ANEXO PROTOCOLOS VETERINARIOS

RESOLUCIÓN DE LA DIRECCIÓN GENERAL DE POLÍTICA FORESTAL Y BIODIVERSIDAD DE LA CONSEJERÍA DE SOSTENIBILIDAD, MEDIO AMBIENTE Y ECONOMÍA AZUL DE LA JUNTA DE ANDALUCÍA POR LA QUE SE APRUEBA EL PROTOCOLO DE PROTOCOLO DE ACTUACIÓN FRENTE A VARAMIENTOS DE MAMÍFEROS Y TORTUGAS MARINAS EN EL LITORAL DE LA COMUNIDAD AUTÓNOMA DE ANDALUCÍA.

ANTECEDENTES DE HECHO

La Comunidad Autónoma de Andalucía posee una fachada litoral cercana al millar de kilómetros abierta a dos cuencas marinas, la atlántica y la mediterránea, como consecuencia, presenta una diversa y abundante fauna marina, con importantes poblaciones de cetáceos de delfín común (*Delphinus delphis*), delfín listado (*Stenella coeruleoalba*), delfín mular (*Tursiops truncatus*), calderón común (*Globicephala melas*), calderón gris (*Grampus griseus*), orca (*Orcinus orca*), marsopa común (*Phocoena phocoena*), zifio de Cuvier (*Ziphius cavirostris*) o cachalote (*Physeter macrocephalus*).

Igualmente nuestras costas reciben cada año la visita de otras especies como el rorcual común (*Balaenoptera physalus*), el rorcual aliblanco (*Balaenoptera acutorostrata*) o la yubarta (*Megaptera novaeangliae*); y de forma esporádica se constata la presencia, de especies como el calderón tropical (*Globicephala macrorhynchus*), el zifio de Blainville (*Mesoplodon densirostris*), la falsa orca (*Pseudorca crassidens*) y el cachalote enano (*Kogia simus*).

Por otra parte, respecto de las tortugas marinas, de manera habitual podemos encontrar en el litoral andaluz, tanto a la tortuga boba (*Caretta caretta*) como a la tortuga laúd (*Dermochelys coriacea*), y de manera esporádica, a la tortuga verde (*Chelonia mydas*).

Tanto los cetáceos como las tortugas marinas son especies de interés comunitario en el ámbito de la Unión Europea por la Directiva 92/43/CEE del Consejo, de 21 de mayo (modificada por Directiva 97/62/CEE del Consejo, de 27 de octubre), relativa a la conservación de los hábitats naturales y de la fauna y flora silvestres, y todas las especies presentes de manera habitual en el litoral andaluz están catalogadas como amenazadas.

Cada año decenas de ejemplares de estas especies marinas son capturadas accidentalmente o varan a lo largo de las costas andaluzas; animales que se encuentran enfermos, heridos o desorientados, en muchos casos aparecen ya muertos. A fin de mejorar el conocimiento y contribuir a la protección de este patrimonio natural, la Consejería competente en materia de Medio Ambiente creó en el ámbito de sus competencias una Red de Atención a Varamientos de Mamíferos y Tortugas Marinas en 2007, con los objetivos de realizar un seguimiento de los ejemplares varados de mamíferos marinos y tortugas marinas, ofrecer atención veterinaria adecuada a los animales vivos, su recuperación y reintroducción al medio natural cuando ésto es posible.

La actuación en los eventos de varamiento y captura accidental de mamíferos y tortugas marinas deben tener una respuesta estructurada y organizada. Este protocolo es un instrumento para coordinar y normalizar tanto la atención a los ejemplares de mamíferos y tortugas marinas que varan en el litoral anda-

Es copia auténtica de documento electrónico

luz, como la metodología apropiada para conocer el estado sanitario en el que se encuentran dichos ejemplares y sus poblaciones por extensión, contribuyendo así a su conservación a nivel global.

Vista la Ley 8/2003, de 28 de octubre, de la flora y la fauna silvestres, y el Artículo 21 del Decreto 23/2012, de 14 de febrero, por el que se regula la conservación y el uso sostenible de la flora y la fauna silvestres y sus hábitats.

Teniendo en cuenta que tanto las especies de cetáceos como de tortugas marinas presentes de manera habitual en el litoral andaluz son especies de interés comunitario en el ámbito de la Unión Europea por la Directiva 92/43/CEE del Consejo, de 21 de mayo (modificada por Directiva 97/62/CEE del Consejo, de 27 de octubre), relativa a la conservación de los hábitats naturales y de la fauna y flora silvestres, y están incluidas en el Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial y en el Catálogo Español de Especies Amenazadas con las categorías de amenaza "Vulnerable" o "En peligro de extinción", así como en el Listado Andaluz de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial y Catálogo Andaluz de Especies Amenazadas.

FUNDAMENTOS DE DERECHO

Primero: El Capitulo I del Título III de la Ley 42/2007, de 13 de diciembre, del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad, establece la obligación de garantizar la conservación de la biodiversidad que vive en estado silvestre, atendiendo preferentemente a la preservación de sus hábitats y estableciendo regímenes específicos de protección para aquellas especies silvestres cuya situación así lo requiera. Se prohíbe la posesión, transporte, tráfico y comercio de ejemplares vivos o muertos para garantizar la conservación de especies autóctonas silvestres y en especial las incluidas en el Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial.

Segundo: De acuerdo con el Decreto del Presidente 10/2022, de 25 de julio, sobre reestructuración de Consejerías, corresponde a la Consejería de Sostenibilidad, Medio Ambiente y Economía Azul el ejercicio de las competencias atribuidas a la Comunidad Autónoma de Andalucía en materia de medio ambiente.

Tercero: Según el Decreto 162/2022, de 9 de agosto, por el que se establece la estructura orgánica de la Consejería de Sostenibilidad, Medio Ambiente y Economía Azul, la Dirección General de Política Forestal y Biodiversidad desempeñará, entre otras, además de las funciones que con carácter general se establecen en el artículo 30 de la Ley 9/2007, de 22 de octubre, de la Administración de la Junta de Andalucía, las funciones de seguimiento, protección y conservación de la geodiversidad y biodiversidad y de los hábitats marítimos y terrestres, y desarrollará las Estrategias Andaluzas de Gestión Sostenible de la Geodiversidad y Biodiversidad y las actuaciones que promuevan la conectividad ecológica, así como las funciones de la gestión y regulación de su aprovechamiento sostenible tanto en propiedades públicas como privadas, y del régimen de autorizaciones para la manipulación de las especies de fauna, flora y hongos silvestres.

Es copia auténtica de documento electrónico

Vistos los citados textos legales y la Ley 39/2015, de 1 de octubre, del Procedimiento Administrativo Común de las Administraciones Públicas y demás normativas de general y vigente aplicación, y vista la propuesta de Resolución presentada por el Servicio de Geodiversidad y Biodiversidad de esta Dirección General,

RESUELVO

APROBAR el PROTOCOLO DE ACTUACIÓN EN VARAMIENTOS DE MAMÍFEROS Y TORTUGAS MARINAS EN EL LITORAL DE LA COMUNIDAD AUTÓNOMA DE ANDALUCÍA, que se acompaña como Anexo.

El Director General de Política Forestal y Biodiversidad

Fdo: Juan Ramón Pérez Valenzuela

Es copia auténtica de documento electrónico

ANEXO

PROPUESTA DE PROTOCOLO DE ACTUACIÓN EN VARAMIENTOS DE MAMÍFEROS Y TORTUGAS MARINAS EN EL LITORAL DE LA COMUNIDAD AUTÓNOMA DE ANDALUCÍA.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.

2. FINALIDAD DEL PROTOCOLO.

3. PERSONAL Y FUNCIONES.

3.1. Tareas Coordinación Regional del Programa de Gestión Sostenible del Medio Marino Andaluz de la D.G. de Política Forestal y Biodiversidad.

3.2. Tareas de las coordinaciones provinciales.

3.3. Tareas del técnico/a regional.

3.4. Tareas de la Coordinación de Agentes de Medio Ambiente y Celadores/as Forestales.

3.5. Tareas del Equipo de Emergencias en varamientos.

3.6. Tareas de Entidades Colaboradoras en varamientos.

3.7. Centros de Gestión del Medio Marino Andaluz.

3.8. Centros Colaboradores.

4. PROCEDIMIENTO DE ACTUACIÓN.

4.1. Animales vivos.

4.2. Animales muertos.

5. INFORMACIÓN A LOS MEDIOS DE COMUNICACIÓN.

Es copia auténtica de documento electrónico

1.- INTRODUCCIÓN.

El litoral de Andalucía presenta una diversa y abundante fauna marina, manteniendo importantes poblaciones de cetáceos como: delfines comunes (*Delphinus delphis*), delfines listados (*Stenella coeruleoalba*), delfines mulares (*Tursiops truncatus*), calderones comunes o ballenas piloto (*Globicephala melas*), calderones grises (*Grampus griseus*), orcas (*Orcinus orca*), marsopas comunes (*Phocoena phocoena*) y zifios comunes o ballenatos de Cuvier (*Ziphius cavirostris*). Asimismo, cada año, recibe la visita de determinadas especies como rorcuales comunes (*Balaenoptera physalus*), rorcuales aliblancos (*Balaenoptera acutorostrata*) y cachalotes (*Physeter macrocephalus*).

Por otro lado, también se ha constatado la presencia, aunque de manera esporádica, de especies como: calderones tropicales (*Globicephala macrorhynchus*), zifios de Blainville (*Mesoplodon densirostris*), falsas orcas (*Pseudorca crassidens*), cachalotes enanos (*Kogia simus*) y yubartas (*Megaptera novaeangliae*).

En cuanto a las tortugas marinas, podemos encontrar, de manera habitual en el litoral andaluz, tanto a la tortuga boba o careta (*Caretta caretta*) como a la tortuga laúd (*Dermochelys coriacea*), así como, de manera esporádica, a la tortuga verde (*Chelonia mydas*).

Tanto los cetáceos como las tortugas marinas son especies de interés comunitario en el ámbito de la Unión Europea por la Directiva 92/43/CEE del Consejo, de 21 de mayo (modificada por Directiva 97/62/CEE del Consejo, de 27 de octubre), relativa a la conservación de los hábitats naturales y de la fauna y flora silvestres, y todas las especies presentes de manera habitual en el litoral andaluz están catalogadas como amenazadas en los ámbitos internacional, nacional y/o autonómico.

Cada año decenas de estas especies marinas varan o son capturadas accidentalmente a lo largo de las costas andaluzas. Generalmente estos animales se encuentran enfermos, heridos o desorientados, y, en muchos, casos aparecen ya muertos.

En la mayoría de las ocasiones son los pescadores y usuarios de las playas quienes avisan de la existencia de este tipo de incidentes. La importancia de estos avisos y la rapidez en las actuaciones resulta vital. Ahora bien, las actuaciones sobre los varamientos y capturas accidentales de mamíferos y tortugas marinas deben tener una respuesta estructurada y organizada. En consecuencia, para dar una adecuada respuesta a este fenómeno, se ha elaborado este protocolo.

Así pues, este protocolo servirá para coordinar los esfuerzos necesarios para dar una atención apropiada a los ejemplares de mamíferos y tortugas marinas que lleguen enfermos o heridos a cualquier punto del litoral andaluz, así como conocer el estado sanitario en el que se encuentran las poblaciones andaluzas de este tipo de especies, lo cual permitirá evaluar el riesgo real que existe para su conservación y su susceptibilidad ante posibles amenazas.

Es copia auténtica de documento electrónico

2.- FINALIDAD DEL PROTOCOLO.

Este protocolo tiene por finalidad

- Facilitar una actuación rápida y eficaz frente a los posibles varamientos y capturas accidentales de mamíferos y tortugas marinas en el litoral de Andalucía.

- Obtener el máximo conocimiento del estado de conservación actual de las distintas especies de cetáceos y tortugas marinas presentes habitualmente en el litoral andaluz.

- Velar por la seguridad y la protección de las personas que intervienen en el varamiento y del público en general evitando posibles accidentes y riesgos para la salud.

3.- PERSONAL Y FUNCIONES.

El personal encargado de la ejecución de este Protocolo es el siguiente:

– Coordinación Regional del Programa de Gestión Sostenible del Medio Marino Andaluz de la Dirección General de Gestión de Política Forestal y Biodiversidad.

– Coordinación de las Delegaciones Provinciales de la Consejería de Sostenibilidad, Medio Ambiente y Economía azul.

– Responsable Técnico Regional de la Agencia de Medio Ambiente y Agua.

– Equipo de emergencias frente a varamientos y capturas accidentales de mamíferos y tortugas marinas.

– Equipo veterinario de fauna marina de la Agencia de Medio Ambiente y Agua.

– Centros de Gestión del Medio Marino Andaluz (CEGMAs).

– Centros colaboradores.

– Entidades colaboradoras en varamientos.

– Coordinación de los Agentes de Medio Ambiente y Celadores/as Forestales.

El orden establecido de intervención, se detalla en los siguientes apartados, y dependerán en todo caso de las características específicas de cada actuación.

Es copia auténtica de documento electrónico

3.1.- TAREAS DE LA COORDINACIÓN REGIONAL DE LA D.G. DE POLÍTICA FORESTAL Y BIODIVERSIDAD.

– En cada incidencia, mantenerse en contacto permanente con las Delegaciones Provinciales de la Consejería. Las personas de contacto de las Delegaciones son los/las Coordinadores/as Provinciales.

– Cuando sea necesario, comunicar la incidencia al Jefe/a de Servicio de Geodiversidad y Biodiversidad o, en su ausencia, al Director/a General.

– En caso necesario y tras escuchar la evaluación técnica del/a técnico regional de AMAYA o de las Entidades Colaboradoras en varamientos, será responsable, en coordinación con el coordinador provincial, de tomar la decisión de eutanasiar a aquellos individuos que sean irrecuperables.

– Recibir Dossier de Incidencias y trasladarlo al Jefe/a de Servicio de Geodiversidad y Biodiversidad.

– En base al Dossier de Incidencias, elaborar nota informativa y remitirla al Gabinete de Prensa.

– Resolver con la Delegación Provincial, con AMAYA y con las entidades colaboradoras en varamientos, las cuestiones de índole de organización regional y de interpretación de este protocolo.

– Recibir y archivar el Informe anual sobre incidencias de varamientos elaborados por la Empresa pública, así como los informes remitidos por el CAD.

3.2.- TAREAS DE LA COORDINACIÓN PROVINCIAL Y DE LA COORDINACIÓN DE VARAMIENTOS DEL ESPACIO NATURAL DOÑANA.

– Seguimiento de las incidencias y coordinación de las actuaciones acometidas por AMAYA, el cuerpo de agentes de medio ambiente, celadores/as forestales y por las Entidades colaboradoras en varamientos.

– En caso necesario y tras escuchar la evaluación técnica del/la responsable técnico regional de AMAYA o de las entidades colaboradoras en varamientos de la provincia, será responsable en coordinación con la coordinación regional de tomar la decisión de eutanasiar a aquellos individuos que sean irrecuperables.

– Informar de los aspectos relevantes de las incidencias a la Coordinación Regional y a los/as Jefes/as de Servicio y a las Delegaciones.

– Informar si procede en base a la magnitud del varamiento y sus posibles consecuencias a:

  - Autoridad correspondiente: Ayuntamiento, Director/a del Espacio Natural Protegido, Autoridad Portuaria, etc.

Es copia auténtica de documento electrónico

- Demarcación de Costas.
- SEPRONA de la Provincia.
- Protección Civil.

3.3.- TAREAS DEL/A RESPONSABLE TÉCNICO REGIONAL.

El/la responsable técnico regional de la Agencia de Medio Ambiente y Agua será el/la encargado/a de recibir los avisos a través del teléfono único de emergencias del medio marino y litoral y dar traslado a l a Coordinación de Agentes de Medio Ambiente de la provincia, al equipo de emergencias y al equipo veterinario de fauna marina y a las entidades colaboradoras en varamientos correspondientes, cuando la situación lo requiera, así como de dar aviso y mantener informado a la Coordinación Regional de la Dirección General de Política forestal y Biodiversidad.

Remitir a la Coordinación Regional de la Dirección General Política Forestal y Biodiversidad las fichas clínicas elaboradas por el equipo veterinario (AMAYA o entidades colaboradoras). Si se realizase necropsia: Fichas de necropsia y resultados de análisis de muestras enviadas al CAD.

3.4.- TAREAS DEL CUERPO DE AGENTES DE MEDIO AMBIENTE Y CELADORES/AS FORESTALES.

- Recibir los avisos de varamientos a través del/la responsable técnico Regional AMAYA y poner en marcha el operativo coordinando a los/as agentes de medio ambiente y celadores/as forestales para que se desplacen al lugar donde se haya producido el incidente para tomar las primeras medidas sobre el terreno:

- Evaluar la situación.

- Delimitar el área de intervención de personas en el caso de animales vivos.

- Realizar las actuaciones previstas en el presente protocolo (registro de datos y toma de datos biométricas). En el caso de que se trate de un animal necropsiable (códigos de conservación 1-3) deberá comunicarlo al Técnico Regional de AMAYA para que ponga en marcha el operativo veterinario. En el caso de animal vivo colaborar en los primeros auxilios (según actuaciones previstas en el presente Protocolo) siguiendo las instrucciones en todo momento del Equipo veterinario.

- Comunicación e información a la ciudadanía.

- Contactar con las autoridades locales para la retirada de los animales una vez se hayan tomado los datos que se detallan en el Anexo 1.

- Mantener línea abierta de comunicación con el resto del Equipo.

Es copia auténtica de documento electrónico

- Dotar a los/las agentes de medio ambiente de los EPIs necesarios para llevar a cabo este servicio, la atención primaria de animales varados muertos o vivos en playa.

- Revisar el Dossier de Incidencias y remitirlo con la mayor brevedad al responsable Técnico Regional AMAYA.

Este Dossier tendrá el siguiente contenido:

Informe de incidencias.

Fichas de registro y biométrica (anexo 1).

Fotografías de la actuación y en detalle del individuo varado.

3.5.- TAREAS DEL EQUIPO EMERGENCIAS Y EQUIPO VETERINARIO DE FAUNA MARINA.

- Equipo de emergencias: Recibir los avisos de varamientos a través del/la responsable Técnico Regional procedentes de las provincias de Almería, Granada, Málaga, Cádiz y Huelva. Poner en marcha el operativo de emergencia para que en el caso de que sea necesario un miembro del equipo se desplace inmediatamente al lugar donde se haya producido el incidente para tomar las primeras medidas sobre el terreno:

- Evaluar la situación.

- Realizar las actuaciones previstas en el presente protocolo (registro de datos y toma de datos biométricas). En el caso de que se trate de un animal necropsiable (códigos de conservación 1-3) deberá comunicarlo al/la responsable Técnico Regional de AMAYA para que ponga en marcha el operativo veterinario de fauna marina.

- Contactar con las autoridades locales para la retirada de los animales una vez se hayan tomado los datos que se detallan en el Anexo 1.

- Mantener línea abierta de comunicación con el resto del Equipo.

- Revisar el Dossier de Incidencias y remitirlo con la mayor brevedad al/la Técnico Regional.

Este Dossier tendrá el siguiente contenido:

Informe de incidencias realizado por el agente de medio ambiente que haya asistido al varamiento.

Fichas de registro y biométrica (anexo 1).

Fotografías de la actuación y en detalle del individuo varado.

Es copia auténtica de documento electrónico

-Equipo veterinario: En el caso de que se produzca atención veterinaria a un animal vivo, su función será las de proporcionar las mejores condiciones posibles a los animales varados vivos y organizar junto con el equipo de emergencias la logística necesaria para su traslado a un Centro de Gestión del Medio Marino Andaluz, el tratamiento en playa, la eutanasia, o el tratamiento que se decida en en cada caso; y en caso de animales muertos la realización de necropsias y/o la recogida de muestras biológicas.

- Recoger en la ficha clínica (anexo 3) todas las acciones emprendidas por el equipo veterinario tanto en el lugar de la incidencia como, posteriormente, en el centro de Gestión al que se traslade el animal y remitirlo al/la Técnico Regional.

- Recoger en las fichas especificadas en los Anexos 4 en adelante, todas las acciones emprendidas relativas a la realización de necropsia y toma de muestras. Remitir todas estas fichas al/la Técnico Regional.

- En el caso de que se realice el ingreso de algún animal, mantener la base de datos de los animales ingresados en los que se refleje su situación actual, el tratamiento y la evolución de los mismos. Esta base de datos ya se encuentra en funcionamiento. Enviarla cada dos semanas al/la Técnico Regional.

3.6. TAREAS DE LAS ENTIDADES COLABORADORAS EN VARAMIENTOS.

- Recibir los avisos de varamientos a través del/la Técnico Regional y/o directamente del 112, según se acuerde en la autorización.

- Poner en marcha el operativo de emergencia para que en el caso de que sea necesario un miembro del equipo se desplace inmediatamente al lugar donde se haya producido el incidente para tomar las primeras medidas sobre el terreno:

- Evaluar la situación.
- Realizar las actuaciones previstas en el presente protocolo (registro de datos y toma de datos biométricas y en el caso de códigos de conservación 1-3 necropsia).
- Contactar con las autoridades locales para la retirada de los animales una vez se hayan tomado los datos que se detallan en el Anexo 1.
- Revisar el Dossier de Incidencias y remitirlo con la mayor brevedad al/la Técnico Regional.

Este Dossier tendrá el siguiente contenido:

Informe de incidencias realizado por el agente de medio ambiente que haya asistido al varamiento.

Fichas de registro y biométrica (anexo 1).

Fotografías de la actuación y en detalle del individuo varado.

- En el caso de que se produzca atención veterinaria, su función será las de proporcionar las mejores condiciones posibles a los animales varados vivos y organizar su traslado a sus instalaciones, en caso de que sea necesario, y en caso de animales muertos la realización de necropsias y/o la recogida de muestras biológicas.

Es copia auténtica de documento electrónico

- Recoger en la ficha clínica (anexo 3) todas las acciones emprendidas por el equipo veterinario tanto en el lugar de la incidencia como, posteriormente, en el centro al que se traslade el animal y remitirlo al/la Técnico Regional.

- Recoger en las fichas especificadas en los Anexos 4 en adelante, todas las acciones emprendidas relativas a la realización de necropsia y toma de muestras. Remitir todas estas fichas al/la Técnico Regional.

- Mantener la base de datos de los animales ingresados en los que se refleje su situación actual, el tratamiento y la evolución de los mismos. Esta base de datos ya se encuentra en funcionamiento. Enviarla cada dos semanas al/la Técnico Regional.

3.7.- CENTROS DE GESTIÓN DEL MEDIO MARINO ANDALUZ (CEGMAs).

Las instalaciones necesarias para el tratamiento y rehabilitación de los animales estarán localizadas en los distintos Centros de Gestión del Medio Marino Andaluz. A estos centros se trasladarán los ejemplares vivos destinados a recibir tratamiento de recuperación. También se realizará en sus instalaciones, en caso de que se considere oportuno, las necropsias y la recogida de muestras biológicas de los ejemplares en buen estado de conservación. Los animales varados en provincias donde actúen entidades colaboradoras en varamientos, podrán ser trasladados a sus centros autorizados de recuperación (centros colaboradores) si los hubiera.

3.8- CENTROS COLABORADORES.

Este tipo de Centros podrán albergar ejemplares de mamíferos y/o tortugas marinas, incluso hasta su recuperación completa, cuando así lo autorice la Dirección General de Política Forestal y Biodiversidad.

4.- PROCEDIMIENTO DE ACTUACIÓN.

Todo aviso que se produzca por el varamiento o la captura accidental de mamíferos o tortugas marinas en el litoral andaluz, se canalizará a través del teléfono de emergencias de Andalucía (112), desde el cual se dará aviso, a su vez, al teléfono único de emergencias del medio marino y litoral, el cual estará operativo los 365 días del año y será responsable de canalizar todas las llamadas recibidas para poder dar respuesta inmediata a los avisos.

Los/las operadores/as del teléfono de emergencia de Andalucía (112), deberán recoger como mínimo la siguiente información, la cual será facilitada al equipo de emergencias del medio marino y litoral:

- Nombre y apellidos del observador, así como teléfono de contacto.

Es copia auténtica de documento electrónico

- Playa o lugar donde se ha producido el varamiento o retención del animal.

- Punto de referencia cercano (casetas de la Cruz Roja, Bares, Restaurantes, etc.).

- Tipo de animal (tortuga, delfín, ballena o foca) y tamaño aproximado.

- Estado en el que se encuentra el animal (vivo o muerto, y en este último caso, grado de conservación del animal).

- Zona donde se encuentra el animal (directamente en la playa, rocas o en el agua, y condiciones del mar -marea, olas, etc.-).

- Distancia aproximada a la que se encuentra el animal de la orilla (si está en el agua).

El teléfono único de emergencias del medio marino y litoral estará atendido por el/la técnico regional de AMAYA que será el encargado de dar aviso, en un plazo máximo de diez minutos a:

- La coordinación de agentes de medio ambiente o, en su caso, al Espacio Natural Doñana. En caso de necesidad y disponibilidad pondrá en marcha el operativo de atención primaria.

- Al equipo de emergencias frente a varamientos, que en caso necesario, llevará a cabo la atención primaria en playa, salvo en el caso de los varamientos que se produzcan en una provincia con presencia de una entidad colaboradora en varamientos.

- A las entidades colaboradoras en varamientos, en el caso de que el varamiento se produzca en una provincia donde tengan presencia, que en caso necesario, llevará a cabo la atención primaria en playa.

- En el caso de animales vivos o necropsiables, además del aviso al equipo de emergencias, se dará aviso inmediato al equipo veterinario de fauna marina para que se persone de manera inmediata en el lugar de la incidencia en el caso de un animal vivo; y, en el caso de animal muerto para que se organice la necropsia cuanto antes teniendo en cuenta toda la diversidad de situaciones que pueden producirse. Salvo que el varamiento se produzca en una provincia donde exista una entidad colaboradora en varamientos, donde serán atendidos por el Equipo de éstas.

- A la Coordinación Regional de la D.G. de Política Forestal y Biodiversidad.

4.1.- ANIMALES VIVOS.

En caso de un varamiento o captura accidental de un ejemplar vivo el/la Técnico Regional dará aviso inmediato al Equipo de Emergencias y al Equipo Veterinario de fauna marina de AMAYA que se desplazarán al lugar del varamiento en un tiempo que oscilará entre dos y tres horas en horario laboral y cinco horas, en horario festivo. Salvo en el caso de que la provincia en la que se produce cuente con una entidad colaboradora en varamientos donde se le dará aviso a ésta, que se deberá personar con su equipo veterinario al lugar en un plazo de dos horas.

Es copia auténtica de documento electrónico

Mientras llega el equipo veterinario de fauna marina y el equipo de emergencias (de AMAYA o de la entidad colaboradora en varamientos correspondiente), el/la Técnico Regional podrá coordinarse por teléfono con el agente de medio ambiente al cargo, facilitando la organización de la respuesta conforme a las recomendaciones especificadas en el anexo 2 y las establecidas, según cada caso concreto, por dicho equipo veterinario, con el cual se mantendrá en estrecha comunicación.

A la llegada del equipo veterinario, éste realizará con la ayuda del equipo de emergencias una evaluación del estado del animal, informando de ello a la Coordinación Regional o provincial de la Consejería, ambos decidirán si, tras la estabilización del animal en el lugar del varamiento, reintroducirlo directamente o trasladarlo hacia varios posibles lugares: una zona acotada en el mar (puerto, cala tranquila, desembocadura de un río, etc.), un Centro Colaborador, al Centro de Gestión del Medio Marino Andaluz correspondiente, o a los Centros Colaboradores autorizados; según se estime conveniente dependiendo de las dimensiones del animal y de las influencias que dicho traslado pudieran tener en la posterior recuperación del animal. Asimismo, y tras la evaluación técnica del equipo de veterinarios de fauna marina o del equipo de veterinarios de la entidad colaboradora en varamientos, decidirán conjuntamente con el técnico regional si el animal no es recuperable y se debe eutanasiar.

En caso de que haya que trasladar al animal para su recuperación, dicho traslado se coordinará con el CEGMA correspondiente o con el Centro Colaborador autorizado en su caso.

En todo caso, las acciones emprendidas por el equipo veterinario tanto en el lugar de la incidencia como, posteriormente, en el Centro de Gestión o en las instalaciones del Centro Colaborador, serán recogidas en la ficha clínica (anexo 3). Dichas fichas serán remitidas al Técnico Regional de la Empresa Pública en el momento del ingreso o atención en playa del animal, y posteriormente cada dos semanas. Un resumen de esta información será también remitido al/la Técnico Regional cada dos semanas en formato BBDD facilitada por la Agencia.

4.2.- ANIMALES MUERTOS.

En el caso de que el animal se encontrase muerto, agentes de medio ambiente y/o celadores/as forestales acudirán en primera instancia a atender el varamiento. En el caso de que no sea posible, el varamiento será atendido por miembros del Equipo de emergencias o miembros del equipo de la entidad colaboradora en varamientos. Cada uno de ellos podrán realizar una primera evaluación de la situación comprobando su estado de conservación y la especie de la que se trata. Asimismo, podrá tomar los datos especificados en las fichas de registro y biométrica (anexo 1). El código de conservación del animal se determinará atendiendo a las siguientes especificaciones:

– Código 1. Muy fresco. Animal recién muerto.

– Código 2. Fresco. Animal muerto hace varias horas, pudiendo presentar rigor mortis (rigidez cadavérica) y signos de desecación de la piel.

– Código 3. Autolisis incipiente. Animal con cambios de coloración (enrojecimiento) en piel clara y timpanización ligera de la carcasa.

Es copia auténtica de documento electrónico

– Código 4. Autolisis avanzada y putrefacción. Animal con color y consistencia de órganos muy cambiados, timpanización evidente de la carcasa, pérdida de áreas extensas de la piel, protrusión de la lengua y del pene (machos), en los cetáceos, e hinchazón del cuello y zonas de inserción de las aletas, en tortugas marinas.

– Código 5. Putrefacción avanzada. Animal con restos de órganos no reconocibles.

Dependiendo de este código, las actuaciones a realizar serán además:

– En el caso de animales con código 1, 2 ó 3 se dará aviso al/la Técnico de AMAYA que pondrá en marcha al Equipo veterinario de fauna marina en el caso para que proceda a su necropsia y toma de muestras para la realización del estudio histopatológico y aquellos análisis microbiológicos, genéticos, toxicológicos u otros que se consideren oportunos (anexos 4 en adelante). En el caso de que sea una provincia donde exista una entidad colaboradora en varamientos, ésta será quien lleve a cabo las necropsias y toma de muestras. Las necropsias se realizarán, en las instalaciones de los CEGMAs o Centros Colaboradores Autorizados, tanto por razones higiénico-sanitarias como por un mejor desarrollo de la misma. Las observaciones recogidas durante la necropsia y el diagnóstico presuntivo de muerte del animal, en caso que pueda establecerse, quedarán reflejadas en la ficha de necropsia y toma de muestras (anexos 4 en adelante).

– En el caso de animales con códigos 4 ó 5 se dará aviso a los servicios de limpieza de la Autoridad que corresponda (Ayuntamiento, Puerto u otra) para coordinar la retirada de los cadáveres.

– Las muestras tomadas serán remitidas al Centro de Análisis y Diagnóstico de la Fauna Silvestre (CAD), para su análisis, lo cual quedará reflejado en la ficha de toma de muestras (anexo 6). El CAD registrará los datos de las muestras enviadas en soporte informático y los remitirá por correo electrónico al/la Técnico Regional.

– Las fichas que hayan sido completadas por agentes de medio ambiente o celadores/as forestales, serán remitidas a la coordinación provincial que las hará llegar a AMAYA. Las fichas de registro y biométricas que hayan sido completadas por las entidades colaboradoras en varamientos, se remitirán a AMAYA en formato de Dossier de incidencias, según modelo facilitado por AMAYA. Los relativos a la realización de necropsias y toma de muestras se enviarán también a AMAYA en formato de informe de necropsias facilitado por AMAYA.

En el caso de grupos científicos autorizados por la Dirección General de Política Forestal y Biodiversidad para la toma de muestras y/o procesamiento de las mismas, estos deberán coordinarse previamente con el equipo veterinario de fauna marinay/o el equipo veterinario de las entidades colaboradoras en varamientos y actuar en los términos que así explicite su autorización.

Si son muestras que la Consejería tiene que remitir a las entidades interesadas y autorizadas por la Dirección General de Gestión Política Forestal y Biodiversidad, las entidades colaboradoras en varamientos deberán remitir las mismas al CEGMA del Estrecho (Algeciras), para que éste a su vez las remita a las entidades autorizadas. Las entidades colaboradoras deberán remitir las muestras siguiendo las condiciones recogidas en este protocolo y en la autorización correspondiente.

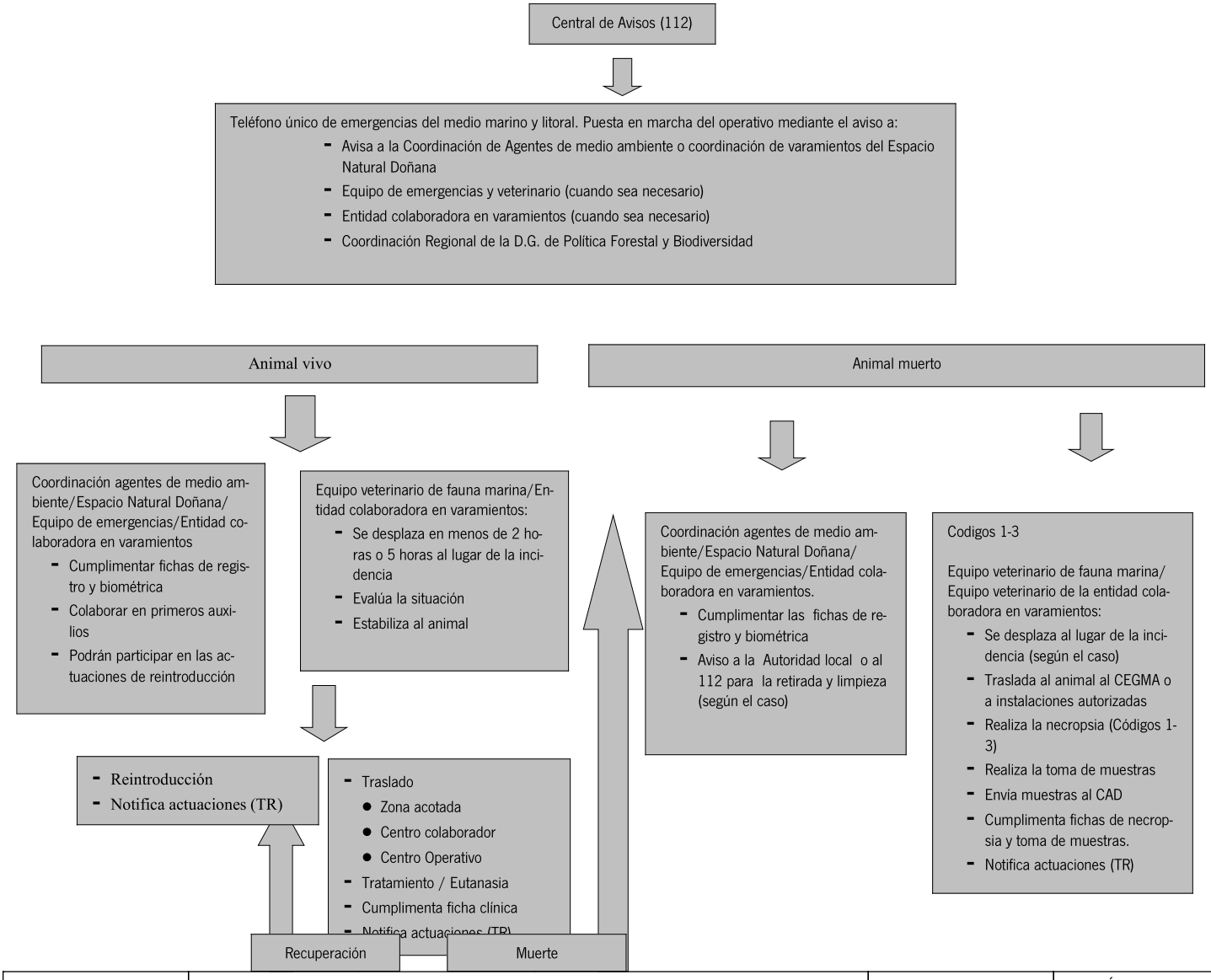
Es copia auténtica de documento electrónico

El traslado final de los ejemplares muertos o sus restos a un centro público o privado, ya sea para su estudio, colección, exposición o cualquier otro fin, requerirá la autorización escrita del Director General de Política Forestal y Biodiversidad.

5.- INFORMACIÓN A LOS MEDIOS DE COMUNICACIÓN.

Caso de ser necesario la Oficina competente de la Consejería elaborará una Nota de Prensa en base a la nota informativa remitida por la Coordinación Regional.

Esquema del procedimiento de actuación frente a varamientos



Es copia auténtica de documento electrónico

ANEXO 1. FICHAS DE REGISTRO Y BIOMÉTRICA.-

Modelos de fichas de registro y biométrica a utilizar en cada varamiento o captura accidental, debiendo ser rellenados todos los campos que en ella se expresan, a no ser que, en el caso de animales vivos, la toma de algún dato determinado pudiese provocar daño o estrés en el animal.

FICHA DE REGISTRO DE CETÁCEOS			
• **CÓDIGO PROVINCIAL (**Dos 1ªs letras provincia, **CET**, año (aa), nº orden (nn)**):**			
• **FECHA (**dd/mm/aaaa**) - HORA DE AVISO (**hh:mm**):**			
• **FECHA (**dd/mm/aaaa**) - HORA DE LLEGADA (**hh:mm**):**			
• **PROCEDENCIA DEL AVISO (**al 112**):**			
• **CÓDIGO DE CONSERVACIÓN (V**=vivo; **M1**=muy fresco; **M2**=fresco; **M3**=autolisis incipiente; **M4**=autolisis avanzada / putrefacción; **M5**=putrefacción avanzada / restos**):**			
• **ESPECIE (**nombre común / nombre científico**):**			
• SEXO (M=macho; H=hembra; HG=hembra gestante; NI=no identificado):			
• LONGITUD TOTAL (en cm.):			
• **LUGAR DE APARICIÓN (**nombre**):**			
• **LOCALIDAD (**código / nombre del tramo costero**):**			
• **LUGAR DE APARICIÓN (**coordenadas ED50 geográfica**):**			
• **TIPO DE COSTA (PA**=playa arena; **PG**= playa guijarros; **R**=roca; **A**=acantilado**; M**=mar abierto; **O**=otros**):**			
• **LOCALIDAD (MUNICIPIO)/ PROVINCIA:**			
• **DISTANCIA (**a la que se encontraba el animal de la costa en millas marinas**):** (**0**=sobre playa; **0,1** ≈ 200 metros; **0,2** ≈ 400 metros; ... **)**			
• **VARAMIENTO** (I=individual; M=en masa):			
• ESTADO DEL DÍA (D=despejado; N=nublado; L=lluvioso):			
• TEMPERATURA AMBIENTE (Temperatura aproximada del aire en ºC):			
• ESTADO DEL MAR (Grados 0 - 9 según la Escala de Douglas):			
• TEMPERATURA DEL MAR (Temperatura aproximada del mar en superficie en ºC):			
• DIRECCIÓN DEL VIENTO (N=norte; NE=noreste; E=levante; SE=sudeste; S=sur; SW=sudoeste; W=poniente; NW=noroeste):			
• FUERZA DEL VIENTO (Grados 0 - 12 según la Escala de Beaufort):			
FOTOS	**Cuerpo entero**	**Vista lateral izquierdo (**sí / no**):**	
		Vista lateral derecho (sí / no**):**	
	Aleta dorsal	**Vista lateral izquierdo (**sí / no**):**	
		Vista lateral derecho (sí / no**):**	
	Aleta caudal (sólo misticetos**)**	**Vista dorsal (**sí / no**):**	
		Vista ventral (sí / no**):**	
	Área genital (sí / no**):**		
	Dientes (sólo odontocetos**) (**sí / no**):**		
	Otras (sí / no**) (**especificar en el apartado de observaciones**):**		
• **VÍDEO (**sí / no**):**			
• **DESTINO (EU**= eutanasia; **R**=reintroducción; **TCO**=traslado a Centro Operativo; **TCC**=traslado a Centro colaborador; **TZA**=traslado a zona acotada; **RL**=retirado por servicios de limpieza**):**			
• **NECROPSIA (**sí / no**):**			
• **TOMA DE MUESTRAS (**sí / no**):**			
• **OBSERVACIONES:**			

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 16/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

FICHA DE REGISTRO DE TORTUGAS MARINAS			
•**CÓDIGO PROVINCIAL (**Dos 1ªs letras provincia, **TOR**, año (aa), nº orden (nn)**):**			
• **FECHA (**dd/mm/aaaa**) - HORA DE AVISO (**hh:mm**):**			
• **FECHA (**dd/mm/aaaa**) - HORA DE LLEGADA (**hh:mm**):**			
• **PROCEDENCIA DEL AVISO (**al 112**):**			
• **CÓDIGO DE CONSERVACIÓN (V**=vivo; **M1**=muy fresco; **M2**=fresco; **M3**=autolisis incipiente; **M4**=autolisis avanzada / putrefacción; **M5**=putrefacción avanzada / restos**):**			
• **ESPECIE (**nombre común / nombre científico**):**			
• **SEXO** (**M**=macho; **H**=hembra; **NI**=no identificado):			
• **LONGITUD RECTA DEL CAPARAZÓN** (en cm.):			
• **LUGAR DE APARICIÓN (**nombre**):**			
• **LOCALIDAD (**código / nombre del tramo costero**):**			
• **LUGAR DE APARICIÓN (**coordenadas ED50 geográfica**):**			
• **TIPO DE COSTA (PA**=playa de arena; **PG**= playa de guijarros; **R**=roca; **A**=acantilado**; M**=mar abierto; **O**=otros**):**			
• **LOCALIDAD (MUNICIPIO)/ PROVINCIA:**			
• **DISTANCIA (**a la que se encontraba el animal de la costa en millas marinas**):** **(0**=sobre playa; **0,1 ≈** 200 metros; **0,2 ≈** 400 metros; ... **)**			
• VARAMIENTO (I=individual; M=en masa):			
• ESTADO DEL DÍA (D=despejado; N=nublado; L=lluvioso):			
• TEMPERATURA AMBIENTE (Temperatura aproximada del aire en ºC):			
• ESTADO DEL MAR (Grados 0 - 9 según la Escala de Douglas):			
• TEMPERATURA DEL MAR (Temperatura aproximada del mar en superficie en ºC):			
• DIRECCIÓN DEL VIENTO (N=norte; NE=noreste; E=levante; SE=sudeste; S=sur; SW=sudoeste; W=poniente; NW=noroeste):			
• FUERZA DEL VIENTO (Grados 0 - 12 según la Escala de Beaufort):			
FOTOS	**Cuerpo entero:**	**Vista dorsal (caparazón) (**sí / no**):**	
		Vista ventral (plastrón) (sí / no**):**	
	Cloaca (sí / no)		
	Cabeza (vista dorsal) (sí / no**):**		
	Otras (sí / no**) (**especificar en el apartado de observaciones**):**		
• **VÍDEO (**sí / no**):**			
• **DESTINO (EU**= eutanasia; **R**=reintroducción; **TCO**=traslado a Centro Operativo; **TCC**=traslado a Centro colaborador; **TZA**=traslado a zona acotada; **RL**=retirado por servicios de limpieza**):**			
• **NECROPSIA (**sí / no**):**			
• **TOMA DE MUESTRAS (**sí / no**):**			
• **OBSERVACIONES:**			

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 17/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

FICHA DE REGISTRO DE PINNÍPEDOS	
• **CÓDIGO PROVINCIAL (**Dos 1ªs letras provincia,**PIN**, año (aa), nº orden (nn)**):**	
• **FECHA (**dd/mm/aaaa**) - HORA DE AVISO (**hh:mm**):**	
• **FECHA (**dd/mm/aaaa**) - HORA DE LLEGADA (**hh:mm**):**	
• **PROCEDENCIA DEL AVISO (**al 112**):**	
• **CÓDIGO DE CONSERVACIÓN (V**=vivo; **M1**=muy fresco; **M2**=fresco; **M3**=autolisis incipiente; **M4**=autolisis avanzada / putrefacción; **M5**=putrefacción avanzada / restos**):**	
• **ESPECIE (**nombre común / nombre científico**):**	
• SEXO (M=macho; H=hembra; HG=hembra gestante; NI=no identificado):	
• LONGITUD TOTAL (en cm.):	
• **LUGAR DE APARICIÓN (**nombre**):**	
• **LOCALIDAD (**código / nombre del tramo costero**):**	
• **LUGAR DE APARICIÓN (**coordenadas ED50 geográfica**):**	
• **TIPO DE COSTA (PA**=playa de arena; **PG**= playa de guijarros; **R**=roca; **A**=acantilado**; M**=mar abierto; **O**=otros**):**	
• **LOCALIDAD (MUNICIPIO)/ PROVINCIA:**	
• **DISTANCIA (**a la que se encontraba el animal de la costa en millas marinas**):** **(0**=sobre playa; **0,1 ≈** 200 metros; **0,2 ≈** 400 metros; ... **)**	
• VARAMIENTO (I=individual; M=en masa):	
• ESTADO DEL DÍA (D=despejado; N=nublado; L=lluvioso):	
• TEMPERATURA AMBIENTE (Temperatura aproximada del aire en ºC):	
• ESTADO DEL MAR (Grados 0 - 9 según la Escala de Douglas):	
• TEMPERATURA DEL MAR (Temperatura aproximada del mar en superficie en ºC):	
• DIRECCIÓN DEL VIENTO (N=norte; NE=noreste; E=levante; SE=sudeste; S=sur; SW=sudoeste; W=poniente; NW=noroeste):	
• FUERZA DEL VIENTO (Grados 0 - 12 según la Escala de Beaufort):	
• FOTOS (sí / no) (especificar en el apartado de observaciones):	
• **VÍDEO (**sí / no**):**	
• **DESTINO (EU**= eutanasia; **R**=reintroducción; **TCO**=traslado a Centro Operativo; **TCC**=traslado a Centro colaborador; **TZA**=traslado a zona acotada; **RL**=retirado por servicios de limpieza**):**	
• **NECROPSIA (**sí / no**):**	
• **TOMA DE MUESTRAS (**sí / no**):**	
• **OBSERVACIONES:**	

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 18/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

- FICHAS BIOMÉTRICAS-

Código provincial:

Fecha biometría (dd/mm/aaaa**):**

Localidad (Municipio**):**

Provincia:

Especie (nombre científico**):**

Sexo:

Peso (kgs.**):**

CETÁCEOS

MEDIDAS FUNDAMENTALES (introducir medidas rectas y en cm.)

Longitud Total		Longitud centro del pico – centro orificio genital	
Diámetro torácico a nivel del pliego axilar (***medida curva***)		Longitud centro del pico – centro orificio anal	
Longitud centro del pico – punta aleta dorsal		Longitud centro del pico – final surcos garganta	
Longitud centro del pico – centro del espiráculo		Anchura máxima aleta caudal (punta – punta)	
Longitud centro del pico – inicio del melón		Altura máxima aleta dorsal (punta – centro base)	
Longitud centro del pico – inserción craneal aleta pectoral		Profundidad hendidura central aleta caudal	

OTRAS MEDIDAS (introducir medidas rectas y en cm.**)**

Longitud centro del pico – centro del ojo		Longitud pliegue mamario derecho	
Longitud centro del pico – centro base aleta dorsal		Longitud pliegue mamario izquierdo	
Longitud aleta pectoral (punta – inserción craneal)		Longitud hendidura genital	
Longitud aleta pectoral (punta – inserción caudal)		Longitud hendidura anal	
Anchura máxima aleta pectoral		Nº dientes (hemimaxilar izquierdo / derecho)	
Longitud base aleta dorsal		Nº dientes (hemimandíbula izquierda / derecha)	

TORTUGAS MARINAS

MEDIDAS BÁSICAS (introducir medidas rectas y en cm.**)**

Longitud Total			
Eje longitudinal recto del caparazón		Eje longitudinal curvo del caparazón	
Eje transversal recto del caparazón		Eje transversal curvo del caparazón	
Longitud recta plastrón – cloaca		Longitud recta plastrón – punta de la cola	

Es copia auténtica de documento electrónico

PINNÍPEDOS

MEDIDAS BÁSICAS (introducir medidas rectas y en cms)

Longitud Total		Longitud centro del hocico – punta cola	
Longitud aleta anterior (inserción – extremo craneal)		Longitud cola	
Longitud aleta anterior (inserción – extremo caudal)		Longitud aleta posterior	

Es copia auténtica de documento electrónico

ANEXO 2. PROTOCOLO DE ASISTENCIA A ANIMALES VIVOS.

Resulta evidente que no se pueden prever cada una de las variables que van a existir en cada caso de varamiento o captura accidental de algún mamífero o tortuga marina, ya que existen gran cantidad de factores biológicos (especies, tamaño de los animales, enfermedades, etc.) y no biológicos (meteorología, tipo de costa, presencia de público y/o medios de comunicación, etc.) que impiden establecer un protocolo riguroso de actuación.

Aún así, pueden establecerse una serie de directrices básicas que deberán tenerse en cuenta a la hora de acometer una operación de rescate, traslado y recuperación de este tipo de especies, aunque cada caso concreto deberá ser valorado, en primer lugar, por el equipo veterinario de fauna marina o el de la entidad colaboradora en varamientos, que se responsabilizará de proporcionar la adecuada asistencia sanitaria tanto en el lugar donde se haya producido la incidencia, como durante el traslado, la recuperación y la posterior liberación del animal.

1. MEDIDAS BÁSICAS DE SEGURIDAD E HIGIENE:

En cualquier actuación de rescate y recuperación de un mamífero o tortuga marina, existen una serie de riesgos sanitarios, tanto para los propios integrantes del equipo de veterinarios de fauna marina como para el resto de asistentes que se hallen en el lugar del incidente. Entre los más frecuentes se encuentran las mordeduras, que a todos los efectos se considerarán como infecciosas, los golpes o aplastamientos provocados por un mal manejo de los animales varados o por la manipulación de los mismos en una zona de rompiente o con fuerte oleaje, el contagio de enfermedades a través de las excreciones o respiraciones de los animales, insolación, hipotermia, etc. Por esta razón, el equipo de veterinarios (de la Empresa Pública y de las entidades colaboradoras en varamientos) así como todos los participantes en la emergencia deberán poner en práctica las medidas que se expresan a continuación con el fin de minimizar los riesgos sanitarios existentes, teniendo en cuenta que cualquier enfermedad desarrollada por el contacto con animales marinos deberá ser atendida convenientemente y comunicada a las autoridades competentes.

1.1. MEDIDAS GENERALES:

1.1.1. Equipamiento de protección: deberá ser preparado con la suficiente antelación y, a ser posible, ubicado en el interior del vehículo de transporte. Este equipamiento deberá constar como mínimo de:

- Botiquín completo.
- Ropa seca, de abrigo e impermeable.
- Protección contra el sol (cremas, gorras, y sombrilla.)
- Trajes de neopreno, escarpines, vadeadores y botas de agua.
- Mascarillas, gafas, monos, botas y guantes (látex, vinilo), desechables.
- Bidón de agua potable.
- Jabón antibacterias para la higiene personal.

1.1.2. Medidas sobre el material y el lugar de trabajo:

- En actuaciones en playa, siempre que sea posible, se acordonará la zona de trabajo, restringiendo el contacto con los animales a los agentes de medio ambiente, al equipo veterinario de AMAYA o el de la entidad colaboradora en varamientos.
- En actuaciones de larga duración se procurará, en la medida de lo posible:
  - Punto de acceso fácil a agua limpia.
  - Alimentos y bebidas para los integrantes del equipo que atiende al animal.
  - Lugar habilitado para el resguardo del personal.

Es copia auténtica de documento electrónico

- En caso de traslado de los animales a unas instalaciones:
  - Mantener independiente las zonas limpias de las zonas sucias, de posible contagio o contaminación, de tal manera que los accesos a dichas zonas limpias se realicen previo lavado y desinfectado de manos y brazos, e incluso cambiándonos de ropa y calzado.
  - Al finalizar las labores, deberán lavarse las zonas que hayan estado en contacto con el animal y/o con el agua de las proximidades.
- Desinfectar convenientemente todo el material después de cada actuación.

1.2. MEDIDAS INDIVIDUALES: aplicables a cada integrante del equipo:

- Vacunación contra el tétanos.
- El contacto directo con el animal deberá realizarse, en todo momento, con guantes (látex, vinilo, etc.), mascarillas y gafas de protección.
- Si la asistencia al animal se realiza en el interior del agua, deberán equiparse con trajes de neopreno y escarpines.
- Si por cualquier motivo algún integrante se hiriese, se lavará y desinfectará la zona afectada con la mayor rapidez posible.
- Evitar el contacto directo con los distintos fluidos corporales del animal: heces, orina, sangre, así como de las espiraciones.
- Nunca comer o beber cuando se está trabajando con los animales y si se hace después del manejo de algún animal, o tras haber tocado el material veterinario, lavar bien las manos y los brazos previamente.

2. ATENCIÓN PRIMARIA:

2.1. CETÁCEOS:

Cuando se recibe el aviso de un cetáceo cerca de la costa hay que tener en cuenta que puede tratarse de un comportamiento normal, dependiendo de la especie de que se trate. En el caso de que no se aprecien heridas graves, dificultad natatoria u otras alteraciones, la intervención debe reducirse a la observación y, en el caso que se estime oportuno, conducirlo a aguas abiertas mediante el uso de embarcaciones.

Por el contrario, cuando dicho animal tienda a buscar la costa como mecanismo de supervivencia (dificultad para mantenerse a flote por algún tipo de patología o extenuación), se deberá impedir, en la medida de lo posible, que llegue a varar, con la intención de realizar todas las actuaciones encaminadas al rescate del animal en el interior del agua, a una profundidad suficiente para que el cetáceo no toque tierra y para que el personal que atiende al animal pueda trabajar cómodamente y sin riesgo para su seguridad. En ningún momento el personal que atiende al animal forcejeará con el mismo para intentar capturarlo.

Cuando un animal tienda a acercarse a una zona de difícil acceso, existan condiciones meteorológicas desfavorables (fuerte oleaje, oscuridad, etc.) u otras que pudieran dificultar la asistencia al varamiento o aumentasen los riesgos de accidente para los integrantes del equipo veterinario, se deberá intentar el traslado de dicho animal a alguna zona (puerto, cala tranquila, desembocadura de un río, etc.), lo más cerca posible del lugar donde se esté produciendo la incidencia, con el fin de asistir convenientemente al animal y disminuir los riesgos para el equipo.

En el caso de animales que, por su tamaño, no pudieran ser trasladados a un CEGMA (grandes cetáceos) o a un Centro Colaborador autorizado, siempre se procurará lo establecido en el párrafo anterior, teniendo en cuenta, además, que el lugar elegido sea de fácil acceso para la maquinaria necesaria para la retirada y posterior eliminación del animal, en el caso de que éste finalmente muriera.

Es copia auténtica de documento electrónico

En todo caso se evitará que la gente se acerque al animal, tanto dentro como fuera del agua, procurando, además, que los asistentes mantengan el máximo de silencio posible.

La aproximación hacia el animal deberá realizarse lentamente, permitiendo que se percate de la presencia del personal que lo va a atender, pero evitando cualquier comportamiento que pudiera estresarle (ruidos estridentes, movimientos bruscos, el uso de luces intensas, etc.). El número de miembros que se acerquen al animal, aunque dependerá del tamaño del mismo, deberá ser el mínimo posible (uno o, como máximo, dos, en el caso de pequeños cetáceos) y tendrán especial cuidado, por su propia seguridad, con la aleta caudal y la boca.

Una vez con el animal se actuará como sigue:

- **Pequeños cetáceos:** con el fin de amortiguar el síndrome de varamiento (hipertermia, estrés, dificultad respiratoria, estasis sanguíneo, etc.), siempre se intentará mantener al animal en el agua, incluso introduciéndolo mediante una camilla para el transporte de pequeños cetáceos, si ya hubiese varado. En el agua, un integrante del equipo que está atendiendo al animal se colocará en el lado izquierdo del mismo, tras la aleta pectoral, colocándole una mano debajo del maxilar inferior como punto de apoyo para ayudarle a mantener su flotabilidad, y la otra mano en el área de proyección del corazón, intentando sentir la frecuencia cardiaca del animal. El contacto con dicho animal deberá ser el mínimo imprescindible, no tocando en ningún caso las áreas genital o anal, y evitando sonidos, movimientos bruscos, personas, etc., en sus alrededores.

Si no se pudiera mantener al animal dentro del agua, se colocará en la orilla sobre una superficie acolchada, teniendo especial cuidado con las aletas pectorales para evitar posibles fracturas a nivel de las mismas. En este caso se deberá, además:

- Procurar sombra al animal.

- Humedecerlo constantemente, principalmente las aletas dorsal y caudal para facilitar la termorregulación.

- Proteger del viento y la arena, incluso cubriendo al animal con toallas húmedas, teniendo cuidado de no cubrir ni el espiráculo ni las aletas dorsal y caudal.

- **Grandes cetáceos:** se deberá evitar, siempre que sea posible, el varamiento de los mismos. En el caso de animales cuyo peso permita su traslado en una camilla, se reintroducirá al mar actuando según lo dispuesto en el párrafo anterior. Si esto no fuera posible, se deberá procurar el remolque del animal a una zona acotada en el mar (puerto, cala tranquila, etc.), mediante su sujeción a pontones.

2.2. TORTUGAS MARINAS:

Cuando se produce el varamiento de una tortuga marina viva o su captura en alta mar, ya sea de manera accidental por algún arte de pesca (generalmente palangre), o intencionada en animales con poca o nula capacidad de reacción (generalmente flotando a la deriva), se debe tener en cuenta que siempre existe una patología que lo motive, por lo que deberán ser trasladadas lo más rápidamente posible al CEGMA más cercano o a las instalaciones autorizadas para ello.

Una vez que algún integrante de los agentes de medio ambiente o del equipo de veterinarios de fauna marina, o del equipo de veterinarios de la entidad colaboradora en varamientos, se persone en el lugar de recogida de la tortuga marina, deberá actuar de manera cautelosa para evitar estresar al animal y tener cuidado al aproximarse a la boca del mismo, lo cual sólo se hará cuando sea estrictamente necesario.

Es copia auténtica de documento electrónico

En el caso de tortugas capturadas en el mar y transportadas a puerto a bordo de alguna embarcación, se deberá obtener el máximo de información posible sobre el estado de salud de la tortuga (capacidad de reacción, problemas de flotabilidad, comportamiento natatorio, etc.), preguntando a las personas responsables de dicha captura.

Deberá realizarse una observación de la tortuga con el fin de descartar o confirmar la presencia de:

- ***Anzuelos:*** la mayoría de las veces lo que se apreciará es el sedal saliendo por la boca y/o cloaca. En ningún caso se deberá tirar del extremo de dicho sedal y, en el caso de que su longitud sea excesiva, se deberá cortar a una distancia no menor de 20 cm., para evitar que éste se enganche, pero también que sea fácilmente ingerido por el animal.

- ***Enmallamiento:*** ya sea por redes, plásticos, nylon, etc. En estos casos habrá que cortar inmediatamente todas las ataduras para evitar la asfixia, permitir el restablecimiento de la circulación de la sangre y aliviar el dolor a la tortuga.

