



MANUAL CLÍNICO DEL LINCE IBÉRICO

Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios del Lince Ibérico
Primer borrador: Noviembre 2004

Introducción.....	2
I ANESTESIA.....	3
II MANEJO DE LINCES ANESTESIADOS.....	6
III EMERGENCIAS ANESTÉSICAS.....	7
Parada o depresión respiratoria.....	7
Parada cardíaca.....	8
Hipertermia.....	8
Shock.....	10
Heridas.....	10
Tratamiento de dientes partidos.....	10
IV EXAMEN FISICO.....	11
V RECOLECCIÓN DE MUESTRAS BIOLÓGICAS.....	11
VI Recuperación postanestésica.....	13
Anexo I. Ficha de anestesia y examen de lince ibérico.....	15
Anexo II.....	17
Anexo III.....	18
(TODO este material debe estar PREPARADO para su uso inmediato).....	19
Anexo V.....	21

Introducción

El presente manual clínico tiene dos objetivos: el primero y más importante es establecer cómo manipular y anestésiar lincos ibéricos de forma segura, y el segundo es estandarizar el examen físico y recolección de muestras sobre estos animales para maximizar su aprovechamiento diagnóstico o científico.

El manual toma de base el Protocolo de Revisión Sanitaria y Necropsia, Vacunaciones y Desparasitaciones, del Equipo para la Cría en Cautividad del Lince Ibérico (ECCLI), con fecha del 25 de Septiembre del 2002, así como la sección de aspectos sanitarios del Manual de Protocolos para el Programa de Conservación Ex -Situ del Lince Ibérico, del ECCLI con fecha de 15 de Junio del 2000.

El presente manual se ha escrito para que se aplique siempre que sea necesaria la anestesia y manipulación de ejemplares de lince ibérico, como en:

- La captura de animales de la naturaleza para su incorporación al Programa de Cría en Cautividad
- Siempre que sea preciso anestésiar a un animal (actuaciones clínicas, colocación de sistemas de radioseguimiento, traslados, recogida de muestras biológicas, accidentes, emergencias, etc)
- Cuando esté indicado o se considere oportuno realizar una revisión sanitaria de animales en cautividad
- Antes de la liberación de animales que estaban en cautividad, tanto criados en cautividad como animales de recuperación

I ANESTESIA

La anestesia de un lince sólo la puede realizar personal cualificado con experiencia y SIEMPRE con ASESORAMIENTO VETERINARIO.

Aunque los protocolos anestésicos y fármacos actuales son bastante seguros una anestesia no deja de conllevar un riesgo, y esta precaución se debe extremar en una especie tan amenazada como el lince. Los riesgos de la anestesia no son atribuibles exclusivamente a los fármacos empleados sino a todo el procedimiento en conjunto, donde se pueden producir heridas, asfixias por regurgitaciones, accidentes, etc. Por ello, idealmente, la captura y anestesia de un animal debe estar PLANIFICADA en todas sus fases. ¿Está preparado todo el material? ¿Quién se encarga de monitorizar los signos vitales? ¿Está disponible el material necesario si se produce una parada respiratoria? ¿Dónde se dejará al animal al recuperarse de la anestesia? ¿Cómo y dónde se va a trasladar al animal?

Conviene estar familiarizado con saber estimar el peso del animal a simple vista para ajustar con seguridad la anestesia. En muchas ocasiones la anestesia se realiza sin conocer con exactitud el peso del animal, salvo los animales que se encuentran en cautividad y que son pesados regularmente. Normalmente un macho adulto puede pesar de 12-16 kgs y una hembra adulta de 9-12 kgs.

Idealmente el animal debe someterse a ayuno previo de 24 horas de alimentos sólidos, y de 12 horas de agua. Si se va a realizar recogida de esperma por electroeyaculación, el ayuno de líquidos debe ser también de 24 horas, para reducir el riesgo de contaminación por orina.

Al realizar la anestesia de un lince al menos dos personas del equipo deben tener experiencia con el uso de anestésicos y otros fármacos, así como en técnicas de emergencias, curas de heridas y otros imprevistos que pueden aparecer durante todo el proceso de manipulación del animal. Una de las personas se encargará exclusivamente de monitorizar al animal y llevar las anotaciones en la ficha de examen y anestesia (Anexo I) y como mínimo otra persona, aunque es aconsejable que sean dos, se encargará de realizar el examen completo y la toma de muestras.

La forma de anestesiarse y trabajar con un lince puede variar considerablemente entre un examen programado en un centro, una captura de un animal sano en el campo o la captura de un animal que se observa más débil o enfermo. Aunque con este manual se pretende estandarizar la forma de trabajo, pueden aparecer situaciones imprevistas y dificultades, que los técnicos con experiencia y conocimientos tendrán que solventar con flexibilidad. No se puede ni se pretende recoger en un manual todo lo que puede ocurrir.

