Se ceban con carne muerta o presa viva, y los animales al pisar una planchuela disparan el ceпо quedando atrapados por la pata. Aunque se han empleado en diversas especies de felinos, incluidos en los lince ibéricos (Victor No.2 . Woodstream Co., Chicago, Illinois) su uso se abandonó porque ocasionalmente causaban heridas o incluso fracturas.

3.2.3 SISTEMAS DE INYECCIÓN A DISTANCIA

Muchas de las inmobilizaciones que se realizan en fauna silvestre es por medio de sistemas de administración remota, es decir, que no existe un contacto directo entre el animal y la persona que la realiza. Los dardos son el sistema habitual para administrar drogas de forma remota y los sistemas capaces de proyectar los dardos son conocidos como sistemas de administración remota (RDS –*remote delivery systems*) o de teleanestesia.

Muchos pueblos nativos de África y Sudamérica han empleado flechas y dardos impregnados en drogas obtenidas a partir de plantas o animales y que son bloqueantes musculares para poder obtener alimento. Los sistemas modernos de administración remota tienen su origen en los años 50 cuando se construye el primer dardo capaz de administrar una sustancia (Crockford et al., 1957). Desde entonces se han creado muchos sistemas de administración que pasaremos a comentar en adelante. Los RDS tienen sus ventajas e inconvenientes (Kreeger, 2002).

Tabla 1. Sistemas de inyección a distancia

VENTAJAS	INCONVENIENTES
Sistema de captura dirigida	Es necesario localizar al animal y aproximarse a él
La dosis de las droga administrada está en función del peso estimado del animal	Algunos RDS sólo se pueden emplear en animales grandes
Se pueden administrar volúmenes variables en función de los dardos empleados	Son sistemas complejos, tienen más posibilidades que fallen
Algunos RDS pueden emplearse para tratar, marcar o biopsiar animales	Muchos de ellos son ruidosos Para poderlos emplear correctamente es necesario entrenamiento y experiencia

Los dardos de teleanestesia son como “jeringas voladoras”, ya que consisten básicamente en una aguja, un cuerpo, un émbolo y un estabilizador. Difieren en la forma en que es movido el émbolo, ya sea por expansión del gas a partir de una carga explosiva, aire comprimido, gas vaporizado (butano), reacción química (ácido-base), o por aire a presión. También son variados los sistemas por los que el líquido es impulsado tras el impacto, desde mecanismos simples con pocas partes a sistemas más complejos de diseño y funcionamiento complicados. Hay dardos de aluminio o de materiales sintéticos (polipropileno, policarbonato, etc.).

Las agujas de los dardos están diseñadas para que el líquido sea expulsado desde una abertura en el extremo de la aguja o a través de una abertura lateral al presentar el extremo sellado. Las agujas pueden ser lisas o presentar algún tipo de barba o collar para quedarse fijada en el animal. Las agujas lisas se emplean para administrar la sustancia tras lo cual normalmente se caen por si solas, por lo que no es necesario capturar el animal para retirar el dardo. Si el contenido del dardo se encuentra a una gran presión, existe el riesgo que con agujas lisas, el dardo tras impactar

salga disparado hacia atrás por la expulsión del líquido, con lo que la sustancia no se administra en su totalidad.

Hay también agujas equipadas con sistemas de anclaje como barbas o collares que permiten que el dardo permanezca clavado durante más tiempo o que obliga a retirarlo manualmente. Las agujas con barbas normalmente crean mayores heridas que las agujas con collar o las agujas lisas. Para poder localizar a los animales que han huido tras recibir el impacto hay dardos con pequeños sistemas de localización por radiotelemedría.

3.2.3.1 CERBATANAS

Las cerbatanas permiten la administración de pequeños volúmenes de sustancias a distancias cortas o medias. El dardo es expulsado al soplar a través del tubo o mediante CO₂ comprimido.

La cerbatana convencional consta de 1 ó 2 tubos de aluminio y no suele sobrepasar los 2 m de longitud. Normalmente se utilizan para dardos de unos 10 mm. de diámetro que tienen una capacidad máxima de unos 3 ml. Normalmente no suelen ser efectivas a distancias mayores de 20 metros. El impacto de los dardos disparados con cerbatana suele ser pequeño. Las cerbatanas normalmente se emplean en situaciones de cautividad, pero también se pueden emplear en animales de vida libre siempre que se den las circunstancias apropiadas.

Las cerbatanas se pueden conectar a una empuñadura a modo de pistola y que consta de un cartucho de CO₂. Mediante un manómetro se puede regular la presión de salida del dardo. Este tipo de cerbatana tiene un mayor rango de distancia según la presión que se seleccione. Mediante este sistema los dardos tienen un alcance efectivo de 1-30 m. Se emplean el mismo tipo de dardos que las cerbatanas convencionales y resultan sistemas de teleanestesia muy útiles y versátiles.

3.2.3.2 RIFLES Y PISTOLAS

Permiten disparar dardos a distancias mayores, impulsados bien por aire comprimido, por CO₂ o mediante una carga. A pesar de su mayor rango de distancia (hasta unos 70 metros según los modelos) hay que estar familiarizado con la velocidad y la potencia con la que se disparan los dardos para evitar accidentes; un dardo disparado con una energía cinética alta para un determinado animal puede convertirse en un auténtico proyectil capaz de provocar un gran traumatismo

Los rifles y pistolas con manómetro para regular la fuerza de disparo son los más utilizados en animales salvajes y de zoológico. Los modelos más utilizados son los de las casas Dan-Inject, Tele-Inject, Palmer, Gerwig, PneuDart, Zool. Arms.

Existe un sistema de teleinyección por control remoto que ha sido empleado con éxito en la recaptura de linces boreales en Suiza que eran reacios a entrar en las trampas de captura convencionales (Ryser A et al., 2005). Para atraer a los animales se emplean ungulados muertos. El sistema consiste en una pistola que dispara un dardo impulsado por CO₂ y que puede apuntarse de forma precisa mediante una cámara de visión nocturna y un puntero láser. Mediante una antena se transmite la imagen a un monitor a una distancia de hasta 400 metros, donde con un panel de control se puede apuntar y realizar el disparo. Dispara dardos con gran precisión a distancias de hasta 12 metros. Mediante este sistema se pueden realizar capturas selectivas, con menor riesgo de traumatismos asociados y con mínimo estrés para el animal; algunos resultados preliminares de los animales capturados mediante este sistema y comparados con las capturas convencionales en jaulas trampa muestran menores niveles séricos de cortisol y menores cocientes neutrófilos/linfocitos. Aunque todavía es un prototipo que se encuentra en fase de experimentación puede suponer un sistema con grandes posibilidades en la captura de mamíferos medianos-grandes.

3. 3 FÁRMACOS USADOS EN ANESTESIA DE LINCES

3.3.1 KETAMINA

Es probablemente una de las drogas más usadas en la anestesia de fauna salvaje por su eficacia y seguridad (elevado índice terapéutico) (Kreeger, TJ et al. 2002). La ketamina pertenece al grupo de las ciclohexaminas o también llamados agentes disociativos. En el mismo grupo se encuentra la fenciclidina y la tiletamina. La fenciclidina fue el primer ciclohexano empleado en inmovilización de animal a finales de los 50, originalmente sintetizada para su uso como anestésico humano pero después se dejó de emplear por sus efectos alucinógenos. La tiletamina se sigue empleando extensamente en diferentes especies animales combinada con zolazepam y con otros fármacos.

Mecanismo de acción: Todos los ciclohexanos producen una disociación funcional y electrofisiológica entre el sistema talamoneocortical y el límbico. A diferencia de la mayoría de anestésicos generales, que causan una depresión del sistema nervioso central, las ciclohexaminas causan una estimulación selectiva del SNC. Esta estimulación del SNC se produce a causa de la supresión farmacológica de las neuronas inhibitorias que conduce a un tipo de anestesia característica denominada anestesia disociativa o catalepsia, en la que el animal parece despierto pero no es consciente de lo que le rodea. Las características de esta anestesia en los animales es que:

- Mantienen el reflejo palpebral y corneal; por tanto estos reflejos no deben usarse para valorar la profundidad de la anestesia.
- Mantienen los párpados abiertos por lo que hay que proteger los ojos de la radiación ultravioleta y humidificar la córnea con un lubricante oftalmológico para evitar la xeroftalmia.
- Mantienen los reflejos laríngeos y faríngeos, aunque pueden estar disminuidos, lo que puede dificultar la intubación endotraqueal.
- Pueden mostrar una marcada sensibilidad al ruido, la luz u otros estímulos sensoriales.
- El tono muscular está aumentado, cercano a la rigidez. Se pueden observar movimientos aleatorios espontáneos de la cabeza y el cuello incluso cuando el animal está profundamente anestesiado.
- Producen analgesia periférica (piel y extremidades) pero deficiente analgesia visceral.

- Pueden causar abundante salivación. Aunque podría estar indicado el uso de atropina para controlar la salivación hay que tener en cuenta que tanto la ketamina como la atropina producen un incremento de la frecuencia cardíaca y podría llevar a incrementos inaceptables de la frecuencia cardíaca.
- Si se emplean solas pueden causar inducciones y recuperaciones violentas, y en ocasiones convulsiones cuando se administran a dosis altas.
- Puede causar apnea e hipertermia.

Debido a estos efectos normalmente se administra mezclada con otras drogas (tranquilizantes o sedantes).

Aunque la ketamina se emplea en un amplio abanico de especies no domésticas tal vez donde más se usa sea en primates y carnívoros. La dosis efectiva varía considerablemente entre una especie y otra. El tiempo de inducción y la duración de la inmovilización son dosis dependientes. A la dosis óptima los primeros efectos se observan entre los 2-5 minutos tras la inyección intramuscular, y el efecto completo se alcanza entre los 5-10 minutos. La ketamina es de acción corta. La duración de los efectos es generalmente de 45-120 minutos pero puede ser más corta o extensa según los casos.

La ketamina se puede administrar por vía IM, IV, SC, IP o PO. Debido a que la solución de inyección presenta un pH bajo produce irritación en el punto de inyección. Es un fármaco efectivo vía oral y se puede emplear para tranquilizar animales mediante la ingesta de cebos tratados o mediante la administración directamente a la boca. Así para un gato de 5 Kg. que no se pueda manipular se pueden cargar 100 MG de ketamina en una jeringa que se une a una sonda uretral. Se introduce la sonda entre las barras de la jaula y se administra el anestésico en la boca del animal. La ketamina oral tiene efecto transcurridos de 5 a 10 minutos. No hay antagonistas completos.

La ketamina se metaboliza en el hígado por N-demetilización vía los enzimas de citocromo P-450, conjugada con derivados glucurónidos

solubles en agua, y excretada por la orina. Los gatos con disfunción renal pueden tener anestias más prolongadas.

3.3.2 MEDETOMIDINA

Es un fármaco del grupo de los tranquilizantes llamados agonistas alfa-2-adrenérgicos. Al mismo grupo pertenece la xilacina, la romifidina, la clonidina y la detomidina. La medetomidina es mucho más potente que otros alfa-2-adrenérgicos (1620 de relación de selectividad para los receptores alfa-2 en comparación con los 260 de la detomidina y los 160 de la xilacina) y mucho más específica para los receptores.

Actúa en los receptores pre- y postsináptico alfa-2-adrenérgicos en el sistema nervioso central y periférico inhibiendo la liberación de adrenalina.

Normalmente se emplea combinada con otras drogas por sus efectos positivos. Es un potente sedante, relajante muscular, analgésica y puede ser completamente antagonizada.

Entre sus desventajas se incluye su capacidad de depresora respiratoria : respiratoria, especialmente cuando se emplea combinada con otras drogas que tienen propiedades similares; causa hipotensión y bradicardia. También produce hiperglicemia y glucosuria, aunque probablemente no tienen un significado clínico. Puede alterar la capacidad termorreguladora y causar vómito.

La medetomidina existe comercialmente en dos formulaciones: 1 MG/ml (la más empleada en pequeños animales), y de 10 MG/ml (empleada en grandes animales).

La inmovilización o sedación de animales muy excitados empleando solamente alfa-adrenérgicos agonistas puede demorarse o resultar imposible (Jacobsen, 1983). La medetomidina es completamente antagonizada con el atipamezol.

3.3.3 COMBINACIÓN KETAMINA CON MEDETOMIDINA

Esta combinación ha sido utilizada en un amplio abanico de especies animales, domésticas y salvajes (Moens Y y Fargetton X, 1990, Verstegen 1991, Cullen L 1996, Kreeger et al., 2002).

La combinación de un ciclohexano con un agonista alfa2 adrenérgico produce inmobilizaciones rápidas, suaves, seguras, con poco volumen de inyección y fácilmente reversibles. Aunque por la combinación se minimizan muchos de los efectos negativos de los ciclohexanos las principales preocupaciones anestésicas son la depresión respiratoria, la bradicardia y la hipotensión.

En la tabla nº1 se detalla el uso de la combinación de KM en las diferentes especies del género Lynx (Schöne, J. 2002).

Tabla 2. Tabla resumen del uso de la medetomidina/ketamina en el género Lynx

	Dosis MG/Kg. IM Medetomidina Ketamina	Objetivo de su uso	Autor(es)
Lynx lynx	0,05-0,1 2,5-3,5	Inmovilización	Jalanka and Roeken, 1990. Thurnon et al. 1996
Lynx lynx	0,08 5	Inmovilización y cirugía menor en cachorros de 4-5 semanas	Arnemo et al. 1999
Lynx	0,08-0,1 3,5	Inmovilización	Lewis 1994
Lynx lynx	0,09 3	Inmovilización	Kreeger 1999
Lynx lynx subadultos adultos	0,2 5	Inmovilización y anestesia quirúrgica	Arnemo 2000
Lynx lynx	2,5-2,8 MG/animal 80 MG/animal	Inmovilización	Ryser-Degiorgis 2001
Lynx lynx, adultos juveniles	4 MG/animal 100 MG/animal - 2 MG/animal 50 MG/animal	Inmovilización	Arnemo 2000, Arnemo et al. 2004
Lynx lynx	0,2 5	Inmovilización	Kreeger et al. 2002

3.3.4 ATIPAMEZOL

Es un antagonista alfa-2-adrenérgico del mismo grupo que la yohimbina, la tolazolina o el idazoxan. El atipamezol es mucho más potente y más selectivo que los otros antagonistas de su grupo. Por ejemplo la relación de selectividad alfa2/alfa1 para el atipamezol es de 8.562 comparada con tan solo 27 para el idazoxan o los 40 para la yohimbina. El atipamezol antagoniza los efectos comportamentales, cardiovasculares, gastrointestinales, neuroquímicos, e hipotérmicos de la medetomidina (Virtanen y MacDonald, 1987). El atipamezol actúa desplazando los agonistas adrenérgicos de los receptores presinápticos alfa 2 adrenérgicos permitiendo la liberación de norepinefrina.