- ***Petróleo:*** en caso de ser una tortuga petroleada deberán limpiarse los ojos, la boca y los orificios nasales con un paño o un trozo de tela humedecido en aceite vegetal, procurando no empujar los restos de alquitrán hacia el interior de las narinas, así como evitar que la tortuga trague el aceite con la que la estamos limpiando, lo que aumentaría la absorción del petróleo y, por tanto, su toxicidad.

- ***Fracturas de caparazón y/o plastrón:*** en el caso de cortes, grietas o fracturas del caparazón y/o plastrón, se deberá cubrir la zona lesionada con un paño o gasa humedecida, aproximadamente, al 50% con agua y povidona iodada (*Betadine*).

Una vez hecho esto se iniciará el traslado del animal hacia el vehículo de transporte, teniendo en cuenta lo siguiente:

- Nunca deberá voltearse a la tortuga, debiendo estar apoyada en todo momento sobre su plastrón.

- La elevación de la tortuga se hará de la manera siguiente:

  - En el caso de tortugas que por su peso puedan ser cargadas por una sola persona, ésta la elevará desde la parte posterior del animal y sujetándola a modo de bandeja a nivel del plastrón, teniendo cuidado de que no pueda resbalar y caer al suelo durante la maniobra.

  - Cuando el peso de la tortuga obligue a cargarla entre dos personas, éstas se situarán a los lados del animal colocando cada uno su cuerpo lo más cercano posible a la articulación de la aleta anterior correspondiente, para disminuir lo más posible el impacto producido por el aleteo. Ambos sujetarán al animal por el plastrón a modo de bandeja. Si hiciera falta la ayuda de alguna persona más, ésta se colocará en la parte posterior del animal.

  - Nunca se sujetará a la tortuga por los márgenes del caparazón o por las aberturas del mismo para las aletas.

  - En ningún caso se situará persona alguna en la parte delantera del animal.

- El traslado del animal hacia el vehículo de transporte deberá realizarse en una caja estanca de plástico de tamaño adecuado (en la que la tortuga entre holgadamente pero encuentre limitada su libertad de movimientos) y con el fondo cubierto de goma espuma. Así pues la elevación de la tortuga sólo se realizará para su posicionamiento en el interior de dicha caja, teniendo especial cuidado con las aletas, con el fin de evitar posibles fracturas de las mismas.

Es copia auténtica de documento electrónico

- Cuando se observen fracturas a nivel de aletas y/o caparazón, se deberá extremar el cuidado en su acarreamiento y transporte.

2.3. PINNÍPEDOS:

La presencia de pinnípedos en el litoral andaluz es un fenómeno poco frecuente que suele estar relacionado con focas que, dejadas llevar por la corriente, se alejan de sus áreas habituales de distribución en el norte de Europa. Así pues, siempre que exista una foca viva en alguna playa de la costa andaluza ésta deberá ser trasladada lo más rápidamente posible al CEGMA más cercano o a las instalaciones autorizadas para ello, con el fin de valorarla sanitariamente y evitar su contacto con los usuarios de dicha playa, lo cual podría constituir un grave peligro en ambos sentidos.

En estos casos, los integrantes de agentes de medio ambiente y del equipo de veterinarios (de la empresa pública o de la entidad colaboradora en varamientos) deberán actuar con mucha cautela, debido a la alta peligrosidad de este tipo de animales. La aproximación al pinnípedo deberá hacerse usando algún tipo de protección a modo de escudo como planchas de madera o plástico, las cuales podrán ser utilizadas para conducir al animal hacia una jaula de contención. Si esto no fuera posible, se intentará capturar e inmovilizar al animal utilizando redes o lazos de varios tipos, lo cual dependerá del tamaño y de la agresividad mostrada por el animal.

3. ATENCIÓN VETERINARIA EN EL VARAMIENTO DE CETÁCEOS:

3.1. VARAMIENTO INDIVIDUAL:

Aunque la ocultación de síntomas de enfermedad es una constante en las especies silvestres, en los cetáceos se hace mucho más notorio debido a la mayor inexpresividad derivada de su anatomía. Además, el conocimiento existente en la actualidad parece indicar que la aparición de un cetáceo en la playa suele estar relacionada, en la mayoría de los casos, con el sufrimiento de una patología subaguda – crónica. Por estas razones, el varamiento de un cetáceo lo tomaremos como indicativo de enfermedad, independientemente de que puedan ser observados o no otro tipo de síntomas.

Aún conociendo las limitaciones existentes para el establecimiento de un diagnóstico presuntivo, el equipo veterinario deberá realizar una exploración exhaustiva que permita recabar el máximo de información posible del estado de salud del animal. Esta exploración deberá ser sistemática, valorando:

- ***Comportamiento del animal:*** incoordinación natatoria, temblores, etc.
- ***Hemorragias internas:*** con salida a través de orificios naturales (boca, ano, espiráculo, etc.)
- ***Lesiones externas:*** heridas, fracturas, dermatopatías, ectoparásitos, etc.
- ***Estado nutricional:*** nivel de hundimiento de la musculatura dorsal.
- ***Temperatura corporal:*** termómetro vía rectal, en caso que sea posible, considerando la gravedad implícita en temperaturas inferiores a 35 ºC ó superiores a 40 ºC.
- ***Sistema nervioso:*** nivel de consciencia, presencia de nistagmo, reflejos ocular, palpebral, anal, etc.

Es copia auténtica de documento electrónico

- ***Sistema cardiovascular:*** TRC, auscultación (dependiendo del tamaño del animal), coloración de las mucosas, etc.

- ***Aparato respiratorio:*** frecuencia respiratoria, olor de la espiración, presencia de mucosidad en el espiráculo, auscultación (dependiendo del tamaño del animal), etc.

- ***Aparato digestivo:*** timpanización, dolor cólico, espasticidad, presencia de vómitos / regurgitación, diarrea, auscultación (dependiendo del tamaño del animal), etc.

- ***Sistema urogenital:*** volumen abdominal / gestación, tumefacción mamaria, etc.

Una vez realizada la exploración se procurará extraer una muestra de sangre para su análisis posterior (hematología y bioquímica sanguínea completas), así como placas de cultivo monoespecíficos de la espiración del espiráculo. Además, según el caso, podrán obtenerse otro tipo de muestras como frotis de exudados respiratorios (espiráculo), heces, orina, etc., que ayuden a establecer un diagnóstico definitivo. Ahora bien, antes de realizar esta toma de muestras el equipo veterinario deberá valorar la influencia de la misma en un empeoramiento de las condiciones del animal debido a un aumento de sus niveles de estrés y, por tanto, la conveniencia o no de realizarla en un determinado momento.

En cuanto a la realización de un tratamiento farmacológico, éste debe intentar evitarse a toda costa hasta no disponer de información diagnóstica suficiente, por lo que se procurará estabilizar al animal mediante su correcto manejo en playa. Sin embargo, si se estima conveniente a criterio del equipo veterinario, podrán realizarse los siguientes tratamientos, entre otros:

- Hidratación: con agua fresca o bebidas isotónicas mediante sondaje orogástrico.

- Tranquilización: se realizará si el nivel de estrés pudiera hacer peligrar la vida del animal y no pudiera llegar a controlarse mediante un manejo adecuado, usando dosis adecuadas para reducir la ansiedad del animal.

- Esteroides: en caso de shock.

- Antibioterapia: de amplio espectro en el caso de afecciones respiratorias graves, uso de esteroides, etc.

3.2. VARAMIENTOS EN MASA:

En general, el equipo de veterinarios de fauna marina gestionará un varamiento en masa, en la medida de lo posible, del mismo modo que un varamiento individual, actuando con cada animal como se explicita en los apartados 2.1 y 3.1 del presente anexo. Sin embargo, a la hora de valorar sanitariamente a los animales deberán tenerse en cuenta factores como el tipo de especie y la edad de los animales varados, con el fin de determinar si dicho varamiento podría atribuirse a un fenómeno de cohesión social o maternal, respectivamente. En estos casos, se procurará localizar al animal enfermo y apartarlo del resto del grupo lo antes posible, intentando reintroducir al resto de ejemplares una vez que se constate su adecuada estabilización en el lugar de varamiento.

4. TRASLADO:

4.1. CETÁCEOS:

Es copia auténtica de documento electrónico

Aquellos cetáceos que por sus dimensiones puedan ser trasladados mediante el vehículo de transporte existente al efecto, serán cargados en la camilla diseñada para el transporte de pequeños cetáceos y llevados hasta dicho vehículo de transporte con el máximo cuidado, impidiendo las aglomeraciones entorno al animal y el exceso de personas portando la camilla.

Una vez en el vehículo, la camilla se colocará en una piscina rectangular adaptada para el transporte de pequeños cetáceos, la cual tendrá un volumen suficiente de agua y a una temperatura que garantice la adecuada humidificación y termorregulación del animal durante el transporte.

El transporte por carretera supone, en la mayoría de los casos, un aumento del estrés del animal, por lo que éste deberá realizarse con el máximo cuidado posible.

4.2. TORTUGAS MARINAS:

El traslado al CEGMA o a las instalaciones autorizadas, se realizará en la misma caja de plástico con la que se transporta desde el lugar de recogida del animal hasta el vehículo de transporte. Esta caja dispondrá de un volumen mínimo de agua que garantice la humidificación constante del animal, pero que no dificulte la respiración del mismo.

En los casos que se estime oportuno, se taparán los ojos de la tortuga con gasas hidrófilas humedecidas, sujetándolas a la cabeza del animal mediante una malla tubular elástica.

En el caso de tener que trasladar varios ejemplares, estos nunca se situarán juntos en el mismo recipiente, pudiendo utilizar, si se estima conveniente, la piscina adaptada para el transporte de pequeños cetáceos, siempre y cuando se inserten separadores que garanticen la inexistencia de contacto entre los animales.

4.3. PINNÍPEDOS:

Se trasladarán al CEGMA, o a las instalaciones autorizadas, en el interior de una jaula de contención cuyas dimensiones deberán ser adecuadas al tamaño del animal, tomando las precauciones pertinentes para evitar el aumento de temperatura del animal durante el transporte.

Es copia auténtica de documento electrónico

ANEXO 3. FICHA CLÍNICA.

Este documento consiste en un conjunto de fichas que constituyen un expediente en el que se recogerá toda la información generada por el animal y las actuaciones llevadas a cabo por el equipo veterinario de fauna marina, o el equipo veterinario de la entidad colaboradora en varamientos, en el proceso de recuperación del mismo. Estas fichas se unirán a su vez a las de registro y biométrica.

Aunque en un primer momento las fichas se rellenarán siguiendo el orden que aparece a continuación, tras el ingreso del animal deberán ordenarse cronológicamente, anotándose en el historial clínico todo lo acontecido durante el tiempo que permanezca en el Centro.

La primera ficha es la de ingreso, en ella se anotarán todos los datos recogidos en el lugar de aparición del animal (anamnesis), los resultados de la exploración corporal y las valoraciones clínicas que se realicen al respecto, debiendo realizarse una primera aproximación diagnóstica (diagnóstico presuntivo) y anotar el tratamiento administrado, en el caso de haber sido necesaria su aplicación.

La segunda ficha sirve como modelo para el registro de las pruebas complementarias realizadas al animal, debiendo rellenar una ficha por prueba y anotar la valoración diagnóstica de la misma, aunque se deba adjuntar, además, toda la información generada por cada una de dichas pruebas.

La tercera ficha recogerá el diagnóstico asertivo y las medidas terapéuticas que se tomarán al respecto. En el caso de modificarse este diagnóstico o cambiar alguna de las medidas adoptadas, se deberá rellenar una nueva ficha que se adjuntará a las demás de manera cronológica, anotando, en el apartado de observaciones, las razones que han llevado al equipo veterinario a hacer tal modificación.

La cuarta ficha corresponde al historial clínico y en él deberá anotarse todo lo sucedido durante la estancia del animal en el Centro, ordenándose estos hechos de manera cronológica (fecha y hora). Así pues, este historial clínico servirá como visión global del proceso y como reseña de las pruebas y tratamientos realizados.

Por último, la quinta ficha se rellenará una vez terminada la estancia del animal en el Centro, incluyendo el destino final del animal y las observaciones que se estime oportuno incluir relativas, bien a la liberación del animal, incluyendo el tipo de marca utilizada y leyenda, o bien acerca de la muerte del mismo.

Todas las fichas se remitirán al/la Técnico Regional en el momento de la incidencia o tratamiento de un animal varado vivo, y posteriormente cada dos semanas (salvo la quinta ficha que sólo se remitirá una vez terminada la estancia del animal en el Centro.

Un extracto de esta información se deberá remitir por parte del/la Técnico Regional de AMAYA al Coordinador regional en la Consejería cada dos semanas, por lo que será necesario que los Equipos veterinarios (de la empresa pública y de las entidades colaboradoras en varamientos) actualicen y envíen todas estas fichas a dicho/a Técnico Regional cada dos semanas (según modelo facilitado por AMAYA).

Es copia auténtica de documento electrónico

Código provincial: | Fecha ingreso (dd/mm/aaaa):

Centro:

Especie: | Sexo: | Peso (Kg):

Anamnesis:

Exploración externa:

Ectoparásitos: NO

Especie	Cantidad	Localización

Estado nutricional: Bueno | Delgado | Muy delgado | Caquéctico

Síntomas:	APN	Descripción
Piel:		
Mucosas:		
Sist. Nervioso:		
Ap. Respiratorio:		
Sist. Cardiovascular:		
Aparato locomotor:		
Aparato digestivo:		
Aparato urinario:		
Aparato reproductor:		
Otros :		

Diagnóstico presuntivo:

Tratamiento: | Detallar:

Es copia auténtica de documento electrónico

Código provincial:

Métodos complementarios: Fecha realización (dd/mm/aaaa):

Análisis:
(adjuntar resultados)

- Sanguíneo: Especificar:
- Urinario:
- Coprológico:
- Microbiológico: Procedencia:
- Otros: Especificar:

RX:
(adjuntar placas)

Ecografía:
(adjuntar informe / fotos)

Endoscopia:
(adjuntar informe / fotos)

Biopsia: Procedencia:
(adjuntar informe)

Otros: Especificar:
(adjuntar informe / fotos)

Valoración diagnóstica

Es copia auténtica de documento electrónico

Código provincial:

Diagnóstico asertivo:

Pronóstico:

Medidas terapéuticas: Fecha (dd/mm/aaaa):

Manejo: Detallar:

Nutrición: Detallar:

T. farmacológico: Detallar:

T. quirúrgico: Detallar:

Observaciones:

Es copia auténtica de documento electrónico

Código provincial:

Historia clínica:
(Introducir fecha-dd/mm/aaaa-y hora-nn:mm- de cada entrada)

Es copia auténtica de documento electrónico

Código provincial:

Destino final: **Fecha** (dd/mm/aaaa):

Eutanasia:

Liberación: **Marcaje:** (anotar en observaciones)

Muerte:

Observaciones:

Es copia auténtica de documento electrónico

Las instrucciones generales que se detallan a continuación en los Anexos 4 y 5 serán revisables por la Dirección General para valorar la necesidad de realización de las actuaciones aquí descritas, de forma que se puedan optimizar los esfuerzos y seguimiento de las especies. Las excepciones a este protocolo de necropsias y toma de muestras general se detallan en el Anexo 7.

ANEXO 4. PROTOCOLO DE NECROPSIAS Y TOMA DE MUESTRAS.

Se necropsiarán aquellos animales cuyos códigos de conservación sean 1, 2 ó 3. Estas necropsias serán practicadas por el equipo veterinario de fauna marina (o el de la entidad colaboradora en varamientos) y, siempre que sea posible, por un integrante de dicho equipo con conocimientos en patología de las especies a necropsiar.

Cuando el tamaño y peso del animal permita su traslado, las necropsias deberán ser realizadas en una sala acondicionada para tal efecto. En caso contrario, se practicarán directamente en el lugar de varamiento o en el lugar donde sea trasladado por los servicios de limpieza de la Autoridad a la que corresponda la retirada del animal, siendo esta última opción la más recomendable.

Para evitar el avance de la autolisis del animal y la consiguiente pérdida de información, se procurará conservarlo refrigerado (nunca congelado) hasta el momento de iniciar la necropsia. Si esto no fuera factible, dicha necropsia deberá iniciarse en el tiempo más breve posible desde el aviso de varamiento.

Con el fin de realizar un adecuado seguimiento para la gestión sostenible de las especies objetivo, principalmente desde el punto de vista sanitario, estas necropsias deberán cumplir con los siguientes objetivos:

- Esclarecer las causas de muerte del animal. En este sentido, el veterinario que practique la necropsia, recogerá muestras para la realización del estudio histopatológico y los análisis microbiológicos pertinentes. Además determinará la necesidad de realizar alguna otra prueba complementaria (toxicología, parasitología, virología) para lo cuál tomará las muestras oportunas e indicará al CAD los análisis solicitados.
- Realizar un seguimiento sanitario de los animales varados en la costa andaluza. En este sentido, el veterinario que practique la necropsia realizará una toma de muestras acorde con los protocolos establecidos previamente para tal efecto en el Programa de vigilancia epidemiológica de cetáceos o por indicaciones concretas en caso de brote epidemiológico que requiera un estudio específico.
- Colaborar con Instituciones de investigación. Para ello se tomarán aquellas muestras que hayan sido solicitadas, para su estudio, por dichas Instituciones. Dichas muestras se detallan anualmente en el Anexo 7, en función de las solicitudes recibidas y aprobadas por la Dirección General durante cada año.

1. PROTOCOLO DE NECROPSIA DE CETÁCEOS

Los procedimientos generales de necropsia para cetáceos y los requerimientos mínimos de toma de muestras para los diferentes estudios de patología, microbiología, toxicología, parasitología e inmunología, fueron revisados en 1991 en una reunión de trabajo de la Sociedad Europea de Cetáceos (ECS) en Leiden (Holanda) (Kuiken, T.H., García Hartmann, M.: *"Proceedings of the first ECS workshop on cetacean pathology: Dissection Techniques and tissue sampling"*. Leiden, The Netherlands, 13–14 September 1991. ECS Newsletter N. 17, Special Issue) y tratadas de forma extensa en dos publicaciones posteriores: *"Marine mammals ashore: A field guide for strandings"* (Gerarci, J. and Lounsbury, V.L. 1993. Texas A&M University Sea Grant College Program) y "*Handbook of marine mammal medicine*" 2nd Ed. (Dierauf, L.A. and Gulland, F.M.D. 2001. CRC Press, Boca Ratón, Florida)

Así pues, el protocolo de necropsia que aquí se muestra, recoge las recomendaciones establecidas en las publicaciones mencionadas anteriormente:

1.1. Examen externo:

- Estimar código de conservación
- Estimar condición nutricional y pesar al animal
- Identificar y recoger ectoparásitos

Es copia auténtica de documento electrónico

– Describir lesiones externas
– Examinar cordón umbilical y la presencia de líneas de compresión del parto en neonatos
– Examinar la boca, orificios naturales, ojos, etc.

Examen interno:

– Posicionar al animal en decúbito lateral derecho
– Abrir ventana rectangular desde el final de la cabeza hasta la zona perianal, separando la aleta pectoral izquierda
– Valorar lesiones en tejido conjuntivo subcutáneo
– Valorar y recoger ganglio preescapular
– Retirar masa muscular dorsal de la zona anterior del cuerpo
– Extraer líquido cefalorraquídeo
– Abrir cavidad torácica:
  ▪ Valorar exudados pleurales y pericárdicos
  ▪ Valorar "in situ" pulmón, pericardio, corazón, vasos, timo, etc.
  ▪ Extraer sangre de ventrículo derecho y/o de grandes vasos
  ▪ Abrir a nivel del ángulo lateroventral de la mandíbula y separar la lengua, retirándola hacia atrás con esófago, aparato respiratorio y corazón
  ▪ Ligar porción caudal del esófago y extraer todo el conjunto antes descrito para la valoración de los órganos y ganglios linfáticos por separado
– Abrir cavidad abdominal retirando el diafragma y valorar:
  ▪ Extraer paquete gastrointestinal, ligando a nivel de la porción proximal y distal del intestino (recto), conjuntamente con bazo, páncreas, linfocentro mesentérico y ganglio rectal, valorando después por separado
  ▪ Extraer y valorar el resto de órganos (hígado, glándulas adrenales, aparato urinario y reproductor)
– Separar la cabeza y abrir el cráneo:
  ▪ Valorar "in situ" meninges y encéfalo
  ▪ Extraer encéfalo y valorar las distintas regiones
– Abrir y valorar espiráculo, senos paraóticos y sistemas de sacos nasales

2. PROTOCOLO DE NECROPSIA DE TORTUGAS MARINAS:

Los procedimientos generales de necropsia para tortugas marinas y los requerimientos mínimos de toma de muestras para los diferentes estudios de patología, microbiología, toxicología y parasitología, han sido tratados de forma extensa en diferentes publicaciones, las cuales fueron revisadas en 2001 por Orós Montón, J. y Torrent Pérez, A. (Departamento de Morfología de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria) para la edición del "*Manual de Necropsia de Tortugas Marinas*" (Cabildo de Gran Canaria). Este manual, aunque hace referencias puntuales a especies presentes en nuestra costa como la tortuga laúd (*Dermochelys coriacea*) o la tortuga verde (*Chelonia mydas*), se centra en la de mayor frecuencia de aparición, la tortuga boba (*Caretta caretta*).

Así pues, el protocolo de necropsia que aquí se establece, recoge las recomendaciones establecidas en esta publicación.

2.1. Examen externo:

– Estimar código de conservación
– Estimar condición nutricional y pesar al animal
– Identificar y recoger ectoparásitos
– Describir lesiones externas
– Examinar la boca, orificios naturales, ojos, etc.

Examen interno:

– Posicionar al animal en decúbito dorsal

Es copia auténtica de documento electrónico

– Abrir el plastrón cortando las uniones cartilaginosas que unen los escudos inframarginales con los marginales y las uniones del plastrón con la piel.
– Retirar el plastrón haciendo tracción hacia arriba y diseccionando progresivamente las estructuras que lo mantienen (tejido adiposo y musculatura pectoral y pélvica), así como desarticular y retirar las aletas anteriores
– Diseccionar piel y musculatura ventral del cuello
– Valorar tejido adiposo, muscular y la presencia de exudados en cavidad celómica
– Valorar "in situ" los órganos de la cavidad celómica
– Extraer sangre del ventrículo y/o grandes vasos
– Tomar muestras de tiroides, paratiroides y timo
– Extraer, diseccionar y valorar el corazón junto a los grandes vasos de su base
– Valorar conducto biliar
– Extraer hígado y valorar junto a la vesícula biliar
– Valorar y tomar muestras de páncreas y bazo
– Diseccionar, extraer y valorar aparato digestivo, ligando previamente la porción craneal del esófago y caudal del intestino grueso
– Diseccionar, extraer y valorar aparato urinario y reproductor, así como glándulas adrenales.
– Diseccionar, extraer y valorar aparato respiratorio
– Separar la cabeza y abrir el cráneo:
  ▪ Valorar "in situ" meninges y encéfalo
  ▪ Extraer encéfalo y valorar las distintas regiones
– Extraer globos oculares y valorar las glándulas excretoras de sal

3. TOMA DE MUESTRAS:

– Se recogerán, para su estudio histopatológico y microbiológico, muestras de todos los órganos aparentemente normales y, además, en aquellos en los que se observen lesiones, se recogerán muestras de la zona lesionada y de la aparentemente normal

– Se recogerán muestras para posteriores análisis complementarios en caso de estimarse oportunos (toxicológico, inmunológico, parasitológico, etc.), los cuales se llevarán a cabo según criterio veterinario.

– Las muestras citadas anteriormente deberán ser conservadas en el laboratorio de referencia (principalmente CAD), al menos, hasta que haya finalizado el proceso de diagnóstico, con el fin de poder repetir o realizar nuevos análisis, en caso de que se estime oportuno, a tenor de los resultados.

– Se recogerán muestras de aquellos órganos objeto de interés para los subsiguientes estudios de seguimiento epidemiológico que así se protocolicen en su momento. En la actualidad sólo existe el protocolo de seguimiento de la infección causada por *Morbillivirus* y su valoración epidemiológica.

Es copia auténtica de documento electrónico

Es copia auténtica de documento electrónico

ANEXO 5. TABLA DE TOMA DE MUESTRAS.

A continuación se establece una tabla general de recogida de muestras, indicando el tipo, tamaño y formas de conservación de las mismas, dependiendo de la finalidad o estudio que se pretenda realizar con ellas y del código de conservación del animal necropsiado.

Como quedó establecido en el protocolo de necropsias (anexo 4), de las muestras indicadas serán recogidas, siempre que sea posible, las necesarias para completar el estudio anatomopatológico (histopatología) y realizar los análisis microbiológicos pertinentes, así como aquellas que, según el criterio veterinario, puedan servir para ayudar al esclarecimiento de las causas de muerte del animal (análisis toxicológico, inmunológico, parasitológico, etc.)

Al mismo tiempo se tomarán muestras de aquellos órganos objeto de interés para los subsiguientes estudios de seguimiento epidemiológico que así se protocolicen en su momento, sólo existiendo en la actualidad el protocolo de toma de muestras para el seguimiento de la infección causada por *Morbillivirus* y su valoración epidemiológica. Las muestras a recoger para la realización de dicho seguimiento también han sido incluidas en el presente anexo.

TIPO DE ESTUDIO		CÓDIGO DE CONSERVACIÓN	TIPO DE MUESTRA	TAMAÑO DE MUESTRA	CONSERVACIÓN	
Genética		1 – 5	Piel y músculo	2 cm^3	Bote hermético	DMSO al 20%
Edad		1 – 5	Dientes (con raíz) (odontocetos) Bulla timpánica (cetáceos) Aleta pectoral (cetáceos y tortugas)	---------- -	Bolsa de plástico con autocierre	Congelación a –20ºC
	Tipo de presas	1 – 5	Contenido gástrico	---------- -	Bolsa de plástico o bote hermético	Congelación a –20ºC
	Relación isótopos C - N	1 – 5	Piel y músculo	2 cm^3	Bolsa de plástico o bote hermético	Congelación a –20ºC
			Dientes	3 unidades		
Estado reproductivo		1, 2 y 3	Gónadas	6 cm^3	Bote hermético	Formol al 10%
			Grasa	2 cm^3	Bolsa de plástico o bote hermético	Congelación a –20ºC
HISTOPATOLOGÍA		1 y 2	Tejidos	2 X 2 X 1 cm.	Bote hermético	Formol al 10%
MICROBIOLOGÍA	BACTERIOLOGÍA	Vivo, 1 y 2	Tejidos	6 cm^3	Bolsa de plástico o bote hermético *	Refrigeración (4 – 8ºC)
			Exudados	---------- -	Hisopo estéril	
			Sangre entera	10 ml.	Tubo con heparina – litio	
			Suero sanguíneo / LCR	5 ml.	Tubo estéril	

FIRMADO POR JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA 31/03/2023 PÁGINA 37/47
VERIFICACIÓN Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4 https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma

Es copia auténtica de documento electrónico

ÍA	VIROLOGÍA	Vivo, 1, 2 y 3	Tejidos	6 cm^3	Bolsa de plástico o bote hermético *	Refrigeración: 4 – 8ºC (Estudio en 24 h.) Congelación: – 80ºC, (tejidos) ó –20ºC (SS/ LCR) (Estudio a posteriori)
			Exudados	---------- -	Hisopo estéril	
			Sangre entera	10 ml.	Tubo con heparina – litio	
			Suero sanguíneo / LCR	5 ml	Tubo estéril	
	TOXICOLOGÍA ORGANOCLORADOS	1 – 5	Grasa, hígado, músculo esquelético, riñón y encéfalo	400 g.	Papel de aluminio *	Congelación a – 80ºC
	TOXICOLOGÍA METALES PESADOS		Hígado, músculo esquelético, riñón y hueso		Bolsa de plástico o bote hermético *	
PARASITOLOGÍA		Vivo, 1 y 2	Sangre entera	10 ml.	Tubo con heparina – litio	Refrigeración (4 – 8ºC)
		Todos	Formas macroscópicas	---------- -	Bote hermético *	Alcohol 70º
			Heces	30 g.	Bote hermético con algodón húmedo (estudio en 24 h.)	
INMUNOLOGÍA		Vivo, 1 y 2	Sangre entera	10 ml.	Tubo con heparina – litio	Refrigeración: 4 – 8ºC (Estudio en 24 h.)
			Suero sanguíneo	5 ml.	Tubo estéril	Congelación: –20ºC

* Para este tipo de estudios se introducirá un tipo de tejido (o parásito, según el caso) por recipiente, aunque se recojan varias muestras

FIRMADO POR JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA
VERIFICACIÓN Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4
31/03/2023 PÁGINA 38/47
https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma

Protocolo de toma de muestras para el seguimiento epidemiológico de *Morbillivirus*:

Para la realización de este seguimiento se tomarán las muestras que se indican a continuación, tanto para su estudio histopatológico como virológico, de todos los cetáceos hallados muertos en el litoral andaluz y cuyo estado de descomposición permita la realización de los mismos (códigos 1 – 3), prestando especial atención a las especies en las que esta enfermedad ha sido constatada: delfín listado (*Stenella coeruleoalba*) y calderón común (*Globicephala melas*), teniendo en cuenta que si el animal se encontrase gestante también serán recogidas el mismo tipo de muestras en el feto.

- Cerebro (en caso de no abrir la cabeza, se tomará muestra de médula oblongada y cerebelo a través del agujero magno)
- Pulmón
- Bazo
- Laringe, faringe y esófago
- Nódulos linfoides de diferentes localizaciones (cabeza, cuello, cavidad torácica y abdominal)
- Hígado
- Riñón
- Vejiga de la orina
- Sangre de las cavidades cardiacas

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 39/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

ANEXO 6. FICHAS DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS.-

A continuación se indican, por un lado, la ficha de necropsia, para la toma de datos de las observaciones y valoraciones realizadas durante la misma, y por otro, un modelo de ficha de toma de muestras. Esta última se adjuntará a la hoja de remisión de muestras biológicas proporcionada por el CAD, enviándole ambas, junto con las muestras recogidas para su posterior análisis.

A la hora de enviar las muestras al CAD, los recipientes que contengan estas muestras se etiquetarán del siguiente modo:

- Código provincial: será el mismo que el establecido para las fichas de registro, biométrica, clínica y de necropsia. Este código deberá ser incluido en los informes generados por el CAD, con el fin de poder relacionar tanto las muestras almacenadas como las pruebas complementarias realizadas, con el animal de referencia.
- Código de muestra: compuesto por las partes descritas a continuación, separadas cada una de ellas mediante una barra horizontal (**/**):
  - Destino de las muestras: existiendo dos posibilidades:
    - → **SE:** seguimiento epidemiológico. Estas siglas deberán acompañarse de la primera letra (o siguientes en caso de duplicidad de la nomenclatura) del agente infeccioso estudiado (por ejemplo, en el caso de morbilivirus: SEM)
    - → **AR:** análisis rutinario de la muestra en cuestión
  - Tipo de estudio: existiendo las siguientes posibilidades:
    - → **G:** genética
    - → **E:** edad
    - → **AP:** alimentación (presas)
    - → **AI:** alimentación (relación de isótopos de C – N)
    - → **ER:** estado reproductivo
    - → **H:** histopatología
    - → **B:** bacteriología
    - → **V:** virología
    - → **TO:** toxicología (organoclorados)
    - →
    - → **TMP:** toxicología (metales pesados)
    - → **P:** parasitología
    - → **I:** inmunología
  - Muestra a analizar: en la etiqueta se escribirá el órgano de procedencia (pulmón, corazón, hígado, sangre, LCR, etc.), excepto en los siguientes casos:
    - → Estudio histopatológico: al recogerse varias muestras por bote, a estos se les asignará un nº de orden.
    - → Estudios de historia natural: sólo existirá un recipiente por estudio, por lo que no será necesario indicar los órganos de procedencia.

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 40/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

ANEXO 7. procedimiento para la realización de necropsias y toma de muestras.

Las especies de cetáceos con más frecuencia de varamiento en el litoral andaluz son:

- Delfín listado (Stenella coeruleoalba)
- Delfín común (Delphinus delphis)
- Calderón común (Globicephala melas)
- Delfín mular (Tursiops truncatus)
- Zifio de Cuvier (Ziphius cavirostris)
- Rorcual aliblanco (Balaenoptera acutorostrata)
- Calderón gris (Grampus griseus)
- Rorcual común (Balaenoptera physalus)
- Marsopa (Phocoena phocoena)
- Cachalote (Physeter macrocephalus)

Especies poco frecuentes:

- Yubarta (Megaptera novaengliae)
- Zifio de Sowerby (Mesoplodon bidens)
- Orca bastarda (Pseudorca crassidens)
- Cachalote pigmeo (Kogia breviceps)
- Orca común (Orcinus orca)

Las especies de tortugas marinas con más frecuencia de varamiento en el litoral andaluz son:

- Tortuga boba (*Caretta caretta*)
- Tortuga laúd (*Dermochelys coriacea*)

De forma excepcional han sido reportadas las siguientes especies:

- Tortuga verde (*Chelonia mydas*)
- Tortuga lora (*Lepidochelys kempii*)

1. PROCEDIMIENTO PARA LA REALIZACIÓN DE NECROPSIAS Y TOMA DE MUESTRAS

1.1. Animales varados muertos:

Se realizará una necropsia completa y sistemática a aquellos ejemplares varados de cetáceos que correspondan a los códigos de conservación **M1 y M2** tal y como establece el "Protocolo de Varamientos de cetáceos y tortugas marinas" (Apartado 1 del Anexo 4 del presente documento).

La necropsia se dividirá en:

- Estudio macroscópico: valorando externamente al animal y posteriormente sus órganos internos. Este estudio nos sirve para observar posibles interacciones antropogénicas como causa de muerte, así como poder valorar el estado nutricional del animal y/o su estado sanitario. Todo ello nos puede guiar hacia un diagnóstico presuntivo de enfermedad, en los casos que sea posible.
- Estudio microscópico: se basará en la toma de muestras para la realización de histopatología, microbiología y parasitología. Posteriormente serán enviadas al CAD.

Especies habituales

Tabla de recogida de muestras para ejemplares varados de las especies frecuentes (delfín listado, delfín común, delfín mular, calderón, etc).

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 41/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

ESTUDIO **PROCEDENCIA**	HISTOPATOLOGÍA (formol 10%) nº muestras	MICROBIOLOGÍA (fresco,refrigeración) nº muestras	MORBILLIVIRUS* (formol 10%) nº muestras
Ganglio preescapular	1		
Ganglio mediastínico	1		1
Ganglio mesentérico	1		
Pulmón	1	1*	1
Bazo	1		
Hígado	1	1	
Páncreas	1		
Riñón	1	1	
Glándula adrenal	1		
Encéfalo	1		1
Cerebro	1		
TOTAL	**11**	**3**	**3**

***Morbillivirus: Se recogerán muestras sólo en los casos en que se trate de delfines listados, ya que es la especie centinela que se contempla en el PPVE de la CAPMA.**

En relación a la parasitología se tomarán muestras sólo cuando sea totalmente necesario, enviándose un parásito por tipo de especie hallada.

Especies poco frecuentes, o de interés especial

Tratándose éstos de casos excepcionales, el protocolo de recogida de muestras se realizará según criterio del veterinario responsable, pudiendo añadir excepcionalmente muestras de órganos no citados anteriormente (especies comunes), justificado por el hallazgo clínico correspondiente.

Especie centinela PPVE: Delfín listado

Se muestrearán un máximo de 25 delfines el primer año. Se realizará un seguimiento por parte del Técnico Regional para que se distribuyan las muestras de forma proporcional a lo largo de toda la costa andaluza.

Las enfermedades y los agentes patógenos causales que serán evaluados en los animales muestreados se listan a continuación:

- **Enfermedades bacterianas:**

  Tuberculosis (Mycobacterium spp)
  Salmonelosis (Salmonella enteritidis, S. typhimurium)

- **Enfermedades víricas:**

  Morbillivirus (Fam: Paramixoviridae)

Normas específicas para la toma de muestras de ejemplares vivos/muertos:

Heces: *Salmonella* (bacteriología).

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 42/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

- Recoger heces lo más frescas posible, *Salmonella* son intracelulares, por lo que el aislamiento en heces secas puede generar un resultado "falso negativo".
- Emplear un recipiente hermético y estéril, refrigerar, NUNCA CONGELAR.

Normas específicas para la toma de muestras de ejemplares <u>muertos:</u>

Pulmón en fresco procedente de necropsia (tuberculosis).

- Debe remitirse al CAD lo antes posible tras la necropsia.

Órganos en formol procedente de necropsia (morbillivirus).

- Tomar muestras de pulmón, encéfalo, ganglio mediastínico, sumergir en formol diluido al 10%.

<u>PPVE: Tortugas marinas</u>

En el caso de las tortugas marinas, la especie centinela será la tortuga boba o careta (*Caretta caretta*). Se muestrearán un máximo de 15 individuos el primer año. Se realizará un seguimiento por parte del Técnico Regional para que se distribuyan las muestras de forma proporcional a lo largo de toda la costa andaluza.

Las enfermedades y los agentes patógenos causales que serán evaluados en los animales muestreados se listan a continuación:

- **Enfermedades bacterianas:**

Tuberculosis (Mycobacterium spp)
Salmonelosis (Salmonella enteritidis, S. typhimurium)

Normas específicas para la toma de muestras de ejemplares <u>vivos/muertos:</u>

Heces/torunda amies rectal/tramo intestino: *Salmonella* (bacteriología).

- Una de las 3 opciones, opción mejor, heces/intestino.
- Recoger heces lo más frescas posible, Salmonella son intracelulares, por lo que el aislamiento en heces secas puede generar un resultado "falso negativo".
- Si se realiza una necropsia, tomar una porción de intestino.
- Introducir un hisopo en el recto, rotar para recoger células y heces.
- Emplear un recipiente hermético y estéril, refrigerar, NUNCA CONGELAR.

Normas específicas para la toma de muestras de ejemplares <u>muertos:</u>
Pulmón en fresco procedente de necropsia (tuberculosis).

- Debe remitirse al CAD lo antes posible tras la necropsia.

1.2. Animales varados vivos:

- **En el caso de los cetáceos,** a la llegada al CEGMA más cercano, o a las instalaciones autorizadas correspondientes, se valorará el estado del animal y una vez estabilizado y si el veterinario responsable lo cree oportuno se realizará una extracción sanguínea.

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 43/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

Se utilizarán los vasos periféricos de las aletas caudal, dorsal o pectoral para la extracción, que podrá ser de hasta 5ml. (2 ml en 1 tubo con EDTA para hematología y 3ml en 1 tubo sin anticoagulante para bioquímica).

- **En el caso de las tortugas marinas**, se utilizarán los senos cervicales dorsales para la extracción de sangre, que podrá ser de hasta 5 ml (se deberá tener aquí en cuenta el % de peso vivo si se trata de crías o ejemplares muy jóvenes). Se emplearán tubos con Heparina-Li (1 tubo por tortuga).

La analítica se podría volver a repetir cuando el veterinario lo considere necesario con el fin de hacer un seguimiento de la efectividad del tratamiento, previa justificación e información.

Previamente a la liberación de un animal recuperado será imprescindible realizar una analítica sanguínea. Los resultados deberán ser completamente normales.

Es imprescindible indicar en la Ficha de Remisión de muestras qué tipo de análisis se requieren:

Hematología, bioquímica y/o proteinograma.

*** HASTA EL ENVÍO CONSERVAR:**

- **Refrigeración no más de 48h desde la toma hasta la entrada en el CAD**:
  - Heces, NUNCA congeladas.
  - Pulmón en fresco.
- **Temperatura ambiente:** Órganos en formol.

- **Cuando se realice el envío**, TODAS las muestras se remitirán **refrigeradas** por (confirmar entrega día siguiente), mensajería urgente o bien por personal del equipo de muestreo. Para evitar la congelación del material al entrar en contacto directo con las placas de frío, es recomendable el empleo de material aislante (una plancha fina de corcho, papel de embalaje, etc.) entre dichas placas y las muestras.
- Considerar que, según el agente a determinar, pueden ser necesarias más de una muestra del mismo animal (análisis externo, subcontratado o laboratorio de referencia)
- Cuando el número de muestras a procesar sea muy elevado, es necesario contactar con antelación con el laboratorio para consultar la disponibilidad de medios materiales y humanos.
-

2. REMISIÓN DE MUESTRAS AL CAD

- Adjuntar siempre:

- Material debidamente empaquetado, si es refrigerado sin contacto directo con placas de frío.
- Ficha de remisión de muestras, completa, indicando detalle del material. Debe adjuntarse por fuera de la caja para registro por personal no autorizado al manejo de muestras biológicas.
- En el caso de las muestras para PVE deberá completarse también la encuesta epidemiológica para cetáceos o tortugas según corresponda (Anexos 8 y 9 respectivamente). Así como la ficha de toma de muestras específica del PVE (Anexo 11).
- Tabla de muestras tomadas, indicando el tipo de estudios y/o análisis requeridos.

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 44/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

ANEXO 8: ENCUESTA DEL PROGRAMA DE VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA DE CETÁCEOS EN ANDALUCÍA.

Fecha de encuesta (ingreso): ...../...../..... **Hora: _____**
Nº registro CEGMA:
Nº muestra PPVE cetáceos:
Código de submuestras: (marcar con una X las muestras tomadas sobre el ejemplar)

Tuberculosis	
Salmonella	
Morbilivirus	

1. DATOS PERSONALES (a cumplimentar por el entrevistador)
Nombre del entrevistador: _____
Cargo: _____
Teléfono de contacto: _____
Nombre de ayudante presente en el varamiento: _____
Cargo: _____
Teléfono de contacto: _____

2. DATOS INDIVIDUALES (a cumplimentar por el entrevistador)
Especie: _____ Nº microchip: _____
Ejemplar: ❺ Varado vivo ❺ Varado muerto
Recaptura ❺ Si ❺ No
Datos morfométricos:

Peso (gr)	
Longitud total (mm)	

Sexo ❺ Macho ❺ Hembra
Edad ❺ Joven ❺ Sub-adulto ❺ Adulto
Condición corporal; desde 1 (muy deficiente) hasta 5 (muy buena): ___
Carga parasitaria externa (epibiontes): ❺Nula ❺Baja ❺Media ❺Elevada ❺Muy elevada
Estado sanitario: ❺Bueno ❺Regular ❺Deficiente
Causa presuntiva del ingreso:
Tiempo aproximado que lleva el ejemplar varado: < 12h 12-24h 24-48h >48h
Lesiones externas: ❺No ❺Si (describir):
Síntomas: ❺No ❺Si (describir):
Destino del animal: ❺Suelta ❺Irrecuperable ❺Sacrificio ❺Otros:_____

3. DATOS GENERALES DE LA ZONA (a cumplimentar con ayuda de personal presente en el varamiento)
Provincia:_____ Municipio:_____
Paraje:_____
Coordenadas X:_____Y:_____
Tipo de área: ❺Playa ❺Puerto ❺Alta mar ❺ Otros:_____
Distancia al punto urbano más cercano: ❺< 0.5 Km ❺0.5-1 Km ❺1-3Km; ❺>3 Km
Distancia a carretera más cercana: ❺< 0.5 Km ❺0.5-1 Km ❺1-3Km; ❺>3 Km
Varamiento colectivo: ❺No ❺Si (número de ejemplares sin incluir el estudiado):

3. OBSERVACIONES

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 45/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

ANEXO 9: ENCUESTA VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA DE TORTUGAS MARINAS EN ANDALUCÍA.

Fecha de encuesta (ingreso): ...../...../..... **Hora: _____**
Nº registro CEGMA:
Nº muestra PPVE tortugas marinas:
Código de submuestras: (marcar con una X las muestras tomadas sobre el ejemplar)

T	Tuberculosis	
S	Salmonella	

1. DATOS PERSONALES (a cumplimentar por el entrevistador)
Nombre del entrevistador: _____
Cargo: _____
Teléfono de contacto: _____
Nombre de ayudante presente en el varamiento: _____
Cargo: _____
Teléfono de contacto: _____

2. DATOS INDIVIDUALES (a cumplimentar por el entrevistador)
Especie:
Microchip ❺ No ❺ Si (Nº): _____
Marcas ❺ No ❺ Si (Nº): _____
Ejemplar: ❺ Varado vivo ❺ Varado muerto
Recaptura ❺ Si ❺ No
Datos morfométricos:

Peso (gramos)	
Longitud caparazón (milímetros)	

Sexo ❺ Macho ❺ Hembra ❺ Indeterminado
Edad ❺ Joven ❺ Sub-adulto ❺ Adulto
Condición corporal; desde 1 (muy deficiente) hasta 5 (muy buena): ___
Carga parasitaria externa: Epibiontes: ❺Nula ❺Baja ❺Media ❺Elevada ❺Muy elevada
Estado sanitario: ❺Bueno ❺Regular ❺Deficiente
Causa presuntiva del ingreso:
Tiempo aproximado que lleva varado: < 12h 12-24h 24-48h >48h
Lesiones externas: ❺No ❺Si (describir):
Síntomas: ❺No ❺Si (describir):
Destino del animal: ❺Suelta ❺Irrecuperable ❺Sacrificio ❺Otros:_____

3. DATOS GENERALES DE LA ZONA (a cumplimentar con ayudar de personal presente en el varamiento)
Provincia:_____ Municipio:_____
Paraje:_____
Coordenadas X:_____Y:_____
Tipo de área: ❺Playa ❺Puerto ❺ Alta mar ❺ Otros:_____
Distancia al punto urbano más cercano: ❺< 0.5 Km ❺0.5-1 Km ❺1-3Km; ❺>3 Km
Distancia a carretera más cercana: ❺< 0.5 Km ❺0.5-1 Km ❺1-3Km; ❺>3 Km

3. OBSERVACIONES

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 46/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

ANEXO 10: FICHA DE TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS (PVE)

Persona que toma la muestra: Tlf/e-mail: Entidad: Protocolo de vigilancia asociado:		Fecha recogida: Fecha remisión:
Finca/paraje:	Término municipal: Espacio natural protegido:	
Provincia:	UTM: X……Y……..	
Condiciones meteorológicas:		

1. ID PVE:	2. ESPECIE:	**Nº ejemplar:**
Edad:	**Sexo:**	
Condición corporal: Muy delgado Delgado Buen estado		

Pulmón	**Cerebro**	**Heces**	**Torunda ojo derecho**	**Torunda ojo izquierdo**	**Torunda oro-faringe virus**	**Torunda orofaringe Cultrich**	**Torunda orofaringe Amies**
Sangre EDTA	Suero	Piel (solo en caso de lesión)					

Observaciones en la toma de muestras:

Cetáceos: Pulmón, heces y órganos en formol
Tortugas Marinas: Pulmón, heces.

Es copia auténtica de documento electrónico

FIRMADO POR	JUAN RAMON PEREZ VALENZUELA	31/03/2023	PÁGINA 47/47
VERIFICACIÓN	Pk2jmPNZY2UYJCD9YGVZNAGGDS3UK4	https://ws050.juntadeandalucia.es/verificarFirma	

Manual sanitario del lince ibérico

Versión 2.1 Mayo 2014



iberlince

PROGRAMA DE CONSERVACIÓN EX-SITU LINCE IBÉRICO

CENTRO DE ANÁLISIS Y DIAGNÓSTICO DE LA FAUNA SILVESTRE CAD

Red Nacional de Centros de Recuperación de Especies Amenazadas

JUNTA DE ANDALUCIA

MINISTERIO DE AGRICULTURA, ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE

ICNF Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas

GOBIERNO DE EXTREMADURA
Consejería de Agricultura, Desarrollo Rural, Medio Ambiente y Energía

Castilla-La Mancha

MANUAL SANITARIO DEL LINCE IBÉRICO



31/05/2014

Grupo de manejo sanitario del lince ibérico

GRUPO DE MANEJO SANITARIO DEL LINCE IBÉRICO

Victoria Asensio Carricondo (CCLI Granadilla. TRAGSA).

Alexandre Azevedo (Centro Nacional de Repodução de Lince Ibérico, Silves, Portugal).

Jordi Boixader Malé (CCLI El Acebuche. Tragsatec).

Elena Crespo Junquera (CR El Chaparrillo, GEACAM)

Rodrigo Cunha Serra (Centro Nacional de Repodução de Lince Ibérico, Silves, Portugal).

Nuno Tiago Escabelado Gonçalves (Centro Nacional de Repodução de Lince Ibérico, Silves, Portugal).

Luis Flores Girón (CCLI Jerez. Zoobotánico de Jerez).

Amalia García Talens (Centro de Estudio de Rapaces Ibéricas, GEACAM).

Olga Jiménez Gallego (Proyecto LIFE Iberlince. FOMECAM).

Clara Isabel León Rodríguez (CREA Marismas del Odiel. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía).

Antonio López Poleo (Proyecto LIFE Iberlince. AMUS).

Guillermo López Zamora (Proyecto LIFE Iberlince. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía).

José Luis Mendoza Vega (CCLI Granadilla. Tragsatec).

Isabel Molina Prescott (Red de CREAs de Andalucía. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía).

Luis Muñoz Lorite (CCLI La Olivilla. CV La Carolina).

Miguel Ángel Quevedo (CCLI Jerez. Zoobotánico de Jerez).

María José Pérez Aspa (CCLI La Olivilla. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía).

Teresa del Rey Wamba (Proyecto LIFE Iberlince. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía).

Karen Reyes Begoña (Espacio Natural de Doñana. Tragsatec).

Antonio Rivas Salvador (CCLI El Acebuche. Tragsatec).

Nuria Viqueira Pina (CREA El Blanqueo. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía).

Irene Zorrilla Delgado (CAD. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía).

Autores de versiones anteriores del manual: Rocío Canales, Nuria Fandos, Cristina Martínez, Fernando Martínez, Carlos Rojo y Astrid Vargas.

Índice

Introducción **Pág. 5**

Capítulo 1: **Protocolos de actuación** **Pág. 13**

1.1 Grupos de trabajo Pág. 13
1.2 Protocolo general de actuación Pág. 15
1.3 Laboratorios de Referencia e Instituciones Colaboradoras Pág. 15
1.4 Registro de datos biomédicos Pág. 17

Capítulo 2: **Actuaciones clínicas** **Pág. 17**

2.1 Examen y manejo antes de la intervención Pág. 19
2.2 Métodos de contención Pág. 30
2.3 Examen físico Pág. 54
2.4 Diagnóstico por Imagen Pág. 69
2.5 Recolección de muestras biológicas Pág. 78
2.6 Actuaciones de rutina Pág. 86
2.7 Otros procedimientos Pág. 92

Capítulo 3: **Aspectos clínicos:** **Pág. 97**

3.1 Patologías más frecuentes en el lince ibérico Pág. 97
3.2 Urgencias veterinarias Pág. 118
3.3 Cirugía Pág. 123

Capítulo 4: **Medicina preventiva** **Pág. 137**
4.1 Protocolo de vacunación/inmunización Pág. 137
4.2 Vigilancia de agentes infecciosos y parasitarios Pág. 138
4.3 Zoonosis Pág. 143
4.4 Enfermedades de declaración obligatoria Pág. 149
4.5 Medidas higiénico sanitarias y Bioseguridad Pág. 150

Capítulo 5: **Cuarentenas para traslocación** **Pág. 155**

5.1 Duración Pág. 156
5.2 Evaluaciones sanitarias Pág. 156
5.3 Instalaciones Pág. 156
5.4 Medidas de profilaxis y desinfección-desinsectación Pág. 158
5.5 Manejo Pág. 159
5.6 Recolección de muestras y análisis Pág. 159
5.7 Vacunaciones Pág. 161
5.8 Desparasitaciones Pág. 161
5.9 Alimentación Pág. 162
5.10 Relación con el animal Pág. 162
5.11 Aspectos comportamentales Pág. 162

Capítulo 6: **Necropsias** **Pág. 165**

6.1 Actuaciones previas a la necropsia Pág. 165
6.2 Protocolos de necropsia Pág. 167

Bibliografía **Pág. 177**

Anexos **Pág. 182**

Introducción

Lince ibérico: Descripción

El lince ibérico (*Lynx pardinus*) es un felino de mediano tamaño que pertenece al linaje de los linces, grupo monofilético formado por las cuatro especies del género *Lynx*, y que se estima se diferenció hace 3,2 millones de años (Johnson y col. 2006). Se trata de una especie estilizada, con extremidades largas con grandes manos y pies, largas barbas, penachos en las orejas y una cola ancha y corta terminada en un borlón negro. La longitud de los ejemplares adultos (excluyendo la cola) es de 86 cm de media en los machos y 76 cm en las hembras, mientras la altura a la cruz alcanza 46 y 42 cm de media respectivamente. Los machos adultos suelen pesar entre 12,5 y 14,5 Kg y las hembras adultas entre 9,5 y 10,5 Kg. A lo largo del año, los linces ibéricos cambian de pelaje, presentándose un pelaje largo y denso en otoño-invierno y otro corto y menos denso en verano. El pelaje de los linces ibéricos es moteado, y cada ejemplar posee un patrón de motas único que sirve para su identificación. Existe un pelaje de manchas pequeñas y densas, otro de manchas grandes menos densas con tendencia a alinearse y un último patrón intermedio entre los dos anteriores.



Macho adulto de lince ibérico con moteado fino.



Macho adulto de lince ibérico con moteado intermedio.



Macho adulto de lince ibérico con moteado grueso.



Primer plano de un macho adulto de lince ibérico.

El lince ibérico es un carnívoro especialista, ya que entre el 80 y el 95% de la biomasa que consume en condiciones naturales procede del conejo silvestre (*Oryctolagus cuniculus*). Su dependencia de esta presa es tal, que no puede reemplazarla por ninguna otra y así, donde las poblaciones de conejo son bajas, el lince ibérico no puede subsistir (Gil-Sánchez y col. 2006).

Estatus histórico y conservación

El lince ibérico es la especie de felino más amenazada del mundo, siendo el único que ocupa la categoría "en peligro crítico" en la lista roja de la UICN (UICN 2002). Se trata de una especie endémica de la Península Ibérica, área a la que se ha circunscrito su distribución en la era histórica. El lince ibérico fue otrora abundante en toda la geografía peninsular, a excepción de la cornisa cantábrica, donde este parecía sustituirse por el lince boreal (*Lynx lynx*). El declive de la especie se hace patente entre los siglos XVIII y XIX, y ya a principios del siglo XX se considera muy rara en la mitad septentrional de la Península (Cabrera 1914). Durante el siglo XX continuaría la debacle que acabó con el lince ibérico a las puertas de la extinción definitiva. A principios de los años 60, Valverde (1963) lanza la primera voz de alarma acerca del crítico estatus de la especie, estimando que la población es, ya para esa época, muy reducida y fragmentada en 9-10 núcleos inconexos. Este autor recogió datos de linces abatidos entre los años 40 y 60. Los datos que existen en las décadas de los 70 y los 80 parecen confirmar que la regresión continúa, si bien las estimas que se hacen en esta época se basan en métodos indirectos, que no son del todo comparables con las pruebas físicas estudiadas por Valverde. Delibes (1979), estima que existen en esa época seis grandes núcleos, siendo el de las Villuercas-Montes de Toledo probablemente el más importante. Rodríguez y Delibes (1990) estiman que en la década de los 80 la única población viable a medio plazo es la de Sierra Morena oriental. A su vez, Castro y Palma (1996) estiman que en Portugal, entre 1984 y 1994, sólo pervive la especie en las sierras del Algarve y en Sierra de Malcata. A principios del siglo XXI se realizó el primer censo basado en foto-trampeo



Distribución del género *Lynx* estimada en España entre los años 40 y 60 del siglo XX (Valverde 1963).



Distribución del lince ibérico en España y Portugal estimada en la década de los 70 (Delibes 1979).



Distribución del lince ibérico estimada en España en la década de los 80 (Rodríguez y Delibes 1990) y en Portugal entre los 80 y los 90 (Castro y Palma 1996).



Distribución del lince ibérico en España y Portugal estimada en 2002 (Guzmán y col. 2004).

y análisis molecular de excrementos, que descubrió que las únicas poblaciones de lince ibérico existentes entre 2001 y 2004 eran la de Sierra Morena oriental y la de Doñana (ambas en Andalucía), que sumaban un máximo de 160 ejemplares, estando la especie ya extinta en Portugal (Guzmán y col. 2004; Sarmento y col. 2009).

Las principales causas que han conducido a la especie a un escenario de pre-extinción durante el siglo XX han sido:

1. Destrucción del hábitat: El lince ibérico precisa de monte mediterráneo con matorral maduro para subsistir. La expansión urbanística y el manejo forestal (plantaciones de pinos y eucaliptos, desbroces sistemáticos para "prevención de incendios", etc.) han reducido notablemente la superficie de hábitat adecuado para el lince ibérico en toda la Península.

2. Reducción de las poblaciones de conejo: Las epidemias de mixomatosis y neumonía hemorrágica vírica que han afectado a las poblaciones silvestres de conejo durante la segunda mitad del siglo XX han provocado la desaparición del lince ibérico de numerosas áreas en las que las poblaciones del lagomorfo han decrecido o desaparecido.

3. Alta mortalidad no natural: La caza del lince ibérico se prohibió en 1969 en España y en 1973 en Portugal. Aún así, la mortalidad no natural que han soportado las poblaciones en el último cuarto de siglo XX en casi todas las poblaciones ha sido más alta de lo que es compatible con la existencia de la especie. La alta mortalidad no natural deriva, principalmente, del control de depredadores (lazos, cepos y otras prácticas furtivas) y de los atropellos.

4. Mortalidad natural exacerbada: Aunque no se han descrito habitualmente como un factor determinante en la regresión del lince ibérico, las enfermedades pueden haber sido puntualmente importantes en poblaciones con muy pocos efectivos. En la actualidad se ha visto la creciente importancia de las mismas en las poblaciones de lince ibérico, debido al bajo tamaño poblacional, al elevado contacto con especies domésticas y a la baja variabilidad genética de la especie.



La mortalidad debida a enfermedades es difícil de detectar si no es mediante radio-seguimiento, ya que las muertes suelen producirse en lugares recónditos donde los animales se refugian en su agonía. (Foto: Teresa del Rey)

Desde que se identificó que el lince ibérico se encontraba en peligro de extinción, se han desarrollado diversas medidas de conservación con objeto de evitar la extinción definitiva de la especie. Estas medidas se organizan en dos grupos:

A. **Conservación *In Situ***: A finales de los años 80 y principios de los 90 comienzan a desarrollarse los primeros proyectos de conservación del lince ibérico, aunque en esa época la mayor parte de las acciones iban encaminadas a la búsqueda de poblaciones. En 1999, la Comisión Nacional de Protección de la Naturaleza aprueba la primera *Estrategia de Conservación del Lince Ibérico,* que es el primer documento que plasma objetivos ambiciosos para la recuperación de la especie en todo el territorio español. Como consecuencia, y una vez que a principios del siglo XXI, Guzmán y col. (2004) evidencian el crítico estado de la especie, se comienzan a desarrollar programas de conservación más ambiciosos que incluyen un seguimiento de las poblaciones que posibilita la evaluación de la eficacia de las actuaciones ejecutadas. La Junta de Andalucía comienza en 2001 un programa de actuaciones de conservación del lince ibérico que se continúa con tres proyectos LIFE consecutivos de conservación de las poblaciones existentes y creación de otras nuevas, comenzando en 2002 y cuyo final previsto es 2016. El primer objetivo de estos proyectos fue cambiar la tendencia regresiva de las poblaciones y permitir que éstas comenzasen a aumentar. Una vez logrado este punto, el siguiente objetivo fue acometer reintroducciones que generasen nuevos núcleos poblacionales. Simultáneamente, la Junta de Comunidades de Castilla-La Mancha encadena, entre los años 2002 y 2012, dos proyectos LIFE en los que se incluye la conservación de hábitat para el lince ibérico. Además, la Junta Extremadura se une a los proyectos LIFE de Andalucía partir del año 2006, adecuando hábitat para la especie, y a partir del año 2011 lo hacen también la Junta de Comunidades de Castilla-La Mancha, el Gobierno de Portugal, la Región de Murcia y las áreas del Organismo Autónomo de Parques Nacionales con el objetivo de crear nuevas poblaciones en estos territorios. Mientras tanto, en el año 2007 se actualiza la *Estrategia para la Conservación del Lince Ibérico* española, incorporando información demográfica actualizada, y en 2008 se aprueba el *Plano de Acção para a Conservação do Lince-ibérico em Portugal*. Todos los proyectos LIFE de conservación del lince ibérico se han basado en las directrices marcadas en estos dos documentos.