Las posibles situaciones de anestesia son:

- **Lince en instalación exterior o en el campo.**

Hay que extremar las precauciones en el caso de tener que anestesiarse un animal que no se encuentre en un recinto (de vida libre); podría escapar y quedar dormido fuera de nuestro control. En el caso de tener que anestesiarse un lince en una instalación exterior donde no se puede pasar a una jaula más pequeña o de compresión, o bien un animal libre en el campo, se puede

emplear una pistola anestésica de aire comprimido, un rifle anestésico o una cerbatana. Antes de disparar el dardo hay que asegurarse que no existan zonas peligrosas como taludes o balsas de agua donde el animal pudiera caer. Se procurará minimizar el estrés del animal tanto para tener una anestesia más eficaz como para evitar que se produzcan accidentes. Procuraremos no disparar sobre un animal que se esté moviendo, para evitar dar sobre zonas delicadas (tórax, abdomen o cabeza). Una vez realizado el disparo el personal debe retirarse a cierta distancia o salir de la instalación; se pretende no añadir más estrés pero al mismo tiempo poder observar cómo responde el animal.

En ocasiones se pueden utilizar redes montadas en arcos tipo cazamariposas o sueltas para hacer una contención física y seguidamente administrar la anestesia, normalmente a mano con jeringa. Nos aseguramos así de administrar mejor y de forma más segura la anestesia pero resulta más estresante y con más riesgo de accidentes.

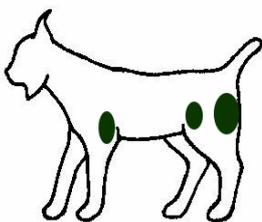
- **Lince en cajón trampa.**

Una vez capturado y cuando se considere necesario anestesiarlo, se pasará al animal a una jaula de compresión o contención. Una vez en la jaula se puede desplazar una de las paredes para dejar inmovilizado al animal y así administrar con facilidad y seguridad la anestesia.

La jaula de compresión se desinfectará pulverizando con una solución tipo Virkon® después de cada uso.

Una vez administrada la anestesia se cubrirá la jaula con una manta, o se dejará en una habitación oscura, minimizando ruidos estresantes. El personal se retirará a una cierta distancia pero controlando en todo momento la evolución de la inducción.

Cuando se anestesie un animal con dardo se procurará emplear agujas cortas, para provocar menos trauma. Existen agujas simples y agujas con collar. Las agujas simples provocan menos trauma pero tienen el inconveniente que se pueden caer fácilmente o incluso rebotar, por lo que a veces no sabemos si se ha inyectado toda la droga. Serán de elección para anestésicos a corta distancia o en recintos pequeños y con cerbatana. Las agujas de collar quedan clavadas en el animal y aseguran la eyección total de la droga. Como contrapartida son más traumáticas. Serán de elección para anestésicos a larga distancia, normalmente con pistola o rifle, aunque también con cerbatana. Normalmente se pueden utilizar dardos de 3 cc que tienen capacidad suficiente para las combinaciones anestésicas empleadas.



En el dibujo quedan marcadas en negro tres zonas para la administración de la anestesia por dardo. La primera zona, de izquierda a derecha, corresponde al tríceps, detrás del húmero y por debajo de la escápula, no es la más recomendable. La zona siguiente corresponde al cuadriceps, por delante del fémur. La última zona es la más recomendada por ser más amplia y con menor riesgo, corresponde al semimembrano, por detrás del fémur.

Si no se está seguro de cuánta droga fue inyectada inicialmente (p.ej: el dardo rebotó o se desprendió rápidamente) se recomienda esperar por lo menos 10 minutos antes de volver a intentarlo.

Protocolos anestésicos

Ketamina y Medetomidina

Dosis: 2.5-5 mg/Kg ketamina y 50-80 mcg/Kg de medetomidina

Productos: Imalgene 1000 (ketamina 100 mg/ml) y Domtor (1000 mcg/ml).

Uso: como única anestesia para todo el procedimiento o para continuarla con anestesia inhalatoria con isofluorano si es necesario. Normalmente produce una anestesia de unos 30-40 minutos.

Nota: La medetomidina solo se administrará en el dardo/dosis inicial. No se emplea la medetomidina para prolongar una anestesia o profundizar el plano de anestesia. Para prolongar una anestesia inyectable o hacerla más profunda usar ketamina a razón de 1-2 mg/kg IM o IV, que suele corresponder a la mitad del volumen inicial de ketamina.

Reversión: Atipamezol antagoniza la medetomidina y se puede administrar una vez que hayan finalizado las manipulaciones con el animal. Antisedan (atipamezol 5000 mcg/ml) se emplea a una dosis 4-5 X la dosis de la medetomidina, que corresponde al mismo volumen de Domtor; si se emplearon 80 mcg/kg de medetomidina para producir la anestesia, la dosis de atipamezol será de 320-400 mcg/kg. El atipamezol se administrará por vía intramuscular, y por lo menos 30 minutos después de la administración de medetomidina. De esta forma se asegura que la ketamina haya sido parcial o totalmente metabolizada.

Tiletamina y Zolazepam

Dosis: 5-10 mg/kg

Producto: Zoletil 50. Un frasco de liofilizado con 125 mg de tiletamina y 125 mg de zolazepam, y otro frasco con 5 ml de solvente. Si se diluye en todo el solvente queda una solución final de 50 mg/ml. La solución preparada se mantiene estable una semana en refrigeración.