Aunque el idazoxan y el atipamezol se pueden emplear para antagonizar a la xilacina, detomidina y medetomidina, solo el atipamezol se debería usar para antagonizar los efectos de la medetomidina ya que la medetomidina es un agonista mucho más potente y específico, y con la yohimbina o el idazoxan se conseguiría una antagonización incompleta.

El atipamezol se emplea en multitud de especies generalmente a 5 veces la dosis de medetomidina, aunque esta se haya empleado combinada con otras sustancias como la ketamina. La recuperación suele ser suave, normalmente en unos 2 minutos cuando se administra IV o entre 5-10 minutos cuando la administración es IM.

La reversión de la medetomidina con atipamezol debe posponerse hasta 1 hora después de haber administrado la mezcla ketamina/medetomidina para evitar una recuperación parcial ya que podrían perdurar los efectos de la ketamina.

El atipamezol existe comercialmente en formulación de 5mg/ml. Se elimina sin metabolizar por los riñones.

3.3.5 XILACINA

Es un agonista de los receptores alfa2 adrenérgicos que se encuentran en vías nerviosas simpáticas del cerebro. La xilacina al igual que otros agonistas alfa 2 estimula dichos receptores provocando una disminución de los niveles del neurotransmisor norepinefrina, liberado en el cerebro, y causando sedación y analgesia. La relajación muscular se produce debido a los efectos inhibitorios en el SNC.

La xilacina se usa para sedaciones de corta duración, anestesias y analgesias en caballos, perros, gatos, vacuno y en multitud de especies exóticas. (Plumb DC 1999) Como otros agonistas alfa 2 se emplea como anestésico adjunto y analgésico. La duración de su efecto es de unos 30 minutos. La xilacina en comparación con la medetomidina es peor sedante y analgésico. La romifina es la que produce un efecto sedante más prolongado, seguido de la detomidina, la medetomidina y la xilacina.

La xilacina provoca el vómito en el 50% de los perros y en el 90% de los gatos. La xilacina se suele combinar con anestésicos ciclohexanos como la ketamina; debido a la aparición de otros agonistas alfa 2 con mejores propiedades la xilacina se emplea cada vez menos.

La xilacina se metaboliza en el hígado y sus metabolitos se excretan por vía renal. Es importante que los animales tengan una adecuada función hepática y renal

La xilacina se comercializa en soluciones del 2% para pequeños animales y del 10% para grandes animales

3.3.6 COMBINACIÓN DE KETAMINA CON XILACINA

Esta combinación está asociada a efectos secundarios respiratorios y cardiovasculares como hipoventilación, hipotensión y reducción del gasto cardiaco. La combinación induce una profunda catalepsia con una excelente relajación muscular y una ligera analgesia (la analgesia de todas formas se considera insuficiente para una cirugía mayor y su duración es inferior a los 15').

La combinación está asociada a un mayor riesgo de aspiración de vómito, ya que la xilacina actúa como emético en gatos y puede que el reflejo de deglución esté ausente. Este riesgo se puede disminuir premedicando a los animales con atropina.

La combinación de ketamina y xilacina fue muy empleada en la anestesia de un amplio abanico de especies, incluyendo lince (Tabla 3) y había sido empleada tradicionalmente en muchas de las anestésias de campo de lince ibéricos en proyectos de investigación (Beltrán JF y Delibes M 1990; Ferreras P, et al.; 1994).

Tabla 3. Tabla resumen del uso de la xilacina/ketamina en el género Lynx

Especie	Dosis xilacina Ketamina MG/Kg.	Objetivo	Autor(es)
L.canadensis	1 10	Inmovilización	Caulkett, 1996
L. lynx L. pardinus L. rufus	1,5 10	inmovilización	Kreeger 2002
L. canadensis	2 10	Inmovilización	Kreeger 2002
L. lynx	2-3 3-4	Inmovilización	Gölsenboth 1991
L. pardinus	4 4.6	Inmovilización	Ferreras 1994
L. lynx	200-250 MG/animal 200 MG/animal	Inmovilización	Armeno 2000
L. rufus	1 10-15	Inmovilización	Beltran, 1995
L. pardinus	3.75 3.75	Inmovilización	Beltran, 1990

3.3.7 COMBINACIÓN TILETAMINA Y ZOLAZEPAM

La tiletamina al igual que la ketamina pertenece al grupo de los anestésicos ciclo examinas compartiendo por tanto muchas de sus propiedades. La tiletamina no está disponible de forma separada, ya que se comercializa conjuntamente con un tranquilizante del grupo de las benzodiacepinas, el zolazepam. El producto comercial consiste en una forma liofilizada de ambas drogas (está en forma de 50/50 MG, 125/125 MG, y 250/250 MG) que se mezcla con 5 ml de diluyente. Si la dilución se hace en menor volumen se obtienen soluciones de TZ más concentradas (y por tanto menos volumen de inyección); esto es especialmente útil en el uso de TZ en dardos. Una vez realizada la dilución debe emplearse antes de 4 días si se conserva a temperatura ambiente o antes de 14 días si se conserva en refrigeración.

La combinación de ambas drogas produce inmobilizaciones con menor riesgo de convulsiones, mejora la relajación muscular y las recuperaciones son más suaves.

A las dosis óptimas tras la administración intramuscular, los primeros efectos se aprecian a 1-2', y es total a los 15-30'

Entre sus desventajas podemos citar: pobre relajación muscular, abundante salivación, prolongada recuperación, taquicardia, y aunque inicialmente produce una estimulación de la respiración esta va seguida de una depresión respiratoria posterior.

Si la salivación abundante es problemática se puede controlar con atropina; sin embargo hay que considerar que se puede potenciar el efecto taquicárdico. La TZ es mucho más potente que la ketamina y por tanto más tóxica. No existe

antagonista para la tiletamina, pero los efectos del zolazepam se pueden revertir- una vez que la tiletamina se haya metabolizado-con flumazenilo.

La TZ se metaboliza y excreta a través de los riñones.

Aunque el producto comercial (Zoletil, Telazol) está aprobado sólo para su uso en pequeños animales ha sido usado en más de 200 especies de vertebrados no domésticos (Nielsen, 1999).

La inmovilización con TZ se ha usado con éxito en numerosas especies de carnívoros salvajes (Deem S 2002, Marc RL et al., 1999, Walter C y Huber C 2002, Haulena et al., 2001, Lewandowski et al., 2002) incluida en en el lince ibérico a dosis de 10 MG/kg por dardo o por inyección directa. Su uso se había reservado a las inmovilizaciones de machos para recoger muestras de semen por electroeyaculación pero debido a las características de la anestesia (abundante salivación, anestesia prolongada, sin reversión eficaz) se dejó de emplear a favor de la combinación de ketamina con medetomidina.

Tabla 4. Tabla resumen del uso de la tiletamina/zolazepam en el genero Lynx

Espece	Dosis MG/Kg. IM Tiletamina/Zolazepam	Objetivo	Autor(es)
L. lynx L. canadensis L. pardinus	5	Inmovilización	Kreeger, 2002
L. canadensis	10	Inmovilización	Caulkett 1996
L. rufus L. lynx	13,3	Inmovilización	Nielasen, 1999 Schobert, 1987

3.3.8 ANESTESIA INHALATORIA

La anestesia inhalatoria no se emplea habitualmente para la contención de animales salvajes de vida libre. Como único agente de inducción su uso estaría limitado a animales jóvenes o a aquellos suficientemente pequeños que permita sujetarlos manualmente o que estén encerrados en algún tipo de recipiente (Kreeger et al 1993). En animales salvajes la anestesia inhalatoria se emplea habitualmente para prolongar las anestesias de animales inmovilizados

mediante drogas inyectadas. Los agentes inhalatorios ofrecen un buen control sobre la profundidad y la duración de la anestesia ya que depende de la dosis administrada en cada momento.

La anestesia inhalatoria a pesar de sus ventajas tiene limitaciones para usarse a nivel de trabajo de campo: los equipos suelen ser pesados y es necesario botellas de oxígeno medicinal para poder vaporizar el anestésico. Recientemente se ha presentado un equipo de vaporización adaptado de los equipos de humana para uso militar; es un equipo de pequeño tamaño que emplea aire ambiental y que ha demostrado ser útil en la anestesia de diversas especies de primates, carnívoros y aves, tanto en situación de campo como en clínica de centro zoológico (Lewis, J 2004).

En el lince ibérico se ha empleado el isoflurano en circuito abierto para la anestesia directa de cachorros. El isoflurano también se ha empleado en muchas de las anestesias que se han inducido con ketamina y medetomidina cuando ha sido necesario prolongar el tiempo de anestesia. El sevoflurano también se ha empleado en anestesias que se han inducido con medetomidina a dosis altas (Gómez-Villamandos 2007).

4. MATERIAL Y MÉTODOS

4. MATERIAL Y MÉTODOS

4.1 ANIMALES

Realizamos este estudio de forma retrospectiva según los datos recogidos en 139 anestias realizadas en 64 lince ibéricos llevadas a cabo entre enero del 2004 y mayo del 2007 en diferentes localizaciones, condiciones de trabajo y por diferentes equipos, y considerando los tres objetivos de este estudio, se seleccionaron aquellos procedimientos que cumplían dos simples requisitos:

- se había empleado la combinación de ketamina y medetomidina para provocar la inmovilización.
- el registro de datos y de monitorización anestésica había sido lo más completo posible.

Finalmente se seleccionaron un total de 61 procedimientos de inmovilización con ketamina-medetomidina sobre diferentes animales considerados sanos (Tabla 5).

Tabla 5. Población de lince objeto de estudio

PARAMETRO	CARACTERÍSTICAS	N
Sexo	Machos	28
	Hembras	33
Edad	Joven	20
	Subadulto	14
	Adulto	27
Población de origen	Sierra Morena	30
	Doñana	27
	Nacido en cautividad	4
Situación	Cautividad	27
	Vida libre	34
Método de captura	Dardo	4
	Jaula trampa	40
	Red	14
	Ninguna	2



Los animales fueron inmovilizados por uno o varios objetivos: exámenes sanitarios, exámenes reproductores, colocación de collares de seguimiento o

procedimientos médicos. Los exámenes sanitarios son los realizados durante la cuarentena, los exámenes periódicos de animales que se encuentran en el programa de conservación *ex situ* o los exámenes de animales de vida libre con sospecha de padecer algún problema. Los exámenes reproductores incluyen a todas aquellas inmobilizaciones realizadas preferentemente para obtener muestras de semen en machos mediante electroeyaculación o para el examen ecográfico del tracto reproductor en hembras. La colocación de collares emisores son aquellas inmobilizaciones realizadas preferentemente para colocar collares de radioseguimiento o collares con sistema de GPS. Los procedimientos médicos incluyen aquellas inmobilizaciones realizadas en animales que necesitan algún tipo de tratamiento o un procedimiento clínico especial.

La edad del animal se clasifica como cachorro, joven, subadulto y adulto según la clasificación de Beltran y Delibes (1993): cachorros son aquellos animales que dependen totalmente de la madre (no hay cachorros en este estudio). Jóvenes son aquellos animales de menos de 1 año de edad con autonomía de la madre. Subadultos son animales de entre 1 y 2 años, y adultos animales de más de dos años. Según su situación se consideran dos grupos de animales: de vida libre, y en cautividad. De forma arbitraria, para facilitar el manejo de la información, se considera animal de cautividad aquel que se encuentra en situación de cautividad con independencia del tiempo de permanencia.

4.2 CAPTURA

La captura de animales de vida libre se realizó generalmente mediante cajas trampas construidas con malla metálica y con una entrada en cada extremo, similares a los modelos comerciales de trampas de captura Tomahawk. Sólo en un animal de vida libre que fue atropellado se realizó la captura mediante red. Las trampas fueron cebadas con presa viva, normalmente conejo, y se colocaron en el campo o incluso en el interior de los cercados de alimentación suplementaria. Las capturas iban dirigidas a animales previamente identificados mediante fototrampeo aunque la jaula trampa no resulta un método de captura selectivo. Las trampas eran revisadas regularmente a primera hora de la mañana, al mediodía y a última hora. En los meses más calurosos las trampas normalmente se cerraban durante el mediodía. Una vez

capturado un animal en la trampa se transfería a una jaula de compresión y así se transportaba al lugar donde se iba a realizar la inmovilización química. En dos ocasiones en animales de vida libre se realizó la inmovilización química en el mismo lugar donde fue capturado. En animales capturados en la zona de Doñana el tiempo de transporte hasta la zona de trabajo suele ser inferior a los 45' y en animales de la zona de Sierra Morena el tiempo puede ser de 1 hora 30'. La anestesia se suele realizar al poco tiempo de su llegada a la zona de trabajo pero en ocasiones se ha demorado hasta 12 horas.

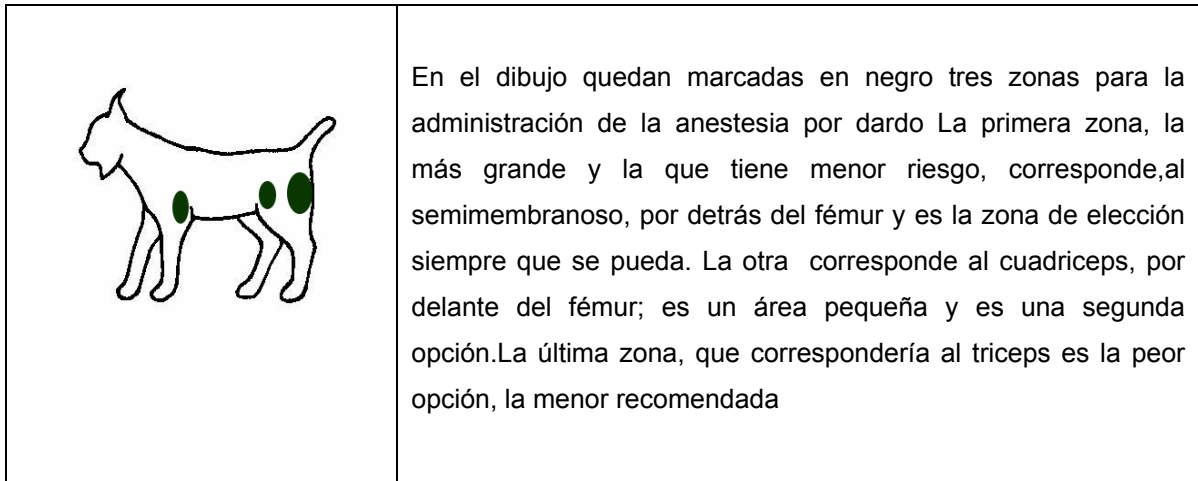
La captura de animales en cautividad se realizó mediante red, jaula de captura/compresión o cerbatana. El método de captura se seleccionó según la instalación, el carácter del animal o la urgencia de la captura. En los animales en cautividad se realizó un ayuno de 24 horas de sólidos y de 12 horas de agua.