B. **Conservación *Ex Situ***: Ante la evidencia de que el lince ibérico estaba en peligro de extinción, en 1992 se inauguró el centro de cría en cautividad de lince ibérico de El Acebuche, en el Parque Nacional de Doñana. En una primera fase, el centro de cría tenía carácter experimental y pretendía lograr la reproducción de ejemplares irrecuperables que se capturasen con mermas físicas. Pero, a pesar de que durante la década de los 90 se incorporaron varios ejemplares irrecuperables, no llegaron a coincidir simultáneamente ejemplares de ambos sexos aptos para la reproducción. La *Estrategia de Conservación del Lince Ibérico* española de 1999 recoge la necesidad de constituir un programa de cría en cautividad del lince ibérico. Además, una vez que se identifica el escenario de pre-extinción que presenta la especie en 2002, este programa se torna una herramienta imprescindible para evitar la extinción definitiva del lince ibérico. Pero la puesta en marcha del

programa estuvo obstaculizada durante varios años debido a enfrentamientos internos, y no se desbloqueó hasta 2003, cuando el Ministerio de Medio Ambiente y la Junta de Andalucía firmaron un convenio bilateral de colaboración para desarrollar la *Estrategia de Conservación del Lince Ibérico*. Así, se estableció el *Plan de Acción para la Cría en Cautividad del Lince Ibérico*, que se aprobaría en 2008 en Conferencia Sectorial, y se puso en funcionamiento el Programa mediante la incorporación de ejemplares reproductores procedentes de las poblaciones silvestres. El programa comenzó implementándose en **El Acebuche**, dependiente del Ministerio de Medio Ambiente español, y a lo largo de los años se fueron incorporando nuevos centros de cría en cautividad. La Junta de Andalucía inauguró en 2007 el centro de **La Olivilla**, y el Gobierno de Portugal abrió en 2008 el ***Centro Nacional de Reprodução do Lince Ibérico***, tal y como se recogía en el plan de acción portugués. Por último, en el año 2011 abrió sus puertas el centro de cría **Granadilla** co-gestionado por la Junta de Extremadura y el Ministerio de Medio Ambiente español. En 2005 se registró la primera camada nacida en cautividad, y la población del programa de cría fue aumentando durante la década gracias a los nacimientos del programa y a las incorporaciones de ejemplares silvestres hasta alcanzar los 75 ejemplares. A finales del año 2010 se produjo la primera liberación al medio de ejemplares de lince ibérico nacidos en el Programa de cría en cautividad.

Manejo sanitario del lince ibérico

Los aspectos sanitarios del lince ibérico se llevan estudiando desde hace décadas, por lo que la información acumulada sobre la especie a este respecto es, hoy en día, muy extensa. Durante la década de los 70 y los 80 del siglo XX se comienzan a manejar linces ibéricos en el marco de proyectos de investigación que pretenden ahondar en la biología y la ecología de la especie, y en estos manejos se obtienen los primeros datos sanitarios. Casi la totalidad de estos proyectos se desarrollaron en el Parque Nacional de Doñana por el equipo de carnívoros de la Estación Biológica de Doñana, aunque también se realizaron otros en los Montes de Toledo y la Sierra de Malcata. En esta época se describe la dependencia trófica que presenta el lince ibérico del conejo silvestre (Delibes 1975; Aymerich 1982), así como los requerimientos energéticos y la eficiencia de transformación de energía de los conejos que éste consume (Aldama y Delibes 1990; Aldama y col. 1991). Asimismo, se describen los primeros valores de referencia de hematología y bioquímica del lince ibérico (en base a muestras de 16 ejemplares) (Beltrán y Delibes 1991) y se publica el primer protocolo anestésico descrito para la especie (Ferreras y col. 1994). Por último, se publicaron las primeras descripciones de parásitos en el lince ibérico (Pérez-Jiménez y col. 1990; Rodríguez y col. 1998). Pero la mayor parte de los manejos realizados en el lince ibérico en esas décadas se hacían sin monitorización veterinaria y en condiciones de campo en las que, por norma general, se carecía de medios para responder ante una complicación anestésica, por lo que se conocen algunos casos de ejemplares de lince ibérico que no sobrevivieron a estos manejos.

En la década de los 90, la veterinaria del Parque Nacional de Doñana, Celia Sánchez, comienza a realizar un manejo sanitario específico en el lince ibérico. Se comienzan entonces los primeros estudios de patología en la especie, si bien la financiación que había para el

seguimiento sanitario era escasa y/o irregular en esa época. Gracias a este trabajo, a finales de los 90 se descubre que la tuberculosis puede ser una patología importante para las poblaciones silvestres de lince ibérico (Briones y col. 2000; Aranaz y col. 2004), se describe el primer caso de infección por *Cytauxzoon sp*. en la especie (Luaces y col. 2005) y se detectan los primeros casos positivos al virus de la leucemia felina (Luaces y col. 2008).

A finales de 2003, con la aprobación del *Plan de Acción para la Cría en Cautividad del Lince Ibérico,* se constituyó el equipo integrante del Programa de cría en cautividad, y los aspectos sanitarios de la especie cobraron una mayor relevancia a nivel administrativo. Como consecuencia, se conformó el Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios del Lince Ibérico (GAAS), como un pilar fundamental de asesoría en el Programa. Para ponerlo en marcha, el manejo sanitario era imprescindible y por ello empezó contando con dos veterinarios: Astrid Vargas (directora del Programa de cría) y Fernando Martínez, que comenzaron a trabajar desde el primer momento en la creación de protocolos estandarizados para todos los manejos sanitarios en la especie.

El programa sanitario de lince ibérico se ha ido desarrollando a partir de los tres objetivos que se plantean para los aspectos sanitarios dentro del *Plan de Acción para la Cría en Cautividad del Lince Ibérico*, si bien en la actualidad los aspectos sanitarios de la especie se trabajan de manera conjunta para toda la población (incluyendo ejemplares de vida libre y cautiva):

- Mantener la población de lince ibérico en un estado sanitario óptimo.
- Investigar los riesgos asociados a todo el conjunto del programa de conservación del lince.
- Evitar la transmisión de enfermedades entre la población silvestre y la cautiva.

Esta metodología de trabajo unificada y consensuada es la que se sigue empleando hoy día en el manejo sanitario de la especie. En el año 2004 se creó la primera versión de los manuales clínico y de necropsias del lince ibérico (descargables en *www.lynxexsitu.es*), que han sido desde entonces (con las pertinentes actualizaciones periódicas) el referente de trabajo de todos los veterinarios que han trabajado con el lince ibérico, tanto en cautividad (Programa de cría y centros de recuperación), como en el campo (proyectos de conservación y/o investigación). Los centros del Programa de cría en cautividad de lince ibérico cuentan con dos veterinarios y los centros de recuperación adecuados para la atención de lince ibérico (en Andalucía son tres y en Castilla-La Mancha se está habilitando uno) al menos con uno. Los proyectos LIFE de conservación del lince ibérico en Andalucía se apoyaron en el personal del Programa de cría en cautividad y de los centros de recuperación hasta 2007, pero la creciente relevancia de los aspectos sanitarios en la conservación, propiciaron que se incorporase un veterinario ese año y un segundo en el año 2010. En resumen, el equipo veterinario que trabaja hoy en día con lince ibérico se conforma por más de 20 personas. Para la coordinación del grupo se realizan reuniones periódicas, aunque el contacto vía e-mail y mensajería instantánea móvil es permanente.

En esta última década se ha generado una gran información científica sobre diversos aspectos veterinarios en el lince ibérico. En primer lugar, cada vez se conoce mejor la **fisiología** de la especie. Por su importancia en el Programa de cría en cautividad, se ha ahondado mucho en el conocimiento de la fisiología reproductiva del lince ibérico (Jewgenow

y col. 2006, 2009; Göritz y col. 2009; Braun y col. 2009; Denhard y col. 2010; Finkenwirth y col. 2010; Gañán y col. 2010). También se han descrito los valores de referencia de hematología (Pastor y col. 2009) y bioquímica (García y col. 2009) a partir de un gran número de muestras de ejemplares de lince ibérico, tanto de cautividad como silvestres. Además, se ha identificado una depleción linfoide idiopática característica de la especie (Peña y col. 2006). En segundo lugar, en esta década se ha profundizado en el conocimiento de la **patología** de la especie. Se han realizado tanto estudios epidemiológicos sobre los principales agentes infecciosos (Roelke y col. 2007; Millán y col. 2009a; Meli y col. 2009) y parasitarios (Millán y col. 2007a,b,c; Acosta 2011) presentes en las poblaciones de lince ibérico, como descripciones de casos clínicos (López y col. 2009; Meli y col. 2010) o de hallazgos histopatológicos (Jiménez y col. 2008). Por último, en esta década se ha trabajado mucho en el desarrollo de **protocolos anestésicos** seguros para el lince ibérico (Gómez-Villamandos y col. 2007; Martínez 2007; Guisado y col. 2008). Todos los aspectos relevantes de estos trabajos serán ampliados en las secciones correspondientes de este manual.

Justificación

La primera versión del manual clínico del lince ibérico se elaboró a principios de 2004. En ese momento la información sanitaria sobre el lince ibérico era escasa y se adoptaron muchos protocolos adaptados de otras especies de felinos. En 2007 se realizó una primera revisión de protocolos actualizándolos con la información sanitaria generada hasta el momento, adaptándolos a la especie conforme a lo aprendido con la experiencia. El objetivo del presente manual es actualizar los protocolos clínicos con la información sanitaria generada hasta 2011 por los programas de conservación *Ex Situ* (Programa de cría en cautividad y centros de recuperación) e *In Situ* (proyectos de conservación e investigación). Además de los protocolos estrictamente clínicos, en esta versión se incluyen otros aspectos sanitarios que han mostrado ser de importancia en el manejo de la especie, por lo que se cambia el título de "manual clínico" por el de "manual sanitario".



Realización de radiografías a un lince ibérico en el CREA Los Villares en el año 2007 (Foto: Guillermo López).



Capítulo 1

Protocolos de actuación

1.1 Grupo de trabajo

Al ser una especie críticamente amenazada, todo el manejo que se haga con el lince ibérico debe basarse en la prudencia y tener las máximas garantías posibles de seguridad. Para el manejo sanitario de la especie, se utilizan desde el año 2004 protocolos específicos (manuales clínico, de necropsias, de crianza artificial, de trampeo, de manejo, etc.) que permiten garantizar que el trabajo que se haga en todos los ejemplares sea estandarizado, seguro, basado en la experiencia y utilizando los protocolos sanitarios más actualizados posibles. Por este motivo, el grupo sanitario del lince ibérico debe trabajar conjuntamente y de manera periódica en la actualización de protocolos en base a la experiencia con la especie y a los avances sanitarios. Así, la principal función de este grupo, formado por todos los profesionales que realizan manejo sanitario de lince ibérico en los distintos programas, es llevar a cabo el manejo sanitario de la especie. Para ello es preciso discutir y consensuar todos los protocolos y actuaciones de manejo sanitario que se hagan en la especie, manteniendo un contacto permanente entre todo el grupo. Las obligaciones del grupo son:

1. Conocer los protocolos en vigor, para así poder actuar ante cualquier situación que lo requiera.

2. Integrar en el grupo de trabajo a todos los profesionales que trabajan en el manejo sanitario de la especie (Programa de cría en cautividad, centros de recuperación, programas de conservación, proyectos de investigación, etc.).

3. Realizar todas las revisiones y actualizaciones de protocolos en base a la experiencia con la especie y a la prudencia, buscando siempre la máxima seguridad para el individuo y la especie.

4. Aplicar en todos los manejos los protocolos consensuados por el grupo y nunca realizar pruebas de manejo a título individual. En caso de que existiesen diferencias de opinión dentro del grupo, las decisiones se discutirán (vía e-mail o en persona) y se adoptarán los protocolos en base a la opinión de la mayoría.

5. Revisar y actualizar los protocolos periódicamente (máximo cada cinco años).

6. Consultar y consensuar con el grupo de trabajo cada vez que se quiera utilizar un fármaco que no haya sido utilizado antes en lince ibérico.

7. Apoyarse en el criterio técnico y científico del GAAS cuando sea preciso. El GAAS es un grupo de consulta que aglutina expertos en diferentes áreas de la sanidad animal. Debe ser un grupo activo, al que se incorpore a todo a aquel profesional

que quiera y pueda aportar conocimientos y experiencia que mejoren el manejo sanitario en el lince ibérico. En todo caso, la decisión última será siempre del grupo de trabajo sanitario, ya que éste posee la responsabilidad de la gestión de la especie.

8. Dar apoyo a todos los miembros del grupo, tanto técnico como compartiendo responsabilidades de las acciones realizadas bajo los protocolos acordados. La responsabilidad del buen funcionamiento de los protocolos es de todo el grupo de trabajo, por ser quien los elabora y actualiza, pero nunca individualmente de un solo miembro.

La coordinación del grupo de manejo sanitario del lince ibérico se realiza mediante reuniones periódicas bimensuales (o con más periodicidad si se requiere). A las reuniones de coordinación ha de acudir, al menos, un veterinario de cada centro de cría en cautividad, un veterinario de cada proyecto de conservación y un responsable sanitario de los centros de recuperación de cada región. El equipo cuenta con dos coordinadores: uno de los programas de conservación *Ex Situ* y otro de los de *In Situ*. Además de las reuniones, el contacto vía e-mail debe ser permanente, discutiendo los casos clínicos más relevantes. La involucración de todo el grupo sirve a todos para aprender y mejorar, permitiendo avanzar con la experiencia.



Taller de ecografía del grupo de manejo sanitario del lince ibérico llevado a cabo en Doñana en junio de 2012.

1.2 Protocolo general de actuación

Toda actuación intervencionista con un lince ibérico, como captura, inmovilización, anestesia, traslado, etc. debe realizarse siempre siguiendo los protocolos diseñados para esta especie, y se contará con un veterinario especializado en el manejo de lince que monitorice al ejemplar y pueda anticiparse y actuar en caso de complicaciones y emergencias (estrés, shock, trauma, etc.) que puedan suceder. En los centros de cría en cautividad, no es imprescindible que el veterinario esté presente durante el proceso de captura, pero siempre ha de estar prevenido y a menos de media hora del centro para acudir en caso de captura.

1.3 Laboratorios de referencia e instituciones colaboradoras

El manejo sanitario del lince ibérico debe proporcionar la mayor información posible a todos los niveles, para así generar información clínica del estado de cada ejemplar y para profundizar en el conocimiento fisiológico y patológico de la especie. Esta información es de gran importancia para la conservación del lince ibérico y, por ello, se ha establecido un panel de pruebas básico que es el mínimo que se debe efectuar en cada manejo. Este panel se realiza rutinariamente en todos los manejos de lince ibérico de los distintos programas (salvo que se haya realizado una evaluación en los seis meses anteriores al proceso y el manejo tenga otro motivo) y las instituciones y/o laboratorios a los que se les solicitan las pruebas son, igualmente, comunes. De esta manera se generan resultados comparables que permiten analizar la información de la manera más útil posible para la conservación de la especie, que ha de ser siempre la máxima prioridad en los manejos. El cambio de alguna de las instituciones de análisis del panel básico ha de hacerse sólo en casos justificados, ya que afectará a todos los programas en curso.

Para facilitar las decisiones administrativas y garantizar la supervisión técnica, el grupo de trabajo sanitario del lince ibérico hará recomendaciones a las administraciones sobre la importancia de cada una de las pruebas, y será el encargado de asegurar que no se simultaneen estudios iguales en distintas instituciones. Además del panel básico, se podrán realizar las analíticas que se consideren de interés en cada programa y/o institución, siempre que no interfieran con las analíticas del panel básico. Todos los análisis sobre muestras de lince ibérico han de estar sometidos a un convenio o a un contrato en el que figure claramente los análisis que se realizarán en las muestras y se especifique que no se realizarán más análisis que los convenidos. El marco de trabajo con los centros de investigación son convenios de colaboración entre las administraciones y las entidades de investigación. Para el trabajo con laboratorios que realizan análisis bajo contrato, éste se ha de establecer entre las diferentes empresas que tienen adjudicadas las encomiendas de gestión de los centros y programas in situ, o bien de las diferentes administraciones y dichas instituciones. En la siguiente tabla se detalla el panel analítico básico de los manejos clínicos de lince ibérico junto con las instituciones responsables de las pruebas:

Prueba	Laboratorio	Responsable
Bioquímica	Centro de Análisis y Diagnóstico de la Junta de Andalucía	Irene Zorrilla
Proteinograma		
Microbiología		
Hemograma		
Urianálisis		
Necropsia		
Genotipado	Estación Biológica de Doñana	José A. Godoy
PCRs y serologías ag. infecciosos	Centro de Análisis y Diagnóstico de la Junta de Andalucía	Irene Zorrilla
	Clinical Laboratory University of Zurich	Hans Lutz
Banco de Recursos Biológicos	Universidad Miguel Hernández	Trinidad León
	Museo Nacional de Ciencias Naturales	Eduardo Roldán
Enfermedades parasitarias	Universidad Complutense de Madrid	Guadalupe Miró

Todos los estudios que requieran analíticas en muestras de lince ibérico han de solicitarse a las administraciones (hasta el momento, la Consejería de Medio Ambiente de la Junta de Andalucía) mediante una petición formal expresa, donde se plasmen los objetivos del estudio, las analíticas que se llevarán a cabo y si se precisa financiación y/o ayuda por parte de la administración. Previa recomendación técnica del grupo de manejo sanitario del lince ibérico (para evitar que se solapen estudios), la administración competente dictaminará si se autoriza el estudio. En caso afirmativo, se firmará un convenio/contrato y a continuación se comenzará la recogida o envío de muestras. En convenios que se firmen con entidades de investigación para estudios científicos, las administraciones deben conocer los resultados de las pruebas en cuanto se realicen los análisis, comprometiéndose a utilizarlos sólo con fines de gestión y no hacerlos públicos hasta que el grupo investigador publique los resultados del estudio. Así, los coordinadores del grupo de trabajo sanitario del lince ibérico serán informados pertinentemente de los resultados de los estudios en marcha. De esta manera se garantiza que los estudios sean útiles para la gestión de la especie.



Imágenes de evaluaciones y toma de muestras de linces ibéricos del programa de cría en cautividad. (Fotos: José Luis Mendoza).

1.4 Registro de datos biomédicos

La recopilación y almacenamiento de datos es sin duda la herramienta más sólida para garantizar el óptimo funcionamiento y viabilidad del programa sanitario del lince ibérico. Contar con una base de información sólida con registros homogéneos en un formato que permita la fácil consulta, comparación y análisis de los datos, permite consolidar los cimientos de un programa de conservación de elevada incertidumbre como éste, al tratarse de una especie cuyo *status quo* es el de "en peligro crítico de extinción".

Con el inicio del Programa de cría en cautividad a finales de 2003, comenzó una reorganización para que los veterinarios involucrados en la conservación de la especie procediesen de forma homogénea en el registro de datos, unificándose los procedimientos clínicos, las analíticas, los protocolos, etc. Esto dio lugar a un volumen elevado de registros homogéneos que proporcionaron la base para poder ampliar el conocimiento en los aspectos sanitarios de esta especie, obteniendo información tan valiosa como los valores de referencia de numerosos parámetros fisiológicos.

Si bien la recopilación de datos ha sido un objetivo que ha mejorado año tras año, con continuas propuestas y avances en el modo y calidad de la información que se registra, el almacenamiento de los mismos es actualmente la asignatura pendiente del programa sanitario del lince ibérico. En los inicios, cuándo el número de centros y veterinarios dedicados a la conservación del lince ibérico era menor, se diseñó una base de datos biomédica en formato *Access*, que permitía al coordinador de aspectos sanitarios ir almacenando los resultados de diversas analíticas (bioquímicas, PCR, hemogramas,..) así como los registros tomados en diferentes procedimientos veterinarios (anestesias, tratamientos, exámenes físicos, etc.). Con el aumento del número de centros, veterinarios y administraciones implicadas en la conservación, la base de datos biomédica existente pronto pasó a quedar obsoleta e inoperativa al no ser un recurso que permitiese la consulta y manejo por personas en diferentes centros.

Actualmente cada responsable veterinario está utilizando un formato diferente para almacenar los registros de los ejemplares que están bajo su competencia. Este *modus operandi* impide la posibilidad de comparar al instante la información de un ejemplar respecto al total de la población y dificulta la transmisión de información cuando las competencias de un ejemplar pasan de un veterinario a otro (algo habitual dentro del Programa de cría en cautividad y cada vez más común en el programa de conservación *in situ* gracias al aumento y conectividad de las poblaciones silvestres), con el consecuente riesgo de pérdida de información u omisión de la misma, que puede dar lugar a graves situaciones sanitarias en un futuro.

El grupo de manejo sanitario del lince ibérico está trabajando en la implementación de un formato común de almacenamiento de la información que permita el fácil solapamiento y adhesión de datos. A este respecto, el proyecto LIFE de conservación del lince ibérico en Andalucía ha diseñado una base de datos que puede ser la solución para el futuro, si bien actualmente está aún en fase de pruebas.



Intervención de urgencia en un ejemplar silvestre de lince ibérico capturado en muy mala condición física. (Foto: Gema Ruiz).

Capítulo 2

Actuaciones clínicas

Las actuaciones clínicas que se llevan a cabo con lince ibérico, ya sea en animales de vida libre como de cautividad, pueden clasificarse como:

- **Actuaciones clínicas de rutina**
  Se incluyen los procedimientos sanitarios habituales como son los chequeos de cachorros, chequeos sanitarios y reproductores (ver sección 2.6)
- **Actuaciones clínicas programadas no rutinarias**
  Son las intervenciones que se realizan cuando se detecta algún problema en la población o en un ejemplar, que permite una planificación: diagnóstico de enfermedad, cirugía, seguimiento sanitario especial en la población silvestre, traslado, etc.
- **Actuaciones no programadas o Urgencias** (ver sección 3.2)
- **Actuaciones clínicas especiales**
  Aquellas que precisen el uso de instrumental o instalaciones no disponibles en el centro/programa, y que, en ocasiones, se realizarán en instituciones especializadas; por lo que se deben comunicar previamente a las autoridades competentes.

En todas ellas, se deben seguir siempre los protocolos de actuación, revisando y consensuando con los grupos de trabajo, anteriormente descritos, el procedimiento a seguir, siempre que sea posible.

2.1 Examen y manejo antes de la intervención

Antes de capturar a un lince ibérico se debe plantear la cuestión más importante de todas, que consiste en valorar si realmente es necesaria la captura. Esta valoración puede no ser fácil, ya que en muchas ocasiones los riesgos implicados en la captura y anestesia pueden ser mayores que los que el problema clínico ocasione al animal, aunque también puede ocurrir que un problema nimio, como una simple herida, evolucione de forma que pueda comprometer la vida del ejemplar.

Se debe realizar una observación minuciosa del ejemplar, recoger previamente (si es posible) muestras como orina no estéril en colectores y heces, por si su análisis puede orientarnos sobre la etiología del problema, y realizar una anamnesis lo más completa posible, que incluya también todos los datos previos de su historial, antes de tomar la decisión de capturarlo.

Es importante también planificar todo procedimiento que pueda ser necesario realizar en el animal, así como la toma de muestras que puedan ser útiles. Para ello ha de prepararse todo el material y los equipos colaboradores (por ejemplo si se conoce que puede ser

necesaria una cirugía), previendo una solución del problema clínico con el fin de evitar recapturas posteriores.

Es frecuente que los animales salvajes enmascaren síntomas clínicos de enfermedad, atendiendo a procesos de selección natural que rigen los diversos ecosistemas naturales, ya que la exhibición del dolor puede ser detectada por depredadores (y en el caso del lince ibérico por competidores), con lo cual la importancia relativa de lo que demuestran es siempre mayor. Esto debemos tenerlo en cuenta también a la hora de planificar su anestesia, ya que la clasificación ASA puede ser diferente de la que parece en un principio.

En el caso de que algo no funcione según lo previsto; en la instalación, en la coordinación del equipo de personal necesario, si la captura se alarga y el ejemplar alcanza niveles altos de estrés; o bien si hay algún factor que pueda cambiarse para mejorar el procedimiento, hay que desistir de realizar la contención, salvo que sea una urgencia, y volver a planificarla.

2.1.1 Ejemplares en cautividad

Todos los animales alojados en cautividad deben estar bajo control por medio de la observación diaria, ya sea mediante la observación directa o un sistema de video-vigilancia. Los cuidadores a cargo de los animales deben estar familiarizados con las particularidades individuales de cada animal y saber reconocer comportamientos o síntomas que pudieran indicar alguna anomalía.

La observación se realiza en el momento en el que el cuidador realiza el manejo diario en cada recinto. De esta manera detectaremos no sólo un posible ejemplar enfermo, sino detalles de la instalación como roturas en la valla, elementos peligrosos, falta de funcionamiento de los diferentes elementos de manejo, etc. Los animales no van a comportarse igual en presencia del veterinario que del cuidador, que suele inducir reacciones positivas especialmente las relacionadas con la comida.

Conviene disponer de unos prismáticos para poder hacer observaciones más precisas de animales que quedan más alejados. Se puede usar también la técnica de hacer fotografías y luego ampliar la zona de lesión.

Durante el resto del día y la noche el seguimiento se hace a través de los equipos de video-vigilancia, pudiendo observarse a través de las cámaras el estado de los animales, recurriendo a la visita física en caso de cualquier duda. La video-vigilancia también pone de manifiesto comportamientos o problemas casi imposibles de observar con la rutina de trabajo diario del cuidador.

Ejemplos de problemas detectados a través de video-vigilancia:

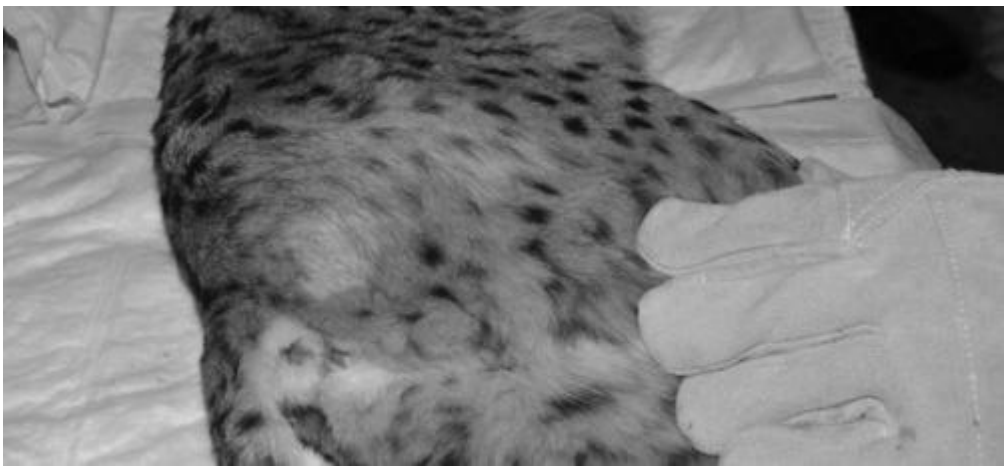
- Traumatismos en dientes y encías producidos al morder la malla de la instalación.
- Problemas relacionados con la micción y defecación.

- Convulsiones en cachorros.
- Cojeras.
- Heridas por peleas entre adultos en las nuevas uniones.
- Alteraciones por picaduras de insectos.

Dependiendo de la naturaleza y/o la evolución del problema, el veterinario será quien, mediante observación directa, valore finalmente la necesidad de captura del ejemplar, fijándose especialmente en:

A) Aspecto general.

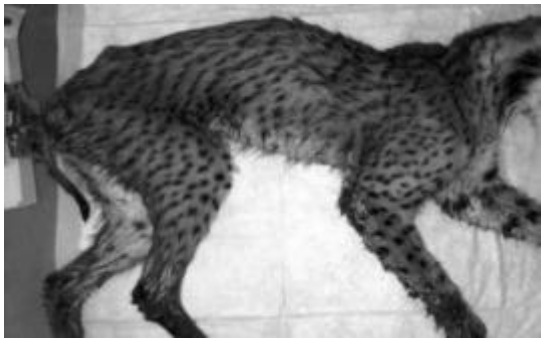
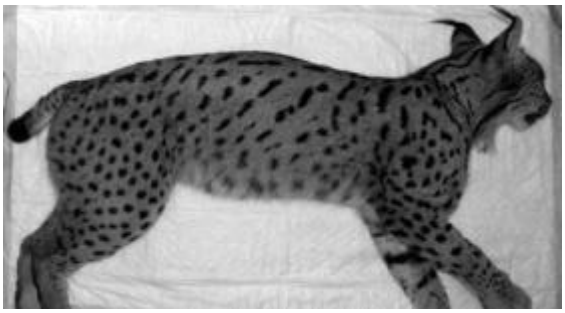
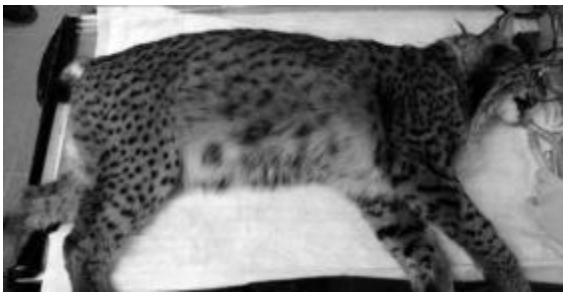
- **Piel y pelaje:** en la exploración a distancia pueden apreciarse algunas alteraciones cutáneas como pérdida de pelo, prurito, seborrea, manchas de suciedad o de sangre, etc. Los linces, como buenos felinos, tienen una tendencia clara al acicalamiento y a la limpieza por lo que a veces pueden enmascarar la presencia de heridas, y generalmente la pérdida de los hábitos de limpieza es un síntoma de enfermedad; al igual que el pelo erizado o falto de brillo. También se pueden ver restos de sangre en la piel, o el pelo apelmazado, que pueden sugerir la existencia de una herida; así como manchas de heces en la zona perineal (por diarrea) o restos de sangre (por heridas, traumatismos o un parto o aborto reciente en hembras). Igualmente, el estrés puede provocar una muda excesiva, aunque también se pierde de forma natural en los meses estivales. Pueden aparecer también alopecias debidas a hongos. Asimismo, hay que estimar el grado de deshidratación.



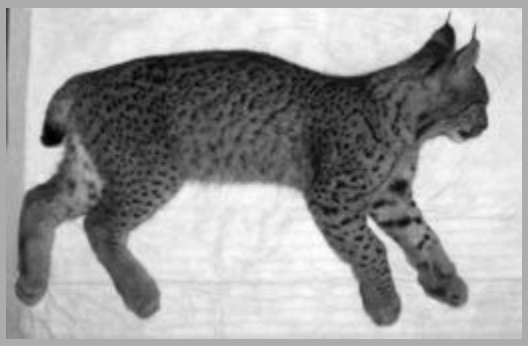
Alopecia de origen desconocido detectada en un ejemplar de vida libre (Foto: Teresa del Rey).

- **Condición corporal:** La condición corporal en el lince ibérico se clasifica en la escala de 1 a 5 habitualmente empleada en pequeños animales (ver abajo). En el caso de adelgazamiento es importante entenderlo como la pérdida de peso por unidad de tiempo. Generalmente un adelgazamiento rápido es propio de una enfermedad aguda, mientras que un adelgazamiento lento se observa en enfermedades crónicas o consuntivas (p.ej. tuberculosis), siempre que la alimentación que recibe el animal sea la adecuada cualitativa y cuantitativamente para cubrir sus necesidades.

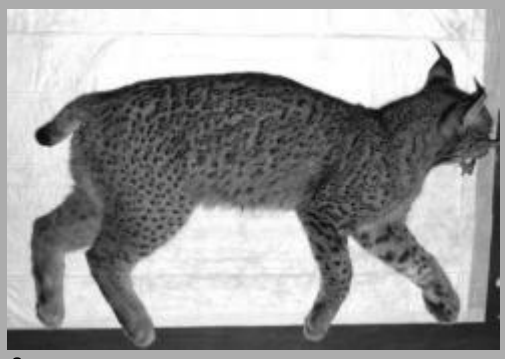
  Los animales geriátricos suelen presentar peor condición corporal que los jóvenes y adultos. La condición corporal puede variar también según la época del año.

1: Caquexia: *el animal carece de grasas y padece una atrofia muscular. Pérdida del 30-50% de la masa corporal. Costillas, columna vertebral, escápula y prominencias óseas visibles.*	
2: Delgado: *pérdida del 10 % del peso idóneo. Mínima grasa abdominal, cintura abdominal muy evidente. Costillas, columna vertebral, escápula y prominencias óseas visibles.*	
3: Ideal: *Poca grasa abdominal, cintura abdominal evidente. Costillas, columna vertebral, escápula y prominencias óseas no visibles, pero fácilmente palpables.*	
4: Sobrepeso: *Ausencia de cintura abdominal, distensión abdominal evidente. Costillas, columna vertebral, escápula y prominencias difícilmente palpables.*	
5: Obeso*: incremento del 15-20% del peso idóneo. Depósitos adiposos masivos en el tórax, columna vertebral y abdomen. Gran distensión abdominal.*	

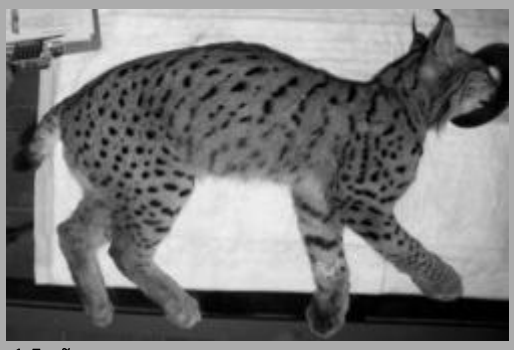
Imágenes de diferentes ejemplares macho de lince ibérico a diferentes edades:



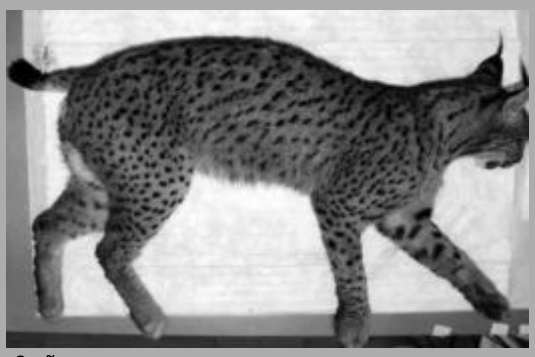
4 meses



8 meses



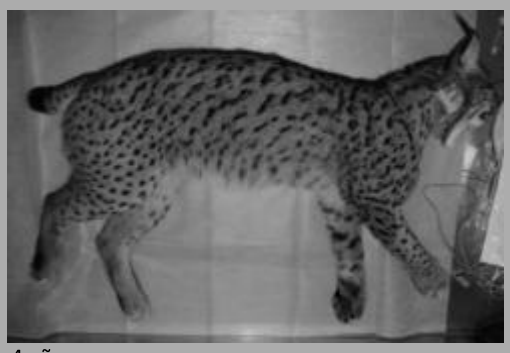
1,5 años



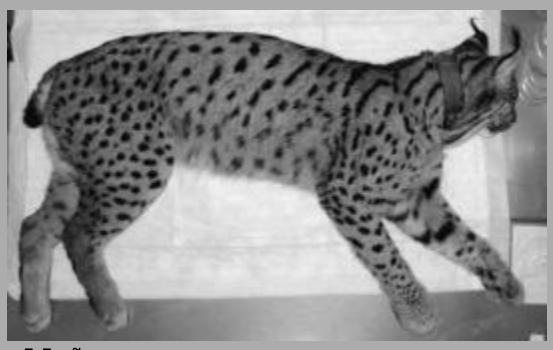
2 años



3 años



4 años



5,5 años



8 años

- **Comportamiento, reacción a estímulos:** los animales tienen una pauta de comportamiento cuando se accede en la instalación que suele verse alterada cuando sufren alguna patología. También desde el control de video-vigilancia es posible valorar alteraciones en su comportamiento y actividad, detectando animales:

  - Que se encuentran decaídos, apáticos o deprimidos, no reaccionan o lo hacen muy lentamente ante los estímulos externos, permanecen mucho tiempo tumbados y presentan anorexia. De este estado, el animal puede pasar al de somnolencia, caracterizado por un andar tambaleante, arrastrando las patas o bien permaneciendo tumbado con los ojos semicerrados durante períodos prolongados de tiempo. El siguiente paso es en el que los animales pasan el tiempo continuamente tumbados, sin reaccionar a estímulos externos a no ser que éstos sean muy intensos. Por último el animal desemboca en la pérdida de conocimiento, con desaparición prácticamente de todos los reflejos, respiración superficial, pulso débil y tonos cardíacos apagados.

  - Estados de excitación: determinadas enfermedades del SNC.

  - Alteraciones en actividades concretas: comer (observar la respuesta del animal cuando se le ofrece la comida: inapetente, pica, también pueden existir otros problemas, como los dentales en los que hay interés por la comida pero no es capaz de ingerirla), orinar (poliuria), defecar (diarrea, estreñimiento, tenesmo), tumbarse, levantarse, alteraciones en las vocalizaciones, etc..

  - Animales que se rascan constantemente pueden tener ectoparásitos o un proceso alérgico.

  - Stress: animales que muestran conductas anómalas, normalmente repetitivas debido a un stress puntual (p.ej. un operario externo trabajando en la instalación) o bien crónico (un ejemplar no adaptado a la cautividad).

- **Posturas:** la actitud que demuestra el animal mediante su postura puede revelar que el animal sufre dolor y pueden ser observadas directamente o bien desde la video-vigilancia:

  - Postura antiálgida: propia de la presencia de dolores abdominales. Los animales presentan el dorso arqueado, extremidades más juntas y vientre tenso y recogido.

  - Postura ortopneica: típica de las disneas o insuficiencias respiratorias. Se caracteriza por extremidades anteriores y codos en abducción, cuello y cabeza estirados y orificios nasales dilatados.

  - Mirada de astrónomo: es la actitud que presentan los animales en determinadas enfermedades nerviosas.

- Las enfermedades que afectan a músculos (mioglobinuria paralítica), huesos (osteomalacia), articulaciones (artritis) o sistema nervioso provocan marchas anormales, incluso con dificultad para permanecer de pie.

- **Hipertermia:** se pueden observar los siguientes síntomas que hagan sospechar de fiebre:

  - Escalofríos: temblores de los músculos subcutáneos, vasoconstricción periférica y erizamiento del pelo.

  - Disminución del apetito y de las secreciones (heces más duras y orina más concentrada).

  - Polidipsia.

  - Taquicardia y taquipnea.

  - Obnubilización y sopor alternando con fases de excitación.

  - Hocico reseco, resquebrajado.

- **Hipotermia:** podemos observar:

  - Coloración azulada de mucosas.

  - Debilidad muscular.

- **Alteraciones en la marcha:** por ejemplo: un animal con enfermedad vestibular periférica camina en círculos hacia el lado de la lesión, en una tromboembolia en la trifurcación de la aorta las extremidades anteriores se mantienen normales, mientras que se arrastran las posteriores.

- **Respiración:** se debe controlar la frecuencia (puede calcularse con la observación desde las cámaras), el ritmo, la profundidad y la presencia o no de ruidos respiratorios. Puede ser normal una respiración acelerada en animales tras un ejercicio intenso o si la temperatura es elevada.

B) Cabeza: Es necesario comprobar si existen inflamaciones simétricas (p.ej. por una reacción alérgica) o asimétricas (p.ej. por un flemón), presencia de sangre por heridas o traumatismos, cambio en el brillo de los ojos o hundimiento de éstos en la órbita ocular (deshidratación), presencia de flujos excesivos o anormales por narinas, ojos u oídos. Ambas orejas caídas podrían indicar que hay un proceso patológico que cursa con fiebre, pero si es una sola oreja puede ser a causa de una otitis o, en un curso más avanzado, por un otohematoma. La boca y los dientes son difícilmente observables a distancia. Se observará si existe protusión del tercer párpado, síntoma de varios procesos patológicos, o un ojo con coloración rojiza, que puede ser síntoma de glaucoma, ulceración corneal, conjuntivitis o uveítis.

C) Tórax y respiraciones:

- **Frecuencia:** en condiciones normales, entre 20 y 40 respiraciones por minuto. El aumento de la frecuencia respiratoria, denominado taquipnea, se produce como consecuencia de ejercicio, excitación, ansiedad, obesidad y una elevada temperatura ambiental.

- **Ritmo**: el ritmo se altera si se modifica la duración de una o de todas las fases de la respiración (inspiratoria, espiratoria y pausa. Las obstrucciones de las vías respiratorias altas producen una prolongación de la inspiración y un estridor inspiratorio. La prolongación de la fase espiratoria se debe a que el pulmón no se colapsa con normalidad, como ocurre en la bronquitis crónica y el asma felino.

- **Profundidad**: la profundidad de los movimientos respiratorios está disminuída en los procesos dolorosos del torax o del diafragma o incrementada en todo proceso que incluya anoxia. La disnea es frecuente en casos de derrame pleural o neumotórax.

- **Ruidos respiratorios**: los animales con enfermedades de las vías respiratorias pueden toser, estornudar o presentar sibilancias

D) Cuerpo: Simetrías, abultamientos,… Pueden aparecer abultamientos perianales por inflamación de glándulas perianales. Debe evaluarse también el contorno del abdomen buscando posibles distensiones, abdomen vacío o hernias umbilicales sobre todo en cachorros.

E) Extremidades: Inflamaciones, heridas, falta de apoyo, sangrado, forma de las uñas. Para apreciar cojeras es importante observar a los animales en movimiento. La video-vigilancia resulta fundamental en estos casos para saber cómo es la cojera (continua/discontinua, curso, etc.). Puede ser de utilidad comparar ambas extremidades o anteriores y posteriores.



Inflamación en mano derecha como consecuencia de heridas ocasionadas por pelea con otro lince (Foto: Teresa del Rey).

F) Genitales: criptorquidia, eliminación de pus y sangre por la vagina (síntoma de infección de las vías genitourinarias pero en nuestro caso se observará que la hembra se lame continuamente la zona hasta limpiarla).

E) Glándulas mamarias: la gestación, pseudogestación, lactación, inflamación, infección, hiperplasia o presencia de tumores aumentan el tamaño de una o varias glándulas mamarias.



Imágenes de glándulas mamarias en periodo de lactación de una hembra adulta de vida libre (Foto: Teresa del Rey).

2.1.2 Ejemplares de vida libre

En general, suele ser difícil conocer el estado sanitario de un animal de vida libre antes de proceder a un manejo clínico, y por ello es importante recopilar el mayor número posible de datos de cada ejemplar antes de manejarlo. Conviene extraer información de todas las herramientas de seguimiento que están disponibles, especialmente el foto-trampeo y el radio-seguimiento. Ambos métodos se usan rutinariamente para el seguimiento de las poblaciones de la especie y en ocasiones han resultado de gran importancia desde el punto de vista sanitario. En primer lugar, el foto-trampeo revela lesiones evidentes, tales como heridas, abultamientos, problemas oculares o pérdidas muy marcadas de condición corporal. En segundo lugar, el radio-seguimiento rutinario permite identificar patrones de movilidad anormales que sugieran la presencia de algún problema sanitario. Por último, la observación directa permite en ocasiones detectar problemas físicos aparentes de diversa índole.

Cuando se detecta algún problema sanitario en un ejemplar silvestre de lince ibérico, el trabajo conjunto de técnicos de seguimiento y veterinarios determinará cuándo intervenir en función de si peligra la vida del animal y de las consecuencias que tenga para la población dicha intervención. Hay que tener en cuenta siempre que la intervención se ha de hacer cuando se considere estrictamente necesario, ya que toda intervención afecta tanto al propio individuo como a otros ejemplares de la población. Siempre ha de consensuarse la intervención entre el equipo de biólogos que realiza el seguimiento poblacional y el equipo de veterinarios que realizan el seguimiento sanitario. Cuando se decida capturar a un ejemplar por un problema sanitario, el trampeo ha de ser lo más dirigido posible. Los ejemplares físicamente mermados, cuya supervivencia en la naturaleza esté comprometida, pueden ser incorporados al Programa de cría en cautividad si están en edad fértil. Los ejemplares que deban someterse a tratamientos para su recuperación y posterior reinserción en la

naturaleza, serán trasladados a centros de recuperación adaptados al manejo clínico de la especie.

Cuando se captura un lince ibérico para someterlo a evaluación sanitaria, se ha de recopilar toda la información disponible del ejemplar antes de proceder al manejo clínico. Es importante identificar al individuo antes de realizar procedimientos anestésicos, para así conocer la edad y otras circunstancias de las que se tenga información gracias al programa de seguimiento. Para esto es preciso contar con los técnicos de los equipos de seguimiento en todas las operaciones sanitarias. La realización de fotografías dentro de la jaula de compresión permite a los técnicos identificar al ejemplar en caso de que no puede ser identificado previamente por otras circunstancias (tales como características físicas evidentes, collares de radio-seguimiento, etc.). En los casos en que los ejemplares capturados se hayan evaluado previamente, se deben repasar los datos del historial clínico para así conocer las consideraciones que convenga tener en cuenta.



Una fotografía del ejemplar dentro de la jaula de compresión permite a los técnicos de seguimiento realizar la identificación del ejemplar antes de la anestesia.



No obstante, en primeras capturas se recomienda comprobar la identidad del ejemplar una vez anestesiado.

Una vez identificado el ejemplar, para realizar el manejo se tendrán en cuenta el sexo, la edad, la experiencia previa con el individuo y su aspecto y comportamiento en el momento. Los protocolos anestésicos siempre se han de adaptar a la edad, el sexo y la condición física del paciente. Además, debe tenerse presente que las hembras a partir de su segundo año de vida, si se manejan entre febrero y mayo, pueden estar preñadas. Por tanto, el manejo de hembras en esta época se reducirá al mínimo imprescindible y, en general, se recomienda evitar la anestesia. Si es necesario hacerla, se utilizarán protocolos seguros para hembras gestantes, y la duración de la anestesia debe ser la mínima posible.

El foto-trampeo

El foto-trampeo es la mejor herramienta de seguimiento de las poblaciones de lince ibérico, ya que permite la identificación individual por el patrón de manchas. Ocasionalmente se obtienen registros de ejemplares con algún compromiso sanitario, permitiendo así valorar la intervención.



Hembra subadulta lesión vertebral. Se capturó y se vio una fractura secundaria a una inestabilidad en la columna por una hemivértebra. Se incorporó al Programa de cría en cautividad.



Macho adulto de lince ibérico con opacidad corneal en el ojo derecho. Se capturó y se comprobó que el ejemplar estaba ciego. Se incorporó al Programa de cría en cautividad.



Macho subadulto con herida en la rodilla derecha. Se decidió no intervenir y se resolvió sola.



Macho adulto con blefaritis en el ojo derecho. Se decidió no intervenir y se resolvió sola.



Hembra adulta con laceraciones en la cara. No se intervino por no considerarse oportuno.



Hembra adulta con disminución de la condición física. Se optó por seguir el caso por si hubiese algún problema.

2.2 Métodos de contención

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 ibérico. Nunca hay que olvidar que en cada anestesia se pone en riesgo la vida del paciente, por lo que se deben poner todos los medios posibles para que no se produzcan complicaciones. Siempre hay que evitar cometer negligencias que deriven en la muerte de un lince ibérico (por una deficiente preparación de la anestesia o por la asunción de riesgos que podrían evitarse). Los riesgos de la anestesia no son atribuibles exclusivamente a los fármacos empleados, sino a todo el procedimiento en conjunto, ya que siempre pueden aparecer problemas de muy diversa índole (heridas, hipo/hipertermia, regurgitaciones, paradas cardio-respiratorias, etc.). Por ejemplo, en el momento de inyección del dardo anestésico, o bien una vez dentro de la jaula de captura, el animal se encuentra excitado, por lo que este estado se suma a los riesgos asociados a la droga anestésica y puede causar complicaciones durante la inducción. Un animal sobreexcitado necesitará dosis mayores o suplementarias de anestésico, lo que puede revertir en una potenciación de la depresión respiratoria. En un animal excitable, la hipertermia y la rabdomiolisis por esfuerzo (p.ej. miopatía de captura) pueden ser secuelas de los episodios de anestesia caracterizados por una inducción larga con una actividad excesiva y lucha (Chalmers y Barret 1982). Estas mismas secuelas pueden producirse cuando un animal recibe una dosis menor de la necesaria o recibe de forma accidental una inyección parcial (p.ej. dardo anestésico que no entra completamente). Si el animal en la jaula de captura presenta esta sobreexcitación, se debe valorar la anestesia en ese momento, previa a su traslado a la clínica.

Toda captura y anestesia de un lince ibérico debe estar planificada en todas sus fases y es importarse plantearse las siguientes cuestiones de antemano: ¿Está preparado todo el material? ¿Quién se encarga de monitorizar la anestesia? ¿Está disponible el material necesario si se produce una emergencia anestésica como una parada respiratoria? ¿Dónde se dejará al animal para recuperarse de la anestesia? ¿Cómo y dónde se va a trasladar a su lugar de destino? ¿Qué muestras hay que recoger? ¿Cómo nos organizamos para trabajar lo más eficazmente posible y en el mínimo tiempo?

> *NOTA: La anestesia de un lince ibérico sólo la puede realizar personal sanitario cualificado con experiencia demostrada. En cada anestesia debe haber un mínimo de DOS veterinarios cualificados para trabajar con esta especie. En casos justificados de emergencias en animales de vida libre, las anestesias se podrán realizar por un veterinario y un auxiliar con experiencia de manejo sanitario del lince ibérico (preferentemente auxiliar de veterinaria).*

Hay que estar familiarizado con la estima fiable del peso de un lince ibérico 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 en vida libre, un macho adulto (> 3 años) puede pesar entre 12-15 Kg. y una hembra adulta entre 9-11 Kg.; un animal subadulto (1-2 años) puede pesar de 6-12 Kg.; un animal joven (3 meses-1 año) de 2-10 Kg., y un cachorro que ya camine de 1-3 Kg. Cabe destacar que los pesos de animales nacidos y mantenidos en cautividad suelen ser superiores a los de animales de vida libre.

En las anestesias de animales de los que existan registros previos hay que comprobar previamente su historial médico: saber cómo se comportó en anestesias anteriores, hallazgos de examen y si hay consideraciones particulares (necesidades de revacunaciones u otros tratamientos periódicos, comprobación de microchip, etc.).

Idealmente el lince debe someterse a un ayuno de 24 horas de alimentos sólidos, y de 12 horas sin acceso a agua. Si se va a realizar recogida de esperma por electroeyaculación, el ayuno de líquidos debe ser también de 24 horas, para intentar reducir el riesgo de contaminación por orina. En ejemplares de vida libre, esto no siempre será posible, puesto que en algunos tipos de jaulas el lince tiene acceso a la presa y lo habitual es que el lince la ingiera. Aunque rara vez se han registrado vómitos, dado que se trata de ejemplares con el estómago con contenido, se prestará especial atención al procedimiento de la intubación endo-traqueal, evitando complicaciones de neumonía por aspiración de vómito.

Salvo emergencias, no se realizarán anestesias de lince ibérico en instalaciones exteriores o en el campo, especialmente con condiciones extremas de temperatura. En los meses más calurosos, conviene planificar las capturas a primera o última hora del día, cerrando el trampeo durante el día. Hay que considerar que una captura prolongada y estresante produce un aumento de la temperatura corporal y una consiguiente deshidratación, además de producirse habitualmente complicaciones en la inducción y en la recuperación de la anestesia.

Al realizar la anestesia de un lince ibérico, al menos dos personas del equipo deben tener experiencia demostrada con el uso de anestésicos y otros fármacos, monitorización, así como en técnicas de emergencias, curas de heridas y otros imprevistos que pueden aparecer durante todo el proceso de manipulación del animal. Uno de los veterinarios se encargará exclusivamente de monitorizar la anestesia y llevar las anotaciones en las fichas de anestesia (Anexo I) y examen físico (Anexo II). Otro veterinario se encargará de realizar el examen completo, la toma de muestras y otros procedimientos complementarios.

La forma de anestesiar 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 débil o enfermo. Se debe realizar la anestesia en un lugar adecuado como clínica para el manejo clínico del lince ibérico (recinto interior cubierto, sin riesgo de contaminación biológica, con agua y electricidad, dotado de equipo de anestesia y oxigenoterapia y que disponga de todo lo necesario para actuar ante posibles emergencias que pudieran acontecer en la anestesia). 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 pudiera ocurrir.

Las clínicas del lince ibérico

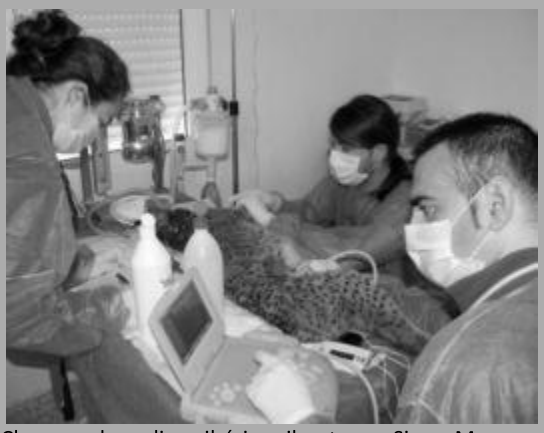
Para realizar anestesias de lince ibérico, es necesario disponer de un recinto habilitado como clínica exclusiva para la especie, donde no deben practicarse anestesias a otras especies. Debe ser un recinto cerrado, con agua y luz, con equipos de anestesia inhalatoria, y de monitorización (al menos se debería contar con capnometría) y con todo lo necesario para evitar y/o corregir problemas anestésicos. La temperatura ambiente en los chequeos debe poder situarse entre los 15 y los 30 ºC. En casos de emergencia en los que se requiera realizar una anestesia fuera del recinto clínico, se portará siempre un circuito de anestesia inhalatoria con bombona de oxígeno portátil.



Clínica para lince ibérico del CCLI La Olivilla.



Clínica para lince ibérico del CCLI El Acebuche.



Chequeo de un lince ibérico silvestre en Sierra Morena.



Chequeo de un lince ibérico silvestre en Doñana-Aljarafe.



Chequeo de lince ibérico en el CNRLI Silves



Chequeo de lince ibérico en el CCLI Granadilla

2.2.1 Contención física

A la hora de efectuar una anestesia en un lince ibérico, hay que considerar los distintos métodos de captura que se pueden utilizar para contenerlo. En general, **el método de captura ideal es la jaula-trampa**, pero dependiendo de las circunstancias de cada captura se optará por un método u otro. Los métodos de captura que se pueden emplear en el lince ibérico son:

A) Jaula-trampa: Por su facilidad de uso y su seguridad, es el método más utilizado para la captura de lince ibérico tanto en cautividad como en el medio silvestre. Si bien en cautividad las capturas son rápidas y se siguen mediante video-vigilancia, en el campo se han de montar dispositivos de captura que pueden durar el tiempo que sea necesario para capturar los animales diana (ver protocolo de trampeo del lince ibérico). En cautividad se emplean jaulas de captura que además también son de compresión. Los dispositivos de captura en el campo han de planificarse minuciosamente para que sean efectivos y seguros para los linces, siempre teniendo en cuenta las normas básicas de bienestar animal para las presas que se dispongan como cebo. Por eso, antes de realizar cualquier trampeo en el medio silvestre se debe comprobar:

1. El correcto funcionamiento de las jaulas-trampa y de la jaula de compresión.
2. Que se dispone de una caja de herramientas para reparar cualquier daño de las jaulas o disponer de recambios de cada una de las piezas susceptibles a roturas.
3. Que se dispone de bridas para bloquear las puertas; una sábana oscura y limpia (para evitar actuar como vector de agentes patógenos).
4. Que se dispone de espray con acción bactericida, virucida y fungicida, para desinfectar el material tras cada uso (jaulas-trampa y de compresión).
5. Que se dispone de agua y comida para la presa viva utilizada como cebo (el acceso a la comida y agua debe ser fácil, por ejemplo mediante una trampilla superior, evitando así impregnar lo mínimo posible de nuestro olor la jaula-trampa)
6. Que existen candados y cadenas para inutilizar las jaulas y evitar que puedan ser robadas.
7. La disponibilidad de un coche habilitado para el transporte del ejemplar capturado, siempre dotado con el botiquín de urgencias.

En los dispositivos de trampeo en el campo se han de revisar las trampas como máximo cada 8 horas, aunque el periodo de revisión debe acortarse cuando exista la posibilidad de capturar hembras preñadas o cachorros menores de 4 meses. Cuando las temperaturas alcancen los 35ºC durante el día, las jaulas-trampa permanecerán cerradas desde las 10:00 hasta las 19:00. Las revisiones se han de hacer siempre por un mínimo de dos personas con experiencia en el manejo de la especie. Además, debería ir siempre un veterinario con el botiquín de urgencias a todas las revisiones. Cuando esto no fuera posible, el veterinario que esté de guardia tiene que estar preparado para poder llegar al lugar de revisión en un máximo de 15 minutos. En cada una de las revisiones debe comprobarse que todo el funcionamiento de las jaulas es correcto, sobre todo tras la captura de algún ejemplar. En las jaulas-trampa se recomienda el empleo de sistemas de aviso o “chivato” (por radio-telemetría, SMS,…) que avisen que se han cerrado, para así minimizar el tiempo que pasa el animal en la jaula y disminuir los riesgos asociados. Las jaulas-trampa deben estar protegidas de inclemencias meteorológicas, proporcionándole protección frente al sol y la lluvia. La

colocación de las jaulas no debe ser en zonas fácilmente visibles al público, preferiblemente en zonas que no sean de paso; y en zonas frecuentadas, se realizará vigilancia por parte del equipo de seguimiento de los caminos que accedan a las zonas donde se sitúen las jaulas.



Situación de la jaula trampa, cercana a la base de un árbol que le proporciona mayor protección del sol y la lluvia En la jaula, nótese la protección para el sol y la lluvia: cubierta primero con una parte impermeable y posteriormente con vegetación y una piedra, para evitar que el viento se lleve la cubierta. (Foto: Proyecto LIFE).

Una vez capturado un lince ibérico en una jaula-trampa, la aproximación debe ser lenta y con la sábana abierta, evitando así ponerlo más nervioso. Se tapará la jaula-trampa y se pasará a una jaula de compresión. El manejo de traspaso ha de ser cuidadoso y paciente, evitando los sobresaltos.

En la jaula de compresión se puede desplazar una de las paredes para dejar totalmente inmovilizado al animal y así administrar con facilidad y seguridad la anestesia (o medicación). Salvo que se trate de un caso de urgencia, el animal se trasladará en dicha jaula de contención a unas instalaciones habilitadas para la anestesia de lince ibérico. Se dispondrá de una habitación tranquila y oscura, donde se procederá a la inducción de la anestesia y se cubrirá con una manta para que este proceso sea lo más suave posible. El personal se retirará salvo el anestesista, que controlará la evolución de la inducción. En los casos, que no se disponga de una habitación para la inducción y recuperación de la anestesia, debido a que se trata de fases críticas, deberá mantenerse en silencio y penumbra.