Nota: Zoletil sólo debe ser administrado en el dardo/dosis inicial. En caso de necesitarse prolongar la anestesia o profundizarla no emplear NUNCA Zoletil, sino ketamina a razón de 1-2 mg/kg IM o IV.

Normalmente con Zoletil los animales presentan un incremento de la salivación, párpados abiertos, rigidez muscular en todo el cuerpo (incluyendo tono mandibular), reflejos completos (ej. corneal y pedal). Los animales deben ser capaces de tragar y expectorar, ambas acciones son reflejas. No deben presentar temblores musculares ni convulsiones.

Reversión: Flumazenil es el antagonista del zolazepam (el componente de la benzodiazepina en el Telazol). El flumazenilo se puede administrar una vez que se ha terminado de trabajar con el animal, intramuscular a una dosis de 1 mg de flumazenilo por cada 20 mg de zolazepam. Flumazenilo no tiene un efecto antagonista sobre la tiletamina, ni la ketamina, por lo que sólo se puede usar después de que haya transcurrido 30 minutos de la administración inicial de zoletil o

una dosis suplementaria de ketamina. De igual forma entre una y otra administración de flumazenilo deben de haber pasado 30 minutos.

Indicaciones: alternativa a la anestesia de ketamina con medetomidina, anestesia de elección para extracción de semen por electroeyaculación al no causar relajación de esfínteres.

Anestesia inyectable y continuar con anestesia inhalatoria de isofluorano

Cuando el plano anestésico vaya disminuyendo (normalmente a los 30-60 minutos de la administración de anestesia inyectable), podemos continuar, si se hace necesario, la anestesia con inhalatoria de isofluorano. Normalmente empleamos un circuito abierto (una T-Ayres).

Normalmente se administra por máscara, iniciando con un flujo de 1 que se puede ir elevando según la monitorización. El flujo de oxígeno se mantiene entre 2-4 litros por minuto.

II MANEJO DE LINCES ANESTESIADOS

Una vez administrada la anestesia se procurará minimizar estímulos exteriores (ruidos, hablar fuerte, no acariciar al animal, etc). Se procurará observar al animal para anotar cuándo se produce el inicio de la ataxia (tiempo de efecto inicial) y cuándo, posteriormente, queda tumbado y no responde a estímulos (tiempo de inducción). Antes de manipular cualquier animal anestesiado hay que asegurarse de que realmente lo esté, por ejemplo tocando cabeza y extremidades con un palo o bastón.

Una vez comprobado que se puede manipular al animal sin riesgo, se pondrá en decúbito esternal, con la cabeza y el cuello ligeramente estirados para que pueda respirar con facilidad. La boca se situará en una posición inferior al cuello por si existe salivación, y así la saliva vaya hacia fuera y no descienda hacia la tráquea. Antes de seguir con el manejo del animal se comprobará si respira con normalidad y si las mucosas están rosadas.

El animal se colocará en una zona protegida del frío o del calor, evitando el sol directo.

Sobre los ojos se aplicará una pomada oftálmica lubricante (Lubrithal®, Specicare) para prevenir la deshidratación de la córnea. Además, en situación de campo, se colocará una toalla sobre los ojos para protegerlos del sol y del polvo. Cubriendo los ojos también se minimiza cualquier estímulo visual que interfiriera con la anestesia. Si se ha ensuciado ojos, nariz o boca se limpiará lavando con suero fisiológico.

Si se ha empleado un dardo se debe examinar la zona de inyección por si se ha producido una herida grave o si sangra. En caso necesario limpiar y desinfectar convenientemente la zona y administrar un antibiótico de larga acción (Clamoxyl LA®).

Empezar a monitorizar lo antes posible al animal anestesiado. Siempre habrá una persona encargada **EXCLUSIVAMENTE** de monitorizar al animal durante todo el procedimiento. Se deben ir midiendo como mínimo la frecuencia cardiaca, la frecuencia respiratoria y la temperatura rectal. **La frecuencia cardiaca y respiratoria debe ser tomada cada 5 minutos y la temperatura cada 10 minutos.** Es fundamental conocer el tipo de inmovilización que produce cada anestesia, para poder reconocer posibles problemas. Así la anestesia con zoletil (y ketamina) producirá rigidez muscular, aumento de la salivación, los ojos quedaran abiertos y el animal mantendrá intactos los reflejos.

Para monitorizar la anestesia se empleará pulsioxímetro, termómetro y estetoscopio, además de la observación de la respiración, color de mucosas, tiempo de relleno capilar y notar el pulso en la arteria femoral. Mediante un pulsioxímetro tipo SurgiVet® se puede medir la saturación parcial de oxígeno (%PO₂), la frecuencia cardiaca (BPM), la frecuencia respiratoria (RPM) y la temperatura rectal (TEMP). Aunque este tipo de monitores resulten de gran ayuda no existe mejor criterio que el de un anestesista experimentado, que está pendiente si los sensores del pulsioxímetro están bien colocados, que observa el tipo de respiración, la coloración de las mucosas, la evolución de la anestesia, etc.

Todos los datos de monitorización se irán registrando en la ficha de anestesia y examen (Anejo I).