La captura con red se suele reservar a animales jóvenes o subadultos aunque en ocasiones se ha realizado en animales adultos. Conlleva un mayor riesgo para el personal aunque en ocasiones es la única opción de captura cuando no se puede hacer por otro método. Se emplean redes montadas en aros poligonales que se venden como redes recuperadoras para pesca.

La jaula de captura y compresión fue diseñada específicamente para facilitar el manejo de los lince ibéricos en cautividad. Es similar a una jaula Tomahawk pero con una sola entrada; la jaula se ceba con conejo vivo para atraer al animal. Al entrar en la jaula el lince pisa una planchuela que activa el cierre. La jaula se puede emplear como jaula de captura o de compresión. Al desplazar hacia el interior una de las paredes laterales de la jaula el animal queda parcialmente inmovilizado para poder administrar la anestesia directamente con jeringa a nivel del tercio caudal del muslo. La captura con jaula minimiza la posibilidad de trauma asociado a la captura con red o con cerbatana. Hay animales que son reacios a entrar en la jaula y es preferible emplear otro método de captura.

En la captura con dardo se emplea el material de la casa Tele-Inject. La cerbatana es de dos piezas y se utiliza con dardos de 3 ml con agujas lisas de 0.8 mm. La cerbatana se ha emplea en distancias cortas, de 1 a 5 metros. Los

disparos siempre se realizan apuntando al tercio caudal del muslo, aunque en ocasiones se ha impactado en la zona lumbar y la zona más elevada de la pelvis. No se han producido lesiones ni otros problemas asociados al uso de los dardos.



Tras estimar el peso del animal se prepara la jeringa o el dardo con una dosis de 5 MG/Kg. de ketamina hidrocloreto (100 MG/ml, Imalgene 1000, Rhone Merieux, Lyon, France) con 50 µg/Kg. de medetomidina hidrocloreto (1mg/ml, Domtor, Orion Corporation, Turku, Finland). Se ha evitado en la medida de lo posible realizar anestésias con altas temperaturas y situaciones estresantes.

4.3 MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA

Una vez que se administra la combinación anestésica vía intramuscular se retira todo el personal salvo el anestesista que permanece a cierta distancia controlando visualmente la evolución de la anestesia. En todas las anestésias de lince, por protocolo, siempre ha habido una persona que se encarga encargándose exclusivamente de la monitorización anestésica, aunque la persona responsable ha variado en las diferentes capturas, ésta siempre ha prestado exclusivamente atención al control anestésico. Desde el momento de inyección se registran varios datos:

- El tiempo de efecto inicial: se define como el tiempo desde el momento de administración de la anestesia hasta que el animal muestra los primeros signos incoordinación o estupor.

- El tiempo de decúbito: se define como el tiempo desde el momento de administración de la anestesia hasta que el animal ya no responde a estímulos externos.

Una vez comprobado que la manipulación es segura se trasladó al animal a la zona de trabajo. Se ha trabajado en diferentes localizaciones: en la clínica del Centro de Cría de El Acebuche (Huelva), en el Centro de Recuperación de los Villares (Córdoba), en la clínica del Zoobotánico de Jerez (Cádiz), en la clínica del Centro de Recuperación de Quiebrajano (Jaén), en el laboratorio de la Reserva Biológica de Doñana (Huelva), y en una casa habilitada en el interior del Parque Nacional de Doñana (Huelva).

El equipo de trabajo (muestreo, monitorización y examen) es móvil y fácilmente transportable, para poderse adaptar a los diferentes escenarios. La composición del equipo y el protocolo de trabajo se detalla en el Manual Clínico del Lince Ibérico (www.lynxexsitu.es Aspectos sanitarios→ Manuales).

Una vez que el animal ya se encuentra en la mesa de trabajo y se considera estable, se toman escobillones para cultivos microbiológicos de la conjuntiva ocular, de la orofaringe y del recto. A continuación se coloca gel oftálmico (Lubrithal, gel) sobre las córneas para evitar su deshidratación. La monitorización de la frecuencia cardíaca y de la saturación de oxígeno de la hemoglobina (SpO₂) se realizó mediante una pinza lingual de un pulsioxímetro Surgivet V3395 TPR. En algunas ocasiones cuando ha habido problemas de monitorización con la sonda lingual se ha empleado una sonda rectal. La monitorización de la frecuencia respiratoria se realiza observando las respiraciones. Aunque el monitor tiene una sonda de temperatura no se utilizó ya que era más exacta la medición por un termómetro digital. Todos los parámetros son registrados cada 5 minutos en la correspondiente ficha de anestesia (Anexo II). A su vez todo animal anestesiado es pesado y este dato registrado en la hoja de anestesia. Todos los registros de anestesia, así como el resto de procedimientos y resultados de analíticas se pasan a una base de datos Access.

Durante todas las inmobilizaciones se realiza una toma rutinaria de muestras que incluye: sangre, orina, pelos, heces, ectoparásitos y biopsia de piel. Las muestras se emplean en los diversos análisis clínicos así como para estudios genéticos y para los bancos de recursos biológicos.

Las muestras de sangre se han tomado de la vena cefálica o de la safena entre los 20-40' de la administración de la anestesia. La sangre empleada para hematología se transfiere a un tubo Beckton Dickinson de 2ml con EDTAK3. La muestra se envía en refrigeración por mensajería urgente al Servicio de Hematología Clínica Veterinaria de la Facultad de Veterinaria de la Universidad Autónoma de Barcelona. El procesamiento de la sangre se realiza antes de las 24 horas de su extracción. La sangre ha sido analizada por un contador hematológico Advia 120 (Bayer Diagnostics, USA) y se ha realizado también el estudio de la morfología celular y el diferencial leucocitario sobre un total de 100 células en frotis de sangre teñido con una tinción Panóptica rápida tipo Diff-Quick. El valor hematocrito fue siempre estudiado mediante microcentrífuga (Haswley, England), todas las muestras fueron centrifugadas a 14.000 rpm durante 5 minutos y seguidamente calculado el valor hematocrito de forma manual.

Siempre que fue posible en los animales anestesiados se colocó un catéter (Vasocan, Braun) en la vena cefálica con un gotero de suero Ringer Lactato a razón de 20 ml/Kg./hora. Normalmente no se realizó la intubación endotraqueal de los animales anestesiados. .

Cuando fue necesario prolongar la anestesia, normalmente hacia los 45 minutos de la administración de la ketamina-medetomidina se administró Isoflurane mediante máscara normalmente a razón de 1.5% de isoflurane en un flujo de oxígeno de 2 L/minuto, a través de un circuito T-Ayres.

En los animales anestesiados se realizó una toma de medidas morfométricas y se toma el peso normalmente por dinamómetro (Pesola, Oryx Barcelona)

4.4 ANTAGONIZACIÓN

Tras finalizar el examen y toma de muestras trabajo los animales se transfirieron a unos transportines de plástico (Ferplast) o a jaulas de compresión y la anestesia se revertió parcialmente mediante atipamezol hidrocloreto (5 mg/ml, Antisedan, Orion Corporation) IM a una dosis 5 mg por cada mg de medetomidina administrado. Siempre se esperó un mínimo de 30 minutos antes de antagonizar la medetomidina para que la ketamina ya se hubiera metabolizado y evitar recuperaciones irregulares. Se registró el tiempo de primeros signos de recuperación y el tiempo al que el animal intentó mantenerse en pie. Tras comprobar que el animal se encontraba totalmente recuperado, normalmente se esperó un mínimo de 2 horas desde que se administró el atipamezol ya se devolvía a su instalación en los animales de cautividad o fue liberado en los animales de vida libre. No se registraron complicaciones postanestésicas en los animales cautivos y los animales liberados con collares radiolocalizadores se desarrollaron con normalidad por el seguimiento que llevaron.

4.5 ESTUDIO ESTADÍSTICO

Los datos se estudiaron para ver si seguían una distribución normal mediante el test de Kolmogorov-Smirnov. Como todos los parámetros seguían una distribución normal, seguidamente se realizaron estudios según las diferentes subclasificaciones mediante test paramétricos (T de Student, Anova y Anova para medidas repetidas). Los estudios se realizaron mediante el paquete estadístico SPSS para Windows versión 15.0. Se consideraron diferencias estadísticamente significativas con p inferiores a 0.05.

5. RESULTADOS

5. RESULTADOS

5.1 DOSIS Y TIEMPOS

En todas las anestias de los 61 lince ibéricos del estudio se empleó una dosis de 5 mg/Kg de ketamina y de 50 µg/Kg de medetomidina por vía intramuscular para un peso estimado determinado.-El peso medio real de los lince inmovilizados fue de 9259 ±3108 g, para machos de 10361±3547 g y para hembras de 8323±2352 g. Las dosis reales empleadas aparecen en la tabla 6 y 7. En el estudio estadístico no se observó diferencias significativas entre las dosis administradas y las calculadas. Al considerar el sexo, edad, población de origen, situación de vida y método de captura, sólo se detectaron diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$) según la situación del animal, utilizándose una dosis ligeramente superior en animales en cautividad (figura 1 y 2); y en el método de captura, donde la dosis de ketamina y medetomidina empleadas en dardo fue significativamente más alta respecto a las empleadas en los animales capturados con jaula, y en general más elevadas que los demás métodos pero sin diferencias estadísticamente significativas con los otros subgrupos (figura 3 y 4).

	Ketamina (MG/Kg.)	Medetomidina (µg/Kg.)	Atipamezol (µg/Kg.)	Tiempo de primeros efectos (min.)	Tiempo de decúbito (min.)
Media±DS	5,63± 1,18	53,54±6,81	266,17±60,36	2,95±1,92	6,56±4,25
Mín.-Máx.	2,86-11,02	40,40-74,80	93,75-500	0,80-9,75	1,75-25,42

Tabla 6. Dosis de ketamina, medetomidina, atipamezol y tiempos de anestesia en la inmovilización de lince ibéricos (n=61). DS: desviación típica

		Ketamina (MG/Kg.)	Medetomidina (ug/kg.)	Atipamezol (ug/kg.)	Tiempo primeros efectos (seg.)	Tiempo decúbito (seg.)
Sexo	Macho	5,94±1,46	54,40±7,99	2685,41±984,71	2,95±1,73	6,86±3,93
	Hembra	5,36±0,81	52,80±5,64	2105,357±616,64	2,94±2,09	5,91±4,67
Edad	Joven	5,50±0,99	53,83±7,13	1955,882±719,34	2,17±1,20	5,00±3,56
	Subadulto	5,65±0,81	54,25±7,72	2092,308±542,31	3,79±2,43	8,85±5,92
	Adulto	5,72±1,46	52,94±6,26	2861,36±869,58	3,07±1,92	6,11±3,57
Procedencia	Sierra Morena	5,77±0,98	55,23±7,05	2320±833,91	2,85±1,40	6,11±2,80
	Doñana	5,56±1,42	52,13±6,41	2473,91±919,84	3,11±2,40	6,63±5,73
Situación	Cautividad	6,03±1,39	55,46±7,55	2479,16±893,56	3,00±1,88	6,68±4,68
	Vida libre	5,31±0,88	52,01±5,81	2282,14±817,65	2,90±1,97	6,05±4,09
	Dardo	7,13±2,59	62,45±8,25	3666,66±1010,36	2,69±1,52	5,47±1,38
	Jaula	5,31±0,85	51,51±5,15	2315,15±812,54	3,10±2,16	6,62±4,75
	Red	6,12±1,20	56,74±8,36	2057,69±501,60	2,89±1,40	6,39±3,75
	Red	6,12±1,20	56,74±8,36	2057,69±501,60	2,89±1,40	6,39±3,75
	Ninguna	5,76±0,29	53,89±2,34	2625±1237,43	1,15±0,49	1,16±1,65

Tabla 7. Dosis (media \pm DS) de fármacos anestésicos y tiempos según los diferente grupos estudiados en lince ibéricos (n=61).

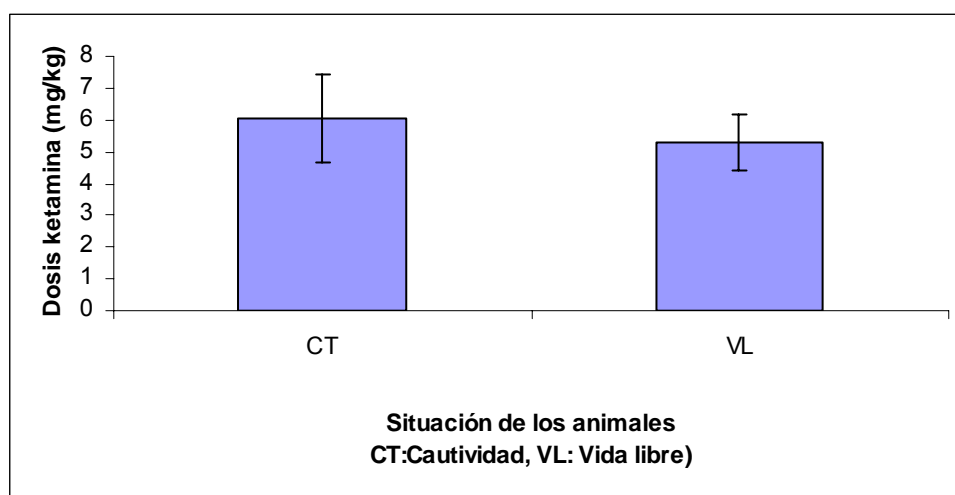


Figura 1 . Dosis reales de ketamina empleadas en animales de vida libre y animales en cautividad.