En cada revisión debe revisarse el estado de las jaulas trampa, asegurándonos de su correcto funcionamiento. El acceso ideal a la comida y agua de la presa sería mediante una trampilla evitando así dejar impregnado nuestro olor.



Macho adulto de lince ibérico en la jaula-trampa de captura. Nótese la malla electro-soldada, que le confiere la robustez necesaria a la trampa para albergar linces de modo seguro.



El manejo ha de hacerse con la jaula cubierta por una sábana grande para evitar las debatidas. Las jaulas deben estar cubiertas por malla que posea una luz que evite que un lince pueda meter la mano y tenga acceso al interior.



La transferencia del lince capturado a la jaula de compresión ha de hacerse con ambas jaulas cubiertas por trapo opaco.



El transporte del lince ibérico en la jaula de compresión ha de hacerse con suavidad, y siempre con la jaula cubierta.



Una vez en la clínica, la compresión del ejemplar en la jaula permite administrar los fármacos anestésicos.

B) Red: La captura con red supone una contención física que permite administrar la anestesia, normalmente a mano con jeringa. Nos aseguramos así de administrar de forma segura la anestesia, pero resulta más estresante para el animal y con mayor riesgo de accidentes. Hay

que emplear siempre guantes de cuero grueso para protegernos de posibles arañazos o mordeduras. Procuraremos retirar de la instalación aquellos elementos que pudieran resultar peligrosos, tales como, troncos, repisas, vaciado de bebederos, etc. Se suelen utilizar redes montadas en arcos tipo cazamariposas (p.ej. las utilizadas para recuperar peces de talla grande son adecuadas), siendo más útiles las de aros poligonales que las circulares ya que permiten capturar mejor a los animales que se agazapan en esquinas.

En la captura con red intervienen un mínimo de dos personas con experiencia. La captura debe ser planificada, decidida y rápida. Una vez se ha cogido al lince con la red, hay que girar el recuperador para que la red haga un pliegue y evitar que el animal se pueda escapar. El aro se pisará en el suelo para evitar que el lince escape por debajo. Se aconseja colocar una segunda red sobre la primera para así fijar de modo más seguro al lince recién capturado. En ejemplares de vida libre, este sistema se usa únicamente en urgencias con linces en muy mala condición física que permiten el acercamiento.



Captura de lince ibérico con red en las instalaciones del CCLI El Acebuche. Este método de captura provoca un gran estrés en el ejemplar, por lo que se ha de tratar de priorizar siempre otros métodos. (Fotos: CCLI El Acebuche).

Otro método de captura con red llamado nasa, consiste en colocar una red con forma de túnel cerrado a la salida de una instalación donde esté contenido el lince. Al salir, el lince se queda atrapado en esa red y rápidamente una persona lo inmoviliza con ayuda de otra red tipo cazamariposas. De esta forma se puede inyectar la dosis anestésica por vía intramuscular al ejemplar y liberarle de la red con una suelta rápida (ver contención química). Una vez que el anestésico ha hecho efecto, se captura de forma manual y se traslada a la clínica.

C) Inmovilización manual: en casos de cachorros de hasta de 12 semanas de vida, se puede sujetar al ejemplar de forma manual, utilizando guantes de protección.

2.2.2 Contención química o sedo-analgesia

Se define contención química como la combinación de fármacos para frenar el movimiento de un animal en libertad poco manejable y/o salvaje, en nuestro caso lince ibérico. La contención química puede ser:

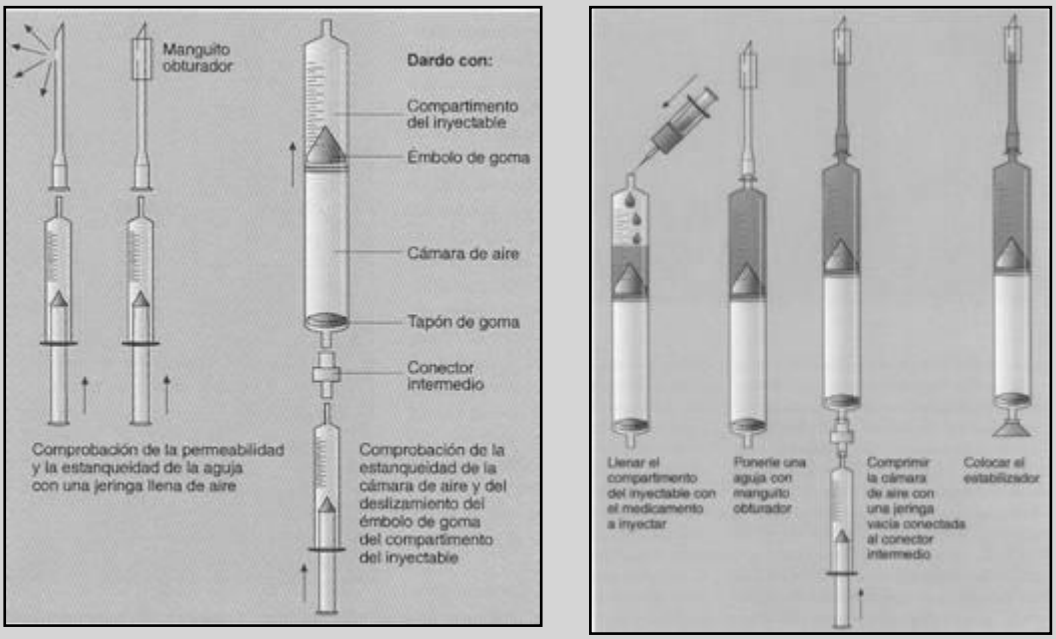
- **Sedo-analgesia.** Procedimiento de premedicar e inducir al mismo tiempo o por separado. Por tanto, se administrará una combinación de fármacos vía intramuscular con una dosis definida, que sea suficiente para manejar con seguridad al animal, que le proporcione sedación para controlar el estrés del procedimiento y analgesia que cubra posibles daños del animal.

- **Anestesia**. Cuando además de la sedo-analegesia se administra un fármaco anestésico, en caso de lince ibérico generalmente *ketamina* (hipnótico).

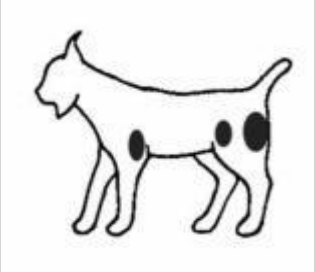
Si bien la sedo-analgesia puede ser un procedimiento habitual para manejar un lince ibérico en procedimientos cortos, de menos de 30 minutos, en anestesia general será esta la primera parte del procedimiento. Es por ello que se deben diferenciar los dos actos en relación al tiempo y a partir de ahí la elección de fármacos. Por tanto, una sedo-analgesia no debe durar más de 30 minutos y no sería necesaria la intubación del animal si las dosis son ajustadas para ello. Sí será necesario, en cambio, realizar la venoclisis del ejemplar para anticiparse a posibles emergencias.

La sedo-analgesia o anestesia se puede administrar de forma manual, por inyección intramuscular, si previamente hay una contención física del ejemplar: jaula-trampa, red, inmovilización manual en cachorros, etc. En los casos en los que no sea posible una contención física previa, la administración de la contención química se debe hacer con métodos de administración remotos o tele anestesia.

La tele-anestesia en muchas ocasiones supone la contención más rápida, menos estresante y con menos riesgos de todas las opciones de captura, aunque no está exenta de riesgos. Es imprescindible tener experiencia en su uso y habilidad en el disparo. Los dardos deben estar siempre preparados para ser utilizados (émbolos que se muevan con facilidad, lubricados con silicona y agujas no obturadas). Cuando se anestesie un lince ibérico con dardo, se emplearán agujas cortas para provocar menos trauma. Las agujas simples provocan menos trauma que las que tienen collar, pero se pueden caer fácilmente o incluso rebotar, por lo que sólo serán de elección para anestesias 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, pero son más traumáticas. Serán de elección para anestesias a larga distancia, normalmente con pistola. Se deben utilizar dardos de 1 ó 2 cc, que tienen capacidad suficiente para las combinaciones anestésicas empleadas.



Carga de dardos de tele-inyección (De: Anestesia de animales. Pfizer laboratorios).



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 por su cercanía a órganos vitales. La zona siguiente corresponde al cuádriceps, por delante del fémur. La última zona es la más recomendada por ser más amplia y con menor riesgo, y corresponde al semimembranoso, por detrás del fémur.

La tele-anestesia se usa con más frecuencia en linces en cautividad que en ejemplares silvestres, ya que en éstos presenta mayores complicaciones (derivadas del entorno y de la distancia de aproximación). En general, aunque en la naturaleza nos acerquemos mucho a un lince ibérico, éste tratará siempre de dar la cara, por lo que resulta extremadamente difícil poder tener al animal de costado para poder disparar. Además suele ser difícil que los animales se encuentren a la vista sin que estén escondidos entre vegetación o rocas. La tele-inyección se usa más frecuentemente en el campo en casos de urgencias, con animales en mal estado a los que es más fácil aproximarse por el lateral y que se mantienen inmóviles. Conviene siempre asegurarse de que no existen taludes, barrancos, carreteras, zonas con agua (ríos, pantanos, balsas de riego…) o cualquier otra situación potencialmente peligrosa. En caso de que le diera el dardo, el animal podría escapar y quedar anestesiado fuera de nuestro control. Si el animal se queda dormido en una zona elevada como un árbol hay que estar preparados por si cayera y, en su caso, amortiguar la caída con una red.

Si no se está seguro de cuánta droga se ha inyectado inicialmente (p.ej. el dardo rebotó o se desprendió rápidamente) se recomienda esperar por lo menos 30 minutos antes

de volver a intentarlo. También se recomienda que en el siguiente intento se emplee la combinación anestésica completa.

Siempre se procurará minimizar el estrés del animal tanto para tener una anestesia más eficaz como para evitar que se produzcan accidentes. No se disparará nunca 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, para no añadir más estrés al animal, pero al mismo tiempo observar a cierta distancia cómo responde (y así monitorizar la inducción anestésica).

Los métodos adecuados de tele-anestesia en el lince ibérico son 3 (el rifle no es adecuado para esta especie debido a que el riesgo que entraña no compensa las ventajas que aportaría):

C.1 Cerbatana: No es recomendable realizar disparos a más de 5 metros. Aunque puede emplearse a distancias mayores aumenta el riesgo de que el dardo impacte en zonas de riesgo para el animal. Sólo se disparará sobre animales quietos y en las zonas señaladas en el esquema (la zona de elección es en el muslo, por detrás del fémur). Se deben examinar las zonas de impacto de los dardos por si se han producido heridas o hemorragias (tratar en caso necesario).



Lince ibérico anestesiado con cerbatana, en el momento de la inducción. (Foto: Guillermo López).

C.2 Pistola: No es recomendable dispara a más de 10 m. La pistola se empleará para tele-anestesia a distancias mayores de las que se usan con la cerbatana. Se ha de tener mucha pericia en el uso de este tipo de arma antes de disparar a un lince ibérico, ya que no está exenta de riesgo (se pueden provocar lesiones graves e incluso la muerte).

C.3 Tele-inyección por control remoto: Es un sistema diseñado por el personal del KORA para la captura en campo de lince boreal (Ryser y col. 2005). Se ha empleado con éxito en lince ibérico, en cercados de alimentación suplementaria (ya que se precisa un punto fijo donde se sabe que el ejemplar va a asistir). Consiste en una pistola de tele-inyección asociada

a un sistema de control remoto que permite visualizar el objetivo en una pantalla y disparar desde unos 200 m. Se han de emplear dardos con emisor para poder encontrar al animal anestesiado, ya que normalmente éste se desplaza unos metros del lugar del disparo. Este método se ha empleado para capturar ejemplares silvestres que no era posible capturar en jaulas-trampa.



Sistema de tele-anestesia por control remoto diseñado por el KORA, instalado en un cercado de alimentación suplementaria de lince ibérico. El sistema posee cámara, luz de infrarrojos y una pistola de tele-anestesia. (Foto: Guillermo López)

2.2.3 Anestesia

Se puede decir que un protocolo anestésico es una combinación de varias drogas de forma equilibrada cuyo uso tiene el objetivo de producir en el animal una sedo-analgesia que permita realizar la venoclisis e intubar de forma segura. Hay que mencionar que no existe un protocolo mejor que otro, sino un anestesista que se sienta seguro con una combinación u otra, por tanto, hay que implementar el conocimiento de técnicas anestésicas tanto de forma teórica como práctica.

Dicho lo anterior, las combinaciones más usadas que han demostrado seguridad y eficacia y que por ello se incluyen como protocolarias en la especie, son las basadas en la mezcla de alfa-2 adrenérgicos y *ketamina*, a dosis bajas o analgésicas. A esto se le puede añadir otros fármacos dependiendo del estado del animal que vayamos a anestesiar o del procedimiento a realizar, como *midazolam*, *diacepam*, *metadona*, *morfina*, *fentanilo* o *buprenorfina.*



Una anestesia de lince ibérico ha de ser una actuación coordinada dentro del equipo y siempre en base a los protocolos sanitarios establecidos. (Foto: El Acebuche).

A continuación se describen los protocolos anestésicos de elección en la especie. Para administrar cualquier otro protocolo habría que someter la decisión al grupo de manejo sanitario de la especie, como se indicaba en el capítulo 1. En todos los protocolos se ha de mantener la anestesia con isofluorano a una CAM por debajo del 2 %. Este es el fármaco a controlar, ya que produce hipotensión marcada, y por tanto se recomienda monitorizar siempre *EtCO*$_2$, *PAS*, *PAD* y *SO*$_2$.



Para las evaluaciones sanitarias realizadas en el campo se debe contar siempre con instalaciones adecuadas para realizar anestesias en la especie, como pueden ser salas habilitadas o incluso una caseta de obra equipada. (Foto: Proyecto LIFE)

Protocolos Anestésicos en el lince ibérico:

A. *Tele-anestesia de linces sanos:*

*Combinación de **Dexmedetomidina(DEX) 25 µg/kg** más **Ketamina(KET) 5 mg/kg**. La sustitución de DEX por Medetomidina(MED) necesita el doble de dosis en mg. Será suficiente esta combinación para ser llevado a la mesa de exploración y ser intubado para oxigenoterapia e **Isoflourano(ISO)** de mantenimiento.*

B. *Tele-anestesia de linces sanos muy excitables o con posible disforia:*

*Combinación de **DEX 20µg** más **KET 5mg/kg** y **Midazolam(MID) 0,2 mg/kg**. La utilización de una benzodiacepina anticipará posibles crisis disfóricas por transporte o por otras causas que hagan que el animal se despierte muy excitado. Esta combinación puede disminuir la CAM de ISO durante la anestesia, por tanto se tendrá en cuenta en la monitorización.*

C. *Tele-anestesia para linces con dolor:*

*Combinación de **DEX 15 µg/kg** más **KET 2,5-5 mg/kg** más **MID 0,2 mg/kg** y por último la adición de **Metadona (MET) 0,3 mg/kg**. Esta combinación requiere una monitorización especial, ya que a partir de los 45 minutos, con la intubación y la suplementación de ISO, el animal puede sufrir una hipotensión, que tendrá que ser tratada y controlada, a ser posible con fluidos. El protocolo es quirúrgico, es decir, premedica, induce y sirve de mantenimiento para un procedimiento quirúrgico en sus primeros 35 minutos hasta el intubado y la suplementación de **ISO**, y el rescate de picos de dolor puede ser tratado con **Fentanilo (FEN) 0,01 µg/kg.***

D. *Anestesias con sistemas de contención física de linces sanos:*

*Se administrará **DEX 15 µg/kg** más **MID a 0,2-0,4 mg/kg**, y a los 5 minutos **KET 2,5 mg/kg**.*

E. *Anestesias con sistemas de contención física de linces con dolor:*

*En este protocolo se combinarán los mismos fármacos y las mismas dosis que en la tele-anestesia de linces con dolor, pero se rebajará la dosis de **KET a 1mg/kg** y se administrará esta dosis 5 minutos después de la combinación de **DEX+MET+MID**.*

F. *Anestesias de linces epilépticos:*

*Este protocolo pretende eliminar la **KET**, ya que disminuye el nivel convulsivo o epileptoide. Además, son animales que están tomando normalmente dosis de fenobarbital sódico que facilita su anestesia. Sería suficiente para sedar profundamente al animal **DEX 15-20 µg/kg** más **MID 0,4 mg/kg**.*

G. *Anestesia de linces para electro-eyaculación:*

*La anestesia de ejemplares electro-eyaculados se suplementará con una dosis de **Butorfanol 0,05-0,1mg/kg** para reducir el dolor, ya que éste no produce relajación muscular de esfínteres durante la electro-eyaculación. Hay que tener en cuenta que no se puede suplementar con isofluorano hasta que no hayan terminado todas las series de electroeyaculación.*

*Otros fármacos como **Propofol, Alfaxalona, Etomidato, Atracurio**, etc. quedan en manos de la situación clínica y la experiencia del anestesista que asista al lince ibérico, pero después de más de 300 anestesias donde se han realizado cirugías de traumatología, oftalmología, etc. los fármacos más habitualmente utilizados son los anteriores y han resultado ser seguros y efectivos.*

H. *Protocolo de anestesia en cesáreas:*

*Combinación de **DEX 15 µg/kg** más **KET 2,5 mg/kg** y **MET 0,1 mg/kg,** mediante dardo anestésico como premedicación. Se realizará el traslado a la clínica y allí se le colocará la vía endovenosa y la fluidoterapia (15 ml/kg/hora). Se procederá a la intubación para la oxigenación, se preparará el campo quirúrgico y se administrará Metoclopramida (0,2 mg/kg) y cimetidina (5 mg/kg). La inducción se llevará a cabo en el minuto 11-13 mediante la administración endovenosa de **Propofol (PRO) 1 mg/kg,** momento en el que se procederá a extraer los cachorros. Una vez se hayan sacado los cachorros la anestesia se mantendrá con **ISO**. Los antibióticos que se emplean para la cesárea serán cefalosporina (cefazolina, Kurghan®/ Cefovecina, Convenia®) y marbofloxacina (Marbocyl®).*

I. *Protocolos anestésicos para cachorros (1-6 meses de edad):*

*-Sedación leve: Combinación de **DEX 10-15 µg/kg** y/o **MID 0,2 mg/kg.** Se aplicarán a procedimientos no dolorosos y cortos (extracción de sangre, realización de radiografías).*

*-Sedación leve pero más prolongada: Combinación de **DEX 10-15 µg/kg** más **MID 0,2 mg/kg** y/o **KET 1-2,5 mg/kg.** Para mantenimiento se empleará **ISO 1-1,5 CAM.** Para procedimientos de más larga duración, cuando es necesario la extracción de muestras y realización de varias pruebas complementarias, se añadiría una microdosis de ketamina.*

*-Sedación profunda: Combinación de **DEX 10-15 µg/kg** más **MID 0,2 mg/kg** y/o **BUT 0,01 mg/kg.** Para mantenimiento se empleará **ISO 1-1,5 CAM.** Se aplicará para procedimientos dolorosos con necesidad de más contención del ejemplar (cura de heridas por peleas, estabilización de fracturas,etc.).*

*-Intervenciones quirúrgicas: Combinación de **DEX 10-15 µg/kg** más **MID 0,2 mg/kg** más **MET 0,2 mg/kg** o **Morfina 0,1 mg/kg.** Para mantenimiento se empleará **ISO 1-1,5 CAM.** Dicha combinación será empleada en intervenciones quirúrgicas siendo de especial importancia añadir analgesia que dependerá del tipo de intervención.*

*-Cachorros con cuadros convulsivos: Sedación **DEX 10-20 µg/kg** y/o **MID 0,2 mg/kg.** Para el control de las convulsiones se empleará **MID 0,2 mg/kg cada 8-12 horas**. Si no se controlasen las convulsiones en 24 horas se administrará **fenobarbital 2,5 mg/kg cada 12 horas**. Este protocolo va dirigido a cachorros con ataques convulsivos en los que se requiere obtener muestras para discernir la causa del cuadro y controlar las convulsiones.*

J. *Protocolo anestésicos para ejemplares con ERC (Enfermedad Renal Crónica, ver pág. 92):*

*-Procedimiento en animales aparentemente sanos: Premedicación **DEX 15-20 µg/kg,** inducción **KET 2-5 mg/kg,** mantenimiento **ISO 1%.***

*-Procedimiento en animales ERC y normoproteicos: Premedicación **DEX 15 µg/kg** más **MID 0,2-0,4 mg/kg,** inducción **KET 2,5 mg/kg,** mantenimiento **ISO** por debajo del **1%.***

*-Procedimiento en animales caquécticos: Premedicación **DEX 15 µg/kg,** inducción **KET 2 mg/kg,** mantenimiento **ISO** por debajo del **0,5%.** Además se suplementará con cimetidina/ranitidina.*

*-Procedimientos ligeramente dolorosos: Premedicación **DEX 15-20 µg/kg** más **MID 0,2-0,4 mg/kg,** inducción **KET 2,5 mg/kg,** mantenimiento **ISO 1%.** Para el control del dolor se suplementará con **MET 0,2 mg/kg.***

*-Procedimientos quirúrgicos con infusión a ritmo constante: Premedicación **DEX 15 µg/kg** más **MID 0,2-0,4 mg/kg,** inducción **KET 2,5 mg/kg,** mantenimiento **ISO 1%.** Para el control del dolor se suplementará con **MOR 0,2 mg/kg.***

*-Episodios convulsivos con tratamiento con fenobarbital: Premedicación **DEX 15-20 µg/kg** más **MID 0,2-0,4 mg/kg,** mantenimiento **ISO 1%.** Para el control del dolor se suplementará con **MET 0,2-0,4 mg/kg.***

En los procedimientos anestésicos de animales afectados por ERC se minimizará el tiempo de anestesia, por lo que se recomienda la mayor brevedad en la toma de muestras y en el diagnóstico por imagen. La prioridad será no sobrepasar los 40 minutos una vez que se ha colocado el animal sobre la mesa de exploración. Se administrará primero el sedante y posteriormente a los 5 minutos el anestésico disociativo, con el fin de permitir una mejor adaptación cardiovascular a los agentes empleados, además de que al administrarse a posteriori el agente disociativo se podrá valorar la reducción de la dosis sobre todo en animales más comprometidos. Los analgésicos opiáceos quedarán relegados en animales sanos o ERC fase I y sólo para los casos que se requiera tratar el dolor o eliminar la KET como coadyuvante del protocolo anestésico. En cuanto a las benzodiacepinas la dosis máxima es de 0,4 mg/kg debido a que se encuentran muy ligadas a las proteínas, pudiendo producirse resedaciones. En los casos en los que no se posea midazolam podrá administrarse diazepam a una dosis de 0,2-0,5 mg/kg vía endovenosa en una jeringa sola, sin mezclar con nada.

*K. Sedación para traslados: Se empleará **MID 0,2-0,4 mg/kg** 15 ó 20 minutos antes del viaje. Se llevará una dosis precargada de **DEX 20 µg/kg** para suplementar en caso de urgencia y **MET 0,2 mg/kg** por si se produce una mutilación o un daño en la jaula.*

Tabla-resumen con las cantidades totales de fármacos inyectadas para diferentes pesos:

	Dexmedetomidina 0,42 mg/ml		**Midazolan** 5 mg/ml		**Ketamina** 100 mg/ml	
Peso (Kg)	**15 µg/kg**	**25 µg/kg**	**0,2 mg/kg**	**0,4 mg/kg**	**2,5 mg/kg**	**5 mg/kg**
3	45 µg	75 µg	0,6 mg	1,2 mg	7,5 mg	15
4	60 µg	100 µg	0,8 mg	1,6 mg	10 mg	20
5	75 µg	125 µg	1 mg	2 mg	12,5 mg	25
6	90 µg	150 µg	1,2 mg	2,4 mg	15 mg	30 mg
7	105 µg	175 µg	1,4 mg	2,8 mg	17,5 mg	35 mg
8	120 µg	200 µg	1,6 mg	3,2 mg	20 mg	40 mg
9	135 µg	225 µg	1,8 mg	3,6 mg	22,5 mg	45 mg
10	150 µg	250 µg	2 mg	4 mg	25 mg	50 mg
11	165 µg	275 µg	2,2 mg	4,4 mg	27,5 mg	55 mg
12	180 µg	300 µg	2,4 mg	4,8 mg	30 mg	60 mg
13	195 µg	325 µg	2,6 mg	5,2 mg	32,5 mg	65 mg
14	210 µg	350 µg	2,8 mg	5,6 mg	35 mg	70 mg
15	225 µg	375 µg	3 mg	6 mg	37,5 mg	75 mg

2.2.4 Manejo de los linces anestesiados

Una vez administrada la anestesia se procurará minimizar estímulos externos (ruidos, voces, proximidad de gente, etc.). El anestesista observará 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 dando una palmada o tocando cabeza y extremidades con un palo o bastón. Toda la información se registrará en la ficha de anestesia (Anexo I).

Una vez comprobado que se puede manipular al animal sin riesgo, se procederá a trasladarlo a la clínica preparada para llevar a cabo el examen físico y la toma de muestras. Durante el traslado, que se puede realizar en camilla, transportín o algún método similar, el anestesista mantendrá vigilado debidamente al animal. Antes de situar al animal en la mesa hay que pesarlo.

Ya en la mesa donde se realizará el trabajo, se colocará al lince en decúbito lateral, con la cabeza y el cuello ligeramente estirados para que pueda respirar con facilidad. 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. Si se han ensuciado los ojos, narinas o boca se limpiarán lavando con suero fisiológico.



Lavado de ojos con suero fisiológico. (Foto: El Acebuche).

A todo animal que se anestesia, con independencia del tiempo de anestesia y del objetivo de la misma, se realizará una venoclisis antes de realizar ningún otro manejo. Se puede hacer en la vena cefálica (primera opción), safena externa o yugular. Se suelen emplear catéteres de 0,9 mm (color azul). Siempre hay que extremar las precauciones para evitar infecciones. El catéter se conectará a un gotero dotado de un punto de silicona para inyección, por si hay que aplicar alguna droga de emergencia. El suero de elección como mantenimiento es el Lactato de Ringer (LR), también adecuado para situaciones de deshidratación no complicadas. Los sueros fisiológicos o glucosados 5% se reservarán para indicaciones concretas, no como sueros de soporte en anestesias convencionales. La velocidad de administración recomendada es 10-15 ml/Kg/hora. Por tanto un lince de 10 Kg. sin complicaciones que esté anestesiado durante una hora necesitará un máximo de 150 ml de LR. Es importante el evitar inducir hipotermias por el uso de sueros fríos o complicaciones

vasodinámicas por altas velocidades de infusión. Se recomienda el uso de bombas de infusión para evitar sobrecargas de volumen o de velocidad de administración, y asegurar la administración del fluido con independencia de la posición del animal.



Compresión para cateterización y anclaje de vía en de la vena cefálica de un lince ibérico. (Fotos: El Acebuche).

Como segundo paso se colocará un tubo endo-traqueal con balón por si se produce hipoxia, parada respiratoria o si hay que continuar la anestesia con gases (excepto en sedo-analgesias de menos de 30 minutos). Conviene colocar el animal en decúbito esternal para la intubación y que un ayudante mantenga la cabeza y el cuello estirado. Se puede utilizar un laringoscopio para facilitar la maniobra. Conviene pulverizar anestésico local sobre la glotis (Xilonibsa®, spray) para evitar espasmo de glotis, y a los pocos minutos ya se puede introducir el tubo endo-traqueal. Para animales adultos se suelen emplear sondas del 5,5 al 7. Para animales más pequeños se suelen emplear sondas del 2,5 al 5,5.

2.2.5 Monitorización anestésica

Todo el proceso de anestesia estará sometido a monitorización desde la primera inyección de fármacos hasta que el animal esté completamente recuperado. Todos los eventos se registrarán en la ficha de anestesia (Anexo I). La monitorización anestésica es el proceso de vigilar, observar y verificar los signos vitales del ejemplar anestesiado durante la anestesia y recuperación de ésta, valiéndose de la experiencia del anestesista y de técnicas físicas o instrumentales. Todo ello permite reconocer rápidamente accidentes y complicaciones, considerar su gravedad y las opciones terapéuticas, así como la aplicación de éstas y valorar la respuesta al tratamiento. En las anestesias de lince ibérico, siempre habrá una persona encargada exclusivamente de monitorizar al animal durante todo el procedimiento, con independencia de que se utilice un monitor de anestesia. Los parámetros de monitorización se irán registrando cada 5 minutos en la correspondiente ficha de monitorización anestésica. El anestesista debe conocer el tipo de inmovilización que produce cada anestesia, para poder reconocer posibles problemas.

Según las normas de monitorización intraoperatoria básica de la Sociedad Americana de Anestesistas, la anestesia deberá ser realizada por personal cualificado y deberá evaluarse continuamente la oxigenación, ventilación, circulación y temperatura. Para monitorizar la anestesia de linces ibéricos se empleará como mínimo pulsioximetría, capnografía, termómetro y estetoscopio, además de la observación de la respiración, color de mucosas,

tiempo de relleno capilar, reflejo corneal, reflejo palpebral, reflejo al dolor y toma del pulso en la arteria femoral. También se recomienda monitorizar siempre PAS y PAD. Mediante un pulsioxímetro se puede medir la saturación parcial de oxígeno (%SpO_2) y la frecuencia cardiaca a partir del pulso. Aunque hasta el más completo monitor de anestesia resulte de gran ayuda, no existe mejor criterio que el de un anestesista experimentado, que esté pendiente de si las diferentes sondas están bien colocadas, que observe el tipo y profundidad de las respiraciones, la coloración de las mucosas, la evolución de la anestesia, que conoce cómo funciona el monitor y por qué falla, etc.

Si se ha empleado un dardo se debe examinar siempre la zona de inyección por si se ha producido una herida o si sangra. En caso necesario se deberá limpiar y desinfectar convenientemente la zona y administrar un antibiótico de larga acción (Convenia® efecto de 14 días, Synulox LA®, efecto de 2-3 días o Amphipem LA® efecto de 2-3 días).

Monitorización respiratoria. Lo más importante es conocer si el ejemplar respira y con qué frecuencia. Por un lado tenemos métodos visuales como las oscilaciones del balón de reserva del circuito anestésico o los movimientos de la caja torácica. Como métodos instrumentales se utilizan un capnómetro (conectado al tubo endotraqueal), que mide de forma continua la concentración de CO_2 en aire espirado ($EtCO_2$) y la frecuencia respiratoria (FR) y el pulsioxímetro, que informa la saturación parcial arterial de la hemoglobina por oxígeno (SPO_2) y la frecuencia cardíaca (FC). Éste suele utilizar una pinza rígida que se coloca en la oreja o en la lengua que, aunque las espículas de la lengua pueden dificultar la lectura en el caso de los felinos, es la localización ideal en el lince ibérico.

Parámetros	Valor medio	Unidades
Frecuencia respiratoria	25,4 + 8,3	Rpm
Frecuencia cardiaca	105 + 16,6	Lpm
Temperatura	37,1 + 1,2	ºC
Presión arterial media	86,8 + 22,18	mmHg
Capnometría	33,8 + 4	mmHg
Saturación de oxígeno	95,1 + 1,1	%

Fuente: "Descripción anestesiológica del protocolo dexmedetomidina en combinación con ketamina en lince ibérico". (Línea de investigación: Luis Muñoz).

Monitorización cardiovascular. La frecuencia cardíaca será medida en un principio por fonendoscopio y posteriormente mediante el pulsioxímetro. El tiempo de relleno capilar (TRC), es el tiempo que tarda en rellenar la sangre los capilares tras ser comprimidos y va a mostrar el tono vasomotor de las arterias. Para ello se realiza compresión a nivel de la encía en la mucosa oral, debiendo ser menor de 2 segundos. En el caso de los centros de cría se hace uso de electrocardiografía mediante fijación de electrodos al cuerpo del ejemplar. Además se llevará a cabo un control de las presiones arteriales mediante un esfigmomanómetro sobre una arteria de las extremidades, por ejemplo en la extremidad anterior contraria a la que se tiene colocada la vía endovenosa para el suministro de la fluidoterapia.

Monitorización de la temperatura. Este parámetro será registrado cada 10 minutos mediante termómetro digital o bien sonda rectal de lectura continua (ideal).

Profundidad anestésica. Se realiza mediante la observación y comprobación de los reflejos palpebral y corneal mediante el uso de un hisopo estéril, pupilar con ayuda de una pequeña linterna, podal e interdigital (presión con una pinza en el espacio interdigital).

2.2.6 Recuperación anestésica

La recuperación anestésica se debe producir en un ambiente sin estímulos estresantes y con una temperatura adecuada. Para evitar que el animal se pueda lastimar al recuperarse, se recomienda dejarlo en un transportín o jaula de compresión, cubierta por una tela oscura y opaca, hasta que su recuperación sea total. El animal se colocará estirado en decúbito lateral o 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, ni se hallen bloqueadas contra la pared.

Siempre se quedará el anestesista controlando la recuperación y anotando el tiempo de aparición de los primeros signos de recuperación y el tiempo en que el animal se incorpora. En caso que se precise acelerar la recuperación mediante antídoto, se administrará como mínimo 45 minutos después de la administración del alfa-2. El personal ha de permanecer a cierta distancia, en silencio. El animal debe recuperarse a su propio ritmo, a medida que vaya metabolizando los agentes anestésicos o los antagonistas hagan efecto. Siempre se vigilará la recuperación anestésica ante posibles complicaciones. Sólo una vez que el animal se haya recuperado de la anestesia por completo se puede dejar salir del transportín o jaula.



Tras una anestesia, la liberación de los linces se realizará cuando se hayan recuperado totalmente. (Foto: Guillermo López).

2.2.7 Urgencias anestésicas

En el equipo clínico siempre estará disponible y preparado el material y drogas necesarias ante las posibles emergencias anestésicas. Después de cada anestesia se debe revisar y reponer el material gastado. En toda anestesia de un lince debe haber al menos un veterinario con experiencia en el manejo de situaciones de emergencia y con el material necesario además del que monitoriza la anestesia. Las urgencias de mayor importancia son:

A) Depresión respiratoria: Probablemente sea la emergencia más común en anestesias en las que los linces no están conectados a un ventilador.

Diagnóstico:

- Pocas respiraciones (menos de 4 por minuto) o ninguna.
- Mucosas cianóticas (azules o grises).
- Saturación de oxígeno <80% (aunque una saturación inferior al 90% ya debe considerarse preocupante).
- Aumento de la saturación de CO_2.

Posibles causas:

- Secundaria a la anestesia (efecto depresor exagerado).
- 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.
- Disminución de la complianza.

Tratamiento:

- No administrar más drogas anestésicas. Si se está empleando anestesia inhalatoria, cerrar el circuito anestésico, vacíe el circuito de gases (“lavar el circuito”) y mantener el aporte de oxígeno.
- Comprobar que el tubo endo-traqueal esté colocado correctamente.
- Comprobar que la cabeza y el cuello estén en posición adecuada (extendida y que no haya ningún objeto haciendo compresión). Comprobar que no haya vómito u objetos extraños bloqueando la tráquea. Si hay material extraño en la cavidad orofaríngea retirarlo realizando la maniobra de gancho (poniendo una gasa en un dedo y en forma de gancho retirar los restos de comida o suciedad).
- Si fuera necesario, ventilar artificialmente.

> *NOTA: La hiperventilación disminuye la concentración de CO_2, inhibiendo el centro respiratorio, por lo que la recuperación será más lenta si se ventila demasiado deprisa. En general, se recomienda practicar una respiración cada minuto y medio para estimular el centro respiratorio.*

- Si fuera preciso, administrar 1-2 mg/Kg de doxapram (Docatone®) IV o IM.

> *NOTA: La administración de doxapram puede hacer que el animal se despierte, especialmente si se ha anestesiado con tiletamina-zolazepam o propofol.*

- Administrar 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. Según la urgencia con la que se quiera revertir la anestesia, se deben usar las vías IV, IM o la mitad de la dosis por cada vía*



El tamaño de balón en el lince ibérico varía entre 1 y 2l, dependiendo del tamaño del ejemplar.

B) Parada cardio-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.

Causas:

- Inducida por la droga anestésica.
- Desequilibrio ácido-básico.

Tratamiento:

- No administrar ninguna droga anestésica adicional y cortar la anestesia inhalatoria.

- Seguir el protocolo **ABCD**.

> ***A (Air):*** *Asegurar una vía aérea permeable*
>
> ***B (Breathing) y C (Circulating):*** *Iniciar masaje cardio-respiratorio:*
> *Ciclos de cinco compresiones torácicas seguidas de ventilación con balón o ambú. Aplique presión firme a razón de 60-100 ciclos/minuto en la zona cardiaca. Cada dos ciclos completos de masaje conviene transferir sangre del abdomen al corazón, levantando los miembros traseros. Un asistente debería palpar la arteria femoral para asegurarse que se está realizando bien los masajes y se nota presión en la arteria.*
>
> ***D (Drugs):***
> - *Administrar 0.02 mg/Kg de una solución de adrenalina (norepinefrina) 1:1000 (1 mg/ml) endovenosa o intracardiaca y continuar con el masaje externo. Para un lince de unos 10 Kg. sería aproximadamente 0.1 ml de Adrenalina 1mg/ml.*
> - *Administrar 20 ml/kg de un suero Ringer lactato por vía endovenosa en bolos.*
> - *Si no hay respuesta rápida repetir la administración de adrenalina a intervalos de 5 minutos.*

C) Hipertermia: Se considera hipertermia cuando la temperatura corporal es >41ºC.

Causas:

- Producción de calor interno por un exceso de actividad física (captura prolongada o estresante).
- Absorción de calor externo (si se hace la inmovilización al sol).
- Compromiso del centro termorregulador por las drogas.
- Plano superficial de anestesia con aumento de la contracción muscular (como sucede en la electro-eyaculación).

Tratamiento:

- Asegurarse de tener el animal a la sombra.
- Colocar acumuladores de frío o similares (bolsas de agua fría, hielo en bolsas, etc.) sobre la ingle, axila y abdomen del animal.
- Mojar el cuerpo con agua fría y/o colocar alcohol en las extremidades.
- Administrar un enema de agua fría.
- Administrar 20 ml/kg de solución de Ringer lactato preferiblemente fresca por vía endovenosa.
- Medir la temperatura cada 5 minutos para determinar si está disminuyendo. Continuar mojando al animal si la temperatura sigue alta.
- Administrar 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/contracción muscular y un plano superficial de anestesia, se puede administrar diacepam a una dosis de 0.25-0.5 mg/kg por vía IV lenta o midazolan 0.1-0.25 mg/kg por vía IM.
- Si surgen petequias (señal de CID) puede administrarse heparina a razón de 100 UI/Kg IV.

D) Hipotermia: Se considera hipotermia cuando la temperatura corporal haya disminuido por debajo de 35ºC.

Causas:

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

Tratamiento:

- Realizar las anestesias en una habitación cálida o sobre una superficie cálida.
- Durante la anestesia colocar una manta sobre el cuerpo del animal. Se pueden emplear mantas térmicas (vigilar las hipertermias por las esterillas calefactoras).
- Evitar realizar las anestesias en zonas con temperatura ambiental muy baja.

E) 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 el bloqueo de las vías respiratorias, sino también por el posible 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. Las neumonías por aspiración tienen mal pronóstico. El diagnóstico de la aspiración del vómito no es fácil.

Causas:

- Vómito inducido por el uso de anestésicos.
- 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 administrar ningún agente anestésico adicional.
- Mantener las vías respiratorias libres (intubar si no lo estuviera).
- Si el animal ha dejado de respirar comenzar ventilación artificial.
- Administrar antibióticos de larga duración (p. ej. cefovecina).

F) Shock: El shock se define como una perfusión sanguínea insuficiente a los tejidos, lo que produce una 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 administrar ningún agente anestésico adicional.
- Administrar 4 mg/kg de dexametasona IV (si no se puede acceder a una vena inyectarla IM).
- Administrar 30 ml/kg de una solución de Ringer lactato por vía IV.
- Si hay parada respiratoria, aplicar respiración artificial.

G) Convulsiones: Durante la inmovilización de un lince que presente excesiva rigidez muscular, temblores y/o convulsiones, se puede administrar diacepam 0.25-0.5 mg/Kg por vía IV lenta o midazolam 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. En casos en que no responda puede usarse fenobarbital. En casos que no se pueda cateterizar una vena se puede administrar diacepam por vía rectal (la propia solución usada para IV o con pipetas rectales específicas).

2.3 Examen físico

Como se indicaba en el apartado 2.1, antes de llevar a cabo el chequeo de un lince que ha sido chequeado previamente, es conveniente hacer un repaso del historial y de todos los datos tomados en ese ejemplar, con el fin de poder supervisar la evolución de las posibles lesiones que fueran detectadas previamente (heridas, fracturas antiguas, etc.) o alteraciones en órganos internos (hepatomegalias, alteraciones renales, etc.). La unificación en la metodología y toma de datos de todo el personal que trabaja con el lince ibérico es de vital importancia para una mejor valoración e interpretación de los resultados obtenidos en los chequeos.

> *NOTA: Se recomienda que **SÓLO UN VETERINARIO** realice el **examen físico** y el muestreo del animal y **OTRO DIFERENTE** se encargue de su **monitorización**.*

El examen físico tiene que ser sistemático, ordenado y completo. Se anotarán sólo aquellas anomalías detectadas. Se realizará por observación directa, palpación (abdomen, ganglios, articulaciones), auscultación con estetoscopio (corazón y pulmones) y mediante el uso de oftalmoscopio y otoscopio.

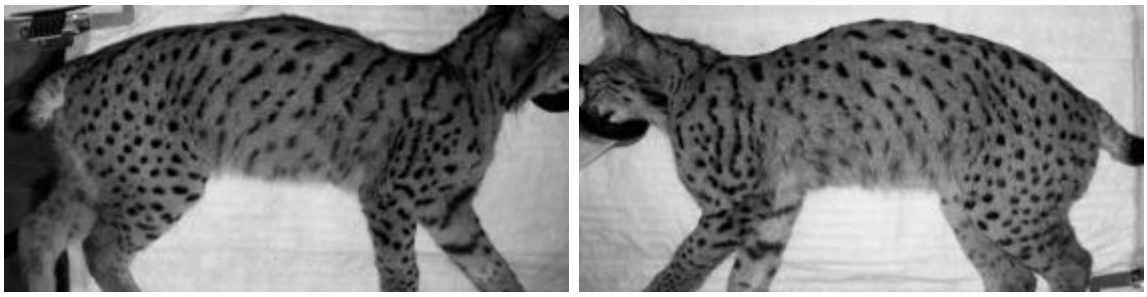


El reparto de tareas en el equipo veterinario hace que la anestesia sea más ordenada y sistemática.

Toda la información del examen físico se registrará en la ficha correspondiente (Anexo II). Asimismo, se debería adjuntar un anexo con las fotos de todas las alteraciones que se observen en un chequeo, con el fin de poder valorar su evolución en el futuro (zonas alopécicas, posibles cicatrices, superficies biopsiadas, etc.).

Al inicio del chequeo tenemos la obligación y la necesidad de realizar el pesaje del animal mediante una báscula convencional o por medio de un dinamómetro (hasta 20 kg.). Esta medida es indispensable para el cálculo de la fluidoterapia de mantenimiento, así como la dosificación de fármacos o drogas anestésicas en caso de ser necesario. Por otro lado nos permitirá ver la evolución del ejemplar, la detección de posibles problemas, la comparación de su peso con animales de edad similar y la realización de curvas de crecimiento.

Previamente a la realización del examen físico, todo ejemplar deberá **ser fotografiado** (flanco derecho completo, flanco izquierdo completo, zona dorsal, zona dorsal de la cabeza y zona caudal). Las fotografías nos permitirán ver la evolución de su condición corporal, el estado del pelaje y, en animales de vida libre, identificar a los ejemplares por comparación con imágenes obtenidas por foto-trampeo (ver sección 2.1.2). Al tomar fotografías se recomienda poner en la imagen una cartulina con la identificación del animal y la fecha. Se debe mesar o peinar el pelaje para que no se encuentre desordenado en la foto.



Las fotografías de los costados facilitan la identificación de los ejemplares en el foto-trampeo. (Fotos: Proyecto LIFE).

También deberá comprobarse si el animal lleva **microchip subcutáneo** y su correcto funcionamiento, pasando el lector repetidas veces por todo el cuello. Se empleará un lector universal que pueda leer microchips Trovan y posteriores (norma ISO). En caso de no estar identificado por este método, hay que poner un microchip (desinfectando previamente la zona de inoculación) justo por delante de la **escápula izquierda** y anotar o pegar el código del mismo en la ficha de examen físico.

Todo examen físico debe incluir la exploración de los siguientes aspectos:

2.3.1 Lesiones causadas por captura:

Siempre hay que extremar las precauciones en las jaulas de captura con objeto de evitar lesiones asociadas al trampeo. Hay que tener en cuenta que un lince capturado en una jaula-trampa luchará tratando de hallar una salida. Por ello, no deben quedar en el interior de la jaula hierros, alambres, superficies cortantes ni objetos mal anclados. Asimismo, se ha de minimizar el tiempo de espera del ejemplar en la jaula-trampa. Por lo que cuando se trampean linces silvestres en el campo nunca se han de dejar intervalos entre revisiones mayores a 8 horas.

A.1 Heridas: Normalmente están asociadas a las trampas, a la persecución del animal o al dardo. En toda anestesia de un lince ibérico debe estar preparado un equipo ante posibles heridas (desinfectante, rasuradora, sutura, tijeras, pinzas, bisturí, antibiótico de larga acción, gasas).

Tratamiento de heridas:

- Limpieza de la herida con agua y jabón, y después aplicar clorhexidina al 2% o povidona yodada al 10%.
- Si hay tejido necrótico retirarlo y después limpiar la herida.
- Solamente se suturarán heridas que sean recientes o que tengan tendencia a abrirse más (usar preferentemente sutura intradérmica).
- Aplicar sobre la herida pomada o espray cicatrizantes.
- Administrar antibióticos de larga acción.

A.2 Rotura de piezas dentales: 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.



Rotura de los dos caninos superiores asociada a la captura en jaula-trampa. Se han de evitar este tipo de lesiones. (Foto: Proyecto LIFE).

2.3.2 Piel y oídos

En el examen de la piel se debe observar el aspecto del pelaje (ralo, brillante, mate, denso, etc.) y la presencia de ectoparásitos, alopecias, seborrea, heridas, masas y/o eritemas. Todas las lesiones deben describirse en función de su localización, tamaño, forma, profundidad, color, consistencia y de la presencia de exudados (hemorrágico, seroso, purulento):

- Si se detectan ectoparásitos, deberán ser recogidos para su identificación y la realización de estudios (agentes infecciosos, genotipado).

- Se deben valorar las posibles heridas superficiales asociadas a la captura: es importante examinar las uñas, las almohadillas y los espacios interdigitales así como la zona de inoculación del dardo anestésico (en caso de haberse utilizado este método).



Erosiones en la epidermis de la nariz asociadas a captura en jaula-trampa.



Heridas en la cara producidas en jaula-trampa. Cuanto mayor es el tiempo que el ejemplar pasa en la trampa, mayores probabilidades hay de que se produzcan estas lesiones.

- Debe valorarse también la hidratación del ejemplar mediante la prueba del pliegue cutáneo. En estados significativos de deshidratación (>10%) el pliegue cutáneo persistirá.

- Debe valorarse el estado de las almohadillas plantares y palmares, para poder detectar posibles hiperqueratosis, heridas, descamaciones, etc.



Almohadilla palmar sana, sin lesiones.



Almohadilla plantar sana, sin lesiones.



Herida en cara palmar de la EAI.



Hiperqueratosis en almohadilla digital de EPD.

En el examen visual de las orejas y los oídos se deberá:

- Valorar la simetría de las orejas y el estado de los pinceles.

- Explorar el pabellón auricular y la piel de alrededor de la base de cada oreja para detectar cualquier lesión o la presencia de ectoparásitos.

- Observar el canal auditivo mediante otoscopio para detectar si existen signos de irritación, infección, presencia de cuerpos extraños, *Otodectes spp., etc.*

- En caso de sospecha de infección deberán recogerse muestras para el estudio microbiológico y parasitológico.



Lesión costrosa en el borde de la oreja de un lince ibérico adulto de vida libre. La histopatología reveló que se trataba de un carcinoma de células escamosas. (Foto: El Acebuche).



Herida traumática en belfo izquierdo probablemente asociada a un forcejeo con la jaula-trampa de captura. (Foto: Guillermo López).

2.3.3 Examen oftalmológico

Se recomienda la realización del examen oftalmológico antes de colocar la pomada hidratante aplicada para proteger la córnea durante la anestesia. Durante el examen físico de los ojos es importante valorar:

- El aspecto y tamaño del globo ocular. Un hundimiento de los ojos en la órbita ocular puede deberse a una deshidratación grave pero también a una atrofia de los músculos de la masticación, miositis crónica, etc. Por otro lado, una protrusión unilateral puede ser debida a un absceso o masa retrobulbar.

- Explorar la esclerótica y la conjuntiva ocular permite valorar el sistema vascular periférico y detectar anemia o ictericia. En caso de presencia de secreción ocular es importante recoger muestras mediante hisopos para su estudio microbiológico y molecular.

- Explorar el tercer párpado. Aunque si el ejemplar está anestesiado difícilmente se podrá valorar, hay que tener en cuenta que una protrusión o prolapso activo unilateral del tercer párpado puede indicar procesos dolorosos (úlcera corneal, etc.). Si la protrusión es bilateral, puede ser indicativo de enfermedad sistémica grave, depresión o síndrome neurológico.



Vista del tercer párpado en un lince ibérico anestesiado. (Foto: El Acebuche).



Uveítis y glaucoma en un ejemplar joven por infección por M. bovis. (Foto: El Acebuche).

- Explorar la córnea. Detectar la presencia de edema, vascularización, cicatrices, pigmentaciones anómalas, infiltración celular, etc. Puede ser necesaria la utilización de colirios con fluoresceína.

- Explorar el fondo de ojo mediante oftalmoscopio (retina, nervio óptico y vasos coroidales).



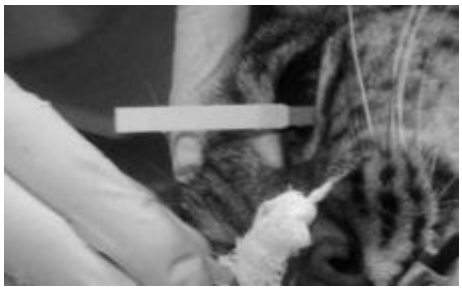
Exploración de fondo de ojo. (Foto: Proyecto LIFE).



Retinografía, prueba empleada para valorar la integridad de la retina en casos de problemas oculares. (Foto: Proyecto LIFE).



Exploración de córnea con fluoresceína. (Foto: La Olivilla).



Test de Schirmer en un lince ibérico. (Foto: La Olivilla).



Catarata bilateral en un cachorro de lince ibérico. (Foto: El Acebuche).

- En el caso de una exploración oftalmológica más minuciosa debida a una lesión ocular se empleará la ficha diseñada para tal fin (ver anexos).

2.3.4 Cavidad bucal

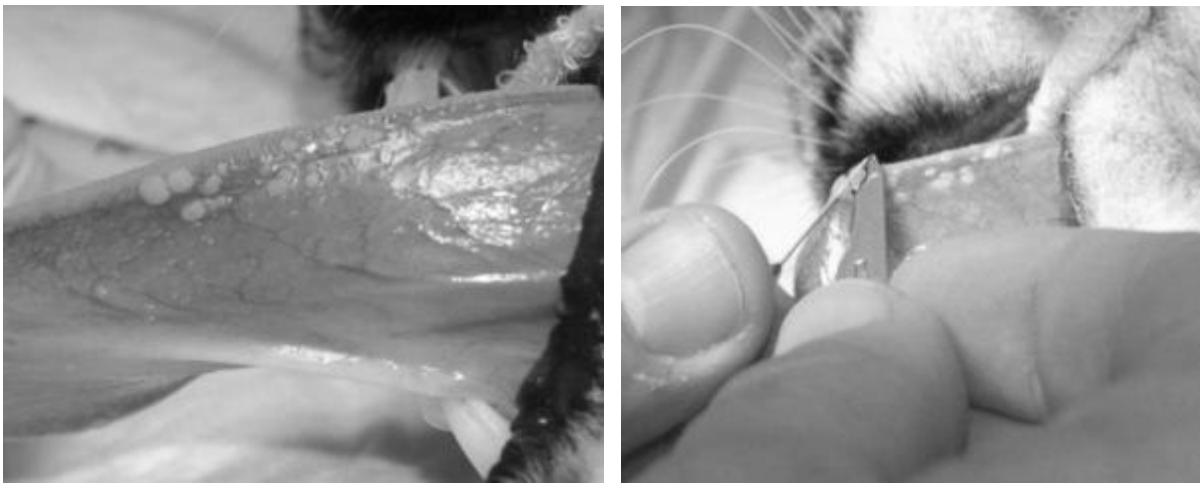
La exploración de la boca y la dentición forma parte del examen del sistema digestivo, aunque puede darnos información de gran relevancia en el estudio de otros sistemas. Su realización puede sernos más cómoda antes de la intubación del animal o una vez extubado. En la cavidad oral hay que valorar los labios, las mucosas, dientes y encías, el paladar duro y blando, las tonsilas palatinas y la lengua:

- Explorar la mucosa oral, valorar su color (para detectar la presencia de anemia, cianosis o ictericia) y determinar el tiempo de relleno capilar (normalmente inferior a dos segundos). Debemos tener en cuenta que la utilización de algunos anestésicos como los α-2 agonistas puede provocar una vasoconstricción inicial con disminución de la perfusión vascular periférica.

- Valorar la presencia de gingivitis y ulceraciones. Pueden estar asociadas a la presencia de sarro pero también a infecciones víricas y uremia.

- Dientes y encías: Valorar la presencia de sarro y su cantidad (ausencia, moderada, abundante), así como si hay fractura de piezas dentarias o retención de piezas deciduas. Siempre se ha de comprobar la presencia de todas las piezas y anotarlo en la ficha de examen físico (Anexo II).

> ***FÓRMULA DENTARIA DEL LINCE IBÉRICO:***
> *Decidua: **24 piezas** → 2 (Di 3/3, Dc 1/1, Dm 2/2).*
> *Permanente: **28piezas** → 2 (I 3/3, C 1/1, PM 2/2, M 1/1).*



Nodulaciones en el borde de la lengua producidas por papilomavirus (ver sección 2.7), y momento de toma de biopsia para diagnóstico. Este tipo de lesiones no son infrecuentes en la especie, y no se ha observado relevancia patológica asociada. (Fotos: Proyecto LIFE).

- Identificar defectos de la hendidura palatina, úlceras, erosiones o cuerpos extraños en el paladar duro y blando.

- Explorar la lengua y su cara inferior para detectar la presencia de anomalías como, por ejemplo, nódulos sublinguales.

La dentadura en el lince ibérico

El buen estado de la dentadura es vital en el lince, tanto para la caza de sus presas como para la defensa del territorio frente a congéneres. Con la edad, los dientes de los linces se van desgastando y rompiendo, toda vez que aumenta el sarro. Los ejemplares con la dentadura muy desgastada tienen pocas posibilidades de defender su territorio y acaban perdiéndolo. A continuación se ilustra el cambio de la dentadura con la edad en linces ibéricos silvestres:



Macho de 4 meses de edad.



Hembra de 6 meses de edad.



Macho de 1 año de edad.



Macho de 5 años de edad.



Macho de 8 años de edad



Hembra de 10 años de edad.

2.3.5. Nariz

Al explorar los orificios nasales hay que observar su simetría, permeabilidad, color y la presencia de secreciones. Hay que palpar toda el área para poder detectar defectos provocados por la pérdida de hueso, tumefacciones secundarias a proliferación ósea, neoplasia o inflamación de tejidos blandos.

2.3.6 Sistema músculo-esquelético

En el examen del sistema músculo-esquelético se deberá:

- Explorar y palpar todas las extremidades. Valorar su simetría.
- Observar y palpar cada articulación, con extensión y flexión pasivas, por si existiesen síntomas de inflamación y/o crepitación.
- Palpar el tórax para detectar asimetrías de la pared costal, fracturas antiguas de costillas o esternón, masas, etc.
- Palpar la musculatura de la zona lumbar y abdominal. Detectar la presencia de hernias inguinales o umbilicales.

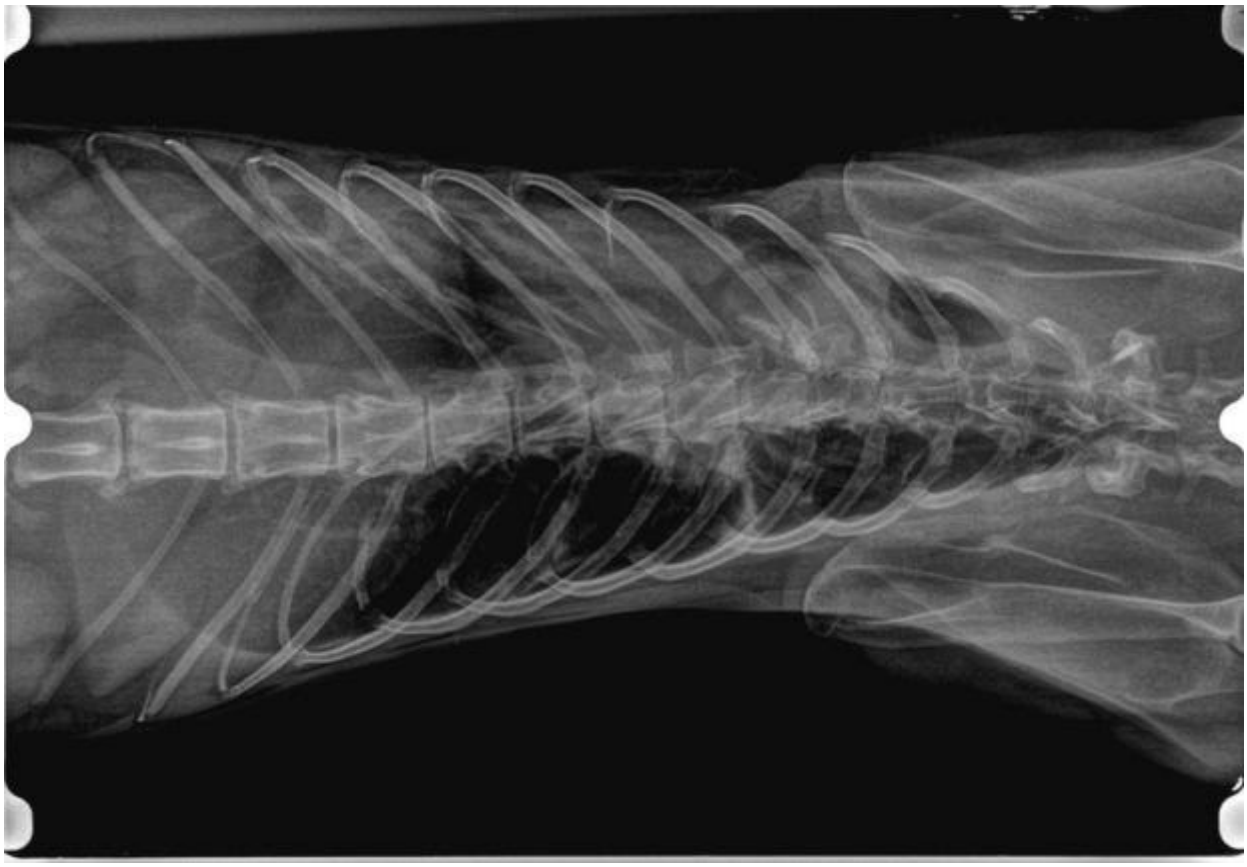


Atrofia de la musculatura de la extremidad posterior derecha de un ejemplar de vida libre. En las radiografías se le diagnosticó una rotura del músculo glúteo superficial con avulsión parcial del trocánter mayor del fémur. (Foto: Proyecto LIFE).