Si se sospecha que pueda producirse una emergencia anestésica o el estado del animal lo aconseja, se pondrá una vía en la vena cefálica, safena externa o yugular. Se recomienda depilar la zona y realizar una pequeña incisión en la piel para localizar la vena y asegurar la colocación de una bránula o palomilla que se puede conectar a un sistema de gotero.

III EMERGENCIAS ANESTÉSICAS

En el equipo de campo estará siempre disponible el material y drogas necesarias ante las posibles emergencias anestésicas. **DESPUES** de cada anestesia se debe revisar y reponer el material gastado.

Parada o depresión respiratoria

Probablemente sea la emergencia más común en inmovilizaciones de campo.

El diagnóstico se basa en:

- Pocas respiraciones (menos de 4 por minuto) o ninguna
- Mucosas del paladar azules o grises
- Saturación de oxígeno <80% (aunque una saturación inferior al 90% ya debe considerarse preocupante)

Posibles causas:

- Por la propia droga anestésica
- Obstrucción de las vías respiratorias, por una mala posición de la cabeza o el cuello, debido a una excesiva salivación o regurgitación de ingesta, o debido a un edema laríngeo
- Presión sobre el diafragma por el contenido intestinal
- Acumulación de CO₂ que altera la respiración normal

Tratamiento:

- No administre más drogas anestésicas. Si está empleando anestesia inhalatoria cierre el circuito anestésico, vacíe el circuito de gases y mantenga el aporte de oxígeno.
- Compruebe que la cabeza y el cuello estén en posición adecuada (extendida y que no haya ningún objeto haciendo compresión). Compruebe que no haya vómito u objetos extraños bloqueando la tráquea.
- Coloque una sonda endotraqueal y administre oxígeno mediante un ambú o conectándola a un tanque de oxígeno.
- Administre 1-2 mg/kg de doxapram (Docatone) Iv o Im en el músculo de la lengua si no se puede encontrar rápidamente una vena.
Nota: La administración de doxapram puede hacer que el animal se despierte, especialmente si se ha anestesiado con Zoletil.
- Administre el antagonista apropiado (atipamezol o flumazenilo).
Nota: el antagonista revertirá el efecto de una de las drogas usadas, por lo que la recuperación del animal suele ser parcial.

Parada cardíaca

Suele venir después de una parada respiratoria. Es la emergencia anestésica más grave y de peor pronóstico

Diagnóstico:

- Pulso o latido cardíaco débil o ausente
- Mucosas cianóticas
- Relleno capilar pobre
- Pupilas dilatadas
- Extremidades frías
- Pérdida de consciencia

Causas:

- Parada respiratoria no resuelta
- Inducida por la droga
- Desequilibrio ácido-básico

Tratamiento:

- No administre ninguna droga anestésica adicional
- Asegúrese que el animal puede respirar antes de empezar a hacer ningún masaje cardíaco
- Comience un masaje cardíaco externo. Aplique presión firme a razón de 60-100 ciclos/minuto sobre la zona cardíaca. Un asistente debería palpar la arteria femoral para asegurarse que se está realizando bien los masajes y se nota presión en la arteria.
- Administre 0.02 mg/Kg de una solución de adrenalina 1:1000 (1 mg/ml) endovenosa o intracardiaca y continúe con el masaje externo. Para un lince de unos 10 kg sería aproximadamente 0.1 ml de Adrenalina 1mg/ml.
- Administre 20 ml/kg de un suero Ringer lactato por vía endovenosa en bolos.
- Si no hay respuesta rápida repita la administración de adrenalina a intervalos de 5 minutos.

Hipertermia

Se considera hipertermia cuando la temperatura rectal es >41°C

Causas:

- Producción de calor interno por un exceso de actividad física
- Absorción de calor externo (si se hace la inmovilización al sol)
- Compromiso del centro termorregulador por las drogas
- Inhibición de la actividad termorreguladora debido a la anestesia

Tratamiento:

- Asegurarse de tener el animal a la sombra
- Coloque acumuladores de frío sobre la ingle, axila y abdomen del animal
- Moje el cuerpo con agua fría y/o coloque alcohol en las extremidades
- Administre un enema de agua fría
- Administre 20 ml/kg de solución de Ringer lactato preferiblemente fresca por vía endovenosa en bolos.
- Mida la temperatura cada 5-10 minutos para determinar si está disminuyendo. Continúe mojando al animal si la temperatura sigue alta.
- Administre el antagonista por vía IV , o IM si no se puede tomar una vena.
Nota: el antagonista revertirá el efecto de una de las drogas usadas, por lo que la recuperación del animal suele ser parcial.
- Si se sospecha que la hipertermia está causada por la rigidez muscular y un plano superficial de anestesia, se puede administrar diazepam a una dosis de 0.25-0.5 mg/kg por vía IV lenta o midazolam 0.1-0.25 mg/kg por vía IM.

Hipotermia

Se considera hipotermia cuando la temperatura rectal haya disminuido por debajo de 35°C.