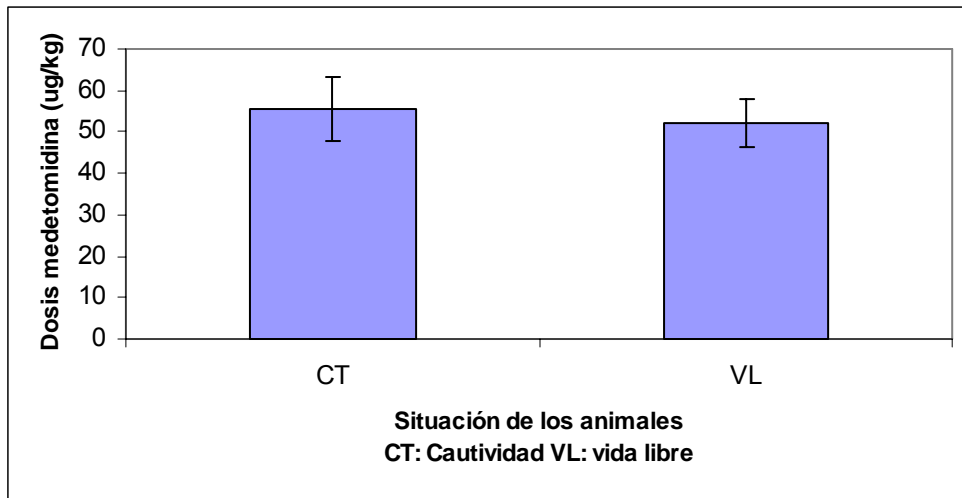


Figura 2. Dosis reales de medetomidina empleados en animales de vida libre y cautividad.

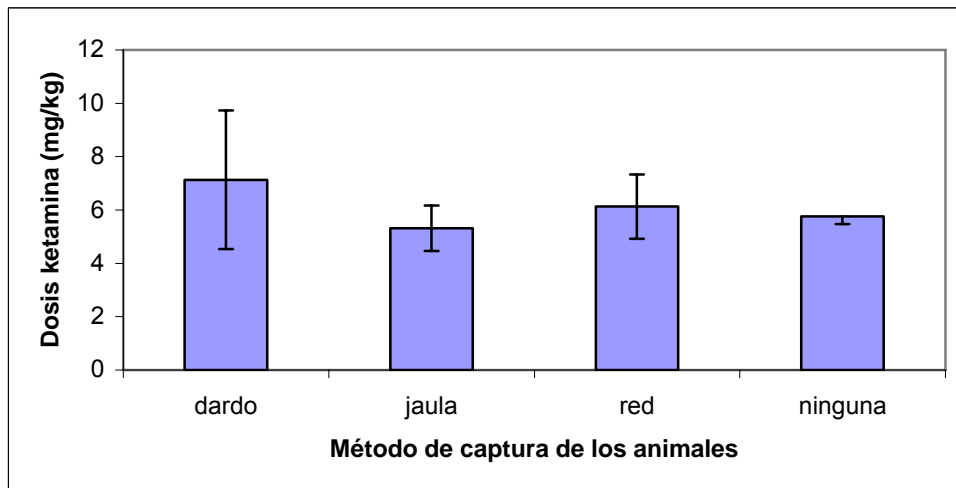


Figura 3. Dosis real de ketamina utilizada según el método de captura empleado.

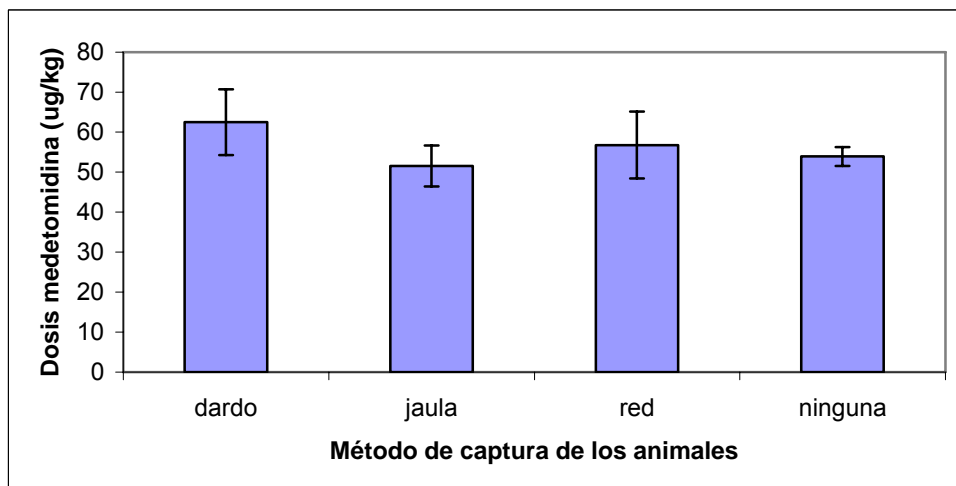


Figura 4. Dosis real de medetomidina utilizada según el método de captura empleado.

En todas las inmobilizaciones se alcanzó un buen plano de sedación y de relajación muscular que permitió la correcta manipulación del animal y sin riesgo para el personal veterinario. Las inducciones fueron rápidas y suaves. Tras la inyección intramuscular de la ketamina-medetomidina los animales manifestaron los primeros signos de afectación (cierre parcial de los párpados, pérdida de atención al anestésista, caída parcial de la cabeza, incoordinación de movimientos) antes de los 3 minutos de media, y quedaron totalmente inmobilizados (sin responder a estímulos externos) hacia los 6 minutos y medio de media (Tabla 7). Un animal nacido en cautividad, acostumbrado al manejo y al que se le aplicó directamente la anestesia sin estrés manifestó los primeros signos a los 0,8 minutos y se anestesió completamente a los 2,33 minutos. Sin embargo no se encontraron diferencias significativas entre el tiempo de primeros efectos y el tiempo de decúbito entre animales en cautividad y animales de vida libre, ni tampoco respecto al método de captura empleado. Por tanto, el tiempo de decúbito fue independiente del sexo, la edad, la población de origen, la situación del animal, y el método de captura. El tiempo de primeros efectos si que se vio estadísticamente afectado; en los animales subadultos el tiempo de primeros efectos era más largo que en adultos, y en jóvenes (figura 5).

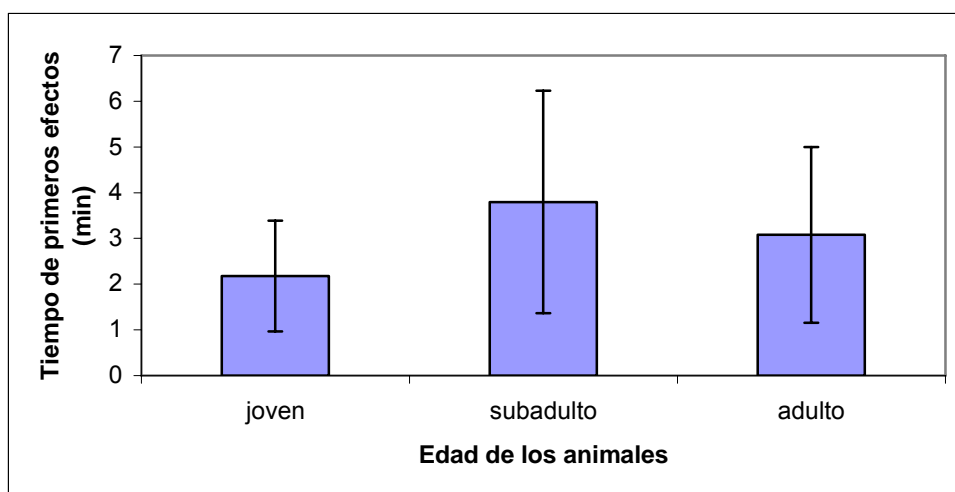


Fig. 5. Tiempo de primeros efectos según la edad de los animales.

En el estudio no se consideró el efecto de las diferentes variables sobre el tiempo de administración del atipamezol, el tiempo de los primeros signos de recuperación y el tiempo al que el animal se levanta; estos datos se presentan de forma orientativa en la tabla 6 y sólo como media, desviación estándar y mínimo y máximo generales. Esto es debido a que en muchas anestias se ha empleado el isoflurane cuando ha sido necesario prolongar el tiempo de anestesia, y por tanto el atipamezol para revertir la medetomidina se ha empleado a tiempos más prolongados. Así los tiempos de primeros signos de recuperación y los tiempos a los que el animal se levanta en este estudio dependen del empleo o no de isoflurane, no del efecto de la combinación de ketamina y medetomidina o de cuándo se administró el atipamezol, y por esta razón son sólo descriptivos de las duraciones de los procedimientos estándar en lince y para futuras orientaciones al utilizar, si es el caso, nuevas combinaciones anestésicas. Además la recuperación de los animales tras la anestesia se ha realizado en jaulas de compresión o en transportines donde no se puede evaluar adecuadamente lo que llamamos tiempo al que se levanta; muchos animales recuperados de la anestesia permanecen erguidos pero sin levantarse o tumbados. Otros datos que son relevantes en nuestro estudio ha sido que de todas las anestias con KM realizadas en el lince ibérico, tanto las incluidas en este estudio (n=61) como no (n=139), fueron seguras, aunque se encontraron ciertas complicaciones sin consecuencias en un bajo número de animales (vómitos 3/139, convulsiones 3/139, hipotermia 16/139, hipertermia 21/139).

	Tiempo de administración del atipamezol (min.)	Tiempo de primeros signos de recuperación (min.)	Tiempo al que el animal se levanta (min.)
Media±DS	59,74±12,68	65,50±16,25	74,64±18,15
Mín.-Máx.	43,00-92,02	40,70-102,50	48,00-120,00

Tabla 8. Tiempos de administración de atipamezol, tiempos de primeros signos de recuperación y tiempo al que el animal se levanta. Min.: minutos, DS: desviación típica

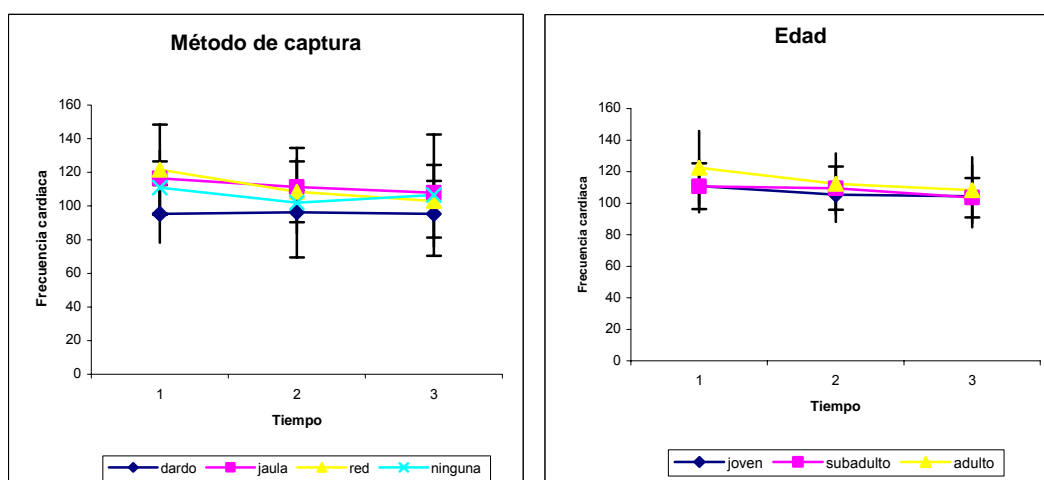
5.2 MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA

Todos los animales anestesiados fueron monitorizados durante el procedimiento. En la siguiente tabla se presentan los valores medios obtenidos para el total de animales.

Variable	Frecuencia cardiaca	Frecuencia respiratoria	SpO2 (%)	Temperatura (°C)
Media±DS	111,96±20,54	38,12±11,35	92,42±4,54	37,89±1,23
Mín.-Máx.	74-197	16-68	75-99	36-42

Tabla 9. Variables anestésicas en lince ibéricos empleando medetomidina-ketamina; SpO2 = saturación de oxígeno, DS: Desviación típica

Respecto a la frecuencia cardiaca no se encuentran diferencias significativas entre sexo, método de captura empleado, situación de los animales, edad de los animales o procedencia (Fig. 6). Las frecuencias cardiacas van disminuyendo de forma leve con el tiempo. En la anestesia mediante dardo la frecuencia cardiaca permanece estable a diferencia de la anestesia con red o jaula trampa..



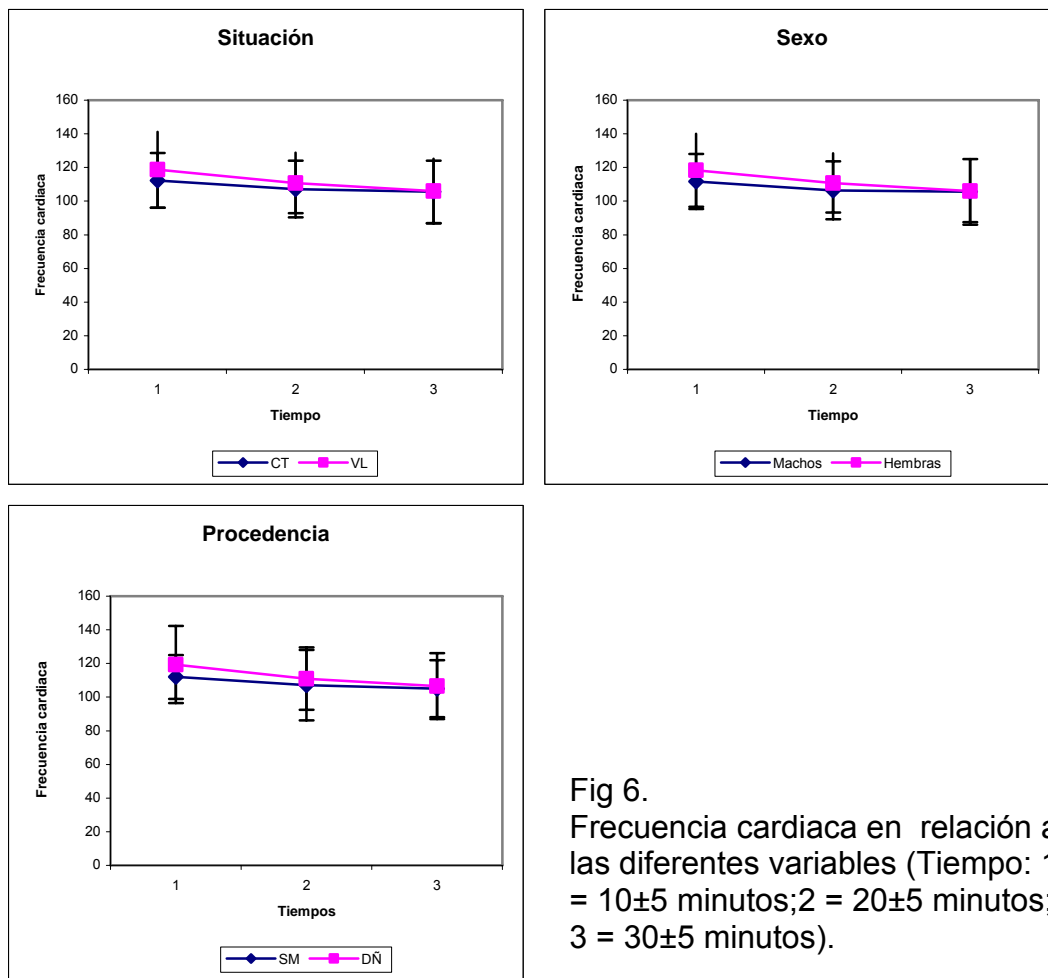


Fig 6. Frecuencia cardiaca en relación a las diferentes variables (Tiempo: 1 = 10±5 minutos; 2 = 20±5 minutos; 3 = 30±5 minutos).