2.3.7 Sistema respiratorio

En el examen del sistema respiratorio se debe realizar:

- La exploración de la narina y de los orificios nasales, observando su simetría, permeabilidad, color y presencia de secreciones.
- La palpación de ambos lados de la tráquea, desde la faringe hasta la entrada torácica.
- La auscultación de la tráquea, la laringe y los pulmones. Detectar la disminución de los ruidos pulmonares así como la presencia de crepitaciones, sibilancias o ruidos de roce pleural.
- Debe aprovecharse la intubación del ejemplar para realizar una exploración de la glotis y de los cartílagos aritenoides. Al desintubar, en caso de observarse presencia de exudado, sangre, etc. En el tubo endotraqueal, es importante recoger una muestra para su estudio microbiológico y/o molecular.
- En caso de detección de anomalías, complementar el examen físico con la realización de radiografías torácicas y ecografía torácica.



Radiografía ventro-dorsal de un ejemplar geriátrico. Durante el examen físico se le observó respiración superficial con distensión del abdomen craneal y auscultación cardíaca y pulmonar anormal. La ecografía y radiografías torácicas fueron imprescindibles para diagnosticarle hernia diafragmática. (Foto: Luis Muñoz).

2.3.8 Sistema cardio-vascular

Parte del examen del sistema cardiovascular se realiza durante la exploración de la mucosa oral, la cual nos permite detectar la presencia de anemia o de una disminución de la perfusión vascular periférica. Para ello, comprobaremos el tiempo de relleno capilar (TRC), levantando el labio superior y presionando con un dedo la mucosa gingival de los dientes superiores. El tiempo de relleno capilar mide el tiempo que tarda la mucosa en volver a adquirir el color rosado que debe tener de forma fisiológica, una vez retirada la presión realizada con el dedo. Un TRC normal no suele ser superior a dos segundos, en caso de que lo fuese, nos indicaría una mala perfusión periférica o un bajo gasto cardíaco.

Otra forma de obtener información sobre el sistema cardiovascular del animal es comprobando el pulso de la arteria femoral, que discurre por la cara medial del muslo. En este caso debemos prestar atención para determinar la fuerza o intensidad, el ritmo o regularidad y la frecuencia del mismo.

También es fundamental la auscultación con un fonendoscopio del corazón para determinar las características del sonido cardíaco, valorar el correcto funcionamiento de las válvulas cardíacas, la presencia de arritmias, soplos, etc. Para ello se deberán auscultar los dos lados del tórax. Por el lado izquierdo deberemos auscultar en los siguientes niveles:

- Válvula pulmonar: 3er espacio intercostal, a la altura del de la unión costo-condral.
- Válvula aórtica: 4º espacio intercostal, casi a nivel de la articulación escapulo-humeral.
- Válvula mitral: 5 º espacio intercostal, a la altura del choque de punta.

En el lado derecho del tórax podemos comprobar el estado de la válvula tricúspide, para ello deberemos situarnos en el 4º espacio intercostal, a la altura de la unión costo-condral.

La auscultación se realizará por el lado de la membrana del fonendoscopio. La campana se usará en caso de sospechar de un soplo (sistólico, diastólico o continuo).

2.3.9 Abdomen

Para la realización de la palpación abdominal debe colocarse el animal en decúbito esternal (con el cuerpo orientado hacia delante y el examinador en la zona caudal) o lateral. Siempre que sea posible deberá complementarse el examen físico del abdomen mediante radiografías latero-laterales y ventro-dorsales, y ecografía abdominal.

- No siempre es posible la palpación del **estómago** pero sí de las **asas intestinales**. Detectar la presencia de coprostasis o engrosamiento de la mucosa gástrica/intestinal y la presencia de líquido o gas.
- Es difícil palpar el **hígado** excepto en casos de hepatomegalia (observada en ejemplares que han recibido tratamientos anticonvulsivantes).

- Es posible la palpación de ambos **riñones**. El riñón derecho se localiza más craneal que el izquierdo. Es especialmente importante detectar mediante la palpación abdominal la presencia de diferencias en el tamaño de ambos riñones, su morfología y consistencia.
- La palpación del **bazo** es difícil salvo en casos de esplenomegalia o presencia de masas.
- Mediante la palpación abdominal puede detectarse la presencia/ausencia de orina en la **vejiga** y en el caso de que esté vacía, pueden detectarse aumentos en el grosor de la mucosa.
- La palpación de los **ganglios linfáticos abdominales** suele deberse a linfadenopatía (por parasitosis intestinal, etc.).



Posicionamiento para palpación abdominal (Foto: Guillermo López).

2.3.10 Sistema uro-genital y zona perineal

A) Machos:

- Exploración y palpación del escroto, testículos y epidídimo. Se valorará su consistencia, simetría y la presencia de testículos criptórquidos.

- Exteriorización del pene. Se valorará la presencia de adherencias y espículas.

- Inspección de perineo para ver si existen segmentos de tenias, hernias perineales, fístulas perianales o masas.

B) Hembras:

- Examen de la vagina y valoración de la presencia de exudados.

- Examen y palpación de las mamas y de los pezones especialmente en hembras adultas y reproductoras. En caso de detectar alguna masa se procederá a realizar una citología o biopsia.

- En hembras lactantes, se han de describir los pezones y se recomienda realizar fotos de éstos de manera rutinaria.

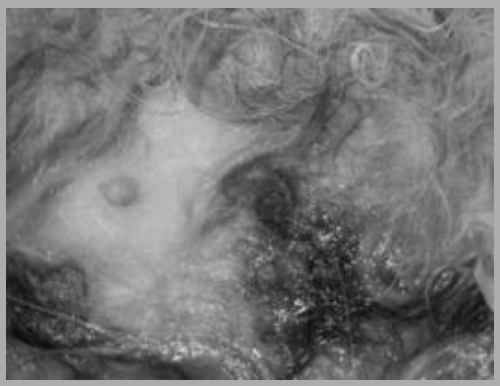
- Inspección de perineo para ver si existen segmentos de tenias, hernias perineales, fístulas perianales o masas.



Exteriorización de la vagina de una hembra subadulta y aspecto del clítoris. (Foto: El Acebuche).



Exteriorización del pene en un macho adulto de lince ibérico. (Foto: La Olivilla)



Mamas de una hembra de lince ibérico de 2 años. (Foto: Proyecto LIFE).



Mama de una hembra de 3 años que posiblemente haya tenido cachorros lactando. (Foto: Proyecto LIFE).

2.3.10 Ganglios linfáticos

Los ganglios linfáticos accesibles son los mandibulares, los retrofaríngeos mediales, los cervicales superficiales y los poplíteos. Se debe anotar la consistencia, tamaño y la presencia de asimetrías.

En algunos ejemplares con inmunosupresión grave por enfermedad crónica (por ejemplo animales con enfermedad renal crónica avanzada) puede ser infructuosa la palpación de los ganglios linfáticos debido a una hipoplasia ganglionar generalizada.

2.3.11 Sistema nervioso

Suele ser un examen muy parcial al estar el animal habitualmente anestesiado. Se puede valorar el reflejo palpebral, el reflejo corneal, el reflejo al dolor (superficial y profundo) y el reflejo patelar.

2.3.12 Morfometría

Las medidas morfométricas también son un componente importante del examen físico. Uno debe estar familiarizado en cómo y qué medidas tomar. Por este motivo es preferible que siempre hagan la toma de estas medidas las mismas personas para que sean comparables y más fiables. Las medidas morfométricas que deben tomarse son:

- Longitud total o **longitud cabeza-cuerpo:** Desde el culmen de la nariz hasta el nacimiento de la cola (ésta se excluye).
- **Longitud de la cola:** Desde el nacimiento de la cola hasta el final de los huesos (no hasta el final del pelo).
- **Altura de la cruz**: Hay que posicionar la extremidad anterior como si el animal estuviese de pie y medir desde la cruz hasta la cara ventral de la mano.
- **Longitud de la oreja:** Por dentro de la oreja, hasta el culmen.
- **Longitud del tarso:** En realidad es la medida del tarso más las falanges (desde el tobillo hasta el extremo de los dedos).
- **Perímetro torácico**.
- **Perímetro del cuello.**
- **Longitud de las barbas**: Se mide el mechón de pelo más largo, desde su nacimiento hasta el extremo de los pelos más largos.
- **Longitud del pincel:** Desde el culmen de la oreja hasta el extremo del pelo más largo del pincel.

En aquellos **ejemplares** que sean **radio-marcados** (ver sección 2.6.1) se deberán anotar en la ficha del examen físico algunas de las **características del radio-transmisor** (tipo, número, longitud del collar, color y frecuencia utilizada).


Longitud cabeza-cuerpo.


Altura a la cruz.


Longitud de la cola.


Longitud de la oreja.


Longitud del tarso.


Perímetro torácico.


Perímetro del cuello.



Longitud del pincel.

2.4 Diagnóstico por imagen

La realización de pruebas complementarias como es el diagnóstico por imagen es de gran importancia para completar el examen físico de los ejemplares. Siempre que sea posible, y al menos en el primer examen, el animal se someterá a un examen radiográfico y ecográfico.



Ecografía realizada en un chequeo rutinario de lince ibérico silvestre en Sierra Morena. (Foto: Proyecto LIFE).

2.4.1 Ecografía

La ultrasonografía es un excelente medio de diagnóstico, ya que además de ser un método no invasivo, permite obtener mucha información en relación con el sistema reproductor (la evaluación del potencial reproductivo de las hembras) o con cambios patológicos en otros órganos, a menudo incluso antes de que haya manifestación clínica. También tiene un gran valor en la obtención de muestras, especialmente en la cistocentesis eco-guiada, que ha sido la técnica más usada en el lince ibérico para obtener orina "limpia" (ver sección 2.4). Además se contempla la posible ejecución de aspiración con aguja fina o biopsia eco-guiada.

Para veterinarios experimentados se recomienda, siempre que sea posible, mantener al animal a la derecha del operario y con la cabeza al frente. De este modo es posible mantener la sonda con la mano derecha, junto al paciente, y al mismo tiempo mirar a la pantalla.



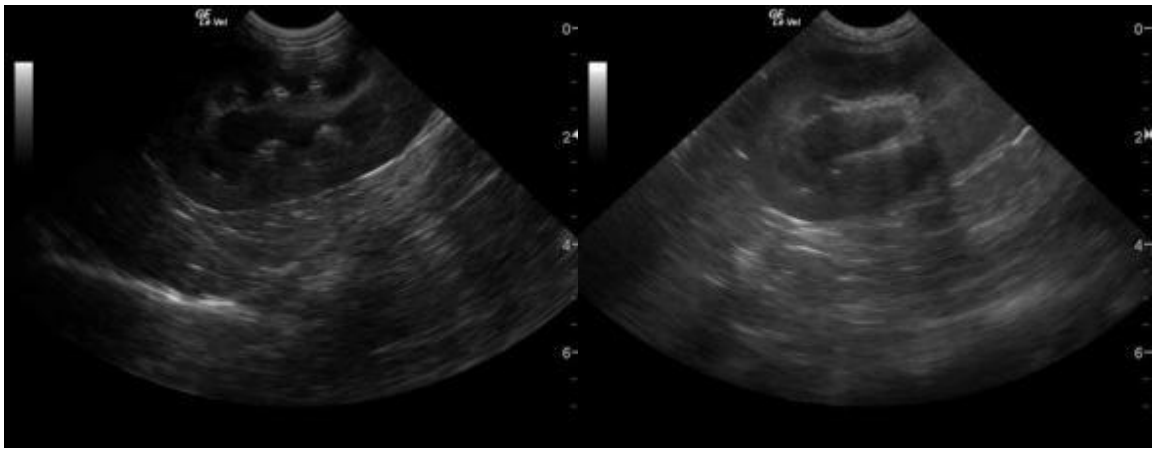
Posición para realizar una buena ecografía. (Foto: Nuno Gonçalves).

El animal debe estar en decúbito supino o lateral (durante el chequeo, como el animal está intubado y en decúbito lateral, siempre se intenta efectuar la mayor parte del examen en esta posición). Se recomienda afeitar el área de trabajo (aunque se desaconseja en ejemplares silvestres) antes de poner el gel acústico.

Se recomienda la exploración sistemática de los órganos para evitar que se olvide la exploración de alguno de ellos. Debido a la reducción de los tiempos anestésicos, se ha de dar prioridad a los aparatos reproductor y urinario (con observación renal y cistocentesis). El resto de órganos se explorarán según el tiempo disponible y siempre según la observación de signos clínicos.

También se recomienda almacenar las imágenes resultantes y vídeos de la prueba con el fin de ser comparados y discutidos entre el equipo veterinario que trabaja con la especie. En el lince ibérico, la máxima atención se presta en la ecografía del génito-urinario, por lo que a continuación se describen las principales características del mismo.

A) Riñones: En un riñón normal la corteza es hiperecogénica y la médula relativamente, y la unión córtico-medular debe ser marcada (a veces incluso hay un halo hiperecogénico que los separa). Debe ser una visible cápsula ecogénica y regular. La ecogenicidad de la corteza se debe comparar con los órganos adyacentes (el bazo en el lado izquierdo y el hígado en el derecho). Después de obtener un corte sagital (preferentemente en el área donde se ven dos líneas paralelas que representan el hilio renal) la sonda debe girarse 90 º en la mano opuesta para observar el corte transversal.

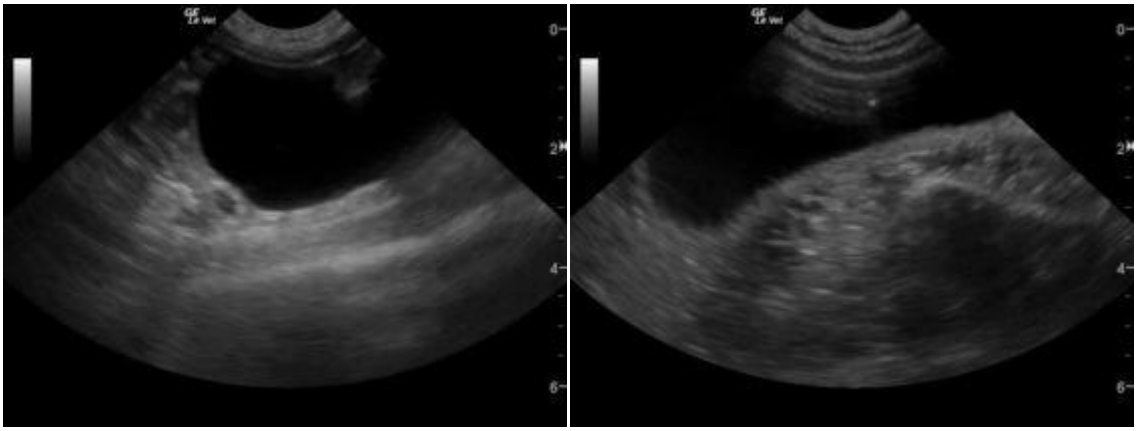


Cortes sagital y transversal del riñón derecho de "Damán II" (30 Mayo 2010) (Foto: Nuno Gonçalves).

El riñón izquierdo se sitúa caudal al estómago y dorsal y medial al bazo. El riñón derecho está más craneal, localizado caudalmente al hígado, siendo a veces necesario colocar la sonda por debajo del arco costal.

B) Vejiga de la orina: Debe primero obtenerse un plano sagital de la vejiga mediante la colocación de la sonda en la parte caudal del abdomen (cranealmente al pubis), rotando la sonda 90° hacia la izquierda para obtener la sección transversal. La vejiga se presenta como una estructura normal anecogénica, redonda o, a veces, un poco alargada, con pared fina y ecogénica. Debe evaluarse el espesor de la pared y la presencia de cálculos y / o sedimentos. Si no hay cambios y la cantidad de orina lo permite, se practicará la cistocentesis.

TÉCNICA DE CISTOCENTESIS:
Debe prepararse la zona de entrada de la aguja de manera aséptica (pasajes con Povidona Iodada y alcohol). Con la sonda colocada para obtener un plano sagital (con el dedo, por ejemplo) se marca el punto de entrada de la aguja. Con una mano se fija la sonda y con la otra se introduce la aguja (23-21 G) con ángulo oblicuo y craneal a la sonda, lo más cercano a esta posible. La punta de la aguja debe aparecer en la imagen y ubicarse en el centro de la vejiga (la máxima distancia de la pared) para pedir un ayudante que comience la aspiración. Se debe confirmar que el líquido aspirado es orina y, cuando se obtiene la cantidad precisada cuando la vejiga esté vacía, se retira la aguja. Siempre hay que desinfectar el área de inserción de la aguja.



Realización de cistocentesis a "Enebro II" (31 Mayo 2010). (Foto: Nuno Gonçalves).

C) Aparato reproductor: Aunque también se puede hacer una evaluación del sistema reproductor masculino (para evaluar los testículos y la próstata), la mayor relevancia la tiene el aparato reproductor femenino y su importancia en términos de estatus reproductivo. En general, las hembras de lince ibérico (especialmente en el programa de cría en cautividad) han sido tradicionalmente evaluadas por el equipo de IZW-Berlín, pero como esto, por desgracia, no siempre es posible, a continuación se dan algunas indicaciones sobre cómo obtener imágenes ecográficas que permitan evaluar el aparato reproductor femenino.

El útero no grávido aparece como una estructura de diámetro pequeño, alargada e hipoecoica, adyacente a la superficie dorsal de la vejiga (en un plano sagital). Rotando la sonda 90° se puede observar una estructura pequeña, redonda u ovalada.

Los ovarios son a veces difíciles de identificar (dependiendo de la etapa del ciclo menstrual, la edad del animal, la calidad de la ecografía y la experiencia del ecografista) y deben localizarse después de un cuidadoso estudio de la zona caudal y lateral de cada riñón. Si es posible, se deben localizar y contar las diferentes estructuras (folículos y cuerpo lúteo) visualizadas. Esto es de suma importancia, ya que las hembras de lince ibérico no parecen sufrir luteolisis y por lo tanto, más allá de la observación, es necesaria para comprobar que no es un cuerpo lúteo antiguo y asegurar que la hembra ha ovulado.



Ovario de “Azahar” con medidas generales y de los diferentes cuerpos lúteos. (Foto: Nuno Gonçalves).

2.4.2 Radiología

El examen radiológico es de suma importancia, ya que es un medio de diagnóstico complementario no invasivo y ofrece una cantidad muy importante de información. Además del equipo propiamente dicho, siempre se ha de disponer de equipos de protección personal (delantal de plomo, collares de protección de tiroides, guantes de plomo, pantallas de plomo) para proteger al personal de la radiación dispersa.

Es recomendable realizar radiografías de abdomen y tórax en posición látero-lateral derecho y dorso-ventral en todas las anestesias de lince ibérico. Dada la variedad de dispositivos de rayos X y de revelado, y las diferentes distancias bulbo-animal, es difícil

establecer valores de referencia de Kv y miliamperaje, pero se recomienda que cada clínico registre los valores que se utilizarán en diferentes exposiciones para el material de que disponga.



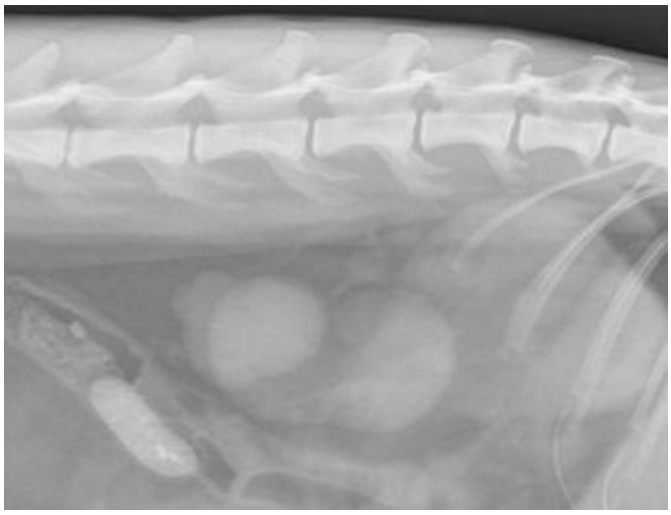
Colocación del chasis para realizar una placa latero-lateral de tórax. (Foto: Nuno Gonçalves).

Hay que diferenciar la parte izquierda de la derecha, a través de marcas de fábrica o de material radiopaco (dinero, agujas, etc.) que permitan determinar posteriormente qué lado correspondiente a la imagen. Se debe colimar siempre para evitar el exceso de radiación y minimizar su extensión. Siempre se ha de evitar la presencia en la imagen de las manos de la persona que está haciendo la radiografía. En caso de no ser posible, las manos se han de proteger con guantes de plomo.

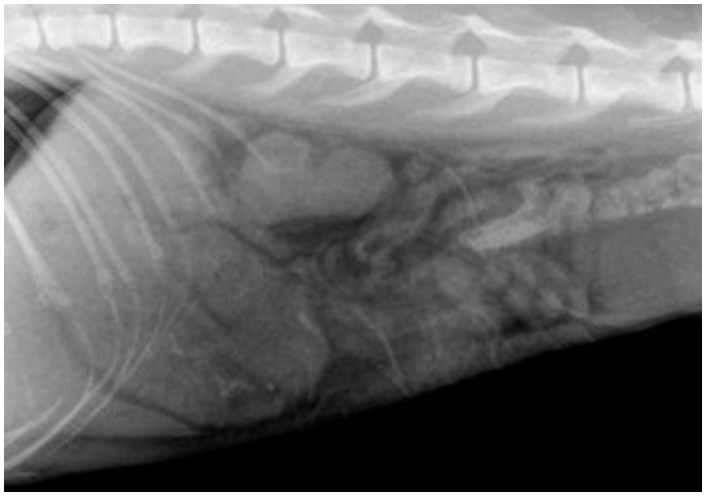
En el manejo sanitario del lince ibérico durante la última década, la radiología ha sido importante para el diagnóstico de las siguientes patologías:

A) Enfermedad renal crónica: En animales con enfermedad renal crónica es posible visualizar la irregularidad y la atrofia de los riñones severamente afectados.

B) Traumatismo: La aparición de fracturas no es infrecuente, especialmente en cachorros en la época de peleas. La radiología es el método diagnóstico de elección en estos casos. En estos años, muchos episodios de fracturas se han resuelto por medio de cirugía.



Radiografía L-L de un macho adulto en la que se aprecia la atrofia del riñón izquierdo y la hipertrofia compensatoria del derecho. (Foto: Luis Muñoz)

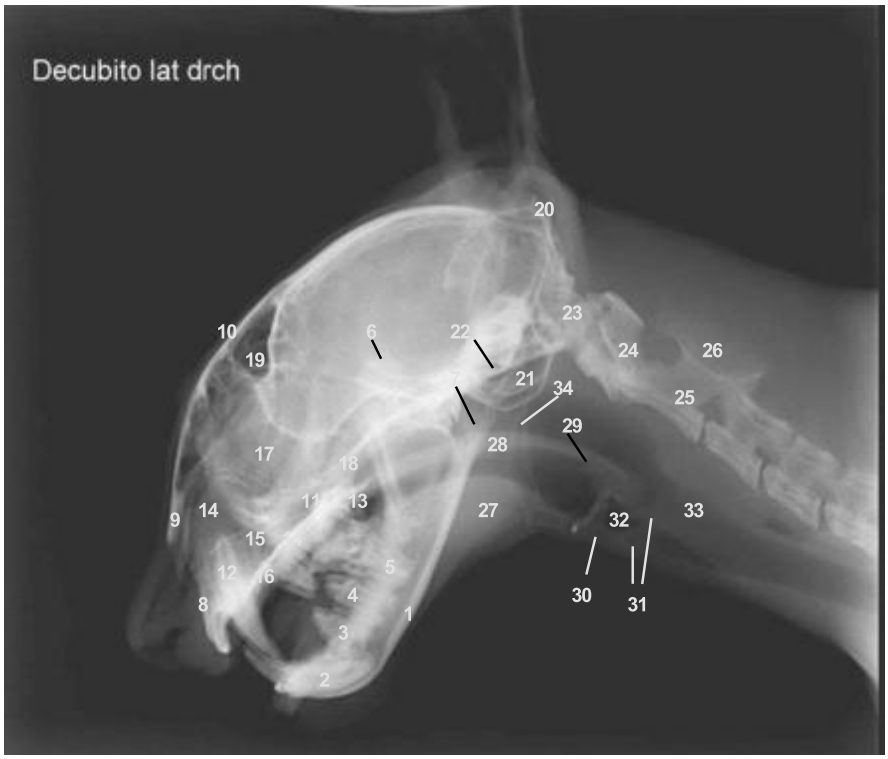


Radiografía L-L de otro macho adulto en la que se ve irregularidad y deformación renal. (Foto: Luis Muñoz)

C) Artrosis – Lesiones crónicas: Es posible, mediante la radiología, detectar lesiones antiguas que puedan originar sintomatología crónica de artrosis.

D) Problemas metabólicos: Radiológicamente, también es posible medir y detectar algunos problemas metabólicos. Si se preestablecen valores de Kv, Ma y la distancia ampolla- cassette, se puede comparar la densidad ósea y detectar los problemas de la deposición de calcio (hiperparatiroidismo), posible complicación de la ERC.

E) Distocias – Diagnóstico de gestación: En caso de presentarse síntomas que conduzcan a la sospecha de distocia, y si hay dudas sobre la presencia de un feto retenido, se puede realizar el examen radiológico para comprobar la presencia o ausencia del feto y la necesidad de una intervención quirúrgica. En las hembras cautivas entrenadas, se pueden hacer radiografías sin anestesia o la captura, mediante un pasillo en su cercado. Este procedimiento ha sido utilizado ya como un método de diagnóstico de preñez.



Radiografia lateral de la cabeza de una hembra subadulta de lince ibérico.

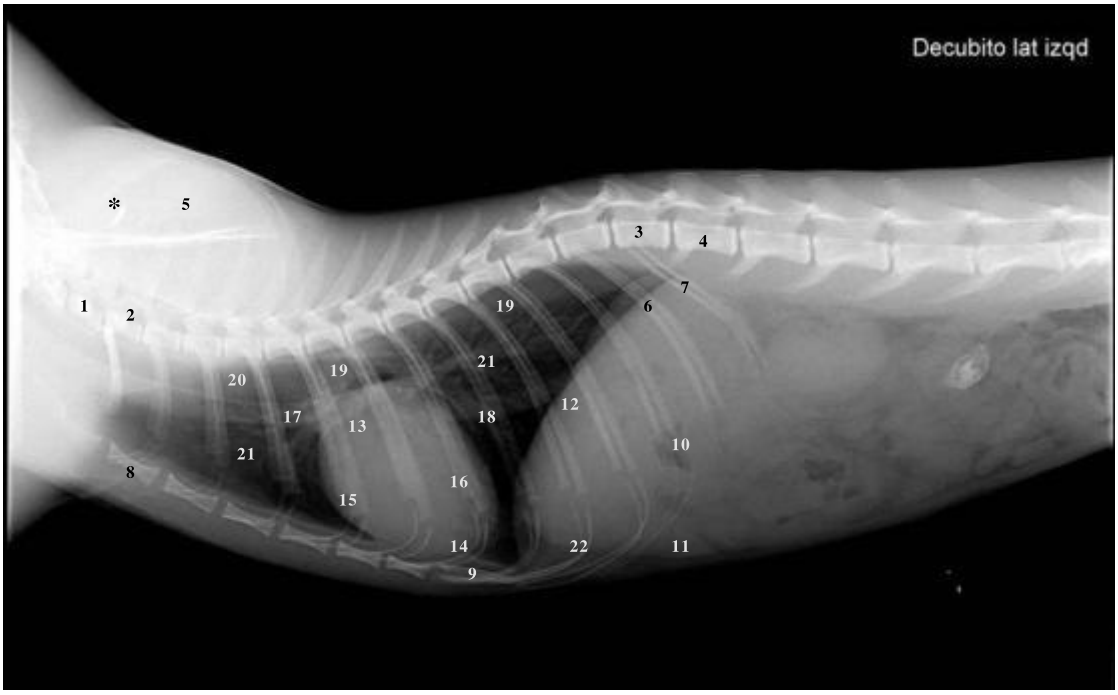
1. Mandíbula
2. Canino inferior
3. Premolar inferior 1
4. Premolar inferior 2
5. Molar inferior
6. Proceso coronoide
7. Proceso angular
8. Hueso incisivo
9. Hueso nasal
10. Hueso frontal
11. Maxila
12. Canino superior (raiz)
13. Molar superior
14. Concha nasal dorsal
15. Concha nasal ventral
16. Paladar duro
17. Órbita
18. Arco zigomático
19. Seno frontal
20. Protuberancia occipital ext.
21. Bulla timpánica
22. Meato acústico externo
23. Cóndilo occipital
24. Proceso transverso de la 1era vértebra cervical (atlas)
25. Cuerpo de la 2ª vértebra cervical (axis)
26. Proceso espinoso del axis
27. Raíz de la lengua
28. Paladar blando
29. Epiglotis
30. Cartílago tiroideo
31. Cartílado cricoideo
32. Tráquea
33. Esófago
34. Hueso estilohioideo



Radiografia frontomandibular de la cabeza de un macho adulto de lince ibérico

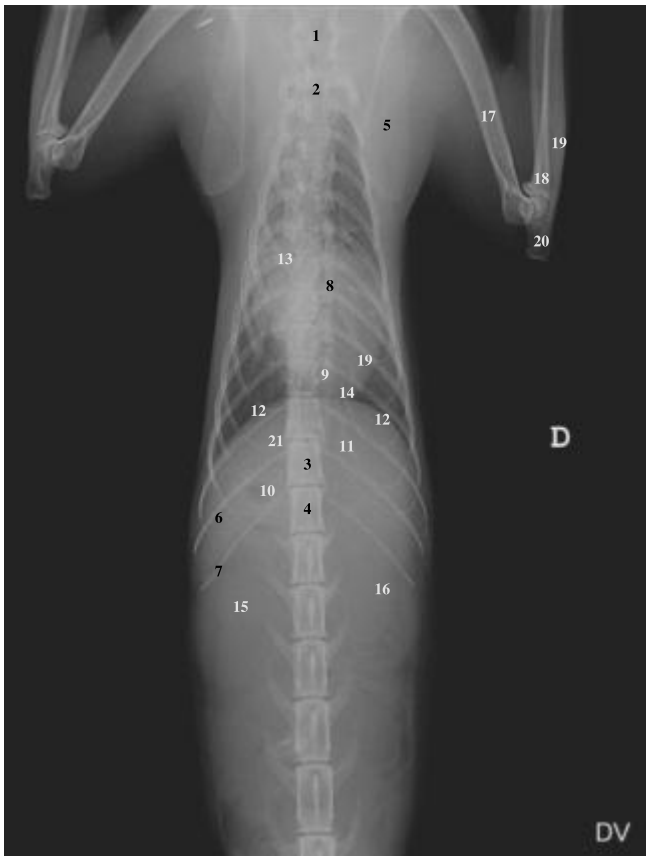
1. Mandíbula
2. Canino inferior
3. Premolar inferior 1
4. Premolar inferior 2
5. Molar inferior
6. Proceso coronoide
7. Proceso angular
8. Hueso incisivo
9. Maxila
10. Canino superior
11. Molar superior
12. Vómer
13. Fosa etmoidea
14. Órbita
15. Arco zigomático
16. Cóndilo occipital
17. Foramen magnum
18. Bulla timpánica
19. Meato acústico externo
20. Proceso transverso de la 1era vértebra cervical (atlas)
21. Cuerpo de la 2ª vértebra cervical (axis)
22. Proceso espinoso del axis

Radiografía lateral del tórax de una hembra subadulta de lince ibérico.



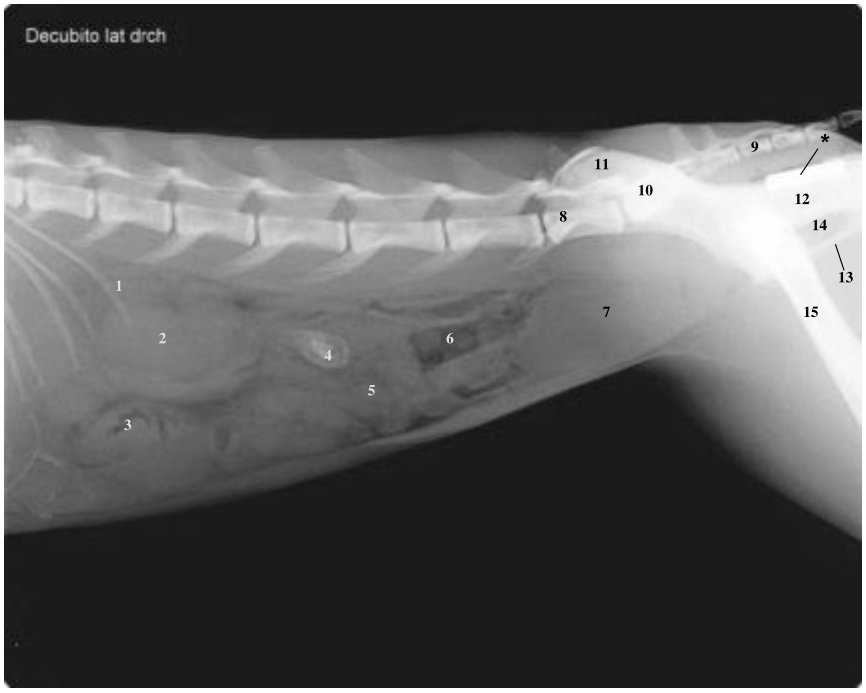
1. 7ª vértebra cervical
2. 1ª vértebra torácica
3. 13ª vértebra torácica
4. 1ª vértebra lumbar
5. Escápula
6. 12ª costilla flotante
7. 13ª costilla flotante
8. Esternebra
9. Proceso xifoide
10. Estómago
11. Hígado
12. Diafragma
13. Base del corazón
14. Apex del corazón
15. Lado derecho corazón
16. Lado izquierdo corazón
17. Vena cava craneal
18. Vena cava caudal
19. Aorta
20. Tráquea
21. Bronquios/bronquiolos
22. Cartílagos costales

* . Microchip



Radiografia dorsoventral de una hembra subadulta de lince ibérico

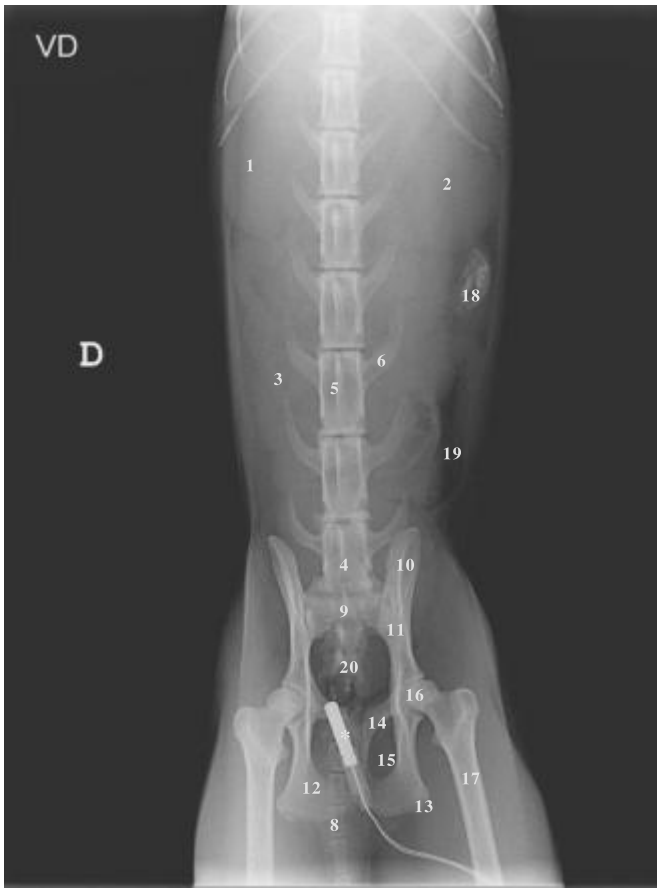
1. 7ª vértebra cervical
2. 1ª vértebra torácica
3. 13ª vértebra torácica
4. 1ª vértebra lumbar
5. Escápula
6. 12ª costilla flotante
7. 13ª costilla flotante
8. Esternebra
9. Proceso xifoide
10. Estómago
11. Hígado
12. Diafragma
13. Base del corazon
14. Apex del corazón
15. Riñón izquierdo
16. Riñón derecho
17. Húmero
18. Radio
19. Cúbito
20. Olécrano del radio



1. Riñón derecho
2. Riñón izquierdo
3. Intestino delgado
4. Heces con restos óseos
5. Asas intestinales
6. Colon con heces
7. Vejiga urinaria
8. 7ªvértebra lumbar
9. 1 era vértebra caudal
10. Sacro
11. Ala del ileon
12. Isquion
13. Pubis
14. Orificio obturador
15. Fémur

* Sonda de temperatura

Radiografía lateral de la región abdominal y pélvica de una hembra subadulta de lince ibérico.



Radiografia ventro-dorsal de la región abdominal y pélvica de una hembra subadulta de lince Ibérico.

1. Riñón derecho
2. Riñón izquierdo
3. Asas intestinales
4. 7ªvértebra lumbar
5. Proceso espinoso
6. Proceso transverso
7. 13ª vértebra torácica
8. Vértebra caudal
9. Sacro
10. Ala del ilion
11. Cuerpo del ilion
12. Isquion
13. Tuberosidad isquiática
14. Pubis
15. Orificio obturador
16. Acetábulo
17. Fémur
18. Heces con restos óseos
19. Colon descendente
20. Recto

* Sonda de temperatura

2.5 Recolección de muestras biológicas

En todas las anestesias de lince ibérico se ha de realizar una evaluación sanitaria completa, que, además del examen físico indicado en el apartado anterior, incluye una toma de muestras rutinaria (ver Anexo 6.7). Siempre se han de tomar todas las muestras indicadas en el protocolo, salvo que exista algún impedimento (por ejemplo, que el animal no tenga orina o heces). Es importante tener en cuenta que el lince ibérico es una especie en peligro crítico de extinción, y toda la información que se pueda recoger en cada chequeo es de vital importancia para la conservación de la especie. Por ello, se deben recoger siempre todas las muestras posibles tanto para la realización de los análisis estipulados en el protocolo, como para el almacenamiento en bancos de recursos biológicos (BRBs) que permitirán los análisis retrospectivos de esas muestras en el futuro (que ya ha sido de gran importancia en varias ocasiones en la pasada década).

> *NOTA: 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 al desarrollo la anestesia.*

En toda anestesia de lince ibérico se han de recolectar muestras para estudios sanitarios, genéticos y para almacenamiento en BRBs. Siempre se realizarán todas las pruebas recogidas en el protocolo, salvo cuando se trate de anestesias rutinarias de ejemplares muestreados en un periodo inferior a seis meses (vida libre) o un año (cautividad), que se puede reducir el número de muestras. Siempre se recogerán al menos todas las muestras rutinarias de los BRBs.

2.5.1 Muestras de sangre

Las venas de elección para recolectar muestras de sangre en el lince ibérico son la cefálica, la safena y la yugular, según el criterio del clínico y la situación. Se recomienda, cuando sea posible, trabajar en la vena cefálica. En caso de monitorizar la presión arterial, la extracción resulta más sencilla de la vena yugular. En animales que se están radio-marcando, se recomienda realizar la venopunción en la vena safena para evitar interferir con el equipo de radio-marcaje, pero conviene tener en cuenta que el flujo de esta vena es notablemente menor al de la cefálica. La zona de venopunción se ha de desinfectar con povidona iodada/alcohol y, cuando sea preciso, se depilará la zona (en ejemplares de vida libre se recomienda evitar la depilación en la medida de lo posible). Se aplicará presión con torniquete (en la vena cefálica) o directamente con la mano para ingurgitar la vena antes de recolectar la sangre.



Extracción de sangre de la vena cefálica en un lince ibérico (Foto: Germán Garrote)



Extracción de sangre de la vena safena.



Extracción de sangre de la vena yugular.

Aprovechamiento de la sangre:

- **Sangre en EDTA**:
  - Hemograma.
  - Pruebas de biología molecular para agentes infecciosos.
  - Almacenamiento en BRBs.

- **Sangre en Heli**:
  - Parámetros bioquímicos (plasma).
  - Proteinograma.
  - Análisis del metabolismo del calcio.
  - Almacenamiento en BRBs.

- **Sangre sin anticoagulante**:
  - Serologías de agentes infecciosos (suero).
  - Almacenamiento en BRBs. (suero y células por separado)
  - Sangre entera en TES para genotipado.

En un animal sano se puede extraer en sangre el 1% del peso vivo sin consecuencias negativas (unos 100 cc para un animal de 10 Kg.). En cualquier caso, el

protocolo de extracción de sangre del lince suele ser habitualmente inferior a 25 cc. Para la extracción, se recomienda emplear palomillas con aguja de entre 21G y 19G y jeringas de 5 o 10 cc. Hay que tener en cuenta que cuanto mayor sea la diferencia de calibre entre la aguja y la jeringa, mayores serán las probabilidades de hemólisis. En general, una palomilla verde con una jeringa de 5 cc y una succión suave garantizan buena calidad de la muestra de sangre. Además de palomillas, se pueden emplear sistemas *Vacutainer,* que facilitan la recolección directamente a los tubos sin riesgos de contaminación de la muestra. Si se emplean jeringas, la extracción de la sangre debe realizarse de forma continua, suave y a la velocidad que marque el flujo de la vena (sin realizar una presión excesiva para evitar la hemólisis y/o el colapso de la vena o demasiado baja que podría hacer que la sangre coagulase). Si el flujo de la vena es muy bajo y se ha de tomar sangre muy despacio, se deben emplear jeringas más pequeñas o no esperar a que se llenen, para así evitar la coagulación de la muestra.

> *NOTA: La calidad de la muestra condiciona la calidad de los resultados. Muestras hemolizadas no serán válidas para realización de hemogramas, paneles bioquímicos o poblaciones linfocitarias.*

Una vez tomada la muestra de sangre, se pasará sin demora a los diferentes tubos ya preparados: tubos con anticoagulante –EDTA, generalmente con tapón morado y HeLi, con tapón verde- y tubos sin anticoagulante –otros colores-. Se recomienda que una persona se encargue de tomar las muestras y otra de ir distribuyendo la sangre en los diferentes tubos y organizando el material recogido. Una vez recogida la sangre en los tubos con anticoagulante, éstos se deben invertir varias veces para que el anticoagulante se mezcle bien con la sangre, y se evite la formación de coágulos. Seguidamente se pondrán en refrigeración (4ºC-8ºC).

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 seguidamente se centrifugará para separar el suero. El suero se guardará en refrigeración o congelado según necesidad.

2.5.2 Muestras de heces

Sobre el animal anestesiado se pueden tomar muestras rectales haciendo un masaje en el abdomen sobre el recto o empleando una paleta fecal. Con ambos métodos hay que tener mucho cuidado en no dañar la mucosa intestinal. También se pueden recolectar heces frescas de la trampa o la instalación. Parte de la muestra se recogerá en un recipiente estéril para análisis molecular y en otro recipiente, no necesariamente estéril, para coproparasitología. Las heces se conservarán en refrigeración hasta su envío.

Aprovechamiento de las heces:

- Análisis coproparasitológico.
- Análisis molecular de agentes infecciosos.
- Análisis de antibiorresistencias.
- Almacenamiento en BRBs.
- Detección de metabolitos hormonales en heces.



Recolección de heces contenidas en recto.

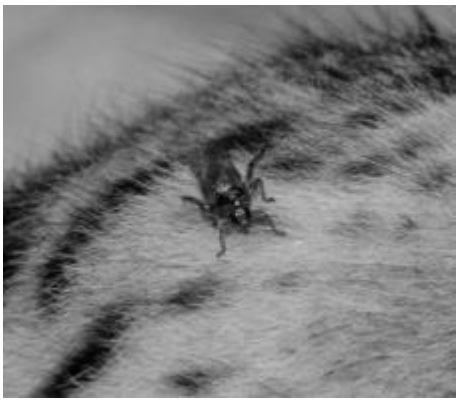
2.5.3 Muestras de ectoparásitos

Tal y como se indica en el apartado anterior, se realizará un análisis metódico en busca de ectoparásitos, especialmente en pliegues y zonas escondidas (orejas, bajo las barbas, ingles, etc.). 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 en refrigeración según su uso. En chequeos rutinarios de animales de vida libre sanos no se realizará desparasitación alguna, ya que algunas especies de parásitos están tan amenazadas como el propio lince ibérico. Sin embargo, se desparasitará a animales que se vayan a mover entre poblaciones o a animales con infestaciones masivas que supongan un riesgo a la vida del ejemplar.

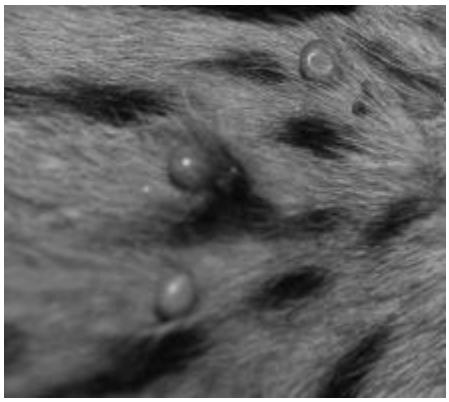
Los parásitos más frecuentemente observados son las moscas hipobóscidas y las garrapatas, seguidos de las pulgas. Los piojos no son fácilmente detectables debido a su tamaño.

Aprovechamiento de ectoparásitos:

- Identificación específica.
- Análisis molecular de agentes infecciosos.



Hipobóscido en la cara de un lince ibérico.



Ixódidos en la espalda de un lince ibérico.

2.5.4 Muestras de pelo

Los pelos se arrancaran de varias zonas del cuerpo mediante pinzas mosquito o con los dedos. No sirven pelos cortados, ya que los análisis se hacen en la raíz pilosa. Se recolectarán en recipientes estériles y sobres de papel, según destino, y se conservarán en refrigeración hasta su envío.

Aprovechamiento de los pelos:

- Genotipado.
- Almacenamiento en BRBs.

2.5.5 Muestras de orina

Se procurará recoger orina por masaje vesical suave, por sondaje de uretra o por cistocentesis (se recomienda hacerla eco-guiada; ver sección 2.4). Cuando se realice masaje vesical, se ha de poner especial cuidado en minimizar la contaminación de la muestra, lavando con suero fisiológico y clorhexidina el pene o la vagina. Al realizar un sondaje uretral, se ha de extremar la precaución para evitar lesiones o infecciones. La uretra de los machos es más larga que la de los gatos, por lo que catéteres urinarios de 130 mm suelen ser cortos. Se emplearán catéteres semirígidos de silicona y se lubricarán con gel estéril para evitar traumas. Al exteriorizar el pene se lavará el glande con suero fisiológico o una solución de clorhexidina. En hembras la cateterización del meato urinario es algo más complicada. Se puede hacer cateterización ciega o mediante otoscopio o vaginoscopio según experiencia y preferencias. La orina se recolectará en un recipiente estéril y se conservará en refrigeración. Cuando se realice cistocentesis, se ha de desinfectar muy bien el área cutánea de inyección, para evitar provocar una cistitis séptica. La orina se ha de mantener en refrigeración hasta su envío.

Aprovechamiento de la orina:

- Urianálisis completo.
- Almacenamiento en BRBs.



Cistocentesis eco-guiada en un lince ibérico. (Foto: José Luis Mendoza).

2.5.6 Hisopos

En las tomas de muestras rutinarias del lince ibérico se utilizan hisopos con medio de transporte AMIES para los cultivos microbiológicos, e hisopos sin medio para el análisis molecular de enfermedades infecciosas.

Entre 2004 y 2009 se tomaron rutinariamente tres hisopos AMIES de cada animal (recto, conjuntiva y orofaringe) para los análisis microbiológicos. Los resultados de esas muestras mostraron la escasa incidencia de alteraciones microbiológicas potencialmente peligrosas para el individuo o la especie, y por este motivo, desde 2009 se ha variado el protocolo. Actualmente se recogen de rutina un hisopo por cultivo especial, más otro para tinición de gram y cultivos básicos dos hisopos de recto en medio AMIES en los animales del programa de cría en cautividad. En evaluaciones rutinarias efectuadas en ejemplares de vida libre y que no entrañan movimiento entre poblaciones, no se toman hisopos AMIES por rutina. En cualquier caso, siempre que se observe lesiones o sintomatología compatible con problemas microbiológicos se tomarán hisopos para el diagnóstico. Los hisopos AMIES para microbiología se conservarán en refrigeración y deben llegar al laboratorio para hacer la siembra antes de 48 horas. Los escobillones con medios específicos (para virus, chlamydias) que no

vayan a ser analizados inmediatamente se deben congelar tan pronto como sea posible.

Dado su importancia diagnóstica, en todos los chequeos de lince ibérico se han de tomar tres hisopos sin medio (recto, conjuntiva y orofaringe) para el análisis molecular de enfermedades infecciosas. El número de PCRs realizadas en estos hisopos es menor al efectuado en sangre, pero resulta de gran utilidad para el diagnóstico de agentes con tropismo ocular o que se eliminan por secreciones oculares, saliva o heces (ver Anexo 6.4). Se intentará usar hisopos finos en el caso del chequeo de cachorros de 4 semanas. Si es posible tomar heces, se puede sustituir por la muestra de hisopos.

Aprovechamiento de los hisopos:

- Microbiología.
- Análisis molecular de enfermedades infecciosas.



Toma de hisopos AMIES para el cultivo microbiológico (izquierda: conjuntiva, centro: orofaringe, derecha: recto).

2.5.7 Biopsia de epidermis

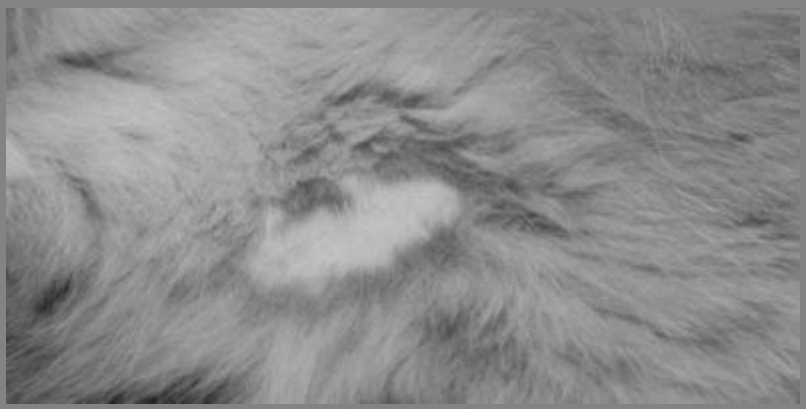
En la primera evaluación sanitaria que se realice en un ejemplar se debe tomar biopsia de epidermis que se emplea para cultivos de fibroblastos realizados y mantenidos en los BRBs. Las biopsias de piel son recogidas en soluciones antibióticas y se envían en refrigeración a los BRBs antes de 24 horas. Para realizar la biopsia se depila en la zona inguinal un área de unos 4 x 4 cm, y se prepara la zona con alcohol 70º Se inserta una aguja estéril larga siguiendo el sentido de las fibras musculares de los músculos subyacentes, en dirección ventral a dorsal, cogiendo 4 pequeños puntos de la epidermis (de aproximadamente 1mm de grosor). Las cuatro pequeñas muestras ensartadas en la aguja estéril se cortan seguidamente con una hoja estéril de bisturí. La lesión que queda tras la toma de muestras asemeja a cuatro redondeles (de 3-5mm de diámetro), que no suelen sangrar. Es importante mantenerlos limpios colocando una gasa humedecida en suero y povidona iodada hasta que se proceda a su cierre. Este puede realizarse mediante una sutura intradérmica o con pegamento tisular (cianocrilato). La sutura ha de ser reabsorbible y de un grosor de 3/0 ó 4/0. Si se realiza con pegamento tisular, se aproximan los extremos de cada una de las heridas y se cierran con una gota, asegurando que la zona quede limpia y seca antes de volver a

permitir la unión de la cara interior de los muslos. Hay que tener cuidado para que el pegamento tisular no se pegue a las manos del veterinario ni al pelaje del lince.

NOTA: En la desinfección del área de biopsia para el cultivo de fibroblastos no se deben emplear nunca soluciones yodadas, ya que pueden interferir con el crecimiento posterior de los fibroblastos.



Procedimiento de biopsia rutinaria en el lince ibérico.



Aspecto de la herida después de un mes.

Si existieran lesiones dérmicas, además de que pueda ser necesario realizar raspados, cultivos de pelos, recoger muestras con escobillones, se recogerá una biopsia de piel mediante trócar de biopsia o cortando con una hoja de bisturí. Se biopsiará tanto la zona afectada como una zona periférica de tejido sano. La muestra se conservará en formalina (formol al 10%, tomando como puro el comercial al 39-40%).



Biopsia de una herida detectada en una hembra adulta de vida libre y que por histopatología se comprobó que era una dermatitis alérgica por picadura de pulgas. (Foto: Proyecto LIFE).

2.5.8 Muestras de moco

Para realizar el diagnóstico de tuberculosis en el lince ibérico se requieren muestras de moco. El diagnóstico de tuberculosis no se hace de manera rutinaria, pero se ha de realizar siempre que se muevan ejemplares entre poblaciones y en todas las incorporaciones al programa de cría en cautividad. Asimismo, se realizará esta prueba cuando se sospeche de esta patología. Las pruebas de elección son diagnóstico por PCR y microbiología. Para la recolección de moco se utilizará la sonda endo-traqueal, una vez extubado el lince. Sin tocar la superficie de la sonda, se barrerá con una aguja estéril hasta depositar todo el contenido posible en un vial estéril. Se ha de conservar en refrigeración o congelación hasta su envío.

2.6 Actuaciones de rutina

2.6.1 Chequeos de cachorros

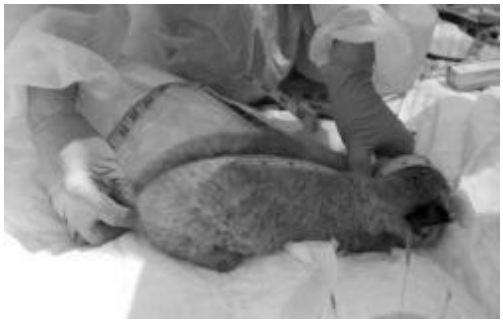
En el programa de cría en cautividad, durante las primeras etapas de la vida de los cachorros deben realizarse varios chequeos cuyas finalidades son el valorar el desarrollo normal del cachorro, descartar posibles anomalías físicas congénitas o adquiridas, la realización de exámenes físicos y la toma de muestras biológicas para descartar las patologías más frecuentes en ejemplares de esa edad (especialmente antes de su vacunación) así como el desarrollo de un protocolo de desparasitación y vacunación adecuados. Para lograr estos fines se realizarán un total de 3 chequeos durante la 4ª, 8ª y 12ª semana de vida del cachorro. Todos estos chequeos deben realizarse bajo unas estrictas medidas de bioseguridad (debido a la edad y al estado de inmunización de los cachorros) y bajo unas condiciones climatológicas favorables que eviten posibles situaciones de hipotermia o hipertermia en los cachorros.

A) 1º chequeo (4 semanas): Durante este chequeo, normalmente los cachorros oponen poca resistencia a su manipulación (aún no tienen totalmente desarrollada la respuesta al miedo) y suelen permitir una correcta manipulación durante todo el chequeo. Este chequeo debe constar de:

- *Examen físico completo*: Es importante descartar la presencia de hernias umbilicales, hendiduras en el paladar u otras anomalías físicas congénitas. Los valores medios de temperatura, frecuencia cardíaca y frecuencia respiratoria en un cachorro de gato a esta edad son los siguientes (Prats, 2004):

  - *Temperatura: 37,8-38,5ºC.*
  - *Frecuencia cardíaca: 150-190 ppm.*

- *Toma de las medidas biométricas y pesaje* (ver Anexo 17) que permitan valorar que el desarrollo del cachorro es el esperado para su edad.



Biometría (Foto: A. Rivas).



Sexaje de cachorro en el primer chequeo

- *Sexaje* de los cachorros a partir de la medida de la distancia ano-genital.

  - *Machos ≥ 14 mm (a los 30 días de edad).*
  - *Hembras ≤ 14 mm (a los 30 días de edad).*

- *Marcaje de los cachorros:* Se recomienda el rasurado de distintas áreas de los cachorros para identificarlos. Anteriormente, y durante años, se ha utilizado un tinte para la identificación de los cachorros, pero tras la muerte súbita de un ejemplar de 5 meses pocas horas después de su marcaje con tinte, se decidió interrumpir su uso.

- *Toma de muestras:* para diagnóstico molecular y microbiología.

  - Hisopos con medio AMIES:

- **6 Hisopos finos de recto** (o muestra de heces) para la realización de tinciones Gram, cultivos rutinarios, cultivo e identificación de Salmonella, Escherichia coli, Campylobacter y Yersinia.

- Hisopos sin medio:

  - **1 Hisopo de recto** para la realización de PCRs frente a FeLV, FPV, FCoV y CDV.
  - **1 Hisopo de conjuntiva ocular** para la realización de PCRs frente a FHV, FCV y C.felis.
  - **1 Hisopo de orofaringe** para la realización de PCRs frente a FHV y FCV.
  -

- Orina: Por estimulación. Para valorar densidad y hacer una tira.



Toma de muestra de hisopo rectal en un cachorro de lince ibérico (Foto: Jordi Boixader).

- *Desparasitación:* interna y en caso de ser necesario una desparasitación externa. Para la desparasitación interna de los cachorros pueden utilizarse productos como el *pamoato de pirantel* (Canex gatos®) o la *milbemicina* (Milbemax®). Su dosificación dependerá del peso del cachorro. En caso de ser necesario se procederá a la desparasitación externa de los cachorros con *fipronilo* (Frontline®). Debido al tamaño de los cachorros puede ser necesario aplicar el volumen que les corresponda por su peso sobre una gasa y aplicarla posteriormente sobre el pelaje del animal a contrapelo.

Nunca se devolverá a su instalación un cachorro al que se le haya aplicado un antiparasitario externo hasta que éste no esté totalmente absorbido por el animal.

B) 2º chequeo (8 semanas): Durante la realización de este chequeo normalmente los cachorros ya suelen oponer bastante resistencia, por lo que puede ser dificultosa la toma de medidas biométricas y la realización del examen físico. Deben extremarse las medidas de seguridad del personal y utilizar guantes de captura para la contención de los animales. Este chequeo debe de constar de:

- *Examen físico:* Por lo descrito anteriormente, puede ser difícil la realización de un examen físico detallado. Aún así es importante valorar las posibles lesiones que los cachorros han podido sufrir durante el periodo de peleas agonísticas (normalmente suceden entre los 34 días de edad y las 8 semanas). Por este motivo es importante hacer una exploración detallada de la piel y del sistema músculo-esquelético.

- *Toma de medidas biométricas* y pesaje.