Causas:

- Temperatura ambiental baja
- Contacto del animal con una superficie que le haga perder calor

Tratamiento:

- Realizar las anestесias sobre una superficie cálida
- Durante la anestesia colocar una manta sobre el cuerpo del animal. Se pueden emplear mantas térmicas.
- Evitar realizar las anestесias en zonas con temperatura ambiental muy baja

Aspiración de vómito

Puede producirse vómitos o regurgitaciones, y que sean inspiradas. La aspiración del vómito puede poner en peligro la vida del animal, no sólo en el momento en que se produce al bloquearse las vías respiratorias, sino también por el desarrollo posterior de una neumonía. La administración de antibióticos de larga duración disminuye el riesgo que aparezca una neumonía pero resultan de poca utilidad si el volumen aspirado es grande

El diagnóstico de la aspiración del vómito no es fácil.

Causas:

- Vómito inducido por el uso de anestésicos (p.ej. xilazina)
- Tensión de la captura
- Excitación
- Posición de la cabeza

Diagnóstico:

- Mucosas cianóticas
- Tos y asfixia
- Murmullos en inspiración

- Presencia de material en laringe y tráquea
- Parada respiratoria

Tratamiento:

- No administre ningún agente anestésico adicional
- Mantenga las vías respiratorias libres
- Si el animal ha dejado de respirar comience ventilación artificial.
- Administre antibióticos de larga duración

Shock

El shock se define como una perfusión sanguínea insuficiente a los tejidos que produce hipoxia celular.

Causas:

- Actividad física prolongada
- Prolongada tensión fisiológica
- Prolongada tensión psíquica
- Hemorragia severa

Diagnóstico:

- Taquicardia
- Incremento del tiempo de relleno capilar
- Hiperventilación
- Depresión del sistema nervioso en animales que no estén anestesiados

Tratamiento:

- No administre ningún agente anestésico adicional
- Administre 4 mg/kg de dexametasona IV (si no se puede acceder a una vena inyectarla IM)
- Administre 30 ml/kg de una solución de Ringer lactato por vía IV
- Si hay parada respiratoria aplique respiración artificial.

Heridas

Normalmente están asociadas a las trampas, a la persecución del animal o al dardo. Atención especial merecen las heridas de la cavidad oral, especialmente caninos partidos.

Tratamiento:

- Limpieza de la herida con agua y jabón, y después aplicar clorhexidina al 2% o povidona iodada al 10%
- Si hay tejido necrótico retírelo y después limpie la herida.
- Solamente se suturarán heridas que sean recientes o que tengan tendencia a abrirse más.
- Aplique a la herida pomada antibiótica o spray cicatrizante
- Administre antibiótico de larga acción por vía IM

Tratamiento de dientes partidos

Durante el trampeo de un animal se puede producir la fractura de un canino, que se debe reparar para minimizar el dolor y la infección asociada. Se empleará una pasta de hidróxido de calcio para proteger la pulpa y tapar la cavidad expuesta.

Convulsiones

Durante la inmovilización de un lince que presente excesiva rigidez muscular, temblores y/o convulsiones, se puede administrar diazepam 0.25-0.5 mg/Kg por

vía IV lenta o midazolán 0.1-0.25 mg/kg por vía IM. Si no hay una respuesta inmediata tras la administración IV se puede volver a inyectar pasados 3 minutos. Si tras la segunda inyección el animal sigue sin responder se considera que es la anestesia la causante de las convulsiones.

IV EXAMEN FISICO

Se recomienda que **SOLO UNA PERSONA realice el examen**, de igual forma que **SOLO OTRA PERSONA está monitorizando al animal**.

El examen físico tiene que ser sistemático, ordenado y completo. Se recomienda hacer el examen por sistemas y anotar sólo las anormalidades (si se detecta alguna herida, abultamiento, etc). El examen será visual directo, palpando (abdomen, ganglios, articulaciones), auscultando con estetoscopio (corazón, pulmones) y mediante el uso de oftalmoscopio y otoscopio.

Todo animal que se someta a un examen será fotografiado (flanco derecho completo, flanco izquierdo completo, zona dorsal, zona dorsal de la cabeza y zona caudal). Las fotografías pueden servir para la comparación con imágenes previas de fototrampeo.

Se comprobará si lleva microchip subcutáneo, pasando el lector repetidas veces por todo el cuello. Emplear lector universal que pueda leer microchips Trovan y posteriores (Iso). En caso de no llevar **poner el microchip justo por delante de la escápula izquierda** y, anotar o pegar el código en la ficha.

El peso se puede tomar con un dinamómetro (en campo) o una báscula convencional.

Las medidas morfométricas también son un componente importante del examen físico. Es importante estar familiarizado cómo y qué medidas tomar, y que lo haga siempre una o dos personas. Normalmente se mide la longitud total, la longitud de la cola, la longitud del pie, la longitud de la oreja, la altura de los hombros, el perímetro axilar y el peso.

V RECOLECCIÓN DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

La prioridad en el manejo de cualquier lince es el bienestar del animal. La recolección de las muestras estará condicionada al estado del animal y a cómo se va desarrollando la anestesia.

Se debe tener disponible previamente todo el material necesario para la recolección, conservación y envío de las muestras. Se recomienda tener todos los recipientes donde se recogerán las muestras previamente etiquetados con fecha, identificación del animal e institución donde se enviará la muestra.