Respecto a la frecuencia respiratoria no se encuentran diferencias significativas entre diferentes sexos, métodos de captura empleados, situación de los animales, edad de los animales o procedencia (Fig. 7). Las frecuencias respiratorias permanecen relativamente constantes en las variables estudiadas. Las hembras tienen tendencia a presentar frecuencias respiratorias más elevadas. En los animales subadultos tienen una tendencia a ser más elevadas que las de los jóvenes y de los adultos. Los animales que se encuentran en cautividad tienen tendencia a presentar frecuencias respiratorias más elevadas que los de vida libre.

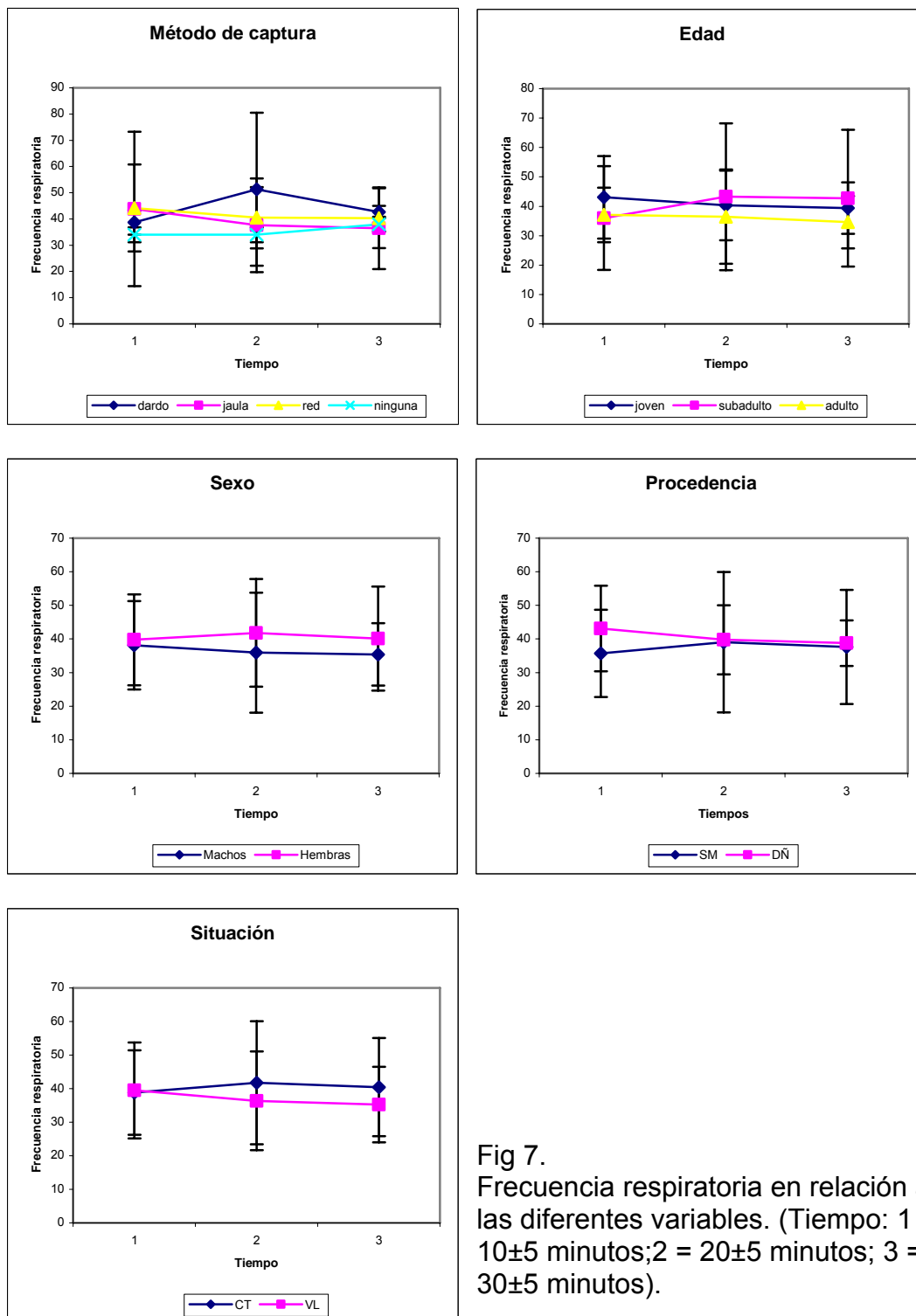


Fig 7. Frecuencia respiratoria en relación a las diferentes variables. (Tiempo: 1 = 10±5 minutos; 2 = 20±5 minutos; 3 = 30±5 minutos).

Respecto a la saturación de oxígeno tampoco se encontraron diferencias significativas entre diferentes sexos, métodos de captura empleados, situación de los animales, edad de los animales o procedencia (Fig. 8). La saturación de oxígeno permaneció relativamente constante en las variables estudiadas. En los machos se observó una tendencia a la elevación de la SpO₂ con el tiempo mientras que en las hembras era una tendencia a la disminución. Las variables método de captura y edad de los animales parece que fueron las que más influencia tenían sobre la SpO₂ aunque no se encontraron diferencias

significativas entre ellas. Los animales subadultos tenían una tendencia a presentar valores de SpO₂ superiores a los de los jóvenes y los adultos. En varios casos durante las anestésias se han detectado valores de saturación inferiores al 90% que probablemente sean artefactos de lectura por la vasoconstricción periférica causada por la medetomidina.

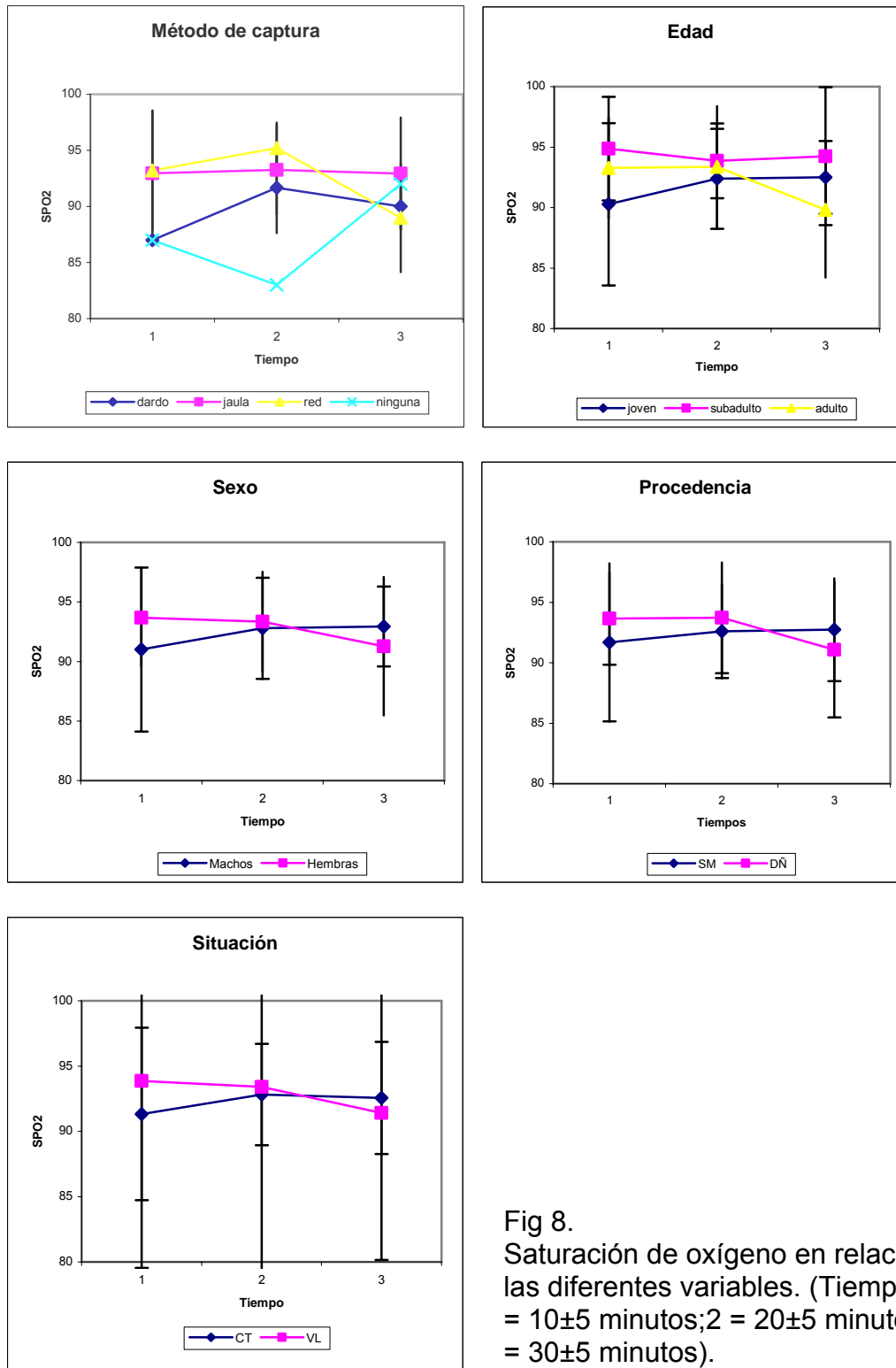
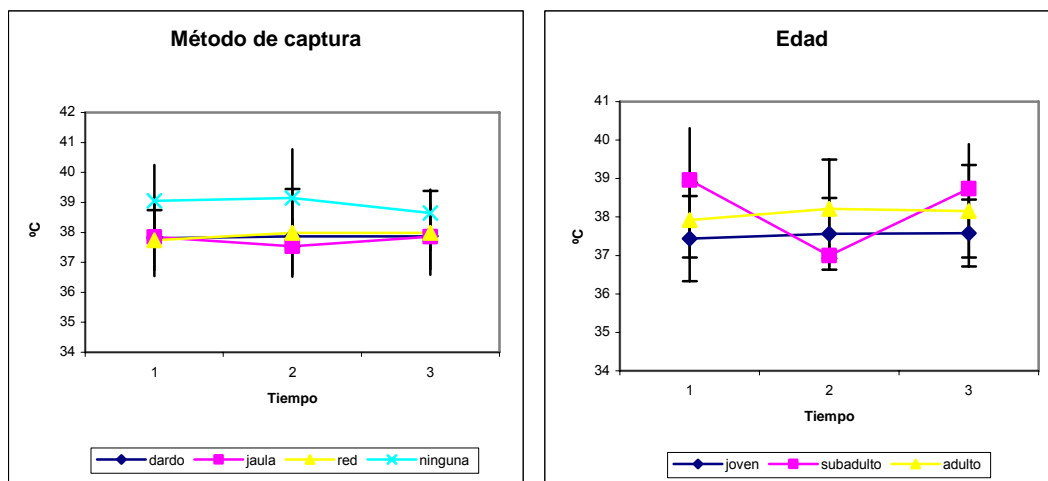


Fig 8. Saturación de oxígeno en relación a las diferentes variables. (Tiempo: 1 = 10±5 minutos; 2 = 20±5 minutos; 3 = 30±5 minutos).

Respecto a la temperatura corporal no se encontraron diferencias significativas entre sexos, métodos de captura empleados, situación de los animales, edad de los animales o procedencia (Fig. 9). Las hembras tuvieron una tendencia a presentar temperaturas corporales superiores a las de los machos. Los animales de vida libre tuvieron una tendencia a presentar temperaturas corporales más altas que los de cautividad y con una tendencia a la elevación durante la anestesia. También se observó una tendencia a que los animales de Doñana presentaran temperaturas corporales más elevadas que los de Sierra Morena. Los animales que se anestesiaron directamente sin capturarlos tuvieron una tendencia a presentar temperaturas corporales más elevadas. La edad de los animales es la que pareció determinar las mayores diferencias respecto a la temperatura corporal.



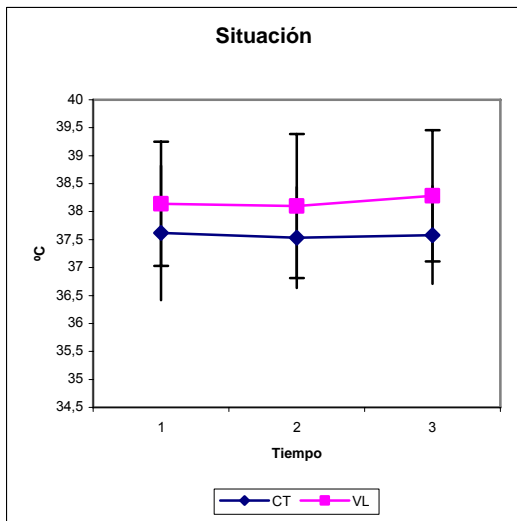
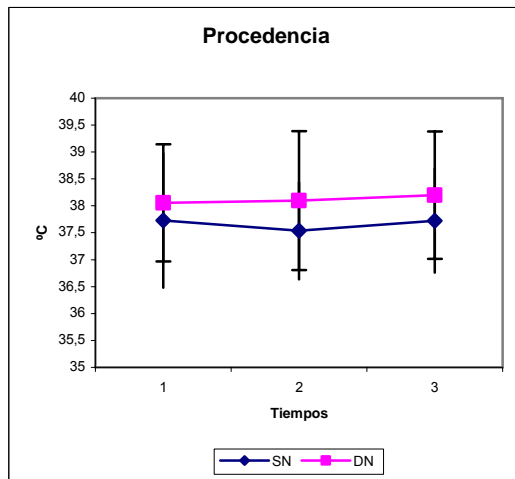
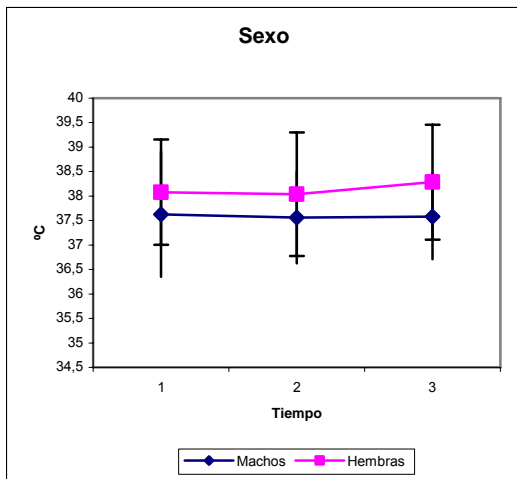


Fig 9. Temperatura corporal en relación a las diferentes variables. (Tiempo: 1 = 10±5 minutos; 2 = 20±5 minutos; 3 = 30±5 minutos).