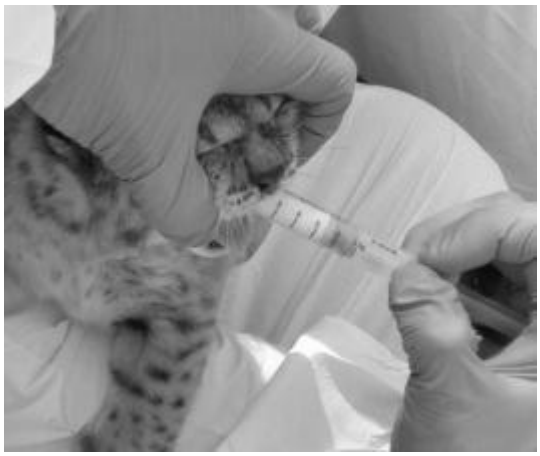
- *Sexaje*. En caso de haber tenido alguna duda en el sexaje de los cachorros en el chequeo anterior, es importante volver a medir la distancia ano-genital de los cachorros.

- *Desparasitación:* interna y externa. Durante el segundo chequeo de cachorros se les debe realizar una segunda desparasitación interna con los productos descritos anteriormente. Puede ser de utilidad la obtención de muestras frescas de heces de los cachorros para el estudio parasitológico y determinar de esta manera la eficacia del tratamiento.

- *Primovacunación*. En caso de no observarse anomalías importantes en el examen físico y una vez ya obtenidos los resultados de los estudios microbiológicos y de biología molecular realizados en el chequeo anterior, debe procederse a la primovacunación de los cachorros con una dosis de vacuna pentavalente inactivada o muerta (*Pentofel* de Pfizer®) y una dosis de una vacuna frente a la leucemia felina (*PureVax FeLV* de Merial®).



Herida por pelea a las 8 semanas (Foto: Jordi Boixader).



Desparasitación (Foto: Jordi Boixader).

c) 3º chequeo (12 semanas): Este chequeo suele ser uno de los más complicados de realizar debido a la resistencia que oponen los cachorros. El objetivo principal de este chequeo es realizar la revacunación con la vacuna pentavalente inactivada y la vacuna frente a la leucemia felina. Si los cachorros lo permiten se debería realizar otro examen físico, pesaje, toma de datos biométricos y marcaje de los cachorros.

Todos los datos obtenidos durante los chequeos deben recogerse en la ficha diseñada para este fin (Anexo 17). Debe puntualizarse también que el protocolo de desparasitación y vacunación de los cachorros puede variar en aquellos ejemplares que debido a abandono, ausencia de toma de calostro y/o crianza artificial requieran de una inmunización más temprana.

En la población silvestre de lince ibérico los chequeos de cachorros no son frecuentes. Cuando existe interés de algún tipo, se pueden realizar chequeos tanto de cachorros en trueca, a partir de la cuarta semana, como en campo, a partir de los dos meses y medio. Un chequeo de cachorros en trueca sigue esencialmente la misma rutina descrita en el primer chequeo de cautividad, pero sin la realización del marcaje y la desparasitación. Además, habitualmente se toma una muestra de sangre de la vena safena para la realización de PCRs de agentes infecciosos y genotipado. Para realizar este tipo de intervención se ha de asegurar que la hembra se ausenta de la trueca, y hay que realizar todo el manejo antes de que vuelva. Por ello, es casi imprescindible que la hembra esté radio-marcada y conocer su rutina diaria antes de plantearse intervenir. Además, el proceso debe ser rápido y el equipo estar sincronizado. En cuanto a los chequeos de campo a partir de los dos meses y medio, hay que evitar retener a los cachorros lejos de sus madres por mucho tiempo, ya que podrían desorientarse y perderse. A no ser que existiese algún problema mayor, se realizará en estos casos una sedación rápida con *Dexmedetomidina*, que permitirá manejar al cachorro y tomar las muestras necesarias. Se ha de revertir rápidamente, y el proceso no debe durar más de 15 minutos. En este manejo los cachorros no pierden totalmente la consciencia, por lo que hay que manejarlos con guantes de protección y con la visión tapada.



Chequeo de cachorros de 5 semanas en el medio natural. (Foto: Marcos López).



Toma de sangre de la vena femoral en un cachorro de lince ibérico de 5 semanas. (Foto: Marcos López).

2.6.2 Chequeos de juveniles y subadultos

A partir de los 8-9 meses de edad, y antes de que alcancen la edad adulta, todos los linces se someten a un chequeo sanitario completo (con toma de muestras biológicas, ecografía abdominal, radiografías, etc.) bajo anestesia. Durante este chequeo se procede, si no se ha hecho anteriormente, a la identificación de los ejemplares mediante microchip, radio-marcaje, en el caso de linces de vida libre, a la extracción de sangre para su genotipado y a la realización de biopsias cutáneas para los bancos de recursos.

2.6.3 Chequeos sanitarios y reproductores

Una vez alcanzada la edad adulta los linces son examinados de forma periódica incluyendo un chequeo sanitario completo (con toma de muestras biológicas, ecografía abdominal, radiografías, etc.) y un examen reproductor (citología vaginal, análisis hormonal, ecografía de tracto reproductor, electroeyaculación). La frecuencia de estos chequeos depende de cada ejemplar (edad, sexo, estatus reproductor, otros) pero como noma general se suelen realizar cada uno o dos años.

2.7 Otros procedimientos

2.7.1 Radio-marcajes

Gran parte del seguimiento rutinario del lince ibérico se realiza mediante collares radio-emisores. El radio-seguimiento es una base importante para las acciones de conservación, ya que proporciona información sobre el uso del espacio, las relaciones sociales y las causas de mortalidad en la especie. Los radio-marcajes son, por tanto, parte rutinaria de las evaluaciones sanitarias de ejemplares silvestres de lince ibérico. Es recomendable que los radio-marcajes los realicen los técnicos que van a realizar el seguimiento de los ejemplares, de esta manera pueden controlar el proceso desde sus inicios. Los collares han de probarse antes de colocarlos, tanto si son collares UHF, satélite o GPS-GSM. Han de atenderse siempre las indicaciones de cada collar que se implante en un lince ibérico y, cuando sea preciso, hay que programarlos teniendo en cuenta la información que se quiere obtener con el radio-seguimiento y la duración esperada de la batería. El peso del collar no debe superar el 5% del peso del animal, y, en general, no deben marcarse con collar machos de menos de 6 kg y hembras menores de 5 kg. La medida del perímetro de un collar para un lince mayor de tres años ha de ser tal que, una vez apretados los tornillos, se puedan meter sin dificultad dos dedos entre el cuello y el collar. Esto corresponde aproximadamente a fijar un perímetro interno del collar 1,5 cm más grande que el del cuello del animal. Además, siempre hay que comprobar que el collar no salga por la cabeza para que no se lo quite si el lince tira de él hacia delante. Para radio-marcar a un ejemplar menor de tres años, se ha de fijar en el collar el diámetro de un lince adulto, para evitar que con el crecimiento el animal llegase a estrangularse con el collar (incluso aunque se prevea que se podría quitar el collar en un tiempo breve por medio de un sistema de drop-off). Para ello se le dará al collar un perímetro interno medio de un ejemplar adulto de su mismo sexo (para las hembras suele medirse un perímetro de 23,5-25,5 cm y para los machos de 28-31 cm). Posteriormente, y para evitar que el collar se salga por la cabeza, se pondrán en la cara interna del collar las capas de espuma adhesiva en tiras que sean necesarias para ajustar el collar al perímetro del cuello del ejemplar (que quepan dos dedos sin dificultad). Antes de anclarlo, el collar con las capas de espuma se ha de revestir con cinta aislante para darle consistencia al conjunto, que además por la combinación de colores se utilizará como otro dato más (además del patrón de manchas) para la identificación del ejemplar durante foto-trampeo. Con el

paso del tiempo, la espuma se va deteriorando y se cayendo, permitiendo que el collar se vaya ajustando al crecimiento del animal.



Imágenes de radio-marcaje de lince ibérico en Doñana-Aljarafe (izquierda) y Sierra Morena (derecha). El personal que realiza el radio-marcaje ha de utilizar al menos guantes y mascarilla. (Fotos: Proyecto LIFE).

2.7.2 Traslados

El transporte de un lince ibérico se inicia con el proceso de captura, idealmente a través de jaula-trampa con caja de compresión, que luego se utilizará durante el viaje. Si es posible, se llevará a cabo un entrenamiento del animal para la captura, alimentándolo dentro de la jaula-trampa. En caso de ser necesario, en la víspera del viaje se realizará algún tipo de sedación. Cuando la jaula-trampa no tenga jaula de compresión, es ejemplar será transferido a una jaula de compresión o transporte para realizar el viaje.

Los animales deben moverse en vehículos adaptados donde pueda mantenerse un contacto visual constante con el ejemplar y pueda regularse la temperatura ambiental, deberá trasladarse con el menor ruido posible y con la jaula de transporte cubierta con un paño negro para proporcionarle oscuridad. Se minimizará el tiempo de viaje. **Siempre debe estar presente un veterinario** y, al menos, un asistente, preferentemente que conozca al animal. Dependiendo de la distancia de la ruta debe conocerse la ubicación de clínicas veterinarias a las que poder acudir en caso de emergencia.

Siempre se debe llevar un botiquín de emergencia con medicación para sedación/anestesia, terapia de fluidos, equipo de reanimación (adrenalina, atropina,

tubos endotraqueales, Ambú) y material general (guantes, mascarillas, cintas adhesivas, vendas).

La mayoría de los animales toleran el transporte sin signos de ansiedad ni necesidad de premedicación, especialmente los ejemplares silvestres. En los animales más ansiosos (por ejemplo los linces criados a mano), puede ser necesaria o conveniente la premedicación con midazolam o con dexmedetomidina en los casos más extremos. Siempre se han de evitar los anestésicos más potentes, ya que, durante el transporte, las condiciones para responder con éxito a una anestesia de emergencia son mucho más precarias.

> *En la ficha de traslado debe siempre quedar bien explícita toda la medicación efectuada antes del transporte.*

Actualmente se está ponderando el uso de tranquilizantes de larga acción (perfenazina, zuclopentixol, por ejemplo) para facilitar el transporte y la adaptación a la llegada del nuevo centro, pero aún no han sido probados en el lince ibérico.

Otra práctica que, siempre que sea posible, sería muy beneficiosa es que un cuidador del centro de origen ayude, no sólo en el transporte, sino durante la primera semana de adaptación de los animales al nuevo centro, ya que así puede evaluar qué tipo de comportamiento es normal o cual revela tensión a la adaptación en las nuevas instalaciones.

2.7.3 Eutanasia

El lince ibérico es una especie en peligro crítico de extinción, bajo un exhaustivo seguimiento sanitario tanto en las poblaciones silvestres, como en los centros de cría en cautividad y de recuperación. Por esto, la supervivencia de cada ejemplar es muy importante para la recuperación de esta especie, y deben realizarse todos los esfuerzos para salvar la vida de todos los ejemplares. A pesar de ello, siempre debe primar el bienestar animal, y en algunas ocasiones, y a pesar de todos los esfuerzos clínicos realizados, la situación de un ejemplar y su futuro inmediato llevan a plantear su eutanasia.

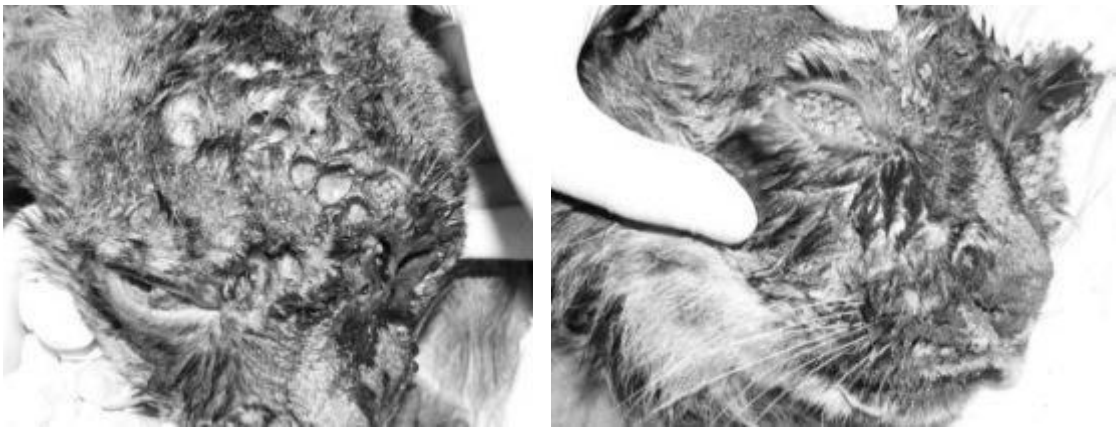
El término eutanasia deriva del griego eu (bueno) y thanatos (muerte). Una “buena muerte” sería aquella en la que no hay dolor ni sufrimiento. Eutanasia es el acto de inducir la muerte humanitaria a un animal, y debe llevarse a cabo con el mayor respeto, minimizando cualquier dolor o sufrimiento. La toma de decisión nunca es sencilla, y debe ser sometida siempre a una evaluación clínica efectuada por personal especializado, incluyendo un diagnóstico e historia clínica completa, un razonamiento de la situación actual del animal y su pronóstico considerando todas las circunstancias y alternativas. La decisión debe ser consensuada dentro del equipo de trabajo implicado y su dirección, así como con la dirección del programa o proyecto de

conservación que se trate, y siempre se ha de informar con antelación a las autoridades competentes implicadas.

Las técnicas de eutanasia deben provocar una rápida pérdida de consciencia, seguida de una parada cardiaca o respiratoria y el cese de actividad cerebral. Además, la técnica debe minimizar el sufrimiento y ansiedad experimentado por el animal antes de la pérdida de consciencia. Se debe capturar al lince ibérico de forma rápida y tranquila, con los métodos mencionados en el apartado 2.2, e inducir una anestesia quirúrgica. Para ello se utilizará el protocolo anestésico para procedimientos dolorosos (ver apartado 2.2.3), administrando una combinación de midazolam (0,2-0,4 mg/kg), dexmedetomidina (15mcg/kg), ketamina (2,5 mg/kg) y un analgésico como morfina o metadona (0,2 mg/kg).

Una vez que el lince haya alcanzado el plano quirúrgico, se administrará el agente eutanásico. Como agente eutanásico se utilizarán siempre sustancias inyectables como derivados barbitúricos (pentobarbital, tiopental) o T61 ®Intervet Schering-Plough por vía endovenosa. Los derivados barbitúricos son, por su rapidez de acción, los agentes eutanásicos de elección, sobre todo el pentobarbital, ya que provocan una depresión del sistema nervioso central, parada cardiaca y respiratoria. En caso de no disponer de una acceso venoso, se puede utilizar la vía intraperitoneal o intracardiaca, siempre que el animal esté anestesiado. El T61 es una combinación de un anestésico local, un hipnótico y un relajante muscular curariforme. Requiere anestesia previa y administración por vía intravenosa lenta. Después de aplicar la eutanasia, es imperativo verificar la muerte del animal confirmando la ausencia de signos vitales.

Tras la eutanasia y muerte de un lince ibérico, el cadáver es trasladado a las instalaciones del centro correspondiente, para la realización de la necropsia, según protocolo.



Miasis generalizada de heridas provocadas por pelea en una hembra adulta de lince ibérico de la población de Doñana-Aljarafe. Se decidió eutanasiar al ejemplar. (Fotos: Teresa del Rey).

2.7.4 Desparasitaciones externas

Las desparasitaciones externas se aplican de manera rutinaria en el programa de cría en cautividad. En el medio natural, sin embargo, los linces manejados no se desparasitan a no ser que presenten una infestación tan grande que les esté provocando problemas físicos evidentes. La principal razón para no desparasitar a los linces silvestres es que la parasitación es una importante presión evolutiva de la que no es recomendable prescindir. Además, existe una especie de malófago endémico del lince ibérico, que está tan en peligro de extinción como el propio lince ibérico (ver Pérez y col. 2001).



Garrapata en la zona perianal en una hembra silvestre de lince ibérico (Foto: Guillermo López).

Capítulo 3

Aspectos Clínicos

3.1 Patologías más frecuentes en el lince ibérico

El estado sanitario de las poblaciones de lince ibérico comenzó a estudiarse en la pasada década de los 90, por lo que existe ya una gran cantidad de información al respecto en esta especie. Gracias a esto, de entrada no hay que tratar al lince ibérico como si fuera un gato doméstico, ya que posee peculiaridades sanitarias que son ya bien conocidas. El seguimiento epidemiológico ha permitido implementar las medidas preventivas y/o correctivas que ha sido preciso según el caso, tanto en cautividad como en vida libre. El lince ibérico posee factores de riesgo que amenazan a la especie, como la elevada endogamia en los linces de Doñana-Aljarafe (probablemente asociada a una inmunosupresión) o el compartir hábitat con reservorios de patógenos a los que el lince es sensible, transmitiendo enfermedades (como la tuberculosis, moquillo, etc.). Dichas patologías son, en orden decreciente de mortalidad y morbilidad producida:

3.1.1 Leucemia felina



Uno de los machos infectados con FeLV en Doñana en 2007, dos días antes de morir. Se aprecia la mala condición física y el mal aspecto del pelaje. (Foto: M. López)

Se trata de una retrovirosis causada por el gammaretrovirus "Virus de la Leucemia Felina" (FeLV), frecuente en el gato doméstico y que ocasionalmente infecta a otras especies de felinos. Origina anemias, tumores e inmunosupresión. El FeLV ha demostrado ser fatal y fácilmente transmisible en el lince ibérico, teniendo la capacidad de influir notablemente en la dinámica poblacional de la especie. Desde que se realiza un seguimiento sanitario de las poblaciones silvestres de lince ibérico se han detectado esporádicamente casos aislados de infección por FeLV, cuyo origen es el contacto con el gato doméstico (Luaces y col. 2008; Meli y col. 2009). No obstante, se desconoce la epidemiología de la enfermedad en la población antes de 2006, ya que todos los casos identificados fueron hallazgos de necropsia en muertes no relacionadas con ella. El caso conocido más relevante para la población de lince ibérico fue el brote que sufrió la población de Doñana-Aljarafe en la primavera de 2007, que supuso la pérdida de 10 ejemplares de la subpoblación de Coto del Rey (López y col. 2009), donde existía la mayor densidad de linces ibéricos de toda la población. Además coincidió con la época de cría (momento en el que aumentan las interacciones entre individuos). Por último, es posible que algunas medidas de gestión e investigación incrementasen estas interacciones. En diciembre

de 2006, durante las evaluaciones sanitarias antes de la temporada de cría, aparece un macho virémico. Teniendo en cuenta que dicha enfermedad no parecía ser un factor de riesgo en las poblaciones de felinos silvestres y que sólo se conocía un brote en la pantera de Florida, no se propuso la retirada del ejemplar del medio. En marzo de 2007, aparecen los dos primeros linces muertos positivos a leucemia felina y cuya causa de muerte fueron infecciones secundarias. En los meses de abril y mayo se produjo la muerte de dos machos más, ya mientras se llevaba a cabo un plan de control de la leucemia en el lince ibérico. Este plan pretendía contener el brote mediante la retirada de los ejemplares virémicos mientras fuesen infectivos, la vacunación de los no infectados y la disminución de la población de gatos domésticos asilvestrados. Los linces virémicos fueron retirados para evitar el contagio en la población, mientras que los negativos fueron vacunados con vacuna recombinante PureVax FeLV de Merial®. Ocho ejemplares murieron y dos siguen actualmente en cautividad, uno de ellos virémico y el otro acantonado.

Durante los 8 meses que duró el plan de control de leucemia felina en el lince ibérico, se consiguió evaluar el estado sanitario del 80% de la población de Doñana-Aljarafe y del 8 % de la población de Sierra Morena. Los ejemplares virémicos se trasladaron a centros de recuperación donde se someterían a evaluaciones periódicas para controlar el desarrollo de la infección y, si lograsen acantonar el virus a un estado de latencia, se devolverían al medio natural.

En los ejemplares virémicos se pudo ver letargia, apatía y sintomatología inespecífica de infección. En necropsia, los hallazgos más comunes fueron hemólisis extravascular con anemia, hemorragias en múltiples órganos, neumonías, afectación de riñones (glomerulitis, glomerulonefritis, nefritis túbulo-intersticial), glándulas adrenales (con estrés crónico) y corazón (necrosis coagulativa multifocal del músculo cardíaco) y presencia de líquidos en cavidades corporales (pericardio, cavidad torácica y cavidad abdominal). La principal causa de muerte de los ejemplares infectados fueron infecciones oportunistas secundarias a la inmunosupresión (por *Pasteurella multocida, Mycoplasma spp, Campylobacter jejuni spp jejuni, Streptococcus canis*,…). Después de este brote, han aparecido tres positivos no virémicos (virus latente) a FeLV en Sierra Morena, cinco positivos virémicos en Doñana-Aljarafe y Andújar_cardeña (Véase la tabla a continuación) y un ejemplar en avanzado estado de descomposición en el que no pudo determinarse si era virémico o no, si bien no se ha detectado ningún nuevo brote, únicamente casos aislados. Pese a ello, desde 2007, se lleva a cabo un programa de vigilancia del virus en la población de Doñana. De aparecer nuevos casos de ejemplares silvestres virémicos, se deben extraer del medio natural y trasladarse a un centro de recuperación con instalaciones adecuadas (Sólo uno de los ejemplares mencionados anteriormente fue detectado en vivo y trasladado al CREA “Los Villares” donde falleció dos meses después). Tanto si se trata de ejemplares manejados vivos o hallados muertos, cuando se detecta un caso positivo, se organiza un dispositivo de trampeo que permita capturar el máximo de ejemplares con los que compartía territorio y así controlar de manera temprana posibles brotes del virus y evitar su propagación.

Ejemplares hallados positivos a FeLV después del brote de 2007:

Ejemplar	Sexo	Población	Núcleo	Fecha de manejo	Tipo de manejo	Causa de la muerte
Épsilon	Macho	Doñana-Aljarafe	Coto del Rey	06/12/2009	Necropsia	Atropello
Espuma	Macho	Doñana-Aljarafe	Abalario	16/11/2011	Evaluación sanitaria y traslado al CREA	Infecciones bacterianas secundarias a inmunosupresión
Candil	Hembra	Andújar-Cardeña	Jándula	23/01/2012	Necropsia	Neoplasia en ovario y posible metástasis linfomatosa renal
Cerrajero	Macho	Andújar-Cardeña	Jándula	12/03/2013	Necropsia	Tuberculosis sistémica
Engarbos	Macho	Andújar-Cardeña	Jándula	29/03/2013	Necropsia	Atropello

Para conferir protección frente a esta enfermedad todos los ejemplares silvestres no virémicos se han de vacunar con la vacuna recombinante PureVax® FeLV de manera rutinaria en caso de ser chequeados y en los centros de cría, se vacunan de manera rutinaria (ver sección 4.2). En ejemplares nacidos en cautividad que vayan a ser liberados al medio natural, deberán recibir dos dosis de vacuna recombinante.



Imagen de uno de los machos muertos por FeLV en la epidemia de 2007, poco antes de morir. (Foto: Leonardo Fernández).

3.1.2 Tuberculosis (TB)

Provocada por la bacteria *Mycobacterium bovis*, se trata de una enfermedad que ha mostrado ser mortal en el lince ibérico. El lince ibérico se considera un hospedador ocasional que se infecta a partir de los ungulados silvestres con los que convive y de los que ocasionalmente se alimenta (Aranaz y col. 2004). A finales de la década de los 90, cuando se empiezan a realizar pruebas diagnósticas en el lince ibérico en Doñana, se identifican los tres primeros casos conocidos de TB en la especie. Entre 2002 y 2013 se conocen 7 casos más,

cinco en Sierra Morena y dos en Doñana-Aljarafe. De los 10 casos conocidos hasta ahora, cuatro son de ejemplares que se capturaron en el campo por diversos motivos y murieron en cautividad, los dos últimos dentro del brote de enfermedad renal crónica descrito más abajo. En todos los ejemplares se observaron granulomas pulmonares y de ganglios linfáticos torácicos, con derrames pleurales serohemorrágicos, piotórax y congestión generalizada. Además, dos ejemplares de Sierra Morena presentaron lesiones oculares asociadas a la enfermedad. Todos los ejemplares en los que se ha identificado TB murieron a causa de ésta. En la población de Sierra Morena la presión de TB es mayor que en la de Doñana-Aljarafe, ya que sólo un 30% de los ejemplares de Doñana-Aljarafe viven en zonas de alta prevalencia de tuberculosis, mientras que en Sierra Morena casi el 100%.



Lesiones oculares producidas por tuberculosis en dos linces ibéricos silvestres: izquierda, "Fermín" y derecha "Piña". (Fotos: Fernando Sanz y Maribel García).

En ejemplares que vayan a ser objeto de traslocación interpoblacional, es necesario realizar un diagnóstico específico que verifique que el ejemplar está libre de TB. Para ello, se realiza de rutina en estos casos tanto un diagnóstico molecular (GenoQuick® y PCR genérica) en muestras de moco (recogido por lavado bronco-alveolar o tras la extubación) y en sangre entera, como una tinción específica de micobacterias *(Tinción de auramina o Ziehl-Neelsen)* a partir de una extensión de moco. En estos casos, además se realizará siempre una radiografía torácica, para complementar el diagnóstico. En caso de resultar positivo, se descartarán dichos ejemplares para estas actuaciones.

3.1.3 Enfermedad renal crónica

En abril de 2009 se detectó por primera vez en el Programa de cría un ejemplar adulto de edad avanzada con signos compatibles con enfermedad renal. En los meses siguientes (mayo-septiembre), la aparición de cuatro nuevos casos disparó las alarmas en el Programa y se adoptaron una serie de medidas preventivas como el incremento de la bioseguridad, manejando estos ejemplares de forma individual como si estuviesen en cuarentena, la administración de tratamiento sintomático y la suspensión o cambio de todos los procedimientos potencialmente nefrotóxicos en estos ejemplares. Al mismo tiempo el grupo veterinario comenzó una serie de consultas a especialistas e instituciones para planificar un

muestreo dirigido, durante los chequeos rutinarios de otoño, que permitiese esclarecer la posible causa de esta enfermedad.

Los agentes etiológicos potenciales que se barajaron como causantes de este proceso fueron: intoxicaciones (por vitaminas o tóxicos), agentes infecto-contagiosos, manejo (estrés, anestesias, vacunaciones) y determinantes genéticos. Todas estas causas se incluyeron en el análisis multivariable*

Una vez examinados todos los ejemplares albergados en los centros de cría se confirmó que un 60 % presentaba alteraciones en la función o morfología renales. A pesar de estar descrita en la bibliografía la elevada susceptibilidad de los felinos a padecer patologías renales, la enfermedad renal crónica de origen desconocido que surgió en 2009 afectaba a más de la mitad de la población cautiva, de ahí su gravedad.

Tras estos hallazgos, se instauró un tratamiento sintomático a todos los ejemplares afectados y se tomaron una serie de medidas con el objetivo de corregir de forma inmediata las causas potenciales del cuadro, entre ellas la supresión de los suplementos vitamínicos en las dietas de todos los linces del Programa de cría.

Con el objetivo de identificar el origen del problema se recopiló y analizó toda la información y los datos obtenidos durante los muestreos y se establecieron las siguientes líneas de trabajo:

a) Estudios histopatológicos de linces fallecidos por ERC.

b) Análisis multivariable para identificar las posibles causas del cuadro en función de los datos previos.*

c) Análisis de vitaminas liposolubles y parámetros relacionados con el metabolismo del calcio.

d) Análisis del suplemento vitamínico suministrado desde finales de 2008.

e) PCR de Encephalytozoon spp en riñón de ejemplares fallecidos.

f) Estudio retrospectivo de vacunas recombinantes para el Programa.

g) Análisis genético de la población cautiva.

h) Estudio histopatológico para determinar un posible origen autoinmune.

Los hallazgos clínicos así como las distintas líneas de investigación y el análisis multivariable apuntaban como principal agente causal de la enfermedad renal crónica una hipervitaminosis D.

Desde el año 2005, según las recomendaciones de un estudio sobre la "*Valoración nutricional de la dieta media consumida por los linces en cautividad"* realizado por una empresa especializada en nutrición de fauna salvaje, la dieta suministrada a los ejemplares del Programa de cría contemplaba el aporte de un suplemento vitamínico los días de

alimentación con presa muerta, sin que apareciese ningún tipo de alteración o afección en los ejemplares albergados en el Programa hasta el año 2009.

Los valores bioquímicos y hormonales junto con la anatomopatología de diferentes tejidos en linces enfermos, aportaron datos razonables para afirmar que los animales en cautividad habían recibido un aporte excesivo de vitamina D; constatando, tras el análisis de muestras históricas, que fue a partir del año 2009 cuando se producen desequilibrios bioquímicos y hormonales indicativos de una hipervitaminosis D. Asimismo, el análisis realizado de los lotes de suplemento vitamínico utilizados a partir de septiembre de 2008 hasta enero de 2010 demostró que contenían entre 28 y 36 veces la cantidad de vitamina D3 indicada en su etiquetado. Tras la retirada de los suplementos vitamínicos, se observó una estabilización de los cuadros.

La monitorización de la enfermedad se lleva a cabo, por un lado, mediante métodos no invasivos a través de la herramienta denominada Clinical Scoring*, pesaje y urianálisis (orina de marcaje) periódicos y, por otro lado, a través de una monitorización invasiva con chequeos programados (utilizando protocolos anestésicos especiales para minimizar el daño renal) en los que además del examen sanitario completo habitual, se realizan pruebas específicas para la evaluación de esta enfermedad.

La clasificación del grado de afección de los ejemplares del Programa de cría se realiza según las alteraciones observadas en diagnóstico por imagen y los valores plasmáticos de creatinina, densidad urinaria y ratio proteínas/creatinina en orina. En los ejemplares con afección renal se observa un aumento en sangre de calcio, fósforo, calcidiol, urea y creatinina, alteración de la densidad urinaria y calcificaciones metastásicas generalizadas.

Clasificación/ Parámetro	Creatinina (mg/dl)	Densidad urinaria	Proteína/creatinina en orina	Diagnóstico por imagen
Sano	<2,5	>1035	Normal	Normal
Fase I	<2,5	<1035	Alterado	Alterado
Fase II	2,5 – 4,5	<1035	Alterado	Alterado
Fase III	>4,5	<1035	Alterado	Alterado

Una vez confirmada la enfermedad en los ejemplares se consensuó un tratamiento similar al empleado en gato doméstico, con el objetivo de reducir el daño renal y mejorar las alteraciones secundarias a la ERC mediante la administración de benazeprilo, ácidos grasos esenciales (ω-3, ω-6), quelantes de fósforo y una dieta con menor contenido proteico.

Clinical Scoring*:
Semanalmente se integra la información recogida por videovigilantes, cuidadores y veterinarios en una tabla que analiza la inactividad, condición corporal, ingesta de agua y alimento, vómitos, dolor/debilidad/incoordinación, calidad del pelaje y densidad urinaria. A esta información se le otorga una puntuación numérica para valorar el estado del animal respecto a la ERC y seguir su evolución en el tiempo.

Hasta septiembre de 2013 se han producido dieciséis bajas de animales del Programa Ex situ debidas a la ERC. Esta enfermedad afectó gravemente a la reproducción del 2010 y de forma más leve a la del 2011. En la actualidad la enfermedad renal está controlada y los

animales enfermos están siendo tratados preventiva y sintomáticamente, aunque los daños renales son irreversibles y la enfermedad seguirá su curso crónico degenerativo.

El balance del estado de la población cautiva desde el año 2009 hasta septiembre de 2013 es el siguiente:

Fecha	Sanos	Fase I	Fase II	Fase III	Pendiente	Bajas ERC	Total EJEMPLARES >1 AÑO	Prevalencia
2009	18	7	7	14	28	0	46	60,80%
jul-10	33	13	8	10	3	5	67	46,20%
nov-10	29	8	13	11	0	3	61	52,45%
sep-11	38	9	14	11	0	1	72	47,22%
oct-12	48	9	13	6	1	7	77	36,36%
sep-13	69	5	16	6	8	0	104	25,96%

3.1.4 Traumatismos

Los traumatismos, de diferente índole, son frecuentes en el lince ibérico, tanto en cautividad como en vida libre. En la última década se han detectado numerosos casos de fracturas, sobre todo en los linces alojados en cautividad. Los traumatismos que requieren actuación de urgencia se explican en la sección 3.2.

A) Ejemplares de vida libre: Dentro de los traumatismos que se pueden producir en vida libre, está por un lado aquellos ocasionados por la acción del hombre, bien de manera intencionada (cepos, disparos, lazos, etc.) o bien no intencionada (sobre todo atropellos). La mayoría de los atropellos acaban con la vida del ejemplar, pero ocasionalmente se ha podido recuperar algún ejemplar con vida (ver capítulo 3). Por otra parte, se encuentran aquellos traumatismos causados por peleas, bien entre ejemplares de la misma especie o con otras especies. Durante los exámenes físicos de los chequeos rutinarios, es frecuente observar heridas por pelea. Además se tiene constancia de varias muertes de lince ibérico en el medio natural por pelea.

B) Ejemplares en cautividad: En estos ejemplares se producen traumatismos detectados en la mayoría de los casos por la presencia de cojeras, diagnosticados posteriormente por imagen tras ser capturados. Se han dado casos de fracturas de húmero, de tibia y peroné, etc. La mayoría de éstas se han resuelto mediante cirugía. Otros traumatismos han provocado síntomas neurológicos como síndrome vestibular, ataxia, paraparesia, etc.

En el periodo de desarrollo de los cachorros de lince ibérico, al igual que en los cachorros de lince boreal, se ha observado un comportamiento agonístico entre ellos. Esto les lleva a una serie de peleas continuas provocándose numerosos traumatismos de diversa gravedad (desde arañazos a la muerte de uno de los implicados en la pelea). La primera vez que se observó en lince ibérico fue en la primera camada nacida en cautividad en 2005, a los 44 días de vida. En dicha pelea se produjo la muerte de uno de ellos y graves heridas en el

otro ejemplar, ya que la intervención de la hembra no logró separarlos. Tras recibir atención veterinaria el cachorro herido, se tomó la decisión de integrarlo de nuevo en la camada. Se llevó a cabo un manejo que consistió en la unión de los cachorros durante el día y la separación por la noche (ya que se complica el manejo en caso de tener que intervenir) hasta que disminuyesen estos comportamientos. Se contactó con Sergei Naidenko, investigador ruso que estudiaba este comportamiento en lince boreal y se tuvieron en cuenta estudios en el medio natural sobre la mortalidad en cachorros (antes de los tres meses) no relacionada con el tamaño de los cachorros y con la disponibilidad de presas.

Algunas lesiones traumáticas observadas en linces ibéricos silvestres:



Detalle de heridas por pelea de lince de vida libre en el antebrazo.



Tras la cura de la herida de mordedura en otro ejemplar, y aplicación de Aluspray®.



Heridas por mordedura ocasionadas en un ejemplar reintroducido de lince ibérico.



Imágenes de cura de las heridas por mordedura.



Incongruencia de los huesos de la mandíbula/maxilar causados por un fuerte traumatismo en la infancia.

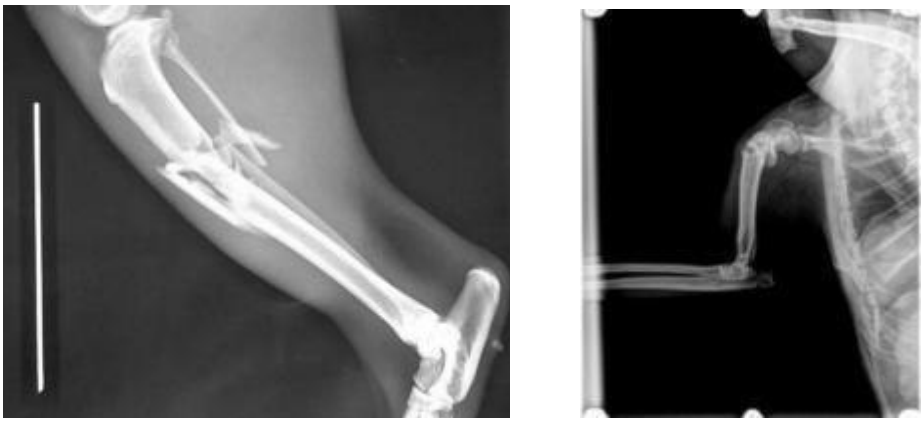


El mismo ejemplar, que está en el medio natural, tiene siete años, y se desenvuelve con absoluta normalidad.

Al año siguiente (2006) se produjo otra pelea de cachorros a los 51 días de vida y se realizó el mismo manejo de la camada. En este año se inició la colaboración con los investigadores rusos especializados en este comportamiento.

A partir del año 2009, al acercarse el momento de la reintroducción de ejemplares nacidos en cautividad al medio natural, se decidió cambiar el manejo de las camadas durante el periodo de peleas. Se decidió no intervenir de forma rápida y no separar a ambos ejemplares, dejarle tiempo a la madre para que fuera ella la encargada de la separación de los cachorros y solamente intervenir en casos de que peligrase la vida de algunos de ellos o la hembra no actuase de forma correcta. A partir de este momento sólo se ha intervenido en determinadas ocasiones, se le ha permitido a las hembras jugar su papel en estos acontecimientos, disolviendo las peleas y manteniendo a sus cachorros separados, estableciéndose la jerarquía dentro de la camada por lo que se ha disminuido la agresividad en estos conflictos.

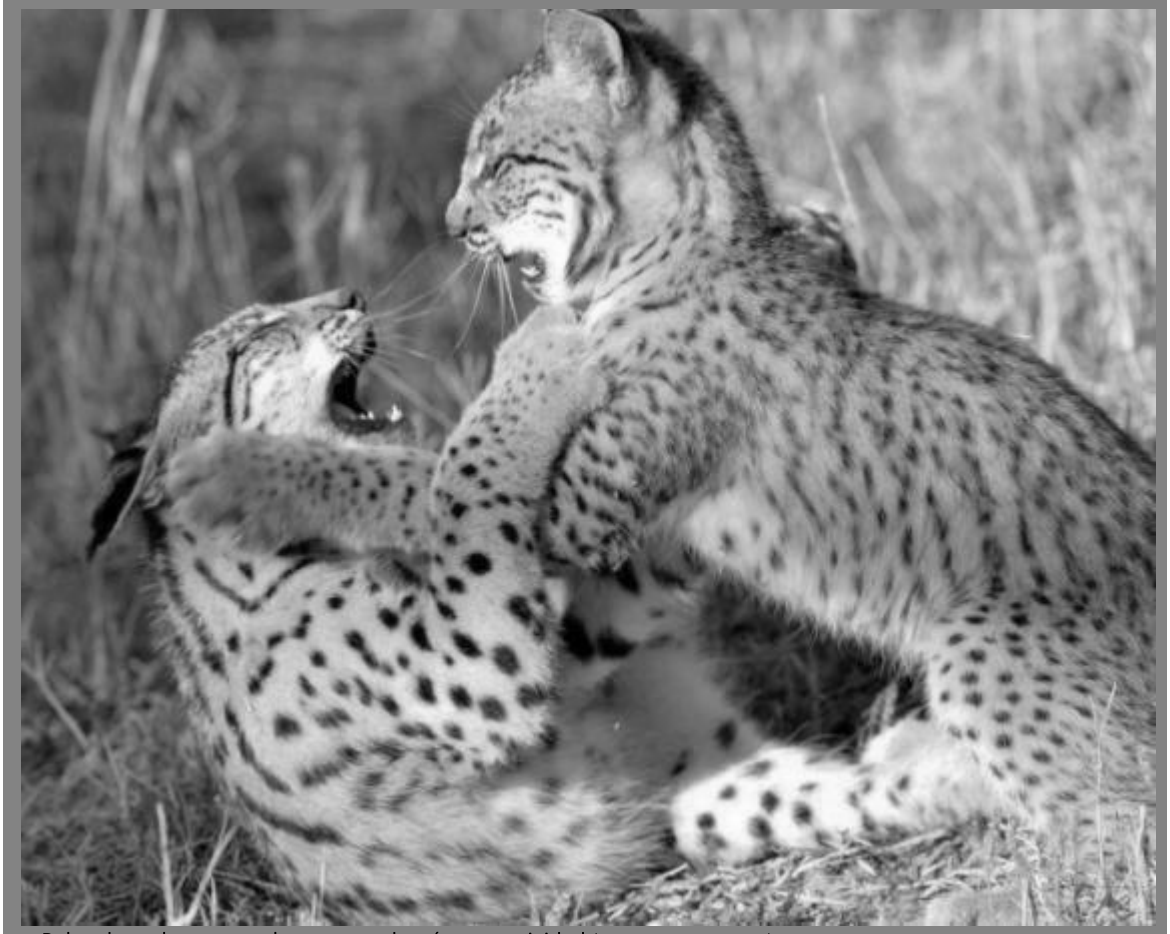
En lince boreal se ha observado estos mismos comportamientos agonísticos entre los 33 y 61 días de vida, con un pico a los 45, y a partir de los 60 días disminuyen porque posiblemente empiecen a entender el lenguaje con el que establecerán su jerarquía. Suelen durar entre 1 ó 2 días. Coincide con el momento en el que empiezan a ingerir alimento sólido, a realizar las primeras conductas exploratorias, recepción de numerosos estímulos externos y momento donde la inmunidad pasiva se encuentra en sus niveles más bajos. En el lince ibérico se produce entre los 36 y 67 días de vida, siendo más frecuentes entre la sexta y octava semana de vida. En ambas especies el ataque se produce de manera espontánea y repentina por uno de los cachorros. No se han producido mientras se alimentaban por lo que se descartaba una competencia por los alimentos, también se descartó relación en cuanto a su sexo pero si se ha observado una relación con el tamaño del individuo agresor, siendo generalmente el agresor el ejemplar de mayor tamaño.



Fracturas en ejemplares de cautividad. La primera se resolvió mediante cirugía mientras que en la segunda se decidió no intervenir quirúrgicamente, para poder determinar el origen de la fractura (trauma o osteo/hemangiosarcoma). (Fotos: Luis Muñoz)

Peleas de cachorros

En la época de peleas de cachorros, en el programa de cría en cautividad no son infrecuentes las fracturas. En general, conviene no intervenir a menos que sea absolutamente necesario, ya que los huesos a esa edad sueldan muy rápido y el transtorno ocasionado por la cirugía no suele compensar.



Pelea de cachorros en el programa de cría en cautividad (Foto: Antonio Rivas).



Herida ocasionada por la madre durante la separación de los cachorros en la pelea. (Foto: La Olivilla)



Fractura de radio y cúbito de la extremidad anterior derecha por pelea entre cachorros. (Foto: Luis Muñoz)

3.1.5 Moquillo

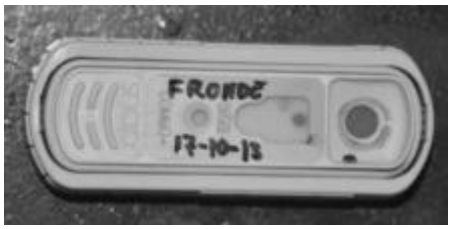
El virus del moquillo (CDV) es un morbilivirus de relevancia en la especie, pues ha demostrado su potencial para causar la muerte. Tanto los perros domésticos como los zorros, reservorios frecuentes del virus, están presentes en las áreas de distribución del lince ibérico y tienen una importante prevalencia de CDV. La transmisión al lince ibérico se produce por contacto con estas especies (sobre todo por peleas interespecíficas), ya que el virus se contagia a través de secreciones respiratorias, oculares, orina y heces. Para el diagnóstico se recurre a la PCR de sangre y heces y a la inmunoserología. Existe un caso documentado de muerte por CDV en el lince ibérico: la hembra "Lucía", que murió en el Parque Nacional de Doñana en 2005 con una viremia generalizada. Existe seroprevalencia del virus en las poblaciones silvestres, por lo que es posible que su efecto letal esté relacionado con cuadros de inmunosupresión o infecciones concomitantes.

3.1.6 Parvovirosis felina

El parvovirus felino (FPV) entra frecuentemente en contacto con los linces ibéricos silvestres, como lo demuestra la alta seroprevalencia existente en ambas poblaciones. Generalmente, la parvovirosis carece de relevancia clínica en la especie, y nunca se han observado cuadros de panleucopenia como los descritos en el gato doméstico. En la población silvestre de lince ibérico, en 2008, se encontró muerto un macho subadulto con viremia generalizada de FPV. Los gatos y perros asilvestrados o los zorros podrían ser la fuente de contagio para el lince ibérico, ya que se ha descrito que algunas variantes antigénicas de parvovirus canino pueden replicarse y causar la enfermedad en gatos (Truyen y col. 1996). El diagnóstico del FPV se realiza por PCR de sangre y heces, y por inmunoserología. En ejemplares de cautividad, la prevención se realiza mediante la vacunación del virus inactivado, mientras que en animales de vida libre no se procede a la vacunación.

3.1.7 Inmunodeficiencia felina

Pese a su prevalencia en gato doméstico, el virus de la inmunodeficiencia felina (FIV) no se había detectado nunca por PCR ni por serología de anticuerpos en más de 300 evaluaciones sanitarias realizadas en linces ibéricos silvestres entre 2004 y 2013. Aún así, el FIV nunca dejó de evaluarse por el potencial efecto patógeno que podía tener para la especie. El 17-10-2013, en un chequeo rutinario del plan de vigilancia de FeLV en la población de Doñana-Aljarafe, se presentó el primer caso de positivo a anticuerpos de FIV en un lince ibérico. Fue el macho adulto "Fronde", que salió positivo en el ELISA rápido realizado durante el chequeo. Ante ese resultado, Fronde fue trasladado al CREA-CEGMA Marismas del Odiel (Huelva), donde permanece desde entonces. Las PCRs de FIV salieron negativas, pero el Western Blott salió también positivo. Se siguen haciendo pruebas con las muestras de Fronde para determinar el estatus sanitario, pero en vista de los resultados se considera que Fronde debe presentar una carga viral baja de FIV.



Test ELISA rápido del chequeo de Fronde el 17-10-13 (Foto: Guillermo López).

3.1.8 Otros agentes víricos

Los más importantes son el herpesvirus felino (FHV), el calicivirus felino (FCV) y el coronavirus felino (FCoV). FCV, FCoV y FHV circulan normalmente en las poblaciones de lince ibérico sin consecuencias clínicas ni demográficas aparentes, habiéndose encontrado animales de vida libre positivos por inmunoserología pero negativos por PCR (constatando así el contacto con el agente, pero sin provocar la enfermedad). La transmisión se produce por contacto directo a partir de secreciones y excreciones, procedentes de gatos domésticos y asilvestrados. En centros de cría, se protege mediante vacunación contra FHV y FCV.

Papilomas sublinguales. En el lince ibérico son frecuentes las lesiones papilomatosas en la lengua. Estas son neoplasias benignas, generalmente causadas por papilomavirus, que pueden transformarse a neoplasias malignas, como son los carcinomas de células escamosas. Durante las evaluaciones sanitarias de 2010 en ejemplares de vida libre, se observaron en 4/24 ejemplares procedentes de Doñana-Aljarafe y en 2/32 de Sierra Morena unas lesiones verrugosas en la zona ventral de la lengua, todos se trataban de ejemplares adultos sanos menos uno de ellos que se trataba de un lince virémico de leucemia felina. Los papilomavirus son papovirus oncogénicos bastante específicos en cuanto a la especie y a la localización de la lesión, que producen lesiones proliferativas en mucosas y en piel, sobretodo en gato doméstico y la pantera de las nieves. Los papilomavirus se transmiten principalmente por contacto directo. En 2010 se produjo la muerte de un ejemplar procedente de Sierra Morena por un carcinoma de células escamosas en la lengua, que debido al aumento de tamaño de la lengua se produjo la obstrucción de la tráquea y esófago (ver sección 3.1).



Imágenes de papilomas sublinguales en diferentes ejemplares de lince ibérico. (Fotos: Proyecto LIFE).

3.1.9 Otros agentes bacterianos

Salmonella enterica, *Leptospira interrogans* (roedores) y *Leptospira canicola* (perro) en carnívoros silvestres, resultan ser generalmente asintomáticos, pero en condiciones de inmunosupresión pueden provocar clínica (Greene y col. 1998). En este último, el perro es el reservorio principal aunque se ha probado la presencia en cánidos silvestres (Khan y col. 1991). Las fuentes de contagio son el agua, la carroña y los roedores. Existe un caso documentado de muerte por leptospirosis en el lince ibérico, es el caso del macho “Caribú”, que se encontró muerto en 2010 con infección activa de *Leptospira interrogans*. Se cree que el contacto directo de este ejemplar con ganado ovino pudo ser la fuente de contagio, aunque el

contagio a partir de roedores no puede descartarse. A pesar de haber originado la muerte de este ejemplar, la leptospirosis no parece una enfermedad peligrosa para el lince ibérico a nivel poblacional (Millán y col. 2009b), si bien este caso ha hecho que se incluya dentro del panel de pruebas de vigilancia rutinaria. En el chequeo realizado en febrero de 2010, Caribú presentaba buen aspecto general, y los valores de hemograma y bioquímica estaban dentro de la normalidad. El hallazgo del cadáver se produjo en septiembre del mismo año. Los resultados de la necropsia mostraron que la infección por *Leptospira interrogans* fue el origen de un fallo renal que le provocó la muerte.

Pasteurella spp. se trata de un cocobacilo GRAM-negativo. Se ha identificado como el causante de al menos tres muertes en lince ibérico y enfermedad en un ejemplar con inmunosupresión por maladaptación a un entorno nuevo. La primera fue como oportunista tras la infección por leucemia felina en una hembra afectada en el brote que se produjo en 2007. En esta hembra se pudo observar letargia, apatía, depresión y en la necropsia, una neumonía intersticial. La segunda muerte fue de un macho adulto de la población de Sierra Morena. Éste fue chequeado por primera vez en octubre de 2010, dentro del programa de radio-marcaje del proyecto LIFE. Su aspecto general y condición física eran buenos y tan sólo se detectó un aumento de las globulinas séricas que mostraban un cuadro inespecífico. Dos meses después fue hallado muerto gracias al programa de radio-seguimiento. En la necropsia se determinó como causa de muerte una neumonía fibrinopurulenta provocada por *Pasteurella spp.* que le produjo la muerte por insuficiencia respiratoria grave. El tercer caso de muerte se trataba de una hembra de cinco años de edad que presentaba miocarditis grave entre otras lesiones por infección sistémica. El último caso fue el de “Jabalcuz”, un macho juvenil nacido en cautividad que se liberó en la población de Doñana-Aljarafe dentro del programa de refuerzo genético de la población. A los once días se observó una leve pérdida de condición corporal, por lo que se intensificó su seguimiento. En los siguientes días continuó perdiendo condición física. Como primera medida para evitar perder al ejemplar, que se decidió intentar aportarle alimentación suplementaria, pero no resultó efectiva porque fueron otros ejemplares los que aprovecharon el nuevo recurso. Como segunda opción se montó un dispositivo de captura para realizar una evaluación sanitaria del ejemplar.



Imagen de fototrampeo de Jabalcuz donde puede observarse la pérdida de condición corporal.



Imagen de la evaluación sanitaria tras su captura a los 24 días post-liberación al medio natural.

Al capturar y chequear al ejemplar pudo observarse secreción mucopurulenta por los orificios nasales y ruidos inspiratorios que hacían sospechar de afección respiratoria. Así, el lince fue trasladado al CREA-CEGMA Marismas del Odiel donde se le administró un

tratamiento a base de antibioterapia hasta su recuperación. Las analíticas realizadas pusieron de manifiesto la presencia por tinción, cultivos especiales y diagnóstico molecular de *Pasteurella multocida*. El ejemplar se recuperó y en menos de dos meses fue liberado en la zona de reintroducción del valle del río Guarrizas. El principal motivo que se piensa que subyace detrás de este cuadro es la inmunosupresión por estrés al encontrarse en un entorno nuevo, sumado a unas grandes competencias intraespecífica e intrasexual.

3.1.10. Patologías neurológicas.

En el Programa de cría se han producido varios casos de ejemplares con signos de alteración neurológica, tanto centrales como periféricos.

A) Cuadros convulsivos. Desde 2008 se han registrado cuadros convulsivos en 9 ejemplares entre los 62 y 157 días de vida. Las convulsiones observadas fueron de tipo clónico, con sacudidas descontroladas de las extremidades y pérdida de consciencia; tónico, con opistótonos, ptialismo, pérdida de equilibrio y caída hacia atrás sin pérdida de consciencia; o giros sobre sí mismos. Estos cuadros aparecieron en animales tanto despiertos como dormidos. Los tres primeros casos acontecidos en el Programa ocurrieron en 2008, en los cachorros criados artificialmente, por lo que se manejaba la posibilidad de que esta patología estuviese relacionada con la crianza. No obstante, los últimos casos han sido ejemplares criados de manera natural por su progenitora, lo que descarta esta hipótesis. Otra de las causas posibles podía ser una reacción a las vacunas administradas días antes de la aparición de los cuadros, pero la existencia de animales no vacunados que presentaron convulsiones también descartó este origen. Para tratar de esclarecer la causa de estos cuadros convulsivos se realizaron una batería de pruebas diagnósticas, siguiendo el protocolo recomendado por los especialistas en neurología veterinaria. Este protocolo consta de pruebas rutinarias (hematología, bioquímica, proteinograma, diagnóstico molecular de enfermedades infecciosas por PCR, inmunoserología y microbiología) y otras más específicas (exploración neurológica, resonancia magnética de la región cefálica, análisis del líquido cefalorraquídeo). Al tratarse de animales menores de 1 año, las causas más probables del cuadro son infecciosas, traumatismos (hipoxia), anomalías congénitas (hidrocefalia, lisencefalia), metabólicas/tóxicas (shunt porto-sistémico, hipoglucemia, hipovitaminosis, hipotiroidismo, alteraciones electrolíticas, metales pesados, organofosforados), degenerativas (enfermedades lisosomales) o idiopáticas/genéticas (epilepsia verdadera). Otras etiologías menos probables debido a la edad de presentación son las neoplásicas y las alteraciones vasculares. En base a los resultados normales obtenidos en las pruebas realizadas a los animales afectados, se descartaron las causas antes mencionadas y se concluyó que la causa de estos cuadros convulsivos es idiopática o genética. En un comienzo los animales recibieron tratamiento a base de benzodiacepinas (diacepam/midazolam), pero al no remitir los episodios se recurrió a un tratamiento continuado con fenobarbital (2.5-5 mg/kg). Las dosis empleadas en los distintos animales variaron en función de la aparición o no de nuevos episodios convulsivos con las dosis más bajas. Este tratamiento se mantuvo durante al menos 6 meses y posteriormente se redujo paulatinamente, desapareciendo los episodios en la mayoría de animales (en un caso al retirar la medicación las convulsiones aparecieron).

Se precisa de un estudio más profundo para lograr determinar el origen de los cuadros convulsivos, incluyendo un estudio genético minucioso de los animales afectados y de sus parentales.

B) Alteraciones de los nervios periféricos. Gazpacho, un cachorro criado a mano en 2010, sufrió un traumatismo craneano al caer desde una zona elevada. En los días siguientes desarrolló un síndrome vestibular periférico derecho, con nistagmo espontáneo horizontal, head tilt derecho, estancia de base ancha, ataxia y marcha con caída hacia el lado derecho sin alteración en el estado mental, que desapareció a los pocos días tras un tratamiento con dexametasona 0.5mg/kg. Al mes presentó una paraparesia no ambulatoria sin ningún otro hallazgo en el examen físico, que evolucionó favorablemente con el tratamiento con meloxicam y reposo. Aunque se produjo una atrofia leve de la musculatura de la EPI, pronto recuperó la movilidad completa. Ante la sospecha de una nueva lesión en la columna se realizó un estudio radiológico completo y por resonancia magnética en el que se observa una alteración el canal medular y en la musculatura de la zona de las vértebras L4-L5. Se instauró un tratamiento a base de antibiótico y corticoides ante la sospecha de un posible origen inflamatorio/infeccioso. El animal mejora ligeramente aunque sigue presentando en ocasiones una marcha ligeramente atáxica con hipermetría, propiocepción y sensibilidad disminuida en las extremidades posteriores (más acentuada en la derecha) y una postura de estancia en base ancha.

Fauna, una hembra nacida en cautividad en 2009, presentó de forma aguda signos compatibles con parálisis facial izquierda; con ausencia del movimiento de la oreja izquierda, párpados y belfo superior. El caso se trató de forma conservadora administrando un suplemento dietético para favorecer la regeneración nerviosa, aunque no se produjo una mejora evidente. Tras un mes de tratamiento, el cuadro se agravó al aparecer un síndrome vestibular periférico izquierdo. Después de realizar un examen físico completo bajo anestesia, se sometió al animal a un estudio por resonancia magnética de la región cefálica y extracción de líquido cefalorraquídeo. Como único hallazgo relevante destacó el realce vestíbulo-facial izquierdo inespecífico cuyo diagnóstico diferencial incluye procesos inflamatorios, metabólicos e idiopáticos. Se instauró un tratamiento a base de prednisolona oral para descartar posibles causas inmunomediadas. Habiendo desestimado las causas metabólicas e infecciosas con los resultados del primer examen, se determinó que el cuadro se trataba de una parálisis facial y síndrome vestibular periférico izquierdo de origen idiopático y posiblemente autolimitante.

3.1.11 Problemas digestivos

En la primavera de 2006, en uno de los centros del programa de cría, se produjo un brote de clostridiosis. Se identificó como causante una contaminación por enterotoxemias de los conejos servidos como alimento, por un despiece o una refrigeración incorrectos. Afectó a ejemplares adultos, mostrando una clínica caracterizada por vómitos y en dos casos con colitis, depresión, anorexia, pérdida de peso y diarrea. Todos los animales fueron tratados con omeprazol y amoxicilina sola o con ácido clavulámico. Mientras, en el periodo de febrero-marzo de 2008 en otro centro de cría, se presentó un cuadro gástrico caracterizado por

vómitos y regurgitaciones en 13 ejemplares. No se acompañaron por anorexia, apatía o signos de dolor abdominal, resultando ser un proceso autolimitante, y por ello no llegaron a recibir tratamiento. Se valoraron una serie de factores con el fin de determinar la causa de estos cuadros, pero no llegó a identificarse. Dentro de los factores que se tuvieron en cuenta fueron: la alimentación a base de conejo; el agua de bebida; el aporte de complejo nutricional; animales emparejados, observándose por igual en ambos sexos y en diferentes edades; procesionaria; presencia de plantas tóxicas; vector humano.

Durante el mes de Marzo del 2013 se produjo un episodio de vómitos y regurgitaciones en 19 ejemplares, principalmente en ejemplares del stock reproductor, aunque también se produjo algún caso puntual en ejemplares entrenados para reintroducción, los cuales son alimentados exclusivamente con presa viva. Aparte de los síntomas gástricos, cuatro linces presentaron durante varios días un cuadro de apatía e hiporexia. Debido a esto se enviaron a analizar muestras de conejo vivo (había coincidido con una época de alta mortalidad de conejos de granja) así como de las raciones de pollo y conejo muerto, aislándose en estos últimos un elevado crecimiento de estafilococos, estreptococos y Clostridium spp, aunque no fue posible determinar el momento de la contaminación. Por todo esto, se llevó a cabo un vacío sanitario tanto en la sala de presa viva como en los frigoríficos y congeladores de la sala de cocina. Aparte, se instauró un tratamiento con omeprazol y ranitidina, así como una modificación de la dieta de los animales, empezando por disminuir la cantidad normalmente ofrecida y dividiéndola en dos tomas para facilitar su digestión, y aumentándola progresivamente hasta llegar a la cantidad que se le ofrece normalmente.