Las muestras que se recolectan de un lince para estudios sanitarios, Banco de Recursos Biológicos y estudios genéticos son:

- **Muestra de sangre**

Según las preferencias y cada situación se puede tomar la sangre de la vena yugular, de la cefálica o de la safena. Se recomienda la vena yugular al permitir tomar un volumen considerable en poco tiempo. Es más fácil la punción si se depila previamente la zona. La zona se limpiará con alcohol, posterior desinfección con povidona iodada o clorhexidina, y se volverá a limpiar con alcohol. Se hará presión caudal a la zona de punción para ingurgitar la vena

En un animal sano joven-adulto se pueden tomar el 1% del peso vivo sin consecuencias negativas (p. ej, unos 90 cc para un animal de 9 kgs), aunque con **25 cc de sangre** es suficiente para todas las pruebas. Emplear agujas de cierto calibre (de 0.8 -21G- a 1 -19G-) y jeringas de 5, 10 o 20 cc. También, según preferencias se pueden emplear palomillas o sistemas Vacutainer que facilitan la recolección directamente a los tubos. La extracción de la sangre debe realizarse de forma continua, a buen ritmo, sin realizar una presión excesiva para evitar la hemolisis, ni con aspiración demasiado fuerte o rápida para evitar el colapso de la vena. La calidad de la muestra condiciona la calidad de los resultados.

Una vez tomada la muestra de sangre, y sin demorarse, se pasará a los diferentes tubos ya preparados: tubos con anticoagulante EDTA -tapón morado, tubos sin anticoagulante -tapón blanco, tubos con anticoagulante heparina -tapón verde. Se recomienda que un técnico se encargue de tomar las muestras y otro de ir distribuyendo la sangre en los diferentes tubos.

Una vez recogida la sangre en los tubos con anticoagulante se deben invertir varias veces los tubos para que el anticoagulante se mezcle con la sangre, y se evite la formación de coágulos. Se harán 8 frotis, que una vez SECOS se fijaran en metanol 10% (primer líquido, color azul, del kitt de tinción rápida Diff-Quick) y se conservarán a temperatura ambiente en cajas para portas. Los tubos con la sangre se pondrán en refrigeración (4°C-8°C). La sangre con EDTA para recuentos celulares se deben procesar antes de 24 horas. La sangre con heparina para obtención de plasma se centrifugará y el plasma se conservará en refrigeración o congelación según su destino.

La sangre recogida en tubos sin anticoagulante se dejará reposar a temperatura ambiente, al menos 2 horas, para que desuere, y si es necesario centrifugar y recoger así la máxima cantidad posible de suero. El suero se guardará en refrigeración o congelado según necesidad.

- **Muestra fecal**

Sobre el animal anestesiado se pueden tomar muestras rectales haciendo un masaje en el abdomen sobre el recto o empleando una paleta fecal. También se puede recolectar heces frescas de la trampa o instalación.

Parte de la muestra se recogerá en un recipiente estéril (para microbiología, pruebas de biología molecular) y en otro recipiente (para coproparasitología). Las heces se conservarán en refrigeración.

- **Ectoparásitos**

Se realizará un análisis metódico en busca de ectoparásitos, especialmente en cabeza e ingles. Se puede emplear un peine para detectarlos o bien rociar al animal con un antiparasitario externo tipo Frontline para recoger después los parásitos muertos. Garrapatas, pulgas, y otros ectoparásitos se colectarán en recipientes limpios. Los ectoparásitos se conservarán en recipientes cerrados a temperatura ambiente o refrigeración.

- **Orina**

Se procurará recoger orina por masaje vesical suave. La orina se recolectará en un recipiente estéril y se conservará en refrigeración.

- **Pelos**

Los pelos se arrancaran de varias zonas del cuerpo mediante pinzas mosquito, se recolectarán en recipientes estériles y sobres de papel, según destino, y se conservarán en refrigeración.

- **Escobillones**

Si existe lesión cutánea se tomará una muestra con escobillón estéril y medio de transporte. Puede ser necesario también la toma de muestras para microbiología, citología o pruebas de biología molecular a partir de escobillones con medio de transporte y sin medio de conjuntiva ocular, nariñas, mucosa oral, glotis o tráquea, y recto.

Los escobillones para microbiología se conservarán en refrigeración en posición vertical. Los escobillones con medios específicos (para virus, chlamydias) que no vayan a ser analizados inmediatamente se deben congelar tan pronto como sea posible.

- **Biopsia de piel**

Si existen lesiones dérmicas se recogerá una biopsia de piel mediante trocuz de biopsia o cortando con hoja de bisturí. La piel se conservará en formol 10%

En animales capturados en la naturaleza se tomarán biopsias de piel para el Banco de Recursos Biológicos y el Banco de Células Somáticas, en solución antibiótica estéril y se conservarán en refrigeración para su envío urgente al laboratorio.

VI Recuperación postanestésica

La recuperación anestésica se debe producir en un ambiente sin estímulos estresantes. Para evitar que el animal se pueda lastimar al recuperarse se recomienda dejar al animal en un transportín o cajón hasta que su recuperación sea total. El animal se colocará estirado en decúbito esternal, con el cuello estirado, y vigilando que los ojos no queden tocando el suelo y la boca y la nariz estén libres de suciedad.