5.3 HEMATOLOGIA

En 58 de los 61 animales anestesiados, como parte del control sanitario rutinario, se tomó una muestra de sangre para realizar un hemograma. Se han comparado los parámetros del hemograma con las siguientes variables: sexo del animal, edad, procedencia, situación y método de captura. Como los valores seguían una distribución normal, en la tabla 10 se presentan los datos en media±desviación típica. En la tabla 11 se presentan los valores para las diferentes variables estudiadas.

	Presente estudio Ketamina Medetomidina		Beltran y Delibes 1990 Ketamina Xilazina	
	Media	DS	Media	DS
Eritrocitos (x10 ⁶ /ul)	8,86	1,00		
Hemoglobina (g/dl)	12,98	1,38	12,6	1,6
Hematocrito (%)	40,13	4,52		
Leucocitos (x10 ⁶ /ul)	11611	6189	17200	6600
Linfocitos (x/ul)	4337	2401		
Monocitos (x/ul)	280	209		
Neutrófilos (x/ul)	9121	6198		
Eosinófilos (x/ul)	431	1047		
Basófilos (x/ul)	15	59		
% Linfocitos	18,59	13,94	11,6	6
% Monocitos	2,61	1,60	2,7	2,6
%Neutrófilos	75,07	15,75	83	7,5
% Eosinófilos	3,61	6,94	1	
% Basófilos	0,14	0,48	0	
Plaquetas (x10 ³ ul)	352	101,7	426,6	191,6

Tabla 10 . Parámetros hematológicos de los lince anestesiados con ketamina y medetomidina en el presente estudio y los valores hematológicos previamente publicados

	Sexo		Edad			Procedencia	
	Macho	Hembra	Joven	Subadulto	Adulto	Sierra M	Doñana
ERITROCITOS (x10 ⁶ /ul)	8,88±0,7	8,84±1,2	8,97±0,78	9,35±1,18	8,94±0,89	8,75±0,96	8,85±0,89
Hemoglobina (g/dl)	13,±0,97	12,88±1,66	12,86±1,22	13,74±1,39	13,15±1,36	12,9±1,43	12,92±1,22
Hematocrito (%)	39,±3,29	40,09±5,37	40,44±3,58	42,64±4,88	40±4,65	39,72±4,71	40,08±4,01
LEUCOCITOS (x/ul)	12568±5 5516	10785± 6774	12872± 7327	9695± 4793	10916± 6048	10512± 4539	13893± 7746
Linfocitos (x/ul)	4435±2374	3850±2683	4891±2784	3684±1821	4148±2298	3994±1725	4497±3314
Monocitos (x/ul)	243±159	284±253	296±190	210±126	263±164	308±241	236±186
Neutrófilos (x/ul)	9471±5878	8002±6846	10402±7483	7579±5026	8455±5817	8127±4376	9990±8215
Eosinófilos (x/ul)	592±1481	256±319	290±328	238±276	745±1730	492±1419	354±438
Basófilos (x/ul)	14±51	179±936	32±92	489±1623	10±45	186±982	26±79
Plaquetas (x10 ³ /ul)	342±93	361±108	361±126	322±114	369±76	353±124	361±73

	Situación			Método de captura		
	Cautividad	Vida libre	Dardo	Jaula	Red	Ninguna
ERITROCITOS (x10 ⁶ /ul)	9,15±1,02	8,60±0,93	9,34±0,53	8,92±0,9	9,20±1,13	9,07±0,62
Hemoglobina (g/dl)	13,41±1,41	12,58±1,26	14,18±1,21	13±1,28	13,33±1,48	12,55±1,48
Hematocrito (%)	41,44±4,58	38,82±4,16	43,5±5,2	40,15±4,45	41,29±4,29	40±5,66
LEUCOCITOS (x/ul)	8324±3682	14546±6643	6912±2442	14197±6489	8004±4198	6565±1831
Linfocitos (x/ul)	3163±1399	4877,3±2978	2626±928	5394±2466	3041±1595	2494±695
Monocitos (x/ul)	235±153	289±252	188±59,64	293±173	227±179	302,±94
Neutrófilos (x/ul)	5759±3429	10993±7277	5105±2465	12030±6478	5075±3370	3387±766
Eosinófilos (x/ul)	199±1036	27±77	0	27±81	385±	0
Plaquetas (x10 ³ /ul)	343±117	365±82	337±58	382±103	311±113	399±2

Tabla 10. Hemogramas de lince ibérico anestesiado con ketamina y medetomidina según sexo, edad, población de origen, situación y método de captura.

A continuación pasaremos a nombrar los resultados que han sido estadísticamente significativos ($p < 0.05$).

El recuento de eritrocitos fue significativamente mayor en los animales que se encuentran en cautividad ($9,15 \times 10^6/\text{ul} \pm 1,01$) que en los animales de vida libre ($8,59 \times 10^6/\text{ul} \pm 0,93$). También resultaron significativamente más elevadas tanto la concentración de hemoglobina ($13,41 \text{ g/dl} \pm 1,31$ respecto a $12,57 \text{ g/dl} \pm 1,26$) como el hematocrito ($41,44\% \pm 4,57$ respecto a $38,82\% \pm 4,16$).

La situación de los animales influyó en el recuento de leucocitos; era significativamente mayor en los animales de vida libre ($14546 \text{ x/ul} \pm 6643,84$) que en los de cautividad ($8324,44 \text{ x/ul} \pm 3682,74$). Además el método de captura influyó en el recuento total de leucocitos y de neutrófilos y linfocitos

Los animales capturados con jaula trampa presentaron recuentos totales de leucocitos significativamente más elevados ($14197,30 \text{ x/ul} \pm 6489,78$) que los capturados mediante red ($8004,28 \text{ x/ul} \pm 4198,25$). El recuento de neutrófilos segmentados fue prácticamente el doble en los animales de vida libre ($10993,24 \text{ x/ul} \pm 7277,95$) que en los animales cautivos ($5759,88 \text{ x/ul} \pm 3429,49$). El recuento de neutrófilos segmentados también era significativamente mayor en los capturados con jaula trampa ($12030,51 \text{ x/ul} \pm 6478,83$) que con red ($5075,29 \text{ x/ul} \pm 3370,59$).

Los linfocitos se comportaron de forma similar a los neutrófilos segmentados. Los recuentos fueron significativamente mayores en los animales de vida libre ($4877,3 \text{ x/ul} \pm 2978,11$) que en los de cautividad ($3163,28 \text{ x/ul} \pm 1399,44$), así como más elevados en los animales capturados con jaula ($5394,97 \text{ x/ul} \pm 2466,11$) que con red ($3041,62 \text{ x/ul} \pm 1595,33$).

No se encontraron diferencias entre las variables estudiadas y las otras subpoblaciones de leucocitos (neutrófilos en banda, monocitos y eosinófilos).

Tampoco se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre las variables sexo, edad y procedencia respecto a los parámetros hematológicos.

6. DISCUSIÓN

6. DISCUSIÓN

6.1 DOSIS Y TIEMPOS

La combinación intramuscular de ketamina-medetomidina (KM) en el lince ibérico produce inmobilizaciones seguras y eficaces, con inducciones y recuperaciones rápidas y suaves. En nuestra experiencia, tal como comentamos en resultados, todas las anestесias con KM realizadas en el lince ibérico, tanto las incluidas en este estudio como otras, fueron seguras frente a los parámetros estudiados; se encontraron ciertas complicaciones sin consecuencias en un bajo número de animales (vómitos 3/139, convulsiones 3/139, hipotermia 16/139, hipertermia 21/139).

El que las dosis estimadas sean próximas a las dosis reales demuestra que la estimación del peso se realizó correctamente en la mayoría de las ocasiones. Esta combinación se ha empleado satisfactoriamente en un amplio abanico de animales salvajes tanto en cautividad como en vida libre (Jalanka 1989, Jalanka 1990, Arnemo 1992, Arnemo 1994, Holz 1994, Spelman 1994, Berthier 1996, Schaftenaar 1996, Tomizawa 1997, Cattet 1999, Haulena 2000, Langan 2000, , Schöne 2002, Fernandez-Moran 2001, Miller 2003, Fournier-Chambrillon 2003, Arnemo 2004, Curro 2004, Ward 2006, Soto-Azat 2006, Selmi 2004). En gatos domésticos la medetomidina (80 µg/Kg. IM) se ha empleado combinada con varias dosis de ketamina (2.5, 5, 7.5 y 10 mg/Kg.) (Verstegen 1991). Las dosis de ketamina y medetomidina empleadas en este estudio han sido inferiores a las usadas previamente en gatos domésticos (80-110 µg/Kg.) pero más parecida a la utilizada en perros domésticos (30-40 µg/Kg.) En la inmobilización de linceos boreales se ha empleado satisfactoriamente una dosis de 30 µg/Kg. de medetomidina y de 3 mg/Kg. de ketamina administrada con dardo (Schöne, J 2002). Sin embargo con esta dosis el tiempo de inducción es más largo (10,35 min±3,43) que en nuestro estudio (6,56 min±4,25). En la anestesia de linceos ibéricos con ketamina-xilacina el tiempo de inducción (5,6 min±0,3) fue más similar al encontrado en nuestro estudio (Ferrerías P et al; 1994).

En nuestro estudio en los animales subadultos el tiempo de primeros efectos y el de decúbito era significativamente más tarde respecto a los animales jóvenes y adultos, posiblemente por un comportamiento más nervioso, o una mayor resistencia a la inducción de la sedación-anestesia. El motivo de esta diferencia no está claro, ya que no hemos encontrado que este descrito en otros animales.

En carnívoros, el tiempo de recuperación tras la inmovilización de ketamina-medetomidina varía entre especies: 20-30 minutos en algunos pequeños mustélidos (Jalanka 1990), aproximadamente 1 hora en zorros azules (Jalanka 1990) y armiños (Arnemo 1992), y de 1.5-3 horas en el leopardo de las nieves (Jalanka 1989, Jalanka 1990), mapaches (Arnemo 1993), y osos (Jalanka 1990). En nuestro estudio estos datos no han podido ser completamente estudiados, ya que muchos animales recibían isoflorano para prolongar la anestesia, pero sí que se puede concluir que para los procedimientos estándar de anestesia y recogida de muestras del programa ex situ e in situ del lince ibérico, la anestesia apropiada tiene una duración aproximada de 40-50 minutos.

En 45 inmovilizaciones de lince ibérico con ketamina-xilacina se produjeron 4 casos de convulsiones de poca importancia, posiblemente por una sobredosificación de la ketamina o por variaciones individuales en la sensibilidad a la ketamina (Ferrerías P et al; 1994). En nuestra experiencia con la combinación de ketamina-medetomidina vemos que se reduce considerablemente la posibilidad de las convulsiones (3 casos en 139 inmovilizaciones).

La medetomidina puede causar vómito en el 50-65% de los gatos (Vähä-Vahe 1989). La medetomidina combinada con ketamina causa vómitos en el 9.5-10% de los gatos anestesiados, por lo que se sugiere que la ketamina reduce la incidencia del vómito inducido por la medetomidina (Verstegen 1991). En las panteras de las nieves inmovilizadas con KM se han registrado vómitos en el 2% de los animales durante la inducción y en el 4% de los animales tras recuperarse parcialmente de la anestesia (Jalanka 1990)

Del total de anestésias realizadas en lince ibérico sólo en 3 ocasiones se han producido vómitos sin complicaciones; eran animales de vida libre en los que no se había podido realizar ayuno previo a la anestesia.

Otros de los parámetros a tener en cuenta en los tiempos anestésicos podría ser el efecto del estrés (como comentamos a continuación en el apartado de hematología), y si asumimos que los linces ibéricos se estresan por el método de captura y por el tiempo que lleva esta captura, sería lógico imaginar que los animales que tienen capturas más estresantes tardarían más tiempo en inmovilizarse, el efecto podría ser menor o haber alteraciones en los parámetros anestésicos. Llama la atención que en nuestro estudio no existe diferencia entre el tiempo de primeros efectos, tiempo de decúbito o constantes anestésicas entre los animales de vida libre que son capturados con jaula trampa respecto a los de cautividad

6.2 MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA

En nuestro trabajo para poder manejar de forma homogénea los datos de monitorización de cada anestesia se han seleccionado tres momentos (10 min. ± 5 , 20 min. ± 5 , 30 min ± 5) por dos motivos: muchos de los animales no empiezan a ser monitorizados hasta próximos a los 10 minutos desde la administración de la anestesia y en este intervalo de tiempo evitamos la influencia por la posible suplementación con isoflurane si hay que prolongar la anestesia.

Los valores medios de frecuencia respiratoria, frecuencia cardiaca y temperatura obtenidos en nuestro trabajo son muy similares a los registrados previamente con la combinación de KX (Ferrerías P et al; 1994). La reducción del tiempo de recuperación tras la anestesia y la posibilidad de reversión ofrece claras ventajas respecto la anestesia con KX.

La mucosa oral de los animales anestesiados normalmente estaba pálida, posiblemente debido al efecto de vasoconstricción periférica causado por la medetomidina, por lo que no se ha podido emplear como indicador del grado de perfusión tisular durante la anestesia.

Se ha detectado depresión respiratoria por valores bajos de SPO₂ en varias especies salvajes inmovilizadas con KM (Spelman 1994, Fournier 1998, Fournier-Chambrillon 2000). En linceos boreales inmovilizados con KM se observa una elevación de los valores de pulsioximetría desde 96% hasta prácticamente el 99% (Schöne, J 2002). Los valores de pulsioximetría normales para animales que respiran aire atmosférico suelen ser del 92% o superiores (Nicholson A 1996).

En nuestro trabajo los valores de SpO₂ suelen estar por debajo del 95% durante los tiempos de monitorización, se mantienen relativamente estables y no se han detectado efectos negativos asociados a una baja saturación de oxígeno. Estos valores bajos pueden deberse tanto a que están respirando aire atmosférico como a la vasoconstricción periférica por la medetomidina lo que causa una pobre señal de reconocimiento por el pulsioxímetro (Short 1996).