3.1.12 Problemas reproductores

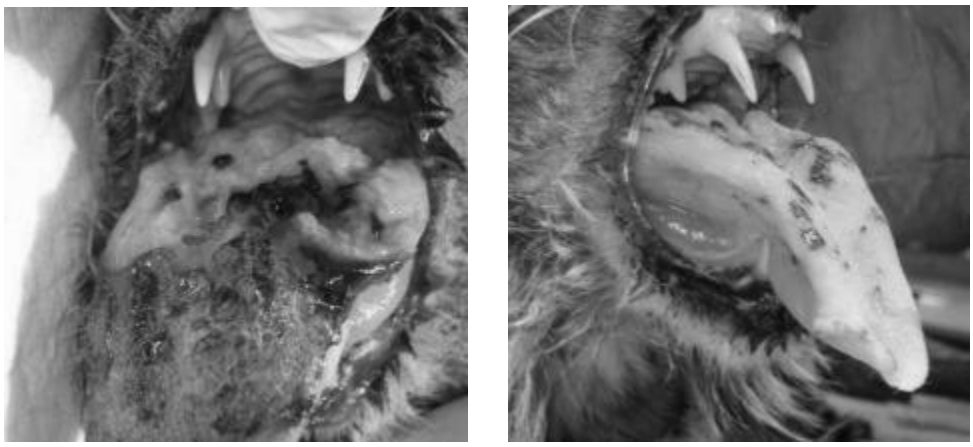
Dentro de la época de cría en los centros, se han producido problemas que van desde abortos, partos prematuros, distocia, abandono de cachorros por parte de la progenitora, casos de septicemia por *Escherichia coli*, *Estreptococcus spp.,* etc. Todos estos casos, se tratan más detenidamente en el apartado de neonatología.

3.1.13 Tumores

Hasta el momento se han detectado en el lince ibérico cuatro tipos de tumores:

A) Carcinoma de células escamosas: Durante la década de los 90, existen registros en el Espacio Natural de Doñana de muerte de cuatro linces ibéricos de la población de Doñana-Aljarafe por carcinoma de células escamosas. Durante la última década se han identificado otros dos tumores más de esta naturaleza, lo que muestra que el lince ibérico tiene propensión a padecerlos. El primero fue un macho silvestre de Doñana-Aljarafe que, a finales de 2006, fue diagnosticado de un carcinoma de células escamosas en la oreja. El ejemplar murió a causa del FeLV en el brote de 2007, antes de que el tumor proliferase. El segundo caso es un macho adulto de Sierra Morena que se observó mediante foto-trampeo con evidente deterioro físico por desnutrición, decidiéndose su captura. Se capturó y se comprobó que la causa de la desnutrición era la anorexia secundaria a una glositis y estomatitis ulcerativa muco-purulenta, con exudado mucoso en las narinas. El ejemplar fue trasladado al

centro de recuperación de Granada, donde se realizó un examen detenido bajo anestesia general basándose en exploración física, radiografías y toma de muestras para realizar hemograma, bioquímica, proteinograma, inmunoserología, PCR a partir de sangre e hisopos y microbiología. Los resultados fueron: anemia, leucopenia, alteración de parámetros hepáticos, a auscultación se apreciaron sibilancias a la altura de vías respiratorias altas y patrón bronquial por imagen radiográfica. El ejemplar fue tratado a base de antibióticos, fluidoterapia, antianémicos, protector hepático y corticoides. Por último, previamente a su muerte se administró alimentación forzada mediante sonda esofágica. Pese a su pronóstico grave, el ejemplar comenzó a comer en los primeros días pero se produjo una recaída y acabó muriendo a las tres semanas de ingresar en el centro.

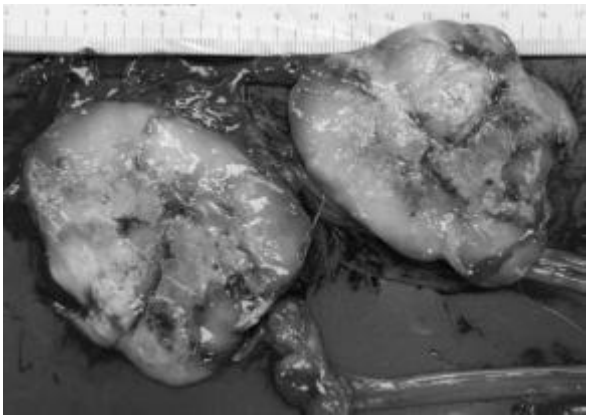


Glositis ulcerativa en la lengua de "Ciprés", que resultó ser un carcinoma de células escamosas.
(Fotos: CREA El Blanqueo)

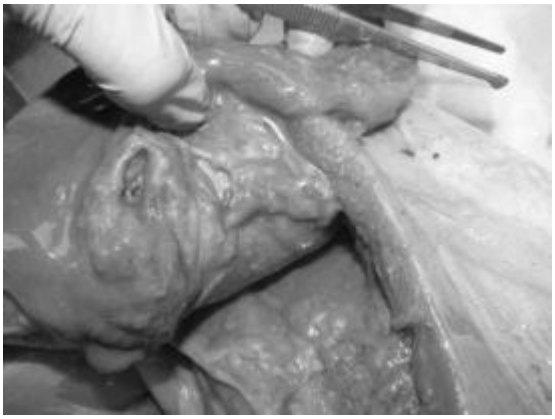
B) Tumores mamarios: Se han confirmado 2 casos de tumores mamarios en hembras del Programa de cría en cautividad. Durante los chequeos de reproductores de 2009 se detectó en Esperanza, una hembra de 8 años, un nódulo craneal a la cuarta mama (M4), inguinal,de la cadena mamaria derecha. Seis meses más tarde se observó que dicho nódulo había aumentado de tamaño y se acompañaba por dos nódulos de más pequeños caudales a M3 de la misma cadena mamaria, por lo que se plantea su extirpación quirúrgica. El diagnóstico histopatológico reveló que se trataba de un adenocarcinoma tubulopapilar mamario infiltrativo, de malignidad grado III. Tras la cirugía se realizó un exhaustivo seguimiento para la detección temprana de recidivas y/o metástasis. En gata doméstica el tumor mamario es el tercero más frecuente y en el 90% de los casos se trata de tumores malignos, siendo el más común el de tipo tubulopapilar. La probabilidad de presentación aumenta con la edad, la exposición a hormonas sexuales, la dieta y la historia reproductiva. En el caso de Saliega, a los 10 años de edad, se observó durante el chequeo reproductor un pequeño nódulo de unos 0.5 cm de diámetro asociado al pezón de M4 derecha. Ecográficamente el nódulo no era infiltrativo y parecía tejido mamario sano. Se realizó una citología por aspiración donde no se observaron signos de malignidad. Cuatro meses más tarde, durante el último tercio de gestación, esta masa presentó un crecimiento rápido alcanzando un diámetro de varios centímetros. Una vez interrumpida la lactación y tras administrar durante 5 días un agalactógeno y un antitumoral se le realizó una mastectomía amplia de la mama afectada, que había disminuido de tamaño considerablemente. En este caso, la histopatología confirmó que se trataba de una proliferación benigna del tejido mamario, un adenoma.

C) Tumor de ovario: El 23-01-12 se encontró el cadáver de una hembra adulta de lince ibérico en la población de Sierra Morena. En la necropsia se identificó un tumor de células redondas en ovario (posible disgerminoma) con metástasis en riñón como causa más probable de la muerte del ejemplar. Además, en la necropsia se detectó que el ejemplar era positivo a provirus de FeLV (aunque no era virémico en el momento de la muerte). La infección con FeLV puede ser, al menos en parte, responsable del desarrollo del tumor.

D) Sarcoma muscular: En 2011, durante el desarrollo del programa de vigilancia del FeLV en Doñana-Aljarafe, se detectó un ejemplar macho adulto ("Espuma") positivo a FeLV en el test ELISA rápido. Siguiendo el protocolo del programa de control del FeLV, Espuma fue extraído del medio natural y trasladado al CREA Los Villares (Córdoba), donde falleció a los dos meses a causa de una infección generalizada secundaria a una inmunosupresión. Previamente a su muerte, el ejemplar presentó un cuadro de anorexia, vómitos, diarrea, pérdida de condición corporal y debilitamiento. En la necropsia se halló un sarcoma de músculo esquelético en la extremidad posterior izquierda con posibles metástasis en cápsula renal y pericardio.



Tumor ovárico en la hembra Candil (Foto: CAD).



Sarcoma muscular en el macho Espuma (Foto: CAD).

3.1.14 Necrosis de la cabeza del fémur

Se conocen tres casos de necrosis de la cabeza del fémur en lince ibérico. El primero fue el macho "Fuego", que en 2009, durante los chequeos anuales de juveniles en los centros de cría, se le diagnosticó una necrosis avascular de la cabeza del fémur. A los dos meses se procedió a realizar la artroplastia de la cabeza del fémur. La evolución fue buena, pero "Fuego" sufriría, un mes después, una fractura de tibia y peroné, muriendo en la recuperación de la cirugía. El segundo caso de necrosis de la cabeza del fémur se produjo en la hembra "Higuera" en 2012. "Higuera" era una hembra nacida en el programa de cría en cautividad que fue liberada en el medio natural en abril de 2012. En octubre del mismo año se detectó una pérdida patente de musculatura a nivel de la cadera, y se decidió capturar para valorar la lesión. El 2-11-12 se realiza un examen radiológico en el que se descubrió una necrosis de la cabeza del fémur, realizando cuatro días después una artroplastia cuya evolución fue buena en el postoperatorio. No obstante, "Higuera" fue eutanasiada seis meses después debido a un accidente en la instalación que le produjo una parálisis del tercio posterior. El tercer caso es la hembra "Junquinha", nacida en el centro de cría de Silves en 2012, quien a los siete meses de edad empezó a claudicar del tercio posterior y a perder masa muscular. En este caso no te intervino quirúrgicamente, y la evolución ha sido buena, habiendo recuperado el ejemplar la masa muscular.

Los tres casos de necrosis de la cabeza del fémur son similares al síndrome de "Legh-Calve-Perthes" canino (cuya etiología es desconocida). Las causas que barajan son: que tenga un origen hereditario (Fuego e Higuera son hijos de la misma hembra), que se produjese por una isquemia por compresión vascular o por la actividad precoz de las hormonas sexuales o por una complicación de una fractura en la cabeza del fémur.



Placa VD en Junquinha el 30-05-13 (Foto: nuno Gonçalves).



Placa VD de Higuera el 6-11-12 (Foto: Luis Muñoz).

3.1.15 Quilotórax

En 2006, tras las vacunaciones de cachorros a las 8 semanas de vida con vacuna trivalente inactivada, se produce a los dos días el fallecimiento de uno de los cachorros (en dicho momento el ejemplar se encontraba delgado). El mismo día de la muerte se observó en el ejemplar cabeceo, debilidad, falta de coordinación y deshidratación. Los resultados de la necropsia fueron quilotórax, deshidratación, congestión generalizada al igual que en ganglios linfáticos, enteritis aguda y neumonía intersticial moderada. En cuanto a las PCR resultó positivo a parvovirus y herpesvirus (virus inactivados que contenía la vacuna) en sangre y heces el primero y ambos en líquido torácico, hígado, pulmón y linfonódulos. Además se aisló *Enterobacter* en todos los órganos y *Streptococcus* en quilotórax, por lo que falleció por un shock séptico y por la neumonía que presentaba. Al dar resultado positivo a herpesvirus y parvovirus y no presentar anticuerpos maternales, el ejemplar pudo tener su inmunidad comprometida, ya que no hubo problemas en el resto de ejemplares vacunados con el mismo lote de vacunas.

3.1.16 Otohematomas

Entre 2013 y 2014 se han dado tres casos de otohematomas en dos linces ibéricos jóvenes destinados al programa de reintroducción. Desde el sistema de videovigilancia se observó la mitad proximal de la oreja de dichos ejemplares doblada hacia delante y con aparente acúmulo de líquido en el subcutáneo, por lo que hubo que capturarlos para valorar y solucionar el problema, así como intentar localizar la causa primaria. Las principales causas de otohematoma suelen ir asociadas a traumatismos, sacudidas bruscas de la cabeza (p.e. cuerpos extraños como espigas), rascado intenso de las orejas (p.e. en las otoacariasis provocadas por Otodectes cynotis en el oído externo), hiperadrenocorticismo (puede

provocar fragilidad capilar), o cualquier otro problema que provoque dolor o irritación de las orejas.

En todos los casos el hematoma auricular fue resuelto mediante una incisión longitudinal por la cara cóncava de la oreja para permitir el drenaje y la posterior irrigación con suero fisiológico del contenido sanguinolento, restos de coágulos y eliminar la fibrosis que se había empezado a formar. Tras esto, se fijó la cara interna de piel con el cartílago auricular mediante sutura por toda la superficie afectada con el fin fijar la zona dañada y así evitar la formación de nuevas bolsas de líquido. Al tratarse de animales salvajes, no es viable complementar el tratamiento con ningún tipo de vendaje ni de esponja específico para la zona como podría ser en el caso de un animal de compañía. Durante la exploración física no se ha podido determinar la causa primaria. En uno de los casos se produjo recidiva y fue necesario volver a intervenir, mientras que en los otros dos casos se resolvió en el plazo de dos semanas a tres meses, tiempo en el que la oreja recuperó su posición fisiológica.



Otohematoma en lince ibérico (Foto: José Luis Mendoza).



Sutura tras el sajado y vaciado del hematoma (Foto: Guillermo López).



Cara interna del pabellón auricular tras la intervención (Foto: José Luis Mendoza).



Aspecto tras la cicatrización (Foto: José Luis Mendoza).

3.1.17 Agentes no patógenos frecuentes en la especie

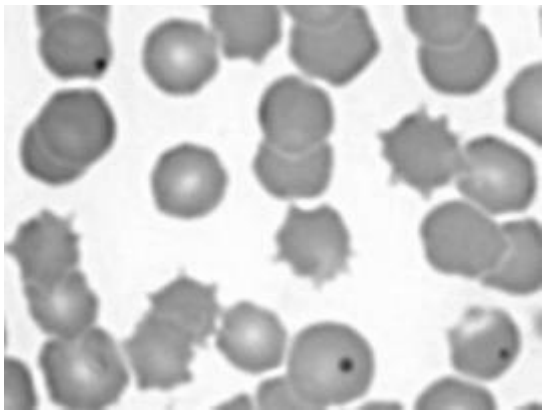
a) *Hemotropis mycoplasma*, engloba tres especies de micoplasmas identificados en gatos: *Mycoplasma haemofelis*, *Candidatus mycoplasma haemominutum* y *Candidatus*

mycoplasma turicensis (muy relacionado con micoplasmas presentes en roedores). Se sospecha que su transmisión es por garrapatas y pulgas, aunque las dos últimas especies se han detectado también en la saliva de los gatos domésticos (Willi y col. 2007). Detectados por diagnóstico molecular mediante PCR y por inmunoserología, estas especies se encuentran frecuentemente en los linces ibéricos silvestres sin haberse observado nunca efectos patógenos.

b) *Toxoplasma gondii* presenta una alta prevalencia en el lince ibérico, pero no muestra efectos patógenos en la especie. Aparentemente, el lince ibérico, al igual que el resto de los felinos, actúa como hospedador definitivo y no muestra clínica (García-Bocanegra y col. 2010). Se piensa que el lince se infecta a partir de su principal presa, el conejo de monte (Almería y col. 2004), aunque también se puede infectar por vía transplacentaria, por la leche (Powell y col. 2001) o por alimento contaminado con ooquistes en heces de un ejemplar infectado (Roelke y col. 2008).

c) *Leishmania infantum*, es un protozoo transmitido por mosquitos del género *Phlebotomus*, que se ha detectado ocasionalmente en el lince ibérico. Sus consecuencias en la especie parecen no ser relevantes, no habiéndose identificado nunca enfermedad en el lince ibérico.

d) *Cytauxzoon felis* es un piroplásmido que vive dentro de los glóbulos rojos de muchos felinos silvestres de todo el mundo sin causar enfermedad (Ketz-Riley y col. 2003; Yabsley y col. 2006; André y col. 2009; Shock y col. 2010). *Cytauxzoon felis* se encuentra en el 75% de los linces ibéricos de la en la de Doñana-Aljarafe (Millán y col. 2007a; Meli y col. 2009). Esta ausencia se puede deber a la ausencia de vectores competentes o a la extinción azarosa debido al pequeño tamaño poblacional de la población de Doñana en el pasado. Aunque no parece tener consecuencias para el lince ibérico, en gatos domésticos (Jackson y Fisher 2006; Joyner y col. 2007) y otras especies de felinos (Peixoto y col. 2007) puede provocar cuadros sistémicos letales, por lo que no se recomienda su introducción en la población de Doñana-Aljarafe.



Eritrocitos de lince ibérico infectados con *Cytauxzoon felis*. (Foto: CAD Andalucía).

e) *Encephalitozoon cuniculi* es un protozoo que parasita al conejo, presentándose muy altas prevalencias en conejos de granja. Es un agente zoonósico, pero parece no causar patología al lince ibérico. Durante los dos últimos años se ha incluido de rutina el diagnóstico de este agente y, pese a hallar ejemplares positivos, no se ha detectado afección clínica de ningún tipo. Casi el 100% de los linces ibéricos analizados fueron seropositivos a *E. cuniculi*, mientras que menos del 20% fueron excretores por orina. Aún así, ni siquiera estos mostraron sintomatología asociada.

3.2 Urgencias Veterinarias

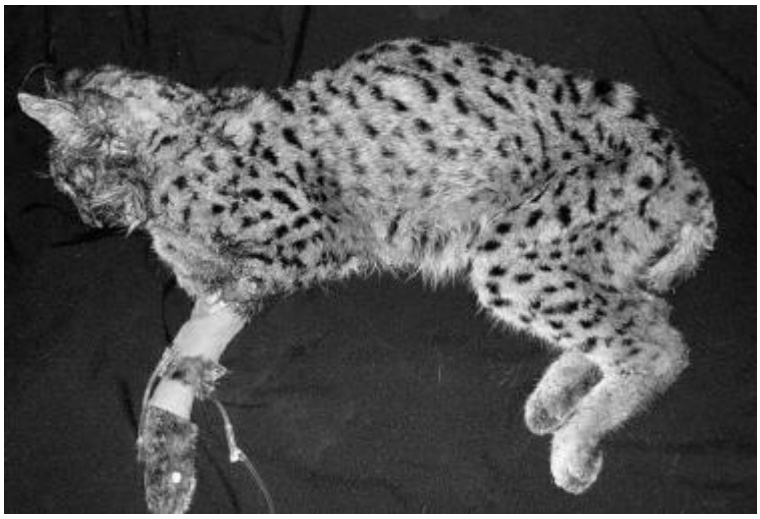
Las urgencias que pueden surgir en el manejo sanitario del lince ibérico son numerosas, y conviene tener previsto un protocolo de actuación general a la hora de abordarlas. Cuando en el medio natural se detecta, por medio del seguimiento rutinario (foto-trampeo, radio-seguimiento, observación directa,…), que un ejemplar que muestra una condición física muy deteriorada, lesiones graves o síntomas de enfermedad, se procederá al intento de captura del mismo. En general, la opción más recomendable es activar un protocolo de trampeo con jaulas-trampa (ver protocolo de trampeo Iberlince). Para poder llevar a cabo un protocolo de trampeo hace falta un mínimo de tres personas, una de las cuales como mínimo ha de ser veterinario. La captura directa se valorará cuando la gravedad y urgencia del caso lo justifiquen. Cuando se capture un lince ibérico con lesiones que requieran tratamiento y cuidados sanitarios, se trasladará a un centro de recuperación con instalaciones, personal y equipamiento clínico adecuados para la especie. Una vez que se detecta el problema en el campo, se ha de tener lista la instalación que albergará al ejemplar para que, una vez capturado, se traslade directamente a ella. El tratamiento se hará cumpliendo todos los protocolos de actuaciones y bioseguridad referidos en este manual. Cuando los ejemplares en recuperación se sobrepongan de sus lesiones, serán devueltos al medio natural. En caso de presentar lesiones irreversibles que comprometan su supervivencia en el medio, se valorará su incorporación al programa de cría en cautividad.

A) Caquexia y deshidratación: Aunque son dos alteraciones diferentes, se engloban conjuntamente en este apartado porque suelen presentarse de manera conjunta en la fauna silvestre. Cuando un lince ibérico de vida libre presenta un problema sanitario de subagudo a crónico que le provoque un cuadro debilitante, lo más probable es que cuando se detecte el problema el animal se encuentre caquéctico y gravemente deshidratado. Este extremo es más raro que llegue a producirse en cautividad, ya que el control individual de los linces es mucho mayor. Si se captura un ejemplar en estas circunstancias, lo primero siempre ha de ser estabilizar al paciente y, si es preciso, el diagnóstico de la causa primaria se debe posponer a la recuperación de su condición física. En líneas generales, y si el animal se vale por sí mismo, no se debe anestesiar a un ejemplar de lince ibérico caquéctico y muy deshidratado, ya que las probabilidades de que supere la anestesia son escasas. En estos casos se esperará los días que sea necesario mientras el animal gana peso en cautividad (si es un ejemplar silvestre se incorporará a un centro de recuperación adaptado al manejo de la especie), siempre ofreciéndole dieta hipercalórica y suero oral. No obstante, esta decisión hay que enfrentarla a la posibilidad de que si no se restituye artificialmente la homeostasis, el animal puede no superar el cuadro por sí mismo. Así, se intervendrá de inmediato si se duda que el paciente pueda remontar por sí mismo en base a ingesta. La estabilización del ejemplar consta de:

A.1 Rehidratación: Se aplicará una fluidoterapia de rescate tanto si el ejemplar se encuentra en estado comatoso y es manejable como si se decide que la anestesia se puede hacer de forma segura. Se ha de administrar un protocolo diferente según el tipo de cuadro al que nos enfrentemos. En general, cuando la deshidratación sea muy severa hay que comenzar la rehidratación por el espacio intracelular (mediante soluciones hipotónicas, como por ejemplo glucosalino al 3%), pasando a continuación a reponer la volemia. La fluidoterapia ha de adaptarse siempre a los hallazgos bioquímicos y al grado de deshidratación del paciente:

Porcentaje deshidratación	Signos Clínicos
< 5 %	No detectable.
5 – 6 %	Leve pérdida de elasticidad cutánea.
6 – 8 %	Pliegue cutáneo retardado. Leve aumento del tiempo de llenado capilar. Ojos levemente hundidos en sus órbitas. Mucosas pueden estar secas
10 – 12 %	Pliegue cutáneo persistente. Marcado aumento del tiempo de llenado capilar. Ojos claramente hundidos en sus órbitas. Mucosas secas. Probables signos de shock (taquicardia, extremidades frías, pulso rápido y leve)
12 – 15 %	Signos marcados de shock. Muerte inminente.

Para restituir el equilibrio hídrico del paciente, se han de reponer los líquidos perdidos, los propios del mantenimiento y los que se pierden en el proceso. Para calcular la cantidad de fluidos a reponer por concepto de deshidratación (reposición de pérdidas), se aplicará la fórmula ***% de deshidratación X Peso Paciente (kg)/100 = litros***. Para el mantenimiento, se considera que deben ser suministrados ***40-60 ml/kg/día*** (el valor inferior en pacientes adultos y el valor superior en cachorros). Por último, para calcular la cantidad de fluidos a reponer por concepto de pérdidas (vómitos, diarrea, micción, etc.), estos debieran ser medidos directamente, por ejemplo cubriendo el suelo de la jaula con material absorbente y al cambiarlo, pesarlo para calcular el volumen aproximado de pérdidas. De no ser posible lo anterior, se puede asumir una pérdida promedio de ***30-40 ml/kg/día***. En el caso de un paciente en estado de shock, la velocidad de administración de fluidos puede ser de 50-55 ml/kg/hora, pero en pacientes más estables la velocidad de infusión debe ser de 30-40 ml/kg/hora, para permitir una adecuada redistribución del líquido suministrado. En los equipos de infusión de suero, entre 10 y 20 gotas equivalen a 1 ml. Para llevar un buen control de los fluidos administrados y evitar errores de dosificación, es necesario realizar los cálculos de los fluidos a administrar diariamente, expresando esa cantidad en ml/día; ml/hora y gotas/minuto. Para mantener la permeabilidad del catéter IV, éste debe ser lavado con una solución de heparina (1.000 UI/250-500 ml de suero fisiológico) 2 veces al día. Siempre que sea posible, se realizará un ionograma para evaluar el desequilibrio iónico (Na+, K+, Cl, Bicarbonato) y corregirlo si es necesario.



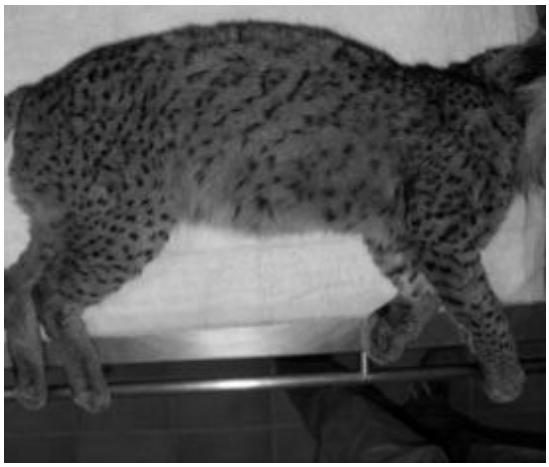
Macho adulto de lince ibérico hallado caquéctico y con deshidratación severa en octubre de 2005 (como consecuencia de una amputación por cepo con exposición de cúbito y radio). Se aplicó un protocolo de rehidratación con cristaloides, antibioterapia y alimentación enteral, pero el ejemplar no superó el cuadro y murió en 24 horas. (Foto: Leonardo Fernández).

A.2 Soporte nutricional: Los linces ibéricos malnutridos deben recibir un soporte nutricional, que puede realizarse mediante nutrición enteral o parenteral. Siempre que sea posible se debe utilizar la enteral (ya que la atrofia de las vellosidades intestinales por falta de ingesta puede provocar graves complicaciones secundarias). El lince ibérico, como todos los felinos, tiene necesidades nutricionales específicas, como son la alta necesidad de proteínas y baja de carbohidratos, las necesidades de ácidos grasos como fuente de energía y unas necesidades únicas de vitaminas (alto requerimiento de vitaminas del grupo B, imposibilidad de convertir la vitamina A a partir de precursores y rápida pérdida de vitaminas E y K durante el ayuno prolongado). Estas peculiaridades hacen que, frente a un periodo de inanición, los linces ibéricos pierdan rápidamente masa corporal por movilización de las proteínas musculares, instaurándose cuadros de caquexia mucho más rápidamente que en otras especies.

Antes de poner soporte nutricional a un lince, hay que evaluar el grado de desnutrición y realizar un cálculo de las necesidades nutricionales del paciente. Para el lince ibérico puede emplearse la fórmula de cálculo de las necesidades energéticas de mantenimiento en el gato: ***NEM = 40 x (kg de peso corporal actual) Kcal/día***. Hay que multiplicar este número hasta el doble, dependiendo del grado de desnutrición que presente el paciente. De la energía estimada para la dieta del lince, alrededor del 45% han de ser grasas, alrededor del 40% proteínas y sólo el 5% carbohidratos y otros nutrientes.



Macho adulto de lince ibérico encontrado caquéctico y deshidratado en febrero de 2008. Aunque tenía pérdida de un globo ocular y fractura abierta de cúbito y radio, se decidió esperar 15 días antes de realizar la primera anestesia. En ese tiempo el animal se repuso a base de ingesta de A/D, carne de conejo y agua, que, pese a su estado, consumió desde el momento en que ingresó en el centro de recuperación. (Foto: Nuria Viqueira)



El mismo ejemplar, 20 días después de su ingreso, cuando se hizo la primera anestesia para valorar el alcance del traumatismo. En ese periodo el ejemplar había ganado aproximadamente 5 kg., y la anestesia se hizo de manera segura. Pese a tener fractura abierta, la lesión no empeoró durante el tiempo de espera en el centro. (Foto: Guillermo López)

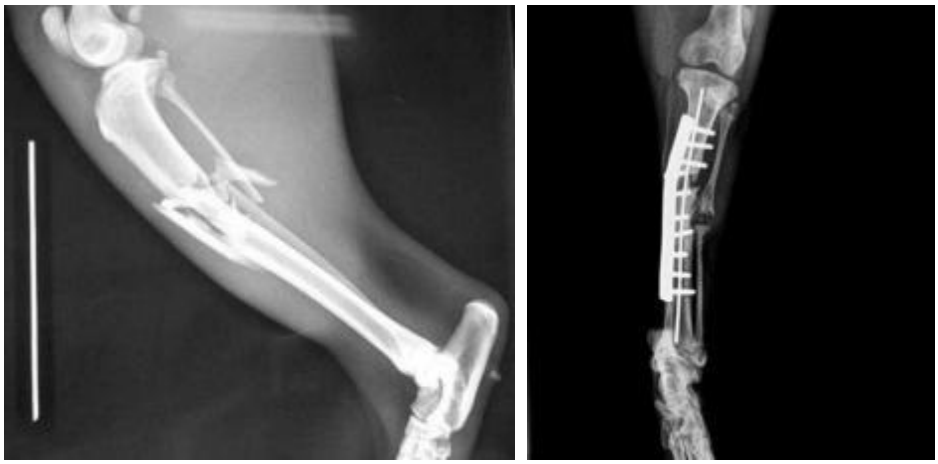


El mismo ejemplar en 2011, después de tres años en el programa de cría en cautividad. (Foto: Antonio Rivas).

B) Traumatismos: Los traumatismos son frecuentes en la clínica del lince ibérico, tanto en cautividad como en el medio natural. En esta sección sólo abordaremos los casos de urgencia, que principalmente se plantean de dos maneras:

C.1 Fracturas: Las fracturas han mostrado ser frecuentes en los linces ibéricos alojados en cautividad. Cuando se detecta una fractura hay que valorarla radiológicamente (consultando y consensuando con los traumatólogos colaboradores) para decidir el tratamiento de la misma. Cuando se produce una fractura de un hueso largo de una extremidad, generalmente hay que intervenir quirúrgicamente de urgencia. Las cirugías ortopédicas se han de realizar por traumatólogos experimentados y con todos los equipos necesarios para garantizar el éxito de la cirugía. Conviene acordar con traumatólogos de centros de referencia o de la facultad de veterinaria más cercana a cada centro o población, la posibilidad de que, en caso de detectarse una fractura que

precise resolución quirúrgica, ésta se realice en un quirófano de dicho centro o de la facultad.



Fractura de tibia y peroné en lince ibérico y fijación quirúrgica. (Foto: Red de CREAs).

B.2 Politraumatismos: Los politraumatismos pueden aparecer en ejemplares de vida silvestre por varios motivos, aunque sin duda el más frecuente es el atropello. En caso de encontrar un lince ibérico politraumatizado, hay que asegurarse la estabilidad del ejemplar (aplicando protocolo ABCD) y a continuación valorar el alcance de las lesiones mediante radiología y ecografía. La fijación de las fracturas debe ser secundaria a la estabilización y a la valoración de los órganos internos.



Primeras atenciones en campo de un lince silvestre con politraumatismo por atropello. (Foto: Gema Ruiz).

C) Intoxicaciones: Las intoxicaciones no son frecuentes en el lince ibérico debido a sus hábitos alimenticios. En la última década únicamente se han detectado un caso de intoxicación por envenenamiento activo con aldicarb (que produjo la muerte inmediata del ejemplar) en vida libre. En todo caso, por precaución, se debe llevar siempre en el botiquín de urgencias un frasco de vitamina K, por si apareciese un lince intoxicado por cumarinas, y carbón activo, por si se sospecha de intoxicación en alguna urgencia.

3.3 Cirugía

Los programas de conservación del lince ibérico han realizado, desde el año 2003, varias intervenciones quirúrgicas: varios casos de resolución de fracturas, dos amputaciones, cesárea por distocia, dos enucleaciones de globo ocular, resolución de una hernia diafragmática, mastectomía parcial para la extirpación de un tumor mamario, resolución quirúrgica de catarata bilateral juvenil. La evolución la mayoría de los ejemplares intervenidos fue favorable, uno de ellos falleció durante la recuperación de la anestesia y dos de ellos fallecieron posteriormente a las intervenciones quirúrgicas por causas ajenas al motivo de la intervención (ambos a causa de la ERC).

3.3.1 Traumatismos:

a) **Caso "Coca"**: Macho capturado al año de edad del medio natural durante el brote de leucemia felina en Doñana-Aljarafe en 2007 (ver apartado 2.7.1). Al mantenerse virémico, permanece en un centro de recuperación con instalaciones adaptadas para linces. Durante la captura para realizar un chequeo rutinario en 2009, se fractura la extremidad posterior derecha. En el mismo centro se le diagnostica fractura cerrada de tibia y peroné. Tras consultar con los responsables oportunos se traslada al ejemplar al hospital de la Facultad de Veterinaria de Córdoba, para su intervención quirúrgica. Se reduce el foco de fractura mediante la colocación de un clavo cerrojado de 4mm y tornillos de 2mm.

Al día siguiente se observa movilidad en el foco de fractura, por lo que se vuelve a trasladar al hospital veterinario. Tras estudio radiográfico se observa la rotura del clavo cerrojado por uno de los orificios de los tornillos, por lo que se requiere una segunda intervención quirúrgica. Se coloca un clavo y tornillos de mayor grosor (5 mm y 2,7 mm, respectivamente), alojando el primer tornillo más distal al foco de fractura que la primera vez. En ambas intervenciones se administra antibioterapia perioperatoria con *cefazolina*, analgesia intraoperatoria multimodal con *morfina* y *meloxicam* y analgesia postoperatoria con *buprenorfina*. Después de las intervenciones se mantiene en jaula de compresión para disminuir la movilidad del ejemplar hasta pasado un mes que se traslada a una instalación de reducidas dimensiones.

Dos meses tras la última intervención quirúrgica, vuelve a ser capturado para valorar el estado de la fractura mediante estudio radiográfico. En la imagen radiográfica se observa que la fractura presenta una no-unión con resorción ósea en el foco de fractura, apareciendo roto el clavo cerrojado por el segundo tornillo proximal. Tras consultar con los miembros del GAAS se recomienda realizar un tratamiento conservador (antiinflamatorios, factores de crecimiento y precursores de depósito cálcico) unido a revisiones radiológicas frecuentes. Dos meses después se vuelve a valorar el estado de la fractura, observándose una evolución favorable con neoformación de tejido óseo englobando todo el foco de fractura.



Imagen de la fractura de tibia y peroné con desplazamiento y múltiples esquirlas. (Foto: CREA Los Villares).



Tras la reducción del foco de fractura. (Foto: CREA Los Villares).



Imagen del día siguiente, donde se observa la rotura del clavo. (Foto: CREA Los Villares).



Segunda intervención quirúrgica donde se implantó un clavo de mayor tamaño. (Foto: CREA Los Villares).

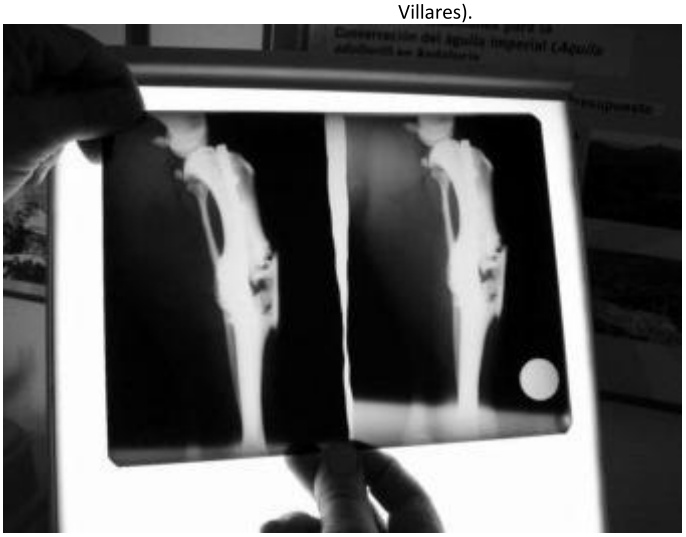


Imagen tomada cinco meses después donde se aprecia el callo óseo en formación que engloba todas las esquirlas. (Foto: CREA Los Villares).

***b)* Caso "Fausto":** Macho de un año de edad, perteneciente al programa de cría en cautividad, con cojera de la extremidad posterior izquierda. Se captura para su evaluación y se diagnostica fractura de tibia y peroné mediante imágenes radiográficas. Se traslada al Hospital Veterinario de la Facultad de Córdoba, donde se reduce la fractura con la colocación de un clavo cerrojado de 4 mm con hemicerclaje para fijar las conminutas de la fractura de la tibia. A las 36 horas se le observa cojear de nuevo por lo que se vuelve a capturar para realizar placas radiológicas. En las imágenes radiográficas se observa rotura del clavo por lo que se traslada al día siguiente al hospital para una segunda intervención quirúrgica. La fractura se estabiliza con una placa de compresión dinámica en neutralización más una aguja centromedular para estabilizar los tornillos de dicha placa. En ambas cirugías se le administra cobertura antibiótica y antiinflamatorios y se mantiene en jaula de compresión para disminuir la movilidad del ejemplar, hasta la próxima evaluación de la fractura al mes.

> ***NOTA:*** *La distribución de fuerzas en el lince ibérico hace que las fijaciones con clavos cerrojados no sean estables y estos acaben doblándose o partiéndose, por lo que conviene utilizar otros métodos de fijación.*

Transcurrido ese tiempo se volvió a evaluar, observándose por radiología la no-unión de la fractura, osteomalacia generalizada y doblamiento parcial del clavo cerrojado y de la placa dinámica insertados en la segunda cirugía. Se le administró condroprotectores y medicación para aumentar los niveles de calcio sérico e incrementar la osificación y la resolución de la fractura.

Al mes seguía la no unión de la fractura y una mayor angulación del implante, aún así pudo observarse un aumento del depósito de calcio en las zonas de formación de callo óseo y una progresiva calcificación de las estructuras óseas como buena respuesta al tratamiento.



Imagen al mes de la segunda intervención quirúrgica donde se observa encorbamiento de la placa y del clavo cerrojado con poca presencia de reosificación de la fractura. (Foto: Luis Muñoz).



Un mes después de la anterior imagen se observa no unión de la fractura pero con aumento del depósito de calcio en las zonas de formación de callo óseo. (Foto: Luis Muñoz).

c) **Caso "Fuego":** Macho del programa de cría de un año de edad. Durante los chequeos rutinarios de cachorros se observa a la palpación anormalidad en la articulación coxofemoral izquierda, disminución de la movilidad de la cadera y degeneración severa de la cabeza y cuello del fémur izquierdo por radiología. Se diagnostica una necrosis avascular de la cabeza del fémur. Al mes comienza con una cojera y se trata con AINEs (*Meloxicam*). Al no responder al tratamiento durante dos meses, se planifica la intervención quirúrgica para la artroplastia por escisión de la cabeza y cuello del fémur en el centro veterinario de referencia. El ejemplar evoluciona favorable, pero lentamente. El tratamiento que recibe consiste en parche analgésico de *fentanilo* (50 µg/h), antibiótico (*marbofloxacina*) y se mantiene con la administración de antiinflamatorios y restricción del espacio para disminuir la movilidad.

Dos meses después se observa cojera de la extremidad posterior opuesta a la intervenida anteriormente, se mantiene controlado de manera exhaustiva por video-vigilancia y, pasadas dos semanas, se captura para trasladarlo y evaluarlo radiológicamente en el centro veterinario de referencia. Se diagnostica fractura de tibia y peroné de la extremidad posterior derecha y se interviene de forma inmediata. La fractura es resuelta mediante agujas de Kirschner de 2 mm y bandas de tensión. Durante la intervención quirúrgica no se produce ninguna anomalía pero en la recuperación de la anestesia el ejemplar sufre una parada cardio-respiratoria, se intenta la reanimación y ventilación asistida sin éxito. El tratamiento que se planteaba era el mismo que en la intervención quirúrgica anterior.



Imágenes pre y postquirúrgica de la artroplastia de la cabeza del fémur. (Fotos: centro veterinario de referencia).



Imágenes pre y postquirúrgicas de la reducción de la fractura (Fotos: centro veterinario de referencia).

***d)* Caso "Dalai":** Macho procedente del programa de cría en cautividad, enfermo renal en fase III. En estos ejemplares además de la afección renal puede observarse descalcificación de los huesos por desplazamiento del calcio hacia órganos blandos. Durante uno de los manejos al bajar de la repisa (altura de 1,5 m aproximadamente) comenzó a presentar una cojera. Al día siguiente fue capturado para realizar una exploración más detenida y por estudio radiológico se observó fractura de radio y cúbito. Ese mismo día fue trasladado a la clínica de referencia y se colocó como fijación del foco de fractura una placa de compresión dinámica en neutralización y un clavo intramedular. Se trató con analgésicos (*tramadol*, Dolodol ®), antibióticos (*cefovecina* y *marbofloxacina*) y al padecer enfermedad renal no pudo ser tratado con antiinflamatorios. La fractura se resolvió correctamente, el ejemplar apoyaba bien la extremidad, pero poco después su estado general comenzó a empeorar al encontrarse en fase terminal y fallece.



Imágenes del foco de fractura. (Fotos: centro veterinario de referencia).



Imágenes de la fijación del foco de fractura. (Fotos: centro veterinario de referencia).

***d)* Caso "Alfonso":** Macho adulto capturado del medio natural al encontrarse con una fractura abierta de cúbito y radio, pérdida del globo ocular derecho con exudación, aspecto general muy deteriorado y caquéctico y deshidratado (caso ya expuesto en el apartado 2.3.2). Fue trasladado por el equipo del LIFE al CREA El Blanqueo (Granada) donde se le administró fluidoterapia (Suero *Ringer-lactato*), soporte vitamínico, antibiótico (*Cefovecina*) y analgésico (*Butorfanol*). Aunque se encontraba débil, comía lo que se le suministraba. Se esperó para realizar la intervención quirúrgica hasta mejorar su estado general. Veinte días después de su ingreso, tras ganar peso y estabilizar la condición física, el ejemplar fue sometido a valoración radiológica y cirugía. Además de la fractura de cúbito y radio, se descubrió una fractura del arco cigomático derecho, lo que confirmaba que el ejemplar había sufrido un traumatismo severo (probablemente un atropello). Se le practicó la amputación de la EAI a nivel de codo y la enucleación del globo ocular (descrito en el apartado 2.9.5). Actualmente se encuentra dentro del programa de cría en cautividad.

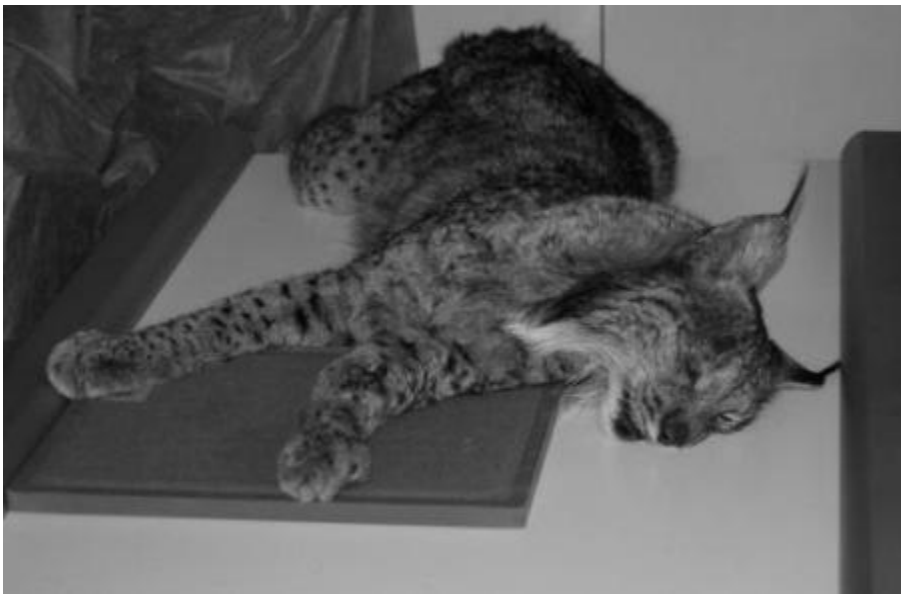
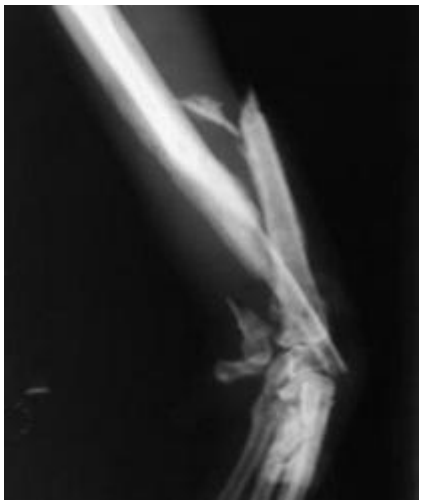


Imagen general del ejemplar antes de la cirugía, en la que se aprecian la fractura abierta y la pérdida del globo ocular. (Foto: Proyecto LIFE).



Fractura de radio y cúbito.



Amputación de la extremidad distal al codo.

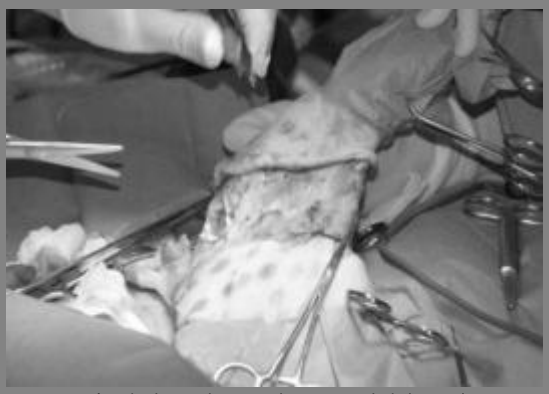
***e)* Caso "Durillo":** Durillo es un macho que nació en la población silvestre de Doñana-Aljarafe en 2007, y desde el año 2009 regentaba un territorio en la zona norte de Coto del Rey. En marzo de 2012 se detectó que el ejemplar presentaba una amputación en la extremidad posterior izquierda y se procedió a su captura. Tras varias semanas de intento, se logró capturar a Durillo el 30-03-12, y fue trasladado al CREA-CEGMA Marismas del Odiel (Huelva). Durillo presentaba una amputación a nivel de tibia y peroné con exposición de hueso y comienzo de regeneración muscular con tejido de granulación, probablemente debida a un cepo. El 04-04-12 se le practicó en el centro una osteotomía del fémur a nivel proximal. Tras la cirugía, Durillo estuvo con antibioterapia (*Cefovecina* dosis para 14 días y *Marbofloxacina* durante 12 días) y analgésico (*Meloxicam* 4 días *y Buprenorfina* 7 días). Una vez recuperado de la cirugía, el ejemplar se incorporó al programa de cría en cautividad, alojándose en el centro de El Acebuche. En el programa ha dejado descendencia durante varios años.



Durillo el 27-03-12, dos días antes de la captura. (Foto: Guillermo López).



Aspecto de la lesión en el momento de la captura (Foto: Guillermo López).



Separación de la piel a nivel proximal del muslo (Foto: Teresa del Rey).



Corte de la musculatura (Foto: Teresa del Rey).



Porción de la extremidad amputada en la cirugía (Foto: Teresa del Rey).



Separación de la piel a nivel proximal del muslo (Foto: Teresa del Rey).



Durillo 24 horas después de la cirugía (Foto: Clara I. León).



Durillo en 2014 (Foto: Toñe Rivas).

***f)* Caso "Huerto":** Huerto es un macho que nació en la población silvestre de Doñana-Aljarafe en 2011. En agosto de 2012, cuando aún era un ejemplar dispersante, se detectó que el ejemplar presentaba una amputación en cúbito-radio izquierdos (probablemente debidos a un cepo, al igual que en el caso de Durillo) y se procedió a su captura y traslado al CREA-CEGMA de Huelva. El 10-8-12 se realizó una exploración para valorar la herida e intervenir quirúrgicamente al igual que en caso de Durillo. En el manejo se observó que el muñón presentaba buen aspecto, con abundante tejido de granulación cubriendo el hueso y ausencia de infección. Por ello, se decidió no intervenir quirúrgicamente. El cirujano estimó que la lesión debía de llevar al menos dos meses. El ejemplar se mantuvo con Amoxicilina 3 días y se incorporó al programa de cría en cautividad. Desde entonces permanece en La Olivilla donde, en 2014, ha copulado por primera vez, si bien no ha logrado tener aún descendencia.



Aspecto del muñón de Huerto (Foto: CREA-CEGMA Odiel).



Radiografía LL de la EAI de Huerto (Foto: CREA-CEGMA Odiel).

3.3.2 <u>Cesárea:</u> El único caso de cesárea que se ha producido en esta década es el de una hembra que presentó una distocia. Se trata de una hembra de la cohorte de 2004, capturada del medio natural por presentar una deformidad en la columna vertebral e incorporada al programa de cría en cautividad al año de edad (ver apartado 2.1.2). En 2009 se realiza una valoración de la columna vertebral observándose lesión en la vértebra lumbar L1, que era más corta que el resto, y unión de las vértebras T13, L1 y L2 por la zona ventral con ligera cifosis sin llegar a comprometer el canal vertebral. En 2011 queda gestante, presentando un comportamiento normal durante la gestación y acercándose el momento del parto. En la madrugada del parto se produce el nacimiento de la primera cría, tres horas más tarde nace la siguiente y a las cinco horas la rotura del saco amniótico de la tercera cría. Tras pasar dos horas sin expulsar la tercera cría y con contracciones de expulsión sin éxito se decide intervenir. La decisión de intervenir se toma tras esperar los tiempos establecidos en el protocolo de partos y distocias del programa y consultar con el resto de veterinarios del programa. Se realiza una radiografía donde se confirma la existencia de otro feto y para determinar la viabilidad del feto se realiza una ecografía, observándose que el feto está muerto. Para la inmovilización de la cesárea se empleo *dexmedetomidina*, *midazolam* y *ketamina* y para el mantenimiento *isofluorano*. Durante la intervención se le administró *enrofloxacina*, *cefovecina* y *meloxicam* y post-operatorio se siguió con *enrofloxacina* y *meloxicam*, además de suplemento de hierro. El principal objetivo de la cesárea era extraer el feto muerto, minimizando las probabilidades de secuelas a nivel uterino para poder seguir contando con esta hembra como reproductora del programa de cría.

La distocia pudo deberse a una inercia uterina secundaria provocada por la desproporción feto-materna. Es probable que un tamaño exagerado de los fetos en relación al canal del parto dificultase la expulsión de las crías y llegando el momento de la expulsión de la tercera cría, no se produjeron contracciones eficaces quizás por fatiga uterina. Otros factores que además pudieron contribuir a la ineficacia de las contracciones fueron un pequeño tamaño del canal del parto sumado a la lesión en la columna vertebral.

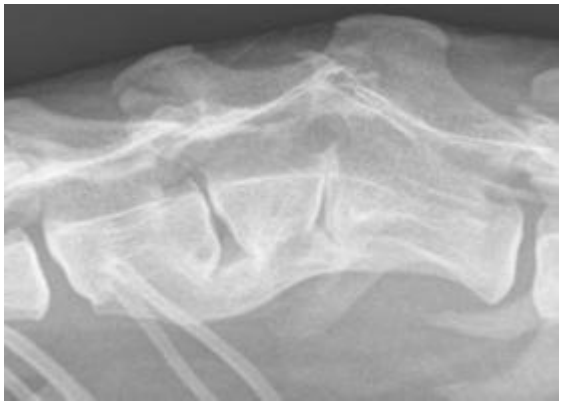


Imagen de la lesión medular de Azahar, la hembra que presentó distocia en 2011. (Foto: Nuno Gonçalves)



Momento de la cesárea de Azahar. (Foto: Nuno Gonçalves)

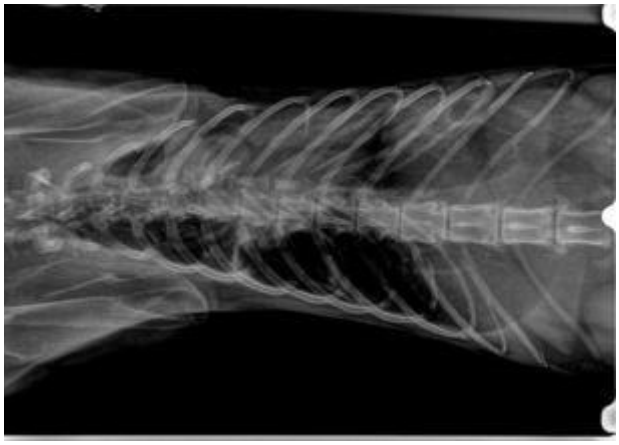


Imagen de azahar con el feto extraído en la cesárea. (Foto: Silves).

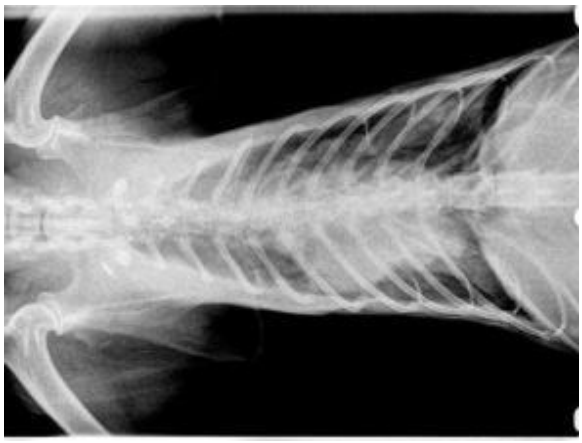
3.3.3 Cirugía de hernia diafragmática:

Hembra adulta capturada del medio natural para ingresar en el programa de cría en cautividad en 2008. A principios de 2010 presentaba anorexia, pérdida de condición corporal, polidipsia y apatía, por lo que al sospecharse de enfermedad renal se decide su captura. En dicho chequeo se realiza hemograma, bioquímica, radiografías y ecografías, obteniéndose los siguientes resultados: anemia no regenerativa, aumento de creatinina y urea, disminución de la densidad urinaria, alteración de la estructura de los riñones por lo que se confirma el

diagnóstico de enfermedad renal en fase terminal y por último por radiografía se diagnostica hernia diafragmática con presencia de vísceras en hemitórax izquierdo y pleuritis asociada.



Radiografía D-V prequirúrgica, donde se observa la ausencia de definición de la silueta cardíaca, la radiodensidad aumentada en el hemitórax izquierdo y la morfología del diafragma. (Foto: Luis Muñoz).



Radiografía D-V postquirúrgica, donde se aprecia el cambio en la radiodensidad del hemitórax izquierdo, la definición de la silueta cardíaca y la morfología del diafragma. (Foto: Luis Muñoz).

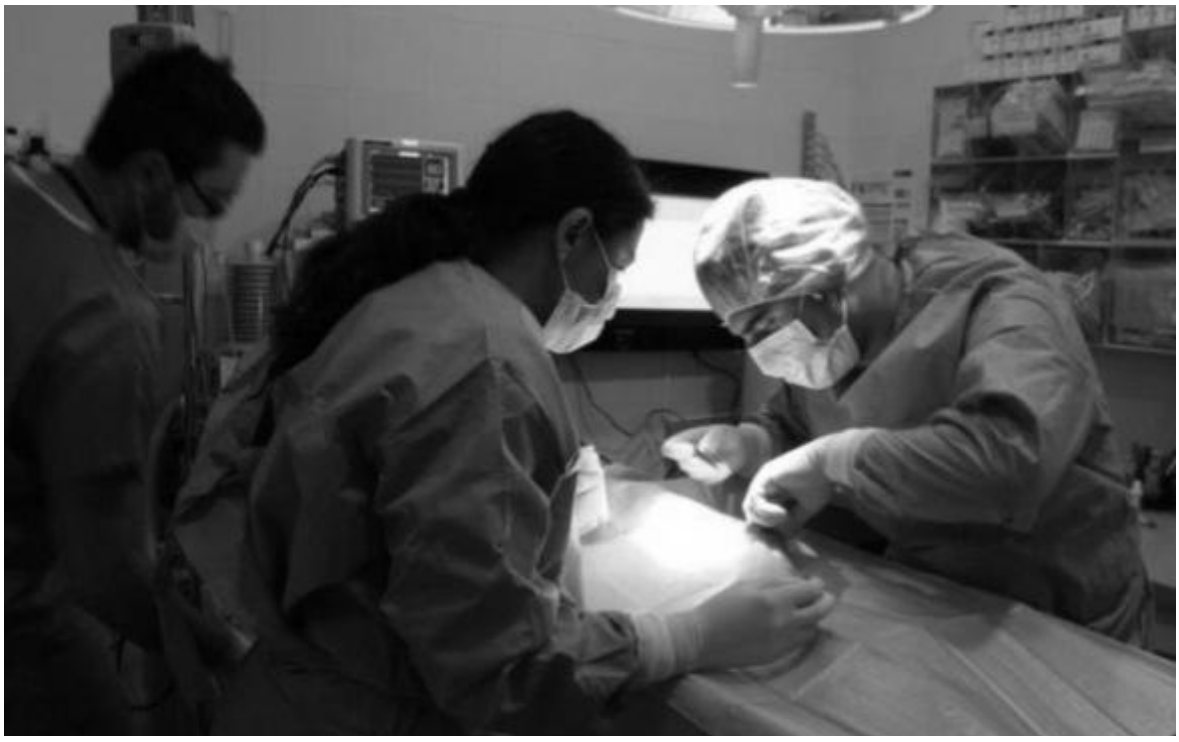


Imagen de la cirugía de la hernia diafragmática en el centro veterinario de referencia. (Foto: HV La Carolina).

A los cinco días se interviene quirúrgicamente para la resolución de la hernia diafragmática y el drenaje de la efusión pleural provocada por la pleuritis asociada. Se inmoviliza con *dexmedetomidina*, *ketamina* y *metadona* y se mantiene durante la cirugía con ventilación asistida y con *isofluorano*. Todo el procedimiento quirúrgico se realizó sin complicaciones, excepto varios descensos de la presión arterial (resueltos con *dextrano*). El tratamiento que se llevó a cabo consistió en antibióticos (*marbofloxacina* y *cefazolina*), corticoesteroides (*dexametasona*), diuréticos (*furosemida*) y analgésicos (*buprenorfina*).

Al mes y medio, debido al empeoramiento del estado del ejemplar (se apreció por video-vigilancia disnea con taquipnea), se volvió a evaluar. En dicho chequeo se observó cianosis y palidez de las mucosas, saturación de oxígeno por debajo del 85%, se realizaron una serie de pruebas: toma de muestras, ecografía abdominal y ecocardiografía, radiografías, toracocentesis, fluidoterapia y nutrición parenteral. Se le administró corticoesteroides y diuréticos para mejorar su estado y expansores de plasma debido a que se produjo un descenso de presión arterial. Tras 6 horas de anestesia para intentar subir los valores de saturación de oxígeno y estabilizarlo sin éxito, se decidió desintubarlo, falleciendo a los pocos minutos al no valerse por sí mismo. En la necropsia se reveló que la muerte fue debida a una tuberculosis sistémica por *M. bovis* y una mineralización metastásica secundaria a la ERC.

3.4.4 Extirpación de tumores:

Existen dos casos de extirpación de tumores de mama en hembras de avanzada edad, ambas procedentes del Programa de cría en cautividad (ver apartado *tumores*).