Los antidotos (atipamezol, flumazenilo) se administrarán por vía IM, un mínimo de 30 minutos después de la administración de la anestesia.

El personal debe permanecer a cierta distancia, en silencio. El animal debe recuperarse a su propio ritmo en la medida en que vaya metabolizando los agentes anestésicos o los antagonistas hagan efecto. SIEMPRE se vigilará la recuperación anestésica ante posibles problemas.

Sólo una vez que el animal se haya recuperado de la anestesia se puede dejar salir del transportín o caja.

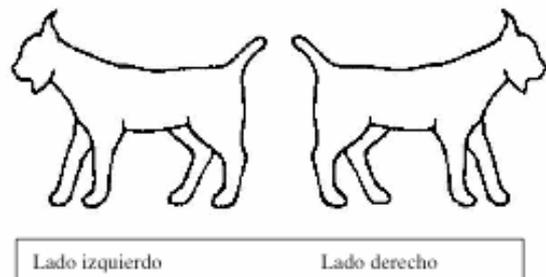
**PROGRAMA DE CONSERVACIÓN DEL LINCE IBÉRICO
FICHA DE ANESTESIA Y TOMA DE MUESTRAS**

EXAMEN FÍSICO:

SISTEMA	NE	N	A	Descripción
Externo (ojos, oídos, nariz, piel&peló, zarpas&uña, parásitos)				
Boca (dientes, encía, lengua, paladar)				
Endocrino&ganglios				
Corazón&pulmones				
Abdomen: hígado, estómago, riñón, bazo				
Urogenital: vejiga, mamas, útero, vulva, vagina, pene&testículos				
Musculoesquelético				
Nervioso				

NE: No examinado, N: Normal, A: Anormal

PESO: _____ g MEDIDAS: (cm) Long. total _____ Long. cola _____ Alt. cruz _____ Long. tarso _____ Long. oreja _____ D. torácico _____
--



CONCLUSIONES/COMENTARIOS: _____

Anexo II.

Protocolo para la obtención de muestra de piel para el Banco de Recursos Biológicos (BRB) del Museo Nacional de Ciencias Naturales y el Banco de Células Somáticas de la Universidad Miguel Hernández.

- Normalmente se toma la biopsia de piel en la cara interior del muslo. Se depila la zona.
- Limpiar **muy bien** la zona de la biopsia con alcohol al 70%. No emplear otro tipo de desinfectante
- Introducir la aguja en una dirección casi paralela a la piel sacándola de nuevo a una distancia de aprox. 2-3 mm, de forma que la piel queda ensartada en la aguja. Tirando de la piel hacia arriba, cortar con bisturí por debajo de la aguja.
- Repetir el proceso en varios puntos distintos de la zona pelada, hasta reunir 4-6 trozos de piel ensartados en la aguja.
- Con la ayuda del bisturí desensartar los trozos de piel de la aguja dejándolos caer en los frascos tipo Eppendorf con la solución preservante. Para el BRB del MNCN la solución es un medio MTB, mientras que para BCS de la UMH la solución es de PBS con antibióticos.
- Desinfectar con povidona yodada, y aplicar alguna pomada cicatrizante o con antibiótico para ayudar en el cierre de la herida.
 - El Eppendorf con la muestra se colocará entre dos acumuladores de frío, a modo de sándwich, y se mantendrán unidos mediante cinta adhesiva.
 - Se colocará después en una caja de porexpan para su envío con mensajería urgente.
 - Si es posible, mientras llega la empresa de mensajería mantener el paquete en un frigorífico, a 4°C.

Anexo III.

Pruebas diagnósticas a realizar a partir de las muestras biológicas

A partir de sangre

Hemograma

Estudio de parásitos hemáticos por observación del frotis

Estudio de parásitos hemáticos por serología o pruebas de biología molecular

Determinación del grupo sanguíneo

Proteinograma

Inmunoglobulinas

Bioquímicas

Detección de agentes infecciosos:

Virus

Leucemia felina (FeLV)

Inmunodeficiencia felina (FIV)

Coronavirus felino (FCoV)

Calicivirus felino (FCV)

Herpesvirus felino (FHV)

Parvovirus felino (FPV)

Inmunodeficiencia felina (FIV)

Moquillo canino (CDV)

Bacterias

Leptospira

Bartonella

Mycoplasma haemofelis (Haemobartonella felis †)

Candidatus M Haemominutum

Brucella

Chlamydiophila (Chlamydia †)

Mycobacterium

Parásitos

Toxoplasma gondii

Babesiosis

Dirofilaria immitis

Cytauxzoon

Leishmania

Anaplasma phagocytophilum

Theileria

A partir de heces

Formas de excreción de parásitos internos.

Pruebas de reacción en cadena de la polimerasa -PCRs- a virus (FCoV, FPV) y bacterias (Mycobacterium).

Cultivo microbiológico (Salmonella, Shigella, Campylobacter).

A partir de ectoparásitos

Identificación

A partir de orina

Urianálisis completo

Análisis microscópico del sedimento urinario

Cultivo de orina

A partir de pelos

Cultivo micológico

Ectoparásitos

Anexo IV.