Los efectos cardiovasculares y respiratorios de la ketamina en pacientes clínicamente normales incluyen una elevación de la frecuencia cardiaca y respiratoria (Short 1996). Sin embargo, al combinarse con medetomidina en varias especies disminuyen ambos parámetros (Arnemo 1992 y 1993, Jalanka 1990, Spelman 1993). Aunque los efectos estimulantes centrales de la ketamina sobre el sistema cardiovascular pueden compensar los efectos depresores de los alfa 2 agonistas (Verstegen 1991), la frecuencia cardiaca y respiratoria suelen disminuir durante la anestesia en varias especies de mustélidos (Fournier-Chambrillon 2003, Arnemo 1992, Spelman 1994, Kreeger 1998). En linceos boreales inmovilizados con KM las frecuencias respiratorias se mantienen relativamente constantes mientras que las frecuencias cardiacas van disminuyendo (Schöne, J 2002). En nuestro trabajo las frecuencias cardiacas se mantienen relativamente constantes durante los tiempos de monitorización pero con una tendencia al descenso. Al igual que en los linceos boreales, las frecuencias respiratorias se mantienen relativamente constantes.

Los fármacos alfa-2 agonistas inducen una pérdida de la capacidad termorreguladora (Mc Donald 1989, Virtanen 1989). En varias especies de mustélidos inmovilizados con KM, dependiendo de la temperatura ambiental, se ha observado una disminución significativa de la temperatura corporal (Fournier-Chambrillon 2003, Arnemo 1992, Arnemo 1993, Kreeger 1998). La

disminución de la temperatura corporal ha sido más marcada en aquellos animales sometidos a cirugía para la colocación de radioemisores intraperitoneales. En linceos boreales inmovilizados con KM se observa una disminución de la temperatura corporal, pero dentro de límites tolerables, parejo a una disminución de la frecuencia cardíaca, un aumento de la saturación de oxígeno pero con la frecuencia respiratoria constante (Schöne, J 2002). En servales (*Felis serval*) inmovilizados con ketamina-medetomidina-butorfanol la temperatura rectal no cambia significativamente, mientras que hay un descenso significativo de la frecuencia cardíaca y de la frecuencia respiratoria (Langan JN et al 2000). En nutrias de río norteamericanas (*Lutra canadensis*) inmovilizados con KM se produce un aumento de la frecuencia respiratoria y de la saturación de oxígeno, mientras que la frecuencia cardíaca disminuye.

Durante las anestésias de animales con KM se debe realizar una monitorización constante de la temperatura corporal y tener preparados sistemas de calefacción como esterillas calefactores ante posibles hipotermias.

En nuestro trabajo se han encontrado animales que durante las anestésias han presentado hipotermia o hipertermia dependiendo de la temperatura ambiental como ya se ha visto en otras especies (Arnemo et al 1992). La hipotermia inducida por los alfa 2 agonistas es reversible tras la administración de atipamezol (Virtanen, 1989; Arnemo et al; 1992). Por la climatología en las zonas donde se encuentran los linceos ibéricos es más probable que en las anestésias se produzca hipertermia que hipotermia como se ha observado en nuestro estudio.

La combinación de KM y la reversión con atipamezol se ha empleado en hembras preñadas, tanto en carnívoros como en herbívoros, aparentemente sin efectos perjudiciales (Jalanka 1990). Sólo se realizó la anestesia de una hembra preñada de linceo ibérico de vida libre y que fue liberada inmediatamente; por el seguimiento del animal se supo que parió sus cachorros.

La combinación de KM y la reversión con atipamezol parece una opción segura tanto en animales sanos como enfermos. Tras 1240 inmovilizaciones

realizadas en el Zoo de Helsinki no se produjo ninguna baja (Jalanka 1990). En el lince ibérico se ha empleado esta combinación en animales enfermos, traumatizados o débiles; el tiempo de recuperación ha sido superior pero no se produjeron otras consecuencias negativas.

Los parámetros de monitorización empleados si bien han sido suficientes para realizar la gran mayoría de las inmobilizaciones en animales sanos no ofrecen una información precisa del estado cardiorrespiratorio del animal. Es necesario ampliar la monitorización de los animales, especialmente en casos clínicos y anestésias prolongadas, con capnometría, presión arterial y electrocardiografía.

Si bien la combinación de KM ha demostrado ser eficaz en las inmobilizaciones de lince sanos es necesario el establecimiento de protocolos anestésicos más adaptados a casos concretos como cirugías, el tratamiento de animales politraumatizados o el de animales geriátricos. El crecimiento del programa de conservación ex situ y el tratamiento de animales de vida libre enfermos o traumatizados hace necesario el establecer protocolos anestésicos adaptados a cada situación.

6. 3 HEMATOLOGIA

Los clínicos deben conocer los posibles efectos de los fármacos empleados (incluyendo anestésicos) sobre los parámetros analíticos, entre ellos los hematológicos, para poder interpretar correctamente los resultados. Durante la captura química se produce una disminución en el recuento de eritrocitos, el valor hematocrito y la concentración de hemoglobina. Esto se debe principalmente a un efecto de hemodilución causado, por una parte, por una expansión del volumen plasmático con líquido extracelular y, por otra, por el secuestro de eritrocitos en el bazo. Este efecto se ha observado en la captura química de diversas especies de ungulados (Muntané J, 2002). En carnívoros salvajes la inmobilización con KM causa una disminución uniforme de los valores de hematocrito (Jalanka 1990). En nuestro estudio no podemos saber si se produce este efecto al disponer de una única muestra de sangre.

En los diferentes trabajos sobre hematología en felinos salvajes se suelen dar valores de referencia generales y no se suele investigar las posibles relaciones

entre las variaciones entre los parámetros hematológicos y diferentes variables como el método de captura, el tiempo de permanencia de los animales en cautividad o el protocolo anestésico empleado (Kocan AA y Blouin EF 1985, Weaver J y Johnson M 1995, Fuller et al., 1985, Dunbar M et al., 1997, Marco et al., 2000)

En nuestro estudio se encontró que los animales cautivos presentaban valores de recuento de eritrocitos, hematocrito y concentración de hemoglobina significativamente mayores que los animales de vida libre. Es posible que los animales cautivos al tener una mejor nutrición tengan valores de la serie roja más elevados.

En el estudio los animales de vida libre presentaron recuentos totales de leucocitos más elevados que los de cautividad; este aumento se debía a una neutrofilia y a una linfocitosis. Es interesante notar como en el trabajo de Beltran y Delibes (1990) el recuento medio que obtienen de leucocitos es superior al encontrado por nosotros, pero similar al recuento de animales de vida libre.

En linceos rojos de vida libre muestreados por Fuller et al., 1985 también presentaban valores de leucocitos y neutrófilos superiores a animales cautivos.. Este patrón se repitió en los animales capturados con jaula trampa respecto a los capturados con red. Todos los animales de vida libre salvo uno fueron capturados por jaula trampa.

En este trabajo la mayoría de los animales de vida libre han pasado varias horas en la jaula trampa antes de proceder a su anestesia. Esta situación es potencialmente estresante. Se sabe que la secreción de adrenalina hace aumentar la circulación de sangre y linfa. Esto hace que los leucocitos retenidos en los vasos periféricos (reserva marginal) y en los ganglios linfáticos, pasen a la sangre periférica causando neutrofilia y/o linfocitosis. En linceos boreales se ha observado que la captura con jaula trampa, donde el animal suele pasar varias horas antes de su anestesia, también causa recuentos superiores de neutrófilos que los capturados por un sistema de teleinyección controlado a distancia o por lazo (Ryser A et al., 2005). Posiblemente las diferencias se deban al tiempo en el que el animal se encuentra en una

situación estresante. En ese mismo trabajo llama la atención que los lazos, resultan menos estresantes que la jaula trampa; los lazos están conectados a un emisor que emite cuando se han cerrado, por lo que el animal se anestesia a los pocos minutos de haberse capturado, y no a las horas como cuando se captura con jaula trampa.

7. CONCLUSIONES

7. CONCLUSIONES

1. La aplicación de ketamina a 5 mg/kg y de medetomidina a 50 µg/kg por vía IM en el lince ibérico produce una inducción rápida y suave, una anestesia segura y predecible.
2. El tiempo de primeros efectos y el de decúbito no se ven afectados por el sexo, la población de origen, la situación del animal o el método de captura.
3. El tiempo de primeros efectos se ve afectado por la edad del animal. Los animales subadultos presentan tiempos más tardíos que los jóvenes o adultos.
4. La frecuencia cardíaca, la frecuencia respiratoria, la saturación de oxígeno (SpO₂) y la temperatura rectal permanecen relativamente constantes en los 30 primeros minutos de anestesia y no se encuentran diferencias significativas entre las variables sexo, edad, procedencia, situación y método de captura.
5. Los hemogramas de los lince ibéricos inmovilizados con ketamina y medetomidina que se encuentran en cautividad presentan recuentos de eritrocitos, concentración de hemoglobina y valor hematocrito más elevados que los animales de vida libre.
6. El recuento de leucocitos, linfocitos y neutrófilos de los lince ibéricos anestesiados con ketamina-medetomidina está influenciado por la situación del animal (cautivos o vida libre), siendo superiores en los animales de vida libre.
7. El recuento de leucocitos, linfocitos y neutrófilos de lince ibéricos anestesiados con ketamina-medetomidina está influenciado por el método de captura. Los animales capturados con jaula trampa presentan

valores superiores que los animales capturados con red y, por tanto, tienen posiblemente mayor grado de estrés y descarga adrenérgica.

8. RESUMEN

8. RESUMEN

El lince ibérico (*Lynx pardinus*) es el felino en mayor peligro de extinción del mundo. El manejo para la conservación de esta especie impone el uso de protocolos de anestesia eficaces y seguros que puedan emplearse tanto en situación de campo como en cautividad. En este trabajo se estudia la inmovilización de 63 lince ibéricos con el empleo de la combinación de ketamina y medetomidina por vía intramuscular, un protocolo no empleado previamente en la especie a pesar de haberse usado en un amplio abanico de especies salvajes incluidas muchas de felinos.

Los animales fueron capturados mediante jaula trampa, red o con dardo mediante cerbatana. Tras estimar el peso del animal se inyectó una dosis de 5 mgG de ketamina y de 50 ug de medetomidina (las dosis reales corresponden a $5,63 \pm 1,18$ MG/Kg. de ketamina y $53,54 \pm 6,81$ mg/Kg. de medetomidina). Las inmovilizaciones se llevaron a cabo por motivos de muestreo, colocación de radiocollares, exámenes sanitarios o reproductivos. Durante la anestesia se monitorizó la frecuencia cardiaca (111 ± 20 latidos/min.) , la frecuencia respiratoria (38 ± 11 respiraciones/min.), la temperatura corporal ($37,8 \pm 1,2$ °C) y la saturación de oxígeno periférico (92 ± 4 %) cada 5 minutos. Como parte del protocolo de examen sanitario de cada animal se tomaron, entre otras, muestras de sangre para estudios hematológicos.

Tras la administración de la KM los primeros efectos se observaron a los $2,95 \pm 1,92$ min. y el tiempo de inducción fue a los $6,56 \pm 4,25$ min. Durante la anestesia los animales presentaron una buena analgesia periférica y una completa relajación muscular. La frecuencia cardiaca, frecuencia respiratoria, saturación de oxígeno y temperatura corporal se mostraron relativamente constantes en los tres tiempos estudiados (10 ± 5 min., 20 ± 5 min. y 30 ± 5 min.) y no se encontraron diferencias significativas por la edad, el sexo, la población de origen, la situación del animal o el método de captura empleado.

Los animales en cautividad anestesiados con ketamina y medetomidina presentaron valores de eritrocitos, hematocrito y hemoglobina superiores a los animales de vida libre. Los animales de vida libre y los animales capturados con jaula trampa presentaron recuentos de leucocitos, neutrófilos y linfocitos superiores a los de cautividad y a los capturados por otros métodos

9. SUMMARY

9. SUMMARY

The Iberian lynx (*Lynx pardinus*) is the most critically endangered felid. The conservation measures implemented to save the specie from the extinction includes also the management of animals and the development of safe and efficacy anaesthetic protocols for *in situ* and *ex situ* situations. On this study we performed 63 immobilizations with the combination of ketamine and medetomidine by IM injection, a new protocol for this specie although has been extensively use in other wild species including most of the felids..

63 healthy animals were captured using double-door box traps, nets or darting with blowpipes. After estimating the body weight of the subject, 5 mg/kg BW ketamine and 50 µg/kg BW medetomidine (actual dosages were found to be 5,63±1,18 and 53,54±6,81) were injected. All immobilizations were carried out in conjunction with sampling, radiocollaring, health screening or reproductive exams. Heart rate (111±20 BPM) , respiratory rate (38±11 breaths/min.), rectal body temperature (37,8±1,2 °C) and relative arterial oxygen saturation (92±4 %) were recorded every 5 minutes. Blood samples were taken for haematology, other health surveys, and biobank resources.

Administration of ketamine and medetomidine resulted in rapid and smooth inductions: first anesthetic effect in 2,95±1,92 min. and the induction time was 6,56±4,25 min. On the anesthesia animals showed a good peripheric analgesia and a full muscular relaxation. Heart rate, respiratory rate, oxygen saturation, and body temperature were relative constant on the three period times studied ((10±5 min., 20±5 min. y 30±5 min.) and no significant differences were found due to age, sex, origin population, animal situation (free ranging or captive) or the capture method employed.

Animals in captivity immobilized with this protocol showed higher values of total red blood cell count, packed cell volume and hemoglobin in relation with free ranging. Free ranging animals and animals captured with box traps showed higher values of total white blood cells, neutrophils and lymphocytes than captive ones and captured by other methods.

ANEXO. FICHA ANESTESIA

Caso # Día/ Mes/ Año: ___/___/___

Identificación _____ N° CHIP _____

Fecha nacim. _____ Sexo ____

Lugar de captura
para anestesia / fecha / hora _____ / ___/___/___ / ____:_____

Lugar de anestesia _____

Historia clínica y razón del manejo _____

Examen visual (actitud, condición corporal, aspecto del pelaje, brillo de los ojos, respiración , apreciación de un problema evidente)

Peso estimado _____

Estado de salud <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Anormal	Comportamiento <input type="checkbox"/> deprimido <input type="checkbox"/> alerta <input type="checkbox"/> agresivo <input type="checkbox"/> aprehensivo	Actividad <input type="checkbox"/> calmado <input type="checkbox"/> activo <input type="checkbox"/> excitado	Tiempo de ayuno <input type="checkbox"/> < 8 horas <input type="checkbox"/> 8-24 horas <input type="checkbox"/> 24-48 horas <input type="checkbox"/> > 48 horas	Método captura <input type="checkbox"/> jaula trampa <input type="checkbox"/> cerbatana <input type="checkbox"/> red
Condición corporal <input type="checkbox"/> obeso <input type="checkbox"/> buena <input type="checkbox"/> delgado <input type="checkbox"/> emaciado	Estado físico <input type="checkbox"/> Clase I. Sano <input type="checkbox"/> Clase II. Enfermedad ligera <input type="checkbox"/> Clase III. Enfermedad severa <input type="checkbox"/> Clase IV. Enfermedad crónica severa <input type="checkbox"/> Clase V. Puede no sobrevivir anestesia	Condiciones de inmovilización <input type="checkbox"/> vida libre <input type="checkbox"/> instalación amplia <input type="checkbox"/> instalación pequeña <input type="checkbox"/> jaula de compresión <input type="checkbox"/> Sujeción física para adm. droga		

Temperatura / Humedad _____ / _____

Dosis	Droga	Cantidad mg o %	Via	Tiempo adm.	Éxito de adm.	Efecto	Tiempo de efecto
				__ : __			__ : __
				__ : __			__ : __
				__ : __			__ : __
				__ : __			__ : __
				__ : __			__ : __
				__ : __			__ : __
				__ : __			__ : __

Dosis: Preanestésica Inmovilizante Suplemento Mantenimiento Antagonista Otra	Via Dardo Jeringa Máscara Tubo endotraqueal Cateter IV	Éxito adm. Completo Parcial Ninguno	Efecto 0.No efecto 1. Sedación ligera 2. Sedación profunda 3. Anestesia ligera 4. Anestesia quirúrgica 5. Excesivamente profundo 6. Muerte
--	---	--	---

10. BIBLIOGRAFIA

10. BIBLIOGRAFIA

- Arnemo JM, Ahlqvist P, Gangas L, Odden J, Segerström P. Biomedical protocol for free-ranging Lynx (*Lynx lynx*) in Scandinavia. 2004 Norwegian School of Veterinary Science, Tromsø, Norway.
- Arnemo JM, Moe RO, Soli NE. Immobilization of captive pine martens (*Martes martes*) with medetomidine-ketamine and reversal with atipamezole. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1994 25(4):548-554.
- Arnemo JM, Soli NE. Immobilization of mink (*Mustela vison*) with medetomidine-ketamine and remobilization with atipamezole. *Veterinary Research Communications*. 1992 16:281-292.
- Beltrán JF, Delibes, M, Recio F, Aza C. Hematological and serum chemical characteristics of the Iberian lynx (*Lynx pardina*) in southwestern Spain. *Canadian Journal of Zoology*. 1991, vol 69, 840-846.
- Beltrán JF, Tewes ME. Immobilization of ocelots and bobcats with ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases*. 1995 31(1), 48-48.
- Beltrán JF, Delibes M. Physical characteristics of Iberian lynxes (*Lynx pardinus*) from Doñana, Southwestern Spain. *Journal of Mammalogy*. 1993, 74(4):852-862
- Berthier JL, Blanvillain C, Bomsel MC, Gerbet S, Chaduc Y. Anesthesia and immobilization in zoo mammals and birds with medetomidine-ketamine combination, and reversal with atipamezole. in: *Proceedings of the European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians*, Rostock 1996, S.67-74
- Bush M. Remote drug delivery systems. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1992. 23(2):159-180. Review article

Calzada, J. Impacto de depredación y selección de presa del lince ibérico y del zorro sobre el conejo. Tesis de licenciatura, Universidad de León, 2000.

Cattet MR, Caulkett NA, Polischuk SC, Ramsay MA. Anesthesia of polar bears (*Ursus maritimus*) with zolazepam-tiletamine, medetomidine-ketamine, and medetomidine-zolazepam-tiletamine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1999 Sep;30(3):354-60.

Cullen LK. Medetomidine sedation in dogs and cats: a review of its pharmacology, antagonism and dose. *British Veterinary Journal*. 1996 Sep;152(5):519-35. Review.

Curro TG, Okeson D, Zimmerman D, Armstrong DL, Simmons LG. Xylazine-midazolam-ketamine versus medetomidine-midazolam-ketamine anesthesia in captive Siberian tigers (*Panthera tigris altaica*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 2004 Sep;35(3):320-7

Dobromylskij P. Cardiovascular changes associated with anaesthesia induced by medetomidine combined with ketamine in cats. *Journal of Small Animal Practice*. 1996 Apr;37(4):169-72.

Dunbar MR, Nol Pauline, Linda SB. Hematological and serum biochemical reference intervals for Florida Panthers. *Journal of Wildlife Diseases*. 1997, 33(4): 783-789.

Fernandez-Moran J, Perez E, Sanmartin M, Saavedra D, Manteca-Vilanova X. Reversible immobilization of eurasian otters with a combination of ketamine and medetomidine. *Journal of Wildlife Diseases*. 2001 Jul;37(3):561-5.

Ferreras P, Beltrán JF, Aldama JJ, Delibes M. Spatial organization and land tenure system of the endangered iberian lynx (*Lynx pardinus*). *Journal of Zoology*, 1997. 243:163-189.

- Ferreras P, Delibes M, Palomares F, Fedriani JM, Calzada J, Revilla E. Proximate and ultimate causes of dispersal in the Iberian Lynx (*Lynx pardinus*). *Behavioural Ecology*, 2004. vol. 15, nº 1:31:40.
- Ferreras P, Aldama JJ, Beltran JF, Delibes M. Immobilization of the endangered Iberian lynx with xylazine- and ketamine-hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases*. 1994 Jan;30(1):65-8.
- Fournier-Chambrillon C, Chusseau JP, Dupuch J, Maizeret C, Fournier P. Immobilization of free-ranging European mink (*Mustela lutreola*) and polecat (*Mustela putorius*) with medetomidine-ketamine and reversal by atipamezole. *Journal of Wildlife Disease*. 2003 Apr;39(2):393-9.
- Fournier P, Fournier-Chambrillon C, Vié JC. Immobilization of wild kinkajous (*Potos flavus*) with medetomidine-ketamine and reversal with atipamezole. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1998 29:190-194.
- Fuller TK, Kerr KD, Karns PD. Hematology and serum chemistry of bobcats in Northcentral Minnesota. *Journal of Wildlife Diseases*, 21(1). 1985, pp 29-32.
- Gomez-Villamandos RJ, Velarde J, Dominguez JM, Granados MM, Villalobos CM, Galka ME. Sevoflurane anaesthesia in Iberian lynx (*Lynx pardinus*). *Vet Rec*. 2007 Apr 28;160(17):592-3
- Guzmán JN, García FJ, Garrote G, Pérez de Ayala R, Iglesias C. El lince ibérico (*Lynx pardinus*) en España y Portugal. Censo diagnóstico de las poblaciones. Dirección General para la Biodiversidad. Madrid. 2004, 184 pp.
- Haulena M, Gulland FM. Use of medetomidine-zolazepam-tiletamine with and without atipamezole reversal to immobilize captive California sea lions. *Journal of Wildlife Diseases*. 2001 Jul;37(3):566-73.
- Haulena M, Gulland FM, Calkins DG, Spraker TR. Immobilization of California sea lions using medetomidine plus ketamine with and without isoflurane and

reversal with atipamezole. *Journal of Wildlife Diseases*. 2000 Jan;36(1):124-30.

Holz P, Holz RM, Barnett JEF. Effects of atropine on medetomidine/ketamine immobilization in the Gray Wolf (*Canis lupus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1994 25(2):209-213.

Jacquier M, Aarhaug P, Arnemo JM, Bauer H, Enriquez B. Reversible immobilization of free-ranging African lions (*Panthera leo*) with medetomidine-tiletamine-zolazepam and atipamezole. *Journal of Wildlife Diseases*. 2006 Apr;42(2):432-6.

Jalanka HH. Evaluation and comparison of two ketamine-based immobilization techniques in snow leopards (*Panthera uncia*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1989, 20(2):163-169.

Jalanka, HH. Medetomidine- and ketamine-induced immobilization of snow leopards (*Panthera uncia*): Doses, evaluation, and reversal by atipamezole. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1989 20(2), 154-162.

Jalanka HH, Roeken BO. The use of medetomidina, medetomidina-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic mammals: a review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1990 21(3): 259-282.

Kocan AA, Blouin EF. Hematologic and serum chemical values for free-ranging bobcats, *Felis rufus* (Shreber), with reference to animals with natural infections of *Cytauxzoon felis* Kier, 1979. *Journal of Wildlife Diseases*. 1985 21(2), pp. 190-192.

Kreeger TJ, Arnemo JM, Raath J. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization, International Edition*. Wildlife Pharmaceuticals, Inc., Fort Collins, Colorado USA. 2002, p 412.

Kreeger TJ, Vargas A, Plumb GE, Thorne ET. Ketamine-medetomidine or isoflurane immobilization of black-footed ferrets. *Journal of Wildlife Management*. 1998 62: 654-662.

Langan JN, Schumacher J, Pollock C, Orosz SE, Jones MP, Harvey RC. Cardiopulmonary and anesthetic effects of medetomidine-ketamine-butorphanol and antagonism with atipamezole in servals (*Felis serval*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2000 Sep;31(3):329-34

Lewis JC. Field use of isoflurane and air anesthetic equipment in wildlife. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2004 35(3): 303-311.

Marco I, Martinez F, Pastor J, Lavin S Hematologic and serum chemistry values of the captive European wildcat *Journal of Wildlife Diseases*. 2000 36: 445-449

Mc Donald E, Haapalinna R, Virtanen R, Lammintausta R. 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 atipamezol. *Acta Veterinaria Scandinavia*. 1989 85:77-81.

Anesthetic induction of captive tigers (*Panthera tigris*) using a medetomidine-ketamine combination. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2003 Sep;34(3):307-8.

Moens Y, Fargetton X. A comparative study of medetomidine/ketamine and xylazine/ketamine anaesthesia in dogs. *Veterinary Record*. 1990 Dec 8;127(23):567-71.

Muntané J. *Valoración del estrés de captura, manejo y transporte en el Corzo (Capreolus capreolus). Efecto de la acepromacina y de la cautividad.. Tesis doctoral. Facultad de Veterinaria de Barcelona. 2002*

- Nicholson A. Monitoring techniques and equipment for small animal anesthesia. *Australian Veterinary Journal*. 1996, 74:114-123
- Pastor J, Bach-Raich E, Mesalles M, Cuenca R, Lavin S. Hematological referente values and critical diference of selected parameters for the. Iberian Lynx using a flow cytometer laser analyzer (Advia 120). En *Iberian Lynx Ex Situ conservation seminar series – Proceedings*, Sevilla, Sept-Nov 2006,
- Poole KG, Mowat G, Slough BG. Chemical immobilization of lynx. *Wildlife Society Bulletin*. 1993 21: 136-140.
- Pluma DC. *Veterinary drug handbook*. 3th ed. Iowa State University Press, Ames, 1999 Iowa.pp 648-651
- Rodriguez A, Delibes M. Current range and status of Iberian lynx (*Felis pardina* Temminck, 1824) in Spain. *Biology Conservation*. 1992, 61:189-196.
- Ryser A, Scholl M, Zwahlen M, Oetliker M, Ryser-Degiorgis MP, Breitenmoser U. A remote-controlled teleinjection system for the low-stress capture of large mammals. 2005 *Wildlife Society Bulletin*, 33(2): 721-730.
- Schöne J, Hackenbroich Ch, Bonath KH, Böer M. Medetomidine-ketamine remote anaesthesia of the Eurasian Lynx (*Lynx lynx* Linné, 1758) and its effects on anaesthetic depth, respiration, circulation and metabolism. 4th European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians (EAZWV) scientific meeting joint with the EWDA. Heidelberg, Germany. *Proceedings Book 2002*, May 8-12.
- Selmi AL, Mendes GM, Figueiredo JP, Barbudo-Selmi GR, Lins BT. Comparison of medetomidine-ketamine and dexmedetomidine-ketamine anesthesia in golden-headed lion tamarins. *Canadian Veterinary Journal*. 2004 Jun;45(6):481-5.

Schaftenaar, W. Evaluation of four years experience with medetomidine-ketamine anesthesia in zoo animals.

in: Proceedings of the European Association of Zoo- and Wildlife Veterinarians, Rostock 1996, S. 79-86

Shindle DB, Tewes ME. Immobilization of wild ocelots with tiletamine and zolazepam in southern Texas.

Journal of Wildlife Diseases. 2000 Jul;36(3):546-50.

Short CE. Medetomidine: a new alfa 2 adrenergic medication for sedation and analgesia in small animal practice. Veterinary Medicine Suppl. The Veterinary CE Advisor. 1996 91:1-12.

Soto-Azat C, Boher F, Flores G, Mora E, Santibañez A, Medina-Vogel G. Reversible anesthesia in wild marine otters (*Lontra felina*) using ketamine and medetomidine. Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 2006 Dec;37(4):535-8.

Spelman LH, Sumner PW, Levine JF, Stoskopf MK.

Anesthesia of North American river otters (*Lutra canadensis*) with medetomidine-ketamine and reversal by atipamezole.

Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 1994 25(2), 214-223.

Tomizawa N, Tsujimoto T, Itoh K, Ogino T, Nakamura K, Hara S. Chemical restraint of African lions (*Panthera leo*) with medetomidine-ketamine. Journal of Veterinary Medicine Science. 1997 Apr;59(4):307-10.

Vähä-Vahe, AT. Clinical evaluation of medetomidine, a novel sedative and analgesic drug for dogs and cats. Acta Veterinaria Scandinavica. 1989 30:267-273.

Verstegen J, Fargetton X, Donnay I, Ectors F. An evaluation of medetomidine/ketamine and other drug combinations for anaesthesia in cats. *The Veterinary Record*. 1991 Jan 12;128(2):32-5.

Virtanen R. Pharmacological profiles of medetomidine and its antagonist, atipamezole. *Acta Veterinaria Scandinavia* 1989, 85:29-37.

Walzer C, Huber C. Partial antagonism of tiletamine-zolazepam anesthesia in cheetah. *Journal of Wildlife Diseases*. 2002 Apr;38(2):468-72.

Ward DG, Blyde D, Lemon J, Johnston S. Anesthesia of captive African wild dogs (*Lycaon pictus*) using a medetomidine-ketamine-atropine combination. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 2006 Jun;37(2):160-4.

Weaver JL, Johnson MR. Hematological and serum chemistry of captive Canadian Lynx. *Journal of Wildlife Diseases*. 1995, 31(2):212-215.

....por fin, adios espina...