MATERIAL PARA LA ANESTESIA Y TOMA DE MUESTRAS DE LINCE
(TODO este material debe estar PREPARADO para su uso inmediato)

- TOMA DE MUESTRAS

- JERINGAS 1, 2, 5, 10, 20 ML
- AGUJAS 0.5, 0.6, 0.8, 0.9, 1.1
- ALGODÓN CON ALCOHOL
- GASAS
- TUBOS EDTA
- TUBOS HEPARINA
- TUBOS CON SEPARADOR DE PLASMA
- EPPENDORFS DE ROSCA
- RECIPIENTES ESTERILES 60 CC
- RECIPIENTES DE PLASTICO DE 10 Y 50 CC
- GUANTES DE EXAMEN Y MASCARILLA
- NEVERAS
- ESCOBILLONES ESTÉRILES CON MEDIO DE TRANSPORTE
- ESCOBILLONES ESTÉRILES SIN MEDIO
- MOSQUITO
- PORTAS
- CAJA PARA PORTAS
- METANOL
- DEPILADORA
- SUERO CON ANTIBIOTICO (BRB)
- TES
- POVIDONA IODADA
- NEVERA PARA MUESTRAS
- SONDAS URINARIAS
- HOJAS DE BISTURI
- BANDEJA DE POREXPAN PARA TUBOS

- ANESTESIA Y ASOCIADO A ANESTESIA

- ISOFLURANO
- KETAMINA (Imalgene 1000)
- MEDETOMIDINA (Domtor)
- ZOLETIL (Tiletamina Zolazepam)
- FLUMAZENILO
- ANTISEDAN (Atipamezol)
- DIAZEPAM (Valium)
- MIDAZOLAN (Dormicum)
- DOXAPRAM (Docatone)
- ATROPINA
- ADRENALINA
- GOTERO
- BRANULAS
- PALOMILLAS
- TUBOS ENDOTRAQUEALES DEL 3.5 al 10
- LARINGOSCOPIO (CON PILAS)
- PULSIOXÍMETRO Y SONDAS
- GEL OFTÁLMICO
- AMBÚ
- FONENDOSCOPIO PEDIÁTRICO
- CERBATANA
- DARDOS DE 3 CC PARA CERBATANA

- AGUJAS DE CERBATANA
- CARGADOR DE DARDOS

- **OTRO MATERIAL**

- OTO-OFTALMOSCOPIO (CON PILAS)
- FRONTAL, CON PILAS
- CAMILLA PLEGABLE
- CAMARA DIGITAL
- FICHA DE ANESTESIA Y TOMA DE MUESTRAS
- CINTA METRICA FLEXIBLE PARA MORFOMETRÍA
- DINAMÓMETRO CON RED
- DESINFECTANTE EN PULVERIZADOR
- CINTA ADHESIVA
- BOLIGRAFO, LAPIZ, ROTULADOR INDELEBLE
- SUERO FISIOLÓGICO, SUERO LACTATO DE RINGER
- MATERIAL DE CURA (Mosquitos, suturas de nylon, catgut, tijeras, pinzas, hojas y mango de bisturí, guantes estériles, spray cicatrizante)
- ANTIBIÓTICO L.A (CLAMOXYL LA)
- IVERMECTINA INY.
- FRONTLINE
- ARGENPAL
- MELOXICAM INY.
- RED DE CAPTURA
- DEXAMETASONA INY

Anexo V

Instituciones (Persona de contacto)	Centro Análisis Diagnóstico - Alvaro Muñoz	Clinical Laboratory - Hans Lutz	Facultad Veterinaria Madrid - Laura Peña	Egmasa - Javier Millán	Universidad Miguel Herna - Trinidad León	Facultad Veterinaria Barcelona - Josep Pastor	EBD - Jose Antonio Godoy	MNCNM - Eduardo Roldán
Análisis	Bioquímica Proteinograma Microbiología	Serologías PCRs	Inmunoglobulinas Urianálisis	Ectoparásitos Coprológico Seroteca Toxicología	BCS	Hemograma Estudio de frotis Grupo sanguíneo	Genotipaje	BRB-LJ
Sangre EDTA	1 ml	1 ml				1 ml		1 ml
Sangre Heparina (vol. plasma aprox)	2 ml (1 ml)		1 ml	2 ml				2 ml (1ml)
Sangre Suero (vol. suero aprox)		2 ml (1 ml)	2 ml (1ml)	2 ml (1ml)				2 ml (1ml)
Sangre+TES							2 ml con 8 ml TES	
Frotis sangre				2 frotis		4 frotis (2 fijados y 2 si fijar)		
Orina			5 ml estéril					0.5 ml x 2 estéril
Hisopos	1 de recto 1 de orofaringe 1 de conjuntiva			1 recto Tbc 1 recto micro 2 orofaring. 1 en porta oclado				
Heces		Recipiente estéril		Recipiente estéril				10 g x2 en recipiente estéril
Piel (epidermis+dermis)					2 biopsias en solución PBS			2 biopsias en solución MTB
Ectoparásitos				Tubo Hisopo auricular				
Pelos arrancados							En sobre, y este en bolsa plástica	En sobre, y este en bolsa con sílica-gel
Forma de envío					URGENTE	URGENTE		URGENTE