El primer caso, Esperanza, fue trasladada a un centro veterinario de referencia donde, tras descartar la presencia de signos de metástasis, se realizó una mastectomía parcial de M3 y M4 derecha, incluyendo ganglio regional. Se enviaron muestras para su análisis histopatológico que concluyó que se trataba de un adenocarcinoma tubulopapilar mamario de grado histológico de malignidad III. Al tratarse de un tumor infiltrativo y de tal malignidad, se realiza un exhaustivo seguimiento para la detección temprana de recidivas y metástasis posteriores a la cirugía. Esperanza murió en abril de 2014,

Saliega fue sometida, en el quirófano del centro de cría, a una mastectomía de márgenes amplios de la M4 derecha (inguinal) incluyendo el ganglio regional. El nódulo, que había presentado un gran crecimiento durante el último tercio de gestación, resultó ser una proliferación benigna del tejido mamario, un adenoma probablemente hormonodependiente, y que en el momento de la cirugía había disminuido mucho de tamaño. En ambos casos, antes de la cirugía se descartó la presencia de metástasis mediante un minucioso estudio ecográfico y radiológico.

3.4.5 Enucleaciones:

a) **Caso "Alfonso":** Macho adulto capturado del medio natural al encontrarse con una fractura abierta de cúbito y radio y pérdida del globo ocular derecho con exudación (caso ya expuesto en el apartado 2.3.2 y en 2.9.1). En la misma cirugía en que se realizó la amputación de la extremidad anterior izquierda, se le practicó la enucleación del globo ocular derecho.

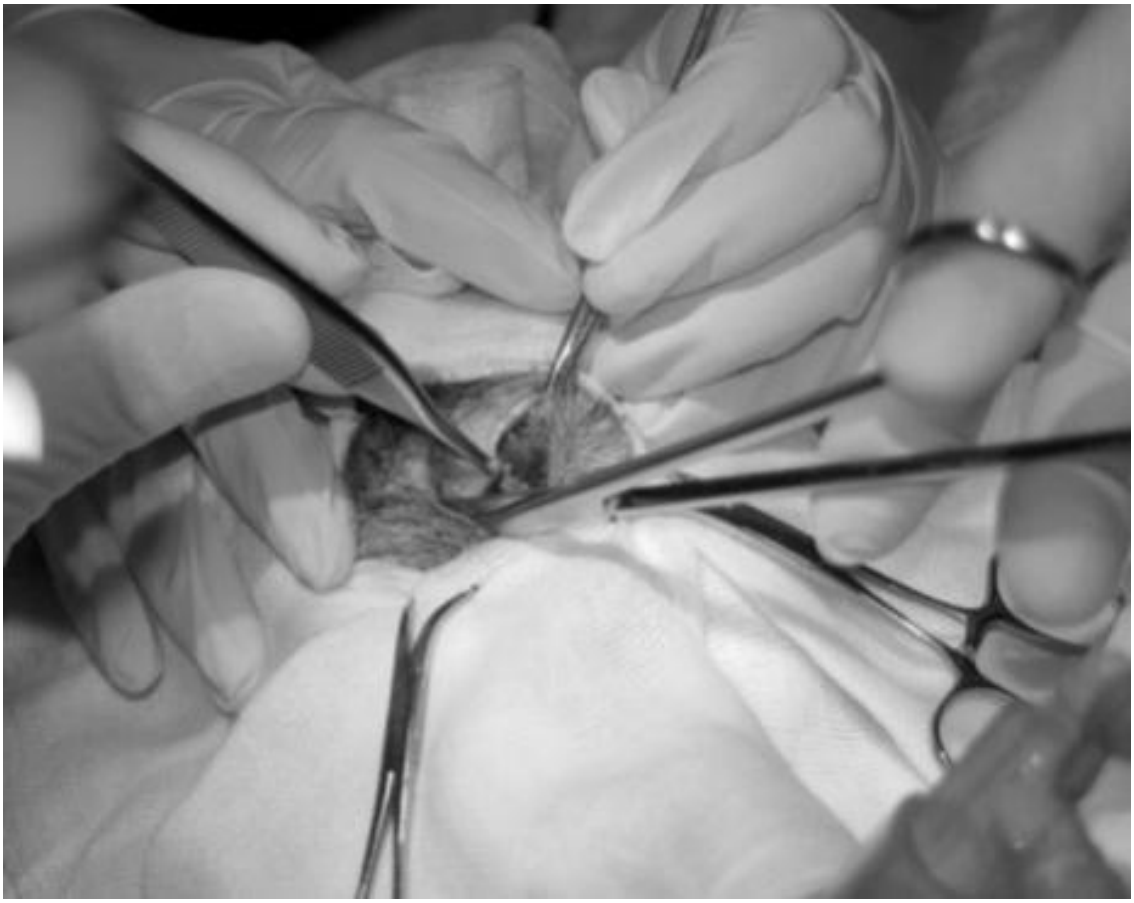


Imagen de la enucleación de Alfonso (Foto: Guillermo López).

b) **Caso "Barraca":** Hembra de la cohorte de 2005 capturada en diciembre de 2006 en una campaña de capturas para incorporar ejemplares al programa de cría en cautividad. Aunque no se había detectado por foto-trampeo, cuando se capturó al ejemplar se observó que presentaba microftalmia y opacidad corneal en globo ocular izquierdo. El día siguiente a su captura, se realizó una exploración para evaluar el alcance de la lesión, apreciándose *ptisis bulbi*, enoftalmia y edema corneal, probablemente secundarias a una uveítis (de origen infeccioso o traumático). También se observa entropión bilateral secundario. Tras dos meses de permanencia en el centro de recuperación Los Villares, se procede a la cirugía de enucleación y sutura de los párpados de este ejemplar. El postoperatorio tuvo lugar en el centro de cría en cautividad La Olivilla, donde el ejemplar permanece a día de hoy.



Imágenes del aspecto del globo ocular de “Barraca” en el momento de la exploración. (Fotos: Isabel Molina).



Imágenes de la cirugía de enucleación de “Barraca” en febrero de 2006. (Fotos: Leonor Camacho).



Aspecto del ejemplar en 2011, tras cuatro años en el programa de cría en cautividad (Foto: Vanesa Lobato).

Capítulo 4

Medicina preventiva

Las poblaciones de animales reducidas, como las de lince ibérico, son particularmente susceptibles a padecer el impacto de procesos estocásticos (incluyendo brotes de enfermedades), que pueden llevar a causar drásticos descensos de sus efectivos. En la gestión de estas poblaciones, es necesario el establecimiento de programas sanitarios; Tanto dentro del programa zootécnico sanitario que cada centro en cautividad desarrolla, como en el manejo sanitario de las poblaciones en libertad se contempla un apartado de higiene y profilaxis de las poblaciones que define un programa de medicina preventiva.

4.1 Protocolo de vacunación/inmunización

4.1.1 Vacunación en ejemplares de vida libre

Debido a la epidemia de leucemia que tuvo lugar en 2007 (ver apartado 2.7.1.), y siempre que el test rápido sea negativo, todos los ejemplares silvestres capturados en los programas de conservación se vacunan frente al FeLV con la vacuna recombinante Purevax FeLV® de Merial. En el caso de animales que por su traslocación, reintroducción o incorporación al programa de cría en cautividad hacen un periodo de cuarentena se aplicará una primera dosis en el primer examen de cuarentena y una segunda dosis en el examen presuelta, siempre con la misma vacuna recombinante (ver anexo 18).

4.1.2 Vacunación en ejemplares del programa de cría en cautividad

A los ejemplares cautivos se les vacuna frente a 4 virus y una bacteria utilizando dos vacunas:

- Vacuna pentavalente: se utiliza la vacuna inactivada Pentofel® de Pfizer que protege frente a:
    - Calicivirus felino
    - Virus de la panleucopenia felina
    - Herpesvirus felino
    - *Chlamidophila felis*
    - Virus de la leucemia felina

- Vacuna recombinante Purevax FeLV® de Merial, frente a leucemia felina.

Los ejemplares se han de inmunizar con ambas vacunas, pero la pauta dependerá del criterio clínico, pudiendo aplicarse ambas a la vez o, cuando se considere oportuno, aplicándose en momentos diferentes para no someter al ejemplar a ese esfuerzo fisiológico puntual. Si se aplican ambas vacunas juntas, la pauta de vacunación será:

- Primovacunación: Cachorros nacidos en los centros de cría o ejemplares de cualquier edad incorporados al programa de cría en cautividad

  - Primovacunación: a partir de la 9a semana de edad (a partir de los 57 días de edad) o durante su cuarentena
  - Recuerdo de las vacunas: a las 12 semanas de vida o 4 semanas después de la primovacunación.

- Recuerdo anual al año y al segundo año. Después se administra cada dos años.

Siempre que se pueda o se vaya a manejar al animal en varias ocasiones se separarán las vacunas. Si por razones de manejo se van a administrar en el mismo momento se inocularán en dos puntos diferentes. Como pauta general se administra:

- Vacuna pentavalente: supraescapular.
- Vacuna de leucemia: miembro posterior.

Si se administran ambas vacunas por separado, se capturará a los ejemplares una vez más en cada periodo. En estos casos se recomienda espaciar las dos vacunas al menos dos semanas.

Los ejemplares nacidos en cautividad que vayan a ser liberados al medio natural, deberán recibir dos dosis de vacuna recombinante de FeLV.

4.2 Vigilancia de agentes infecciosos y parasitarios

A partir del año 2003, cuando se pone en funcionamiento el programa de cría en cautividad (ver introducción), se implementó un panel de pruebas diagnósticas para el lince ibérico que permitiera conocer tanto el estado sanitario del individuo respecto a las principales enfermedades infecciosas, como el status epidemiológico de las poblaciones (cautivas y en libertad). Ante la escasez de datos sanitarios que existían de la especie, se planteó desarrollar un estudio prospectivo mediante la realización de un panel infeccioso completo a todos los ejemplares manejados por cualquier motivo. Este panel incluía 7 virus, un protozoo (*Cytauxzoon felis*) y varias bacterias. El estudio terminó en 2007, y se realizó en colaboración con el Clinical Laboratory de la Universidad de Zürich (Suiza). A partir de entonces, una vez conocida la importancia real de cada patógeno para la especie, se han

continuado analizando en esta misma institución sólo los agentes infecciosos que han presentado relevancia sanitaria para el lince ibérico. Además, a partir del año 2009 y hasta 2013, se analizaron en la Universidad Complutense de Madrid varios agentes parasitarios específicos que no habían sido explorados con anterioridad. El panel de pruebas actual es diferente si el ejemplar ha sido chequeado previamente o no y también según su destino.

Además, de forma no invasiva, se monitoriza de forma rutinaria en heces, la presencia de agentes infecciosos y parasitarios, mediante análisis coproparasitológicos y coprocultivos.

4.2.1 Agentes víricos y bacterianos

PCRs y serologías: en el Clinical Laboratory y/o CAD. Tablas 1 y 2

- Se realiza el panel completo a los ejemplares que ingresen en cuarentena para su traslocación, reintroducción y/o ingreso en el Programa de Cría en Cautividad, así como a los cachorros nacidos en el año en los centros de cría que van a permanecer en cautividad en su chequeo de junio del año siguiente.
- Se realiza el panel mínimo en el resto de los casos..

Además de estas, se realizan pruebas específicas para dos patógenos:

A) Leucemia felina (FeLV): (ver apartado 2.7.1.). Además de estar incluida en las analíticas contempladas en los paneles anteriores, todos los ejemplares de vida silvestre que son capturados se testan mediante el test rápido de ELISA de FeLV/FIV de Iddex®, siempre que son anestesiados. De aparecer nuevos casos de ejemplares silvestres virémicos, se deben extraer del medio natural y trasladarse a un centro de recuperación con instalaciones adecuadas. Además, todos los ejemplares silvestres no virémicos se han de vacunar con la vacuna recombinante Purevax® FeLV de manera rutinaria en caso de ser chequeados.

B) Tuberculosis (*Mycobacterium bovis*): (ver apartado 2.7.2.). En ejemplares que vayan a ser objeto de traslocación o que vayan a formar parte del Programa de Cría en Cautividad, es necesario realizar un diagnóstico específico que verifique que el ejemplar está libre de tuberculosis. Para ello se realiza de rutina en estos casos tanto un diagnóstico molecular (Genoquick® y PCR genérica) en muestras de moco (recogido por lavado bronco-alveolar o tras la extubación) y en sangre entera, como una tinción específica de micobacterias (tinción de auramina o Ziehl Neelsen) a partir de una extensión de moco. En estos casos, además se realizará siempre una radiografía torácica para complementar el diagnóstico. En caso de resultar positivo, se descartarán dichos ejemplares para estas actuaciones.



La vigilancia de enfermedades infecciosas es fundamental en los centros de cría en cautividad, ya que la concentración de animales es un factor de riesgo. (Foto: La Olivilla).

Coprocultivo e hisopado rectal: Se realizará el análisis microbiológico de muestras fecales cuando hay sospecha de algún proceso patológico y en los chequeos rutinarios por programa sanitario de los ejemplares, tomando en este caso . la muestra con torunda directamente del recto, minimizando así la contaminación ambiental. Se solicitan tinción de Gram y determinación de células inflamatorias, así como cultivos rutinarios y especiales para la detección de *Salmonella*, *Shigella*, *E. Coli 0-157, Yersinia* y *Campylobacter*, por ser las bacterias que con mayor frecuencia se han aislado en desórdenes intestinales en felinos, así como por su potencial zoonótico.

En los cachorros se tomarán muestras para esta prueba diagnóstica en el primer chequeo a las 4 semanas de vida.

4.2.2 Agentes parasitarios

Numerosas especies de parásitos, tanto internos como externos, pueden afectar al lince ibérico. La mayoría de ellos causan poco daño al hospedador siempre y cuando el ejemplar sea inmunocompetente y no sufra estrés. Sin embargo, algunas enfermedades parasitarias pueden ser serias, y otras pueden ser zoonosis parasitarias (ver apartado 4.3), por lo que su prevención es indispensable en los centros de cría en cautividad. La prevención y el control de parásitos en los centros de cría en cautividad de lince ibérico incluyen actuaciones antes de la entrada de los ejemplares en los centros mediante una estricta cuarentena (ver capítulo 5"), medidas de bioseguridad, análisis periódicos en sangre y heces, tratamientos preventivos y curativos (en función de los resultados), actuaciones en las instalaciones, etc. En las poblaciones silvestres, como se indicaba en el apartado 2.6.2, el control parasitario se realiza únicamente en movimientos inter-poblacionales y en ejemplares con alteraciones evidentes.

Análisis coproparasitológicos:

Actualmente, en los centros de cría de lince ibérico se realizan exámenes coproparasitológicos al menos dos veces al año a todos los ejemplares. Para ello, muestras de heces de tres días, a ser posible consecutivos, son examinadas mediante exámenes directos y de flotación, de un "pool" de las 3 muestras aumentando así las posibilidades de detección. Si el resultado del análisis resulta positivo, los linces se tratan convenientemente con el producto antiparasitario de elección. Los análisis coprológicos deben repetirse después de la desparasitación para evaluar la eficacia del tratamiento. Asimismo, se recomienda realizar dos desparasitaciones profilácticas anuales, una de ellas antes de la época reproductora.

Los cachorros nacidos en los centros de cría son desparasitados a las 4 y a las 8 semanas de edad. Si es posible, durante los chequeos de cachorros se han de tomar muestras de heces para realizar exámenes coprológicos a las 4, 8 y 12 semanas de edad.

Las parejas reproductoras se desparasitan antes del inicio de la temporada de cría.

Parásitos Externos:

En linces de vida libre es frecuente la presencia de pulgas, garrapatas y moscas hipobóscidas, sobre todo en los meses de más calor. Mientras que en los linces de los centros de cría en cautividad pueden verse afectados principalmente por pulgas, garrapatas y ácaros.

Idealmente, el tratamiento contra ectoparásitos debe dirigirse simultáneamente sobre el animal y el ambiente. Resulta prácticamente imposible llevar a cabo un control total de ectoparásitos a largo plazo en unas instalaciones como las de los centros de cría.

Para el control de ectoparásitos en aquellos animales que se puedan manejar o bien aprovechando capturas, se podrán emplear pulverizaciones o pipetas con insecticidas como selamectina o fipronil.

El tratamiento de las zonas exteriores y pasillos se lleva a cabo rociando con un insecticida de baja toxicidad y larga duración con el fin de crear una barrera que evite la entrada de ectoparásitos. Los distintos productos empleados (piretrinas, diazinon), se irán alternando para evitar la aparición de resistencias. El tratamiento antiparasitario se realizará con mayor intensidad los meses de mayo a octubre. El tratamiento tiene una mayor eficacia cuando va a acompañado de un desbroce y mantenimiento de la vegetación de las instalaciones, disminuyendo así las zonas idóneas para el desarrollo de ectoparásitos. Los tratamientos se aplican con mochilas de pulverización cada seis u ocho semanas, dependiendo de la época del año y la posible carga parasitaria. Para comprobar la eficacia de estas actuaciones se realiza un manteo de garrapatas antes y después de cada aplicación.

Las hembras reproductoras cuyas camadas se han entrenado para reintroducción y por lo tanto han comido conejo de monte durante el entrenamiento, y cualquier lince que se haya alojado por cualquier motivo en esas instalaciones son desparasitados interna y externamente al finalizar el período de entrenamiento y /o abandonar esas instalaciones.

DETECCIÓN DE ANTÍGENOS MEDIANTE PCRs (tabla 1)

MUESTRA		TEST	PANEL COMPLETO Cuarentena, translocación, reintroducción	PANEL REDUCIDO	TEST PANEL MÍNIMO
Sangre en Edta (1ML)	Extracción de DNA para RT-PCR de:	FeLV -Provirus	x	x	X
		FIV-Provirus	x	x	X
		CDV	x	x	
			x	x	
			x	Solo si neg.anterior	
			x	Solo si neg.anterior	
			x	Solo si neg.anterior	
		Leptospira	x	X	
			x	Solo si neg.anterior	
			x	Solo si neg.anterior	
			x	Solo si neg.anterior	
		Cytauxzoon felis	Solo translocación Doñana		
	Extracción de RNA para RT-PCR de:	FCV	x	x	
		CDV	x	x	X
Hisopo de recto	Extracción de DNA para RT-PCR de:	FPV	x	x	X
	Extracción de RNA para RT-PCR de:	FCoV	x	x	X
Hisopo de orofaringe	Extracción de DNA para RT-PCR de:	FHV	x	x	X
	Extracción de RNA para RT-PCR de:	FCV	x	x	X
Hisopo de conjuntiva	Extracción de DNA para RT-PCR de:		x	x	X
		Chlamidophila felis	x	Solo si sospecha	
	Extracción de RNA para RT-PCR de:		x	x	X

DETECCIÓN DE ANTICUERPOS/ANTÍGENOS MEDIANTE SEROLOGÍA (tabla 2)

MUESTRA	TEST
Suero 2ml(1ml)	**ELISA:** FIV(TM), FeLV(p27)
	IFA: FCoV, CDV

No se realizará serología a los ejemplares de los centros de cría destinados a reintroducción en el medio natural.

Tratamientos de elección el lince ibérico

Tratamientos Ectoparasiticida:

- **Fipronil-metopreno en pipeta** (Frontline Combo spot on®)
- **Selamectina en pipeta** (Stronghold®)

Tratamientos Endoparasiticida

- **Pirantel Embonato con Prazicuantel** (Drontal Gatos®), antihelmíntico de elección en linces adultos, con acción cestocida y nematocida.
- **Pirantel Embonato** (Canex gatos® pasta oral), antihelmíntico de elección en cachorros, con acción nematocida. También se ha utilizado en cachorros fenbendazol (Panacur®) y Milbemicina oxima con prazicuantel (Milbemax®).

- Praziquantel + Emodepside (Profender ®Bayer).

4.3 Zoonosis

El término zoonosis hace referencia a la enfermedad, alergia o infección que se transmite de los animales al hombre, y viceversa, de forma directa o indirecta. La transmisión de agentes infecciosos por parte del animal a los humanos puede ocurrir de varias formas, por ejemplo, por contacto directo con el animal (dermatomicosis), por ingestión (huevos de toxocara, toxoplasma, etc.), inhalación (tuberculosis), inoculación de agentes infecciosos mediante vectores intermediarios (garrapatas) o mordeduras, como es el caso de la rabia. La transmisión de una zoonosis al hombre no es habitual, ya que para poder darse la infección tienen que concurrir muchas factores simultáneamente, como por ejemplo unas incorrectas normas de higiene, manejo incorrecto de los ejemplares, mala gestión del espacio donde se encuentren los animales o una mayor susceptibilidad a la infección, como sería el caso de personas inmunodeprimidas.

Hay que destacar que no es necesario que el animal esté padeciendo la enfermedad en ese momento, ya que en muchos casos puede estar eliminando asintomáticamente las formas infectantes y ser potencialmente, e incluso hay agentes que no provocan enfermedad en el animal y sí en el ser humano. Además, no debemos olvidar, que además del riesgo de enfermedad para los humanos, algunas de estas patologías pueden provocar graves problemas clínicos en el animal, llegando en algunos casos a provocarle la muerte.

Dentro del listado actual de zoonosis, el porcentaje de enfermedades trasmitidas por felinos es muy bajo, siendo la mayoría de éstas transmitidas por el ganado doméstico. A continuación pasamos a describir las zoonosis más importantes a las que puede estar expuesto el personal que trabaja con lince ibérico, ya sean cuidadores que entran en contacto a diario con los linces y sus restos durante el manejo, como el personal veterinario a través del contacto directo con el animal o con las muestras extraídas durante los chequeos.

4.3.1 Zoonosis de carácter parasitario

En general, la infección del humano por este tipo de agentes es bastante complicado. Las principales patologías son las siguientes:

A) Larva migrans visceral: Esta patología se transmite a partir de los parásitos *Toxocara canis*, *Toxocara leonina* y *Toxocara cati*, los cuales han sido detectados en heces de lince ibérico. La infección en el humano se produce al ingerir de forma accidental los huevos del parásito que son eliminados a través de las heces del lince. Estos huevos pueden dar lugar a larvas que podrían migrar a diferentes órganos. El hígado y el pulmón son los órganos afectados con más frecuencia, pudiéndose dar granulomas y hepatomegalia, disnea, tos y más difícilmente afectación articular y manifestación neurológica por afectación del SNC. También se puede dar la toxocarosis ocular, en el que se produce la afectación unilateral del globo ocular con pérdida de agudeza visual, y habitualmente se ve la pupila blanca y estrabismo.

B) Larva migrans cutánea: Este tipo de patología se da por especies del género *Ancylostoma*, los cuales también han sido aislados en lince ibérico. Se ha observado que este tipo de parásitos tiene mayor prevalencia y abundancia en linces juveniles respecto a adultos (Vicente et al. 2004). También se eliminan a través de las heces, pudiendo penetrar en la piel intacta del humano. Aún así, el parásito no es capaz de atravesar capas profundas de la piel pero sí la dermis, formando trayectos sinuosos en los que puede formar lesiones vesiculares y ampollas que provocan picor.

C) Equinococosis-hidatidosis: Esta enfermedad está producida por distintas especies del Género *Echinococcus* y *Dypilidium*, siendo los más relevantes el *Echinococcus multiocularis* y *Dipilidum caninum*. La infección en el hombre se produce cuando ingiere accidentalmente los huevos de *Echinococcus* eliminados con las heces del animal. Estos parásitos se encuentran en el intestino de los felinos, el cual actúa como hospedador definitivo y no suele presentar un cuadro clínico aparente, sin embargo los hospedadores intermedios como el hombre pueden albergar la forma quística que se desarrolla en hígado y pulmones, llegando a provocar cuadros muy graves que pueden llegar incluso a ser mortales.

D) Toxoplasmosis: Se trata de una infección producida por el protozoo *Toxoplasma gondii.* La infección en el hombre se produce, como en los casos anteriores por la ingestión de formas parasitarias en heces de felinos infectados (ooquistes). Esta enfermedad es especialmente relevante en el caso de mujeres embarazadas, las cuales deben evitar el contacto con heces del felino, ya que puede provocar lesiones en el feto e incluso abortos.

E) Infestación por pulgas: Las pulgas, presentes en los linces ibéricos silvestres, pueden transmitirse al ser humano en casos de contacto (chequeos, capturas, etc.). No obstante, es difícil que en un ser humano llegue a producirse una infestación masiva de pulgas.

F) Zoonosis vehiculadas por ectoparásitos: Este tipo de patologías se transmiten a través de agentes infecciosos que vehiculan artrópodos, como pulgas o garrapatas, por lo que la época de mayor peligro de infección son la primavera y el verano, momentos en los que se favorece la proliferación de dichos vectores. Se distinguen:

F.1 Zoonosis transmitidas por pulgas

Las especies de pulgas que pueden tener más repercusión son *Pulex irritans* y *Ctenocephalides canis*. La afección producida puede ser de dos tipos:

- Directa: la saliva de la pulga provoca reacciones alérgicas en los hospedadores, dando lugar a reacciones locales en la piel, tanto en los humanos como en los animales.

- Indirecta: como vectores de *Dipylidium caninum*, citado anteriormente en la zoonosis por cestodos.

Si la carga parasitaria es baja, no se producirán síntomas, pero si la infección se hace más severa dará lugar a síntomas como prurito anal, diarrea o estreñimiento, pérdida de peso, pérdida de apetito o insomnio.

F.2 Zoonosis producidas por garrapatas

Entre las especies de garrapatas descritas en lince ibérico destacan *Rhipicephalus pusillus*, *Rhipicephalus turanicus*, *Ixodes ricinus* e *Ixodes ventalloi*. Las garrapatas pueden provocar en el hombre la Enfermedad de Lyme o Borreliosis, siendo el agente patógeno *Borrelia burgdorferi,* que cursa con un cuadro agudo produciendo una septicemia con complicaciones neurológicas y articulares graves.

F.3 Zoonosis producidas por ácaros

Una de las especies que puede parasitar la piel humana produciendo síntomas en piel es *Sarcoptes scabiei*, agente que provoca la sarna sarcóptica. Se trata de una infección cutánea que cursa con un intenso prurito acompañado de zonas eritematosas y costras. Las lesiones aparecen principalmente en el pabellón auricular, codos y zona distal de las extremidades.

4.3.2 Zoonosis de carácter fúngico

La dermatomicosis es una enfermedad fúngica, provocada principalmente por *Trichophyton spp* y *Microsporum spp*, especialmente *Microsporum cani*. Este tipo de infecciones aparecen en tejidos queratinizados como el pelo o la piel. En el felino se detecta la infección por zonas de alopecia local, descamación, formación de costras, eritema, siendo frecuente en orejas, cara y extremidades. Estos animales infectados suelen ser portadores y pueden provocar contagio a otro animal o a la persona que entre en contacto con el individuo portador. El diagnóstico de la enfermedad debe confirmarse a través de cultivo, ya que no todas las especies de hongos presentan fluorescencia, y por tanto la lámpara de Wood no siempre es efectiva. En el hombre suele provocar una lesión redondeada de color rojizo con centro claro que suele provocar mucho picor, pero requiere de un tratamiento sencillo para controlarla.



Dermatomicosis en un ejemplar juvenil de lince ibérico. (Foto: El Acebuche).

4.3.3 Zoonosis de carácter bacteriano

A) Salmonelosis: Esta enfermedad, de carácter mundial, está causada por distintos serovares del género *Salmonella*, una enterobacteria no esporulada que puede provocar cuadros clínicos principalmente gastrointestinales tanto en animales como en humanos. Es más frecuente infectarse en épocas de verano, donde las altas temperaturas pueden favorecer el crecimiento. En humanos cursa con gastroenteritis aguda, dolor abdominal, diarrea, nauseas y vómitos, con fiebre y una grave deshidratación. La recuperación se suele dar en 2-4 días aunque se puede seguir eliminando salmonella durante varias semanas. La infección se puede complicar con artritis, endocarditis e incluso meningitis. La enfermedad puede ser adquirida por el hombre al manipular incorrectamente heces de animales que estén eliminando el patógeno. El animal puede ser tanto portador sintomático como asintomático, y eliminar la bacteria en heces de forma transitoria, intermitente o persistente. También hay que hacer un control riguroso de las presas suministradas al lince, como perdices y codornices, las cuales deben estar acompañadas de un certificado sanitario que garantice la ausencia de salmonella.

B) Tuberculosis: Esta enfermedad está causada por bacilos del género *Mycobacterium,* entre las que podemos destacar *M.bovis* en el lince ibérico (ver apartado 2.7). El hombre puede llegar a infectarse de tuberculosis por vía aerógena, sufriendo una afección pulmonar. Esto se ve reflejado en síntomas tales como fatiga, fiebre y pérdida de peso. La tos y el dolor en el tórax aparecen cuando la enfermedad está avanzada.

C) Leptospirosis: El agente causal es fundamentalmente *Leptospira interrogans.* Los felinos no suelen ser los principales reservorios de esta enfermedad, siendo mucho más importante la diseminación en el caso de roedores como las ratas. La infección humana se produce por contacto directo al estar expuesto a la orina, sangre o ciertos tejidos de animales infectados. Los síntomas principales son el dolor de cabeza, conjuntivitis, vómitos, fiebre,

náuseas, hemorragias gastrointestinales y alteraciones renales graves. La leptospirosis se ha identificado en el lince ibérico (ver apartado 2.7).

4.3.4 Zoonosis provocadas por mordeduras y/o arañazos

En el caso de que se produjese un accidente durante la manipulación del animal, se puede producir una infección causada por bacterias presentes en cavidad oral y uñas del felino, como puede ser la pasterelosis, enfermedad producica por *Pasteurella multocida*, o también la bartonelosis, provocada por la vehiculización de *Bartonella henselae.* En esta última los síntomas en la persona comienzan con la presencia de escaras en la zona de la lesión, que puede progresar a cuadros febriles, cefaleas, mialgias y linfoadenopatía regional que compromete más frecuentemente a los ganglios cervicales.

4.3.5 Zoonosis de carácter vírico

A) Rabia: Se trata de una enfermedad provocada por un *Lissavirus*, el cual provoca una encefalitis que cursa con ataxia, comportamiento agresivo y parálisis, que desemboca en una parada respiratoria. Este cuadro se da tanto en animales como en humanos, provocándoles la muerte. La transmisión de la enfermedad se produce cuando un animal enfermo o en período de incubación muerde a la persona. Hoy en día se considera prácticamente erradicada en España.

4.3.6 Medidas generales para evitar riesgo de zoonosis

Para poder reducir o anular las posibilidades de transmisión de una zoonosis, el manejo se ha de hacer teniendo en cuenta las siguientes normas de bioseguridad:

- Limpieza con agua y jabón líquido de las manos antes y después del contacto con el animal, ya sea para llevar a cabo un chequeo como para el trabajo en campeos, cuarentenas, etc. Posteriormente se secarán las manos con toallas de papel.

- Usar productos desinfectantes preparados por su aplicación en piel que tenga acción bactericida, virucida, esporicida y fungicida.
- Uso de guantes desechables (látex, nitrilo, etc.) que eviten el contacto directo con fluidos que puedan portar patógenos. Mostrar especial cuidado si se procesan muestras en el laboratorio, como pueden ser orina, heces o sangre.

- Uso de guantes desechables (látex, nitrilo, etc.) durante la exploración física y toma de muestras para los chequeos sanitarios, así como para la manipulación de excrementos que se recogen a diario en campo o en las instalaciones.



La bioseguridad en todos los manejos de lince ibérico es de vital importancia para prevenir las zoonosis. (Foto: J. Luis Mendoza).

- Uso de guantes de cuero para evitar lesiones por mordedura o por arañazo en caso de intervención directa con un animal (peleas, manipulación antes de una exploración,…).

- Correcta manipulación de las muestras obtenidas en el chequeo, así como del material usado para la obtención de las mismas (agujas, hojas de bisturí, jeringas, etc.).

- Uso de ropa específica para el trabajo con el animal (batas, pijamas, calzas, etc.) en el caso del trabajo en clínica, y de ropa y calzado específico para su uso en zonas de campeos.

- Uso de mascarillas durante los chequeos sanitarios para evitar la contaminación por aerosoles.

- Limpiar y desinfectar las superficies, el suelo y los objetos que sean de uso para el conjunto de varios chequeos en un mismo día (oftalmoscopios, otoscopios, fonendos, material para biometría, peso, etc.).

- Evitar fumar, ingerir bebidas o alimentos mientras se lleva a cabo el trabajo con animal, pues aumenta el riesgo de ingestión de patógenos.

- Precaución con pulgas y garrapatas. Ante la presencia de uno de estos parásitos externos, eliminar con pinzas y limpiar el área con un antiséptico. En caso de retirar una garrapata y notar síntomas como fiebre, cefalea, o dolor generalizado, es conveniente acudir a un médico por posible transmisión de enfermedad.

4.4 Enfermedades de declaración obligatoria

Las enfermedades de declaración obligatoria son aquellas enfermedades transmisibles que presentan un gran poder de difusión y tienen especial gravedad, que pueden extenderse más allá de las fronteras nacionales y tener consecuencias socioeconómicas o sanitarias graves y cuya incidencia en el comercio internacional de animales y productos de origen animal es muy importante.

Actualmente, la organización mundial de sanidad animal (O.I.E.) ha establecido una lista única de enfermedades de declaración obligatoria que sustituye a las antiguas lista A y B.

A nivel europeo, la lista de enfermedades de declaración obligatoria ha sido definida de forma conjunta con la OIE a través de la **Decisión 2008/650/CE**, de la Comisión, de 30 de julio de 2008, y la Directiva 2006/88/CE, del Consejo, de 24 de octubre de 2006.

Como complemento a la normativa europea, en la legislación española habrá que tomar como referencia la **Orden ARM/831/2009**, de 27 de marzo, en la cual se modifican los anexos I y II del Real Decreto 617/2007, de 16 de mayo, en la cual se establece la lista de las enfermedades de los animales de declaración obligatoria y se regula su notificación.

Dentro de las posibles enfermedades de declaración obligatoria que podrían llegar a afectar al lince ibérico están:

- Tuberculosis
- Paratuberculosis
- Rabia
- Enfermedad de Aujeszky
- Leptospirosis
- Fiebre Q

La legislación y forma de actuación para este tipo de enfermedades es similar en todas las comunidades autónomas. Si en un centro se tiene la sospecha o se llega a detectar alguna de estas enfermedades, habría que ponerse en contacto con la oficina veterinaria local de la que dependa cada centro, el cual iniciará los trámites e informará a la jefatura o delegación provincial de Ganadería, el cual depende del Servicio de Sanidad Animal de la Comunidad Autónoma correspondiente.

Muchas de estas enfermedades de declaración obligatoria pueden ser a su vez zoonosis (tuberculosis, rabia, fiebre Q) con lo cual habrá que extremar las precauciones del personal ante una posible infección.

4.5 Medidas higiénico-sanitarias y bioseguridad

Todas las medidas higiénico-sanitarias y de bioseguridad son de suma importancia para evitar la entrada de agentes patógenos que puedan contaminar a los animales. Sabiendo desde el principio que la inmunidad de los linces ibéricos no es muy eficaz (Peña y col. 2006), la mejor manera de prevenir las infecciones es evitar o minimizar el contacto. Por ello, la profilaxis y la higiene son esenciales en todos los manejos, y siempre hay que extremar las precauciones. Además, en los centros de cría y recuperación es fundamental prevenir la entrada de agentes a las instalaciones, ya que de lo contrario podría fracasar todo el programa de conservación Ex Situ. Hay dos grandes grupos de vías de entrada en el local directamente o a través de la dieta. Vamos a abordar las medidas preventivas que deben tomarse tanto en las instalaciones como en los alimentos que se les proporciona a los linces en su dieta.

4.5.1 Equipos de protección individual e higiene clínica



Uso de EPI en instalación de lince ibérico.

El uso correcto de equipos de protección individual (EPI) es de gran importancia en la praxis clínica y de manejo sanitario, tanto en ejemplares de lince ibérico mantenidos en cautividad como en ejemplares de vida libre. Para el manejo sanitario del lince ibérico, es obligatorio el uso de los EPI en todas las actuaciones clínicas y de manejo. El objetivo del uso de los EPI es evitar la transmisión de patógenos entre ejemplares de lince ibérico y entre linces y humanos en ambos sentidos. Así, en todas las actuaciones clínicas que impliquen el manejo directo de un ejemplar, todo el personal que esté presente debe usar bata o mono desechable, guantes desechables de látex, vinilo o nitrilo y mascarilla. Todo el personal que vaya a entrar en contacto directo con el lince debe, además, lavarse previamente las manos con clorhexidina jabonosa. Todos los EPI anteriores se desecharán cuando termine el manejo de un ejemplar, y bajo ningún concepto se volverán a utilizar en el manejo de otro ejemplar diferente. En los centros de cría, todos los manejos que se realicen en las instalaciones de los linces se realizan con EPI específicos: calzas, mono, guantes y mascarilla, previo paso por un pediluvio con solución desinfectante (bactericida, virucida y fungicida). En manejos quirúrgicos, las medidas de desinfección y esterilización deben ser extremas, y se ha de proceder siempre conforme al uso de EPI establecido en el quirófano correspondiente.

Todo el material que, en los manejos, entre en contacto directo con el lince, hay que desecharlos o desinfectarlos concienzudamente después de cada operación:

1. **Jaulas trampa y de compresión:** Cada vez que se capture un ejemplar se han de desinfectar a fondo con un compuesto desinfectante (bactericida, fungicida y virucida).

2. **Material clínico desechable:** Todo el material desechable que se utilice en un manejo de lince ibérico se ha de eliminar en cuanto éste termine y nunca se ha de posibilitar el contacto de este material con el material que se emplee para el chequeo de otro ejemplar diferente. Cuando se anestesie ejemplares silvestres de lince ibérico, nunca se reutilizarán las sondas endo-traqueales.

3. **Material clínico no desechable**: Se ha de prestar gran atención a la correcta desinfección de todo el material clínico, ya que es el mejor fómite que existe para la transmisión intraespecífica de agentes infecciosos. Todo el material se ha de lavar dos veces con una solución de clorhexidina jabonosa y por último recibir un producto virucida. Por su elevado riesgo de transmisión de patógenos, hay que extremar la precaución con termómetros, pinzas del pulsioxímetro, electro-eyaculadores, abrebocas y laringoscopios. Igualmente, se debe desinfectar a fondo todas las instalaciones clínicas entre un chequeo y el siguiente.

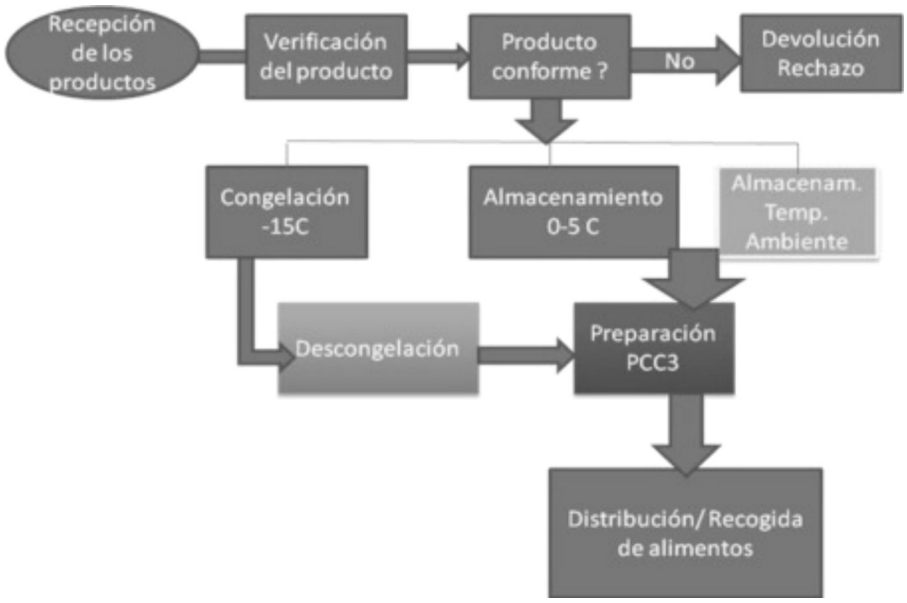
4.5.2 Instalaciones

Existe un gran riesgo de vehicular patógenos por la entrada de animales o personas en los cercados. Para evitar la entrada de animales, siempre deben verificarse las vallas, el perímetro de las alambradas y los posibles puntos de entrada para garantizar la imposibilidad de cualquier animal entre en contacto con los linces ibéricos. También debe verificarse que no existan estructuras (redes flexibles, cables eléctricos) que pueden causar efectos nocivos a los linces. Las instalaciones deben limpiarse regularmente para evitar la acumulación de la potencial contaminación de los alimentos o las heces.

La entrada en los cercados debe estar sujeta a estrictas medidas de bioseguridad: a) Debe haber pediluvios a la entrada de la antecámara; b) la ropa y el calzado del exterior deben ser reemplazados por ropa para uso exclusivo en los cercados; c) Cada instalación debe tener pediluvios individualizados y se deben utilizar antes de la entrada en cada recinto. Si, por alguna razón, alguno de los animales fuera puesto en cuarentena en su propio recinto, debe haber ropa (monos, calzas, etc.) para uso exclusivo en este recinto. El orden del manejo también se debe cambiar para que la última entrada se haga en los cercados con animales cuarentenados, al igual que en los casos de ejemplares de nuevo ingreso en cuarentena de los que se desconoce su estado sanitario. En éstos últimos hasta la llegada de los resultados de la primera evaluación sanitaria, su manejo se lleva a cabo en último lugar.

4.5.3 Alimentación

A nivel de alimentación, se pretende introducir un sistema similar APPCC (Análisis de Peligros y Puntos de Control Críticos). Esto incluye: (1) Identificando los puntos críticos de la posible entrada de agentes patógenos, (2) verificando si están programadas todas las medidas necesarias para evitar que esto suceda y (3) asegurándose de que estos se están cumpliendo.



El primer paso es formar a personas para preparar y manipular los alimentos en las medidas higiénico-sanitarias tanto de personal como de equipamiento. También debe estar claro las precauciones a tener durante la recepción y almacenamiento de alimentos. Debe establecerse un sistema de registro para conocer el origen de todos los alimentos consumidos (control de proveedores), el tipo y frecuencia de la limpieza, control de temperaturas de carne y congeladores, gestión de inventario (First In - First Out/ First Expire-First Out).

Regularmente debe realizarse el control de calidad tanto de presas vivas, como de conejo muerto o pollo. Su objetivo es buscar la presencia de agentes patógenos y residuos de antibióticos. Los bebederos deben ser analizadas con regularidad (como mínimo dos veces al año), mediante pruebas físicas, químicas y microbiológicas para descartarlos como vía de entrada de posibles agentes patógenos o tóxicos. Para más información sobre el manejo de la alimentación en el lince ibérico, ver manual de manejo.

Como se ha indicado en la introducción, el lince ibérico es un carnívoro estricto especializado en el consumo de conejo silvestre, presa mayoritaria e insustituible de su dieta (Delibes 1975; Aymerich 1982; Gil-Sánchez y col. 2006). Presas secundarias (que suponen menos del 15% de la dieta) son roedores, ungulados y aves. La alimentación de los linces ibéricos mantenidos en cautividad ha de tratar de reproducir, en la medida de lo posible, este patrón, aunque es necesario incorporar un porcentaje de presa muerta en la dieta, debido a alguno de los manejos que se realizan en las instalaciones. Así pues, la alimentación se compone de:

- Presa viva: conejo de granja, conejo de monte y perdices o codornices esporádicamente.
- Presa muerta: conejo de consumo, ternera, pollo.

En la gestión de las poblaciones en libertad sólo se emplea también la presa viva doméstica como aporte en los cercados de alimentación suplementaria. Este manejo se realiza bajo unas circunstancias muy concretas de escasez de presas naturales, y siempre

siguiendo unos protocolos que garanticen su escaso impacto negativo en la población. En ambos casos, el control de puntos críticos se desarrolla exhaustivamente en otros documentos:

- Presa muerta: "Manual de manejo del Programa de Conservación ex situ" Apartado 4.3.alimentación.

- Presa viva: "Control de presas vivas. Análisis de riesgos y control de puntos críticos". En este documento (abril 2010) está pendiente de completar lo relativo al conejo de monte. A falta de un mayor desarrollo, cuando se ofrece este tipo de presa se debe prestar especial atención a:

  - Si proceden todos los ejemplares de una misma finca o de varias.
  - Ubicación de la finca: el que sea de secano o de regadío favorece el desarrollo de unos u otros patógenos en el conejo.
  - Método con el que son capturados.
  - Condiciones del transporte.
  - Ese documento incluye las analíticas mínimas a realizar para el control sanitario de la presa viva (tanto doméstica como de monte) que se recogen a continuación:

A) <u>Control epidemiológico</u>

- Solo en conejo doméstico excepto donde se especifica CM.

- Control microbiológico en **agua**: anual y siempre que haya una sospecha.

- **Necropsias** seriadas: (excepto donde se especifica lo contrario, tanto a conejo doméstico como de monte).

PANEL RECOMENDADO	PANEL MÍNIMO
Carga parasitaria	
- Sarna: mediante microscopio en los centros.	- Sarna: mediante microscopio en los centros.
- Coprologías	
	- Hidatidosis (solo CM)
Carga microbiana	
- Salmonella	- Salmonella.
- Yersinia, Campilobacter, Shigella	
- *E. coli* enteropatógeno	- *E.coli* enteropatógeno.
- Pasteurella	- Pasteurella
- Coprocultivos	
Hongos	
- Dermatofitos (si se ve lesión)	

B) Control del agua de bebida

- Características físico-químicas del agua de bebida: anual

- C) Control del pienso de la presa

- Composición del pienso: anual

- D) Control de residuos

A continuación se muestran residuos a analizar en el agua de bebida, pienso y en la presa viva:

		AGUA (1l)	PIENSO (250 gr)	MATRIZ BIOLÓGICA (50-100gr)	
				HIGADO/ RIÑONES	HUESO/ MUSCULO
COCCIDIOSTÁTICOS	**Ionóforos (Salinomicina)**		SEMESTRAL	SEMESTRAL	
	Diclazuril		SEMESTRAL	SEMESTRAL	
ANTIBIÓTICOS	**Screening cualitativo**	SEMESTRAL	SEMESTRAL	SEMESTRAL	Músculo (diafragma) SEMESTRAL
IVERMECTINA				ANUAL	Músculo (diafragma) ANUAL
ORGANOFOSFORADOS		SEMESTRAL		SEMESTRAL CD + CM	
ORGANOCLORADOS				SEMESTRAL CM	

Capítulo 5

Protocolo de cuarentena para translocación

Los reforzamientos genéticos, las reintroducciones y otra serie de manejos que han de recibir los linces ibéricos, implican el movimiento de individuos entre diferentes poblaciones aisladas entre sí, tanto entre poblaciones silvestres como entre la población cautiva y la silvestre. Los objetivos de la cuarentena en estos linces que se liberen en una población diferente a la que habitan (translocados) son:

1. Asegurarse de que el individuo a liberar en la nueva área no sufra ninguna enfermedad infecto-contagiosa que por encontrarse en el periodo de prepatencia, no sea apreciada en el chequeo de captura.

2. Aplicar las medidas necesarias para evitar la translocación de cualquier tipo de agente infeccioso que pueda portar el animal. Esto es de especial relevancia en la translocación de ejemplares, pues se ha de procurar producir el mínimo impacto sobre la población receptora.

3. Conseguir la inmunización frente a aquellas enfermedades que supongan un mayor riesgo (por ser prevalentes en la población receptora) de las que haya vacuna segura y eficaz disponible.

4. Detectar si el animal manejado posee alguna merma física de enfermedades ya superadas o congénitas, que pueda comprometer su normal inclusión en la población receptora.

5. Asegurar en la medida de lo posible (dependerá de las edades de los linces) que los ejemplares a translocar tienen facultades reproductoras plenas, que descarten un fracaso en el flujo genético en la población receptora.

6. Conseguir todos los datos etológicos individuales del lince manejado que permita adecuar las instalaciones de pre-suelta a su carácter, y así procurar que su estancia en este sea lo menos traumática posible, reduciendo por tanto el periodo de adaptación.

7. Ejercer un efecto de “desorientación” que minimice la filopatría (retorno al lugar de extracción).

5.1 Duración

La cuarentena de los animales destinados a ser liberados en el medio natural ha de tener una duración de al menos 21 días. No obstante, siguiendo las recomendaciones de la UICN (Woodford, 2000), se recomienda que la duración de la cuarentena sea de 30 días.

5.2 Evaluaciones sanitarias

Las evaluaciones sanitarias que se efectúen durante la cuarentena tendrán por objeto comprobar que el ejemplar no porta enfermedades infecto-contagiosas y que no tiene mermas físicas hereditarias o que comprometan su supervivencia en el medio natural. En ejemplares que se muevan entre dos poblaciones silvestres se efectuarán dos evaluaciones sanitarias durante la cuarentena: una al ingreso (examen de ingreso) y otra al menos 15 días después (examen pre-suelta). El ejemplar no podrá ser liberado en la población receptora hasta que los resultados de ambas evaluaciones sean satisfactorios. En los casos de ejemplares procedentes de la cría en cautividad que posteriormente van a ser liberados al medio natural, al encontrarse en condiciones de mayor control sanitario, deben someterse a una sola evaluación sanitaria antes de la liberación (examen pre-suelta). Además, en estos casos los ejemplares podrán pasar el periodo de cuarentena dentro de sus instalaciones de campeo. Una vez que los resultados de la evaluación sanitaria sean satisfactorios se podrá proceder a liberar al ejemplar. El periodo de validez de la última evaluación sanitaria será de 8 semanas. Si pasado este tiempo el lince no ha sido liberado, habrá que repetir el último chequeo para poder volverlo a considerar apto para ser liberado en el medio.

5.3 Instalaciones

Como norma general, un edificio o conjunto de jaulas de cuarentena para lince, debieran ser de uso exclusivo de esta especie. El enriquecimiento de las instalaciones ha de constar de repisas de madera y troncos huecos que no han de usarse para más de un animal. Las instalaciones dispondrán de una zona cubierta al fondo de la jaula, donde se sitúe una primera repisa de madera en toda su longitud y una segunda repisa, también de madera, a mayor altura. En la parte baja de la instalación se ha de situar un cajón paridera que sirva de refugio al animal. Las repisas deberían ser reclinables para facilitar al máximo la captura directa. Los bebederos y comederos han de ser resistentes y no porosos. Es recomendable que queden un poco elevados para evitar que los animales defequen en ellos. De no ser un bebedero automático (del tipo de los empleados para el ganado), se tendrá en cuenta cambiar el agua a menudo para que no alcance temperaturas demasiado elevadas en épocas de calor y evitar la congelación durante el invierno.

5.3.1 Cuarentena individual

La instalación de cuarentena ha de ser un recinto de obra con techo de malla metálica que debe tener además una parte techada para proteger de las inclemencias meteorológicas tales como lluvia o insolación. El tamaño mínimo de la instalación será de 20 m2 Debe ser un recinto cerrado para que no haya posibilidad de contacto entre los animales en cuarentena con los del exterior. Puede disponer de varias jaulas, siempre que exista una separación entre

ellas de un mínimo de 2 m si es de malla, para prevenir la posible transmisión de agentes infecciosos por aerosoles, siendo lo más recomendable que entre las jaulas de cuarentena exista una separación de pared. En las zonas en las que exista malla, esta deberá estar embutida en un zuncho de hormigón que preferiblemente se elevará unos 30 cm como mínimo sobre la rasante del terreno. No obstante, las cuarentenas individuales deberían comunicarse entre sí para otorgar mayor sitio a un animal en caso de no haber más linces en las jaulas contiguas en cuarentena. Cada instalación debe disponer de dos zonas que se puedan comunicar o separar mediante una puerta de guillotina. De esta forma se puede pasar al animal de una zona a otra según necesidades de manejo o para tareas de mantenimiento. El diseño debe permitir en todo momento la observación de los animales a través de cámaras de video-vigilancia. El suelo de cada jaula, ligeramente inclinado hacia un desagüe central, ha de estar cubierto con piso de material no poroso (como goma antideslizante) y las paredes alicatadas por lo menos hasta media altura para facilitar labores de desinfección. En los casos en los que la naturaleza del suelo no sea de material no poroso y tenga riesgo de escarbaduras, deberá continuarse la malla 60 cm por debajo del suelo. Tanto la malla superior como la que se encuentra por debajo del suelo deberán estar ancladas, para evitar que pueda ceder la malla y permitir la fuga del ejemplar.

5.3.2 Cuarentena colectiva

En caso de necesidad, se realizarán cuarentenas colectivas, principalmente en ejemplares del programa de cría en cautividad pertenecientes a la misma camada. Se seguirán las bases del manejo “todo dentro, todo fuera”. En estos casos la superficie mínima de la instalación de cuarentena será de 400 m2. Los ejemplares en cuarentena no podrán contactar con ningún otro ejemplar, siendo la separación mínima entre ejemplares a través de malla de 2 m. Si uno de los ejemplares diese positivo a alguna de las pruebas limitantes señaladas más adelante, se extraerá el ejemplar y el resto de animales comenzarán de nuevo el periodo de cuarentena.



Imágenes de cuarentena de lince ibérico en el centro de cría en cautividad “La Olivilla”. (Fotos: La Olivilla)

5.4 Medidas de profilaxis y desinfección-desinsectación

En los centros de cría en cautividad, hasta la obtención de los resultados negativos de las analíticas del primer examen de ingreso, la recogida de restos y heces, limpieza necesaria y reparto de la comida la realizará el último cuidador como última tarea, para evitar transmitir cualquier posible patógeno al resto de los animales del centro. Una vez conocidos los resultados negativos, no será obligatorio este orden. Cuando se trate de ejemplares alojados en centros de recuperación, la limpieza de sus instalaciones se hará como primera tarea, con el fin de evitar la posible transmisión de enfermedades a partir de otros mamíferos que hayan ingresado en los CREAs.

Hasta que se tengan resultados de las analíticas se utilizará:

- Mono de uso exclusivo para esa cuarentena, colgado en el interior.
- Calzas de uso exclusivo: teniendo en cuenta meter el mono por dentro de las calzas.
- Mascarilla de uso exclusivo.
- Guantes de un solo uso.
- Doble bolsa *Ziplock* para la recogida de heces, de forma que los guantes no toquen la bolsa que se va a meter en el cubo en el que llevamos el resto de material de la recogida del centro.
- Las heces se guardarán de todas formas en una zona separada del refrigerador.

Todo el material de limpieza, trabajo y mantenimiento existente en cada cuarentena tiene que ser de uso exclusivo en esa instalación.

- El material que se lleve para ser utilizado en la cuarentena, incluido el de recogida de restos y muestras, se trasvasará a otro cubo de uso exclusivo en la instalación, al llegar a ella.
- Existirá un cubo de basura específico dentro de la cuarentena, de manera que la basura generada se gestione de forma independiente.
- Los monos y calzas se guardarán en el cuarto de personal de acceso a la cuarentena colgados en perchas habilitadas a tal fin.
- Existirán unos percheros en el exterior, debidamente protegidos de la lluvia para colgar las prendas de abrigo que se usan en el resto de las instalaciones, de forma que esta ropa nunca entre en la cuarentena.
- Deberá haber un pediluvio a la entrada de la cuarentena, por el que habrá que pasar al entrar y salir. Este baño de calzado deberá cambiarse diariamente.

Al finalizar un período de cuarentena, toda la instalación debe limpiarse con agua y jabón y posteriormente desinfectarse y desinsectarse. Para la desinfección estricta con un producto virucida, bactericida y fungicida se puede emplear *Finvirus*® (dilución 1:40, pulverizando a razón de 1l/5m^2), *Virkon* S® (dilución 1:125, a razón de 300 ml/m^2) o Sanitas Forte® (dilución1:100-1:150, a razón de 300 ml/m^2 en superficies porosas o 100 ml/m^2 en no porosas). Para la desinsectación se emplea diazinón (Zoogama-D®, dilución de 50ml en 12 litros de agua y pulverizado) o cipermetrina, (Barricade® , dilución de 1-2 ml por cada litro de agua). Desde la desinfección y desinsectación hasta la entrada de un nuevo animal se debe dejar un margen de seguridad de entre 5 y 7 días.

5.5 Manejo

Cuando se trate de ejemplares procedentes del medio natural, el examen de ingreso se realizará en las instalaciones que el equipo in-situ tenga adecuadas para sus chequeos, evitando así el uso de instalaciones y materiales empleados en los linces cautivos del centro donde se alojará el lince de nuevo ingreso. El examen pre-suelta se realizará en los centros donde se encuentran ubicadas las cuarentenas. Si coinciden en el tiempo con chequeos de los centros, al tener conocimiento de los resultados recientes del anterior chequeo y no habiendo constancia de ningún problema sanitario en curso en el centro, podrán realizarse consecutivamente guardando las correspondientes medidas de higiene entre un lince y otro

Ambos exámenes deben incluir: examen físico, pesaje, biometría y toma de muestras. En el examen de ingreso se realizará la implantación de microchip y desparasitación. En el examen pre-suelta es recomendable realizar radiografías de tórax y abdomen en las proyecciones laterolateral y ventrodorsal. Asimismo, cuando se considere oportuno se realizará una evaluación de la capacidad reproductiva (electroeyaculación en machos y ecografía de ovarios en hembras).



Lince ibérico en cuarentena en el centro de cría en cautividad “La Olivilla”. (Foto: Teresa del Rey)

5.6 Recolección de muestras y análisis

En la/s evaluación/es se realizará una toma de muestras sistemática que consistirá en:

5.6.1 <u>Muestras sanguíneas</u>

1 ml de sangre en EDTA: Para realización de:

- Hemograma
- Pruebas de biología molecular (PCR)

  - Leucemia felina (FeLV)
  - Inmunodeficiencia felina (FIV)
  - Moquillo canino (CDV)

- Cytauxzoon (sólo en ejemplares para reforzamiento genético en Doñana-Aljarafe)

1 ml de sangre en Heparina de Litio: Para realización de:
- Panel bioquímico completo
- Proteinograma

2 ml de sangre sin anticoagulante (Sólo en examen de ingreso)**:** Para realización de serología de:

- Coronavirus felino (FCoV)(ELISA)
- Calicivirus felino (FCV)(IFI)
- Herpesvirus felino (FHV)(ELISA)
- Parvovirus felino (FPV)(IFI)
- Moquillo canino (CDV)(ELISA)
- Inmunodeficiencia felina (ELISA)

2 ml de sangre en solución TES: Para el genotipado.

5.6.2 Hisopos

1 hisopo sin medio de recto: para PCR de:
- Coronavirus felino (FCoV)
- Parvovirus felino (FPV)

1 hisopo sin medio de orofaringe: para PCR de:
- Calicivirus felino (FCV)
- Herpesvirus felino (FHV)

1 hisopo en medio AMIES de recto: para microbiología (sólo si se tiene sospecha de algún problema relacionado).

5.6.3 Orina (opcional)

- Urianálisis completo con estudio del sedimento y cultivo
- Bioquímica urinaria

5.6.4 Eyaculado por electro-eyaculación (opcional)

5.6.5 Lavado bronco-alveolar o moco

Para diagnóstico por PCR de *Mycobacterium* bovis en tampón de lisis y por tinción específica de micobacterias (Tinción de auramina o de Ziehl-Neelsen) a partir de una extensión en porta, tras fijación con metanol o bien con una muestra de moco en un *eppendorf*.

En caso de necesidad clínica, se pueden necesitar otras pruebas complementarias como biopsias, radiografías, ecografías, etc.

Los animales positivos por PCR a las pruebas de detección de agentes infecciosos no serán recomendables para ser introducidos en el medio natural. Asimismo, no se realizará la introducción de individuos infectados con el hemoparásito *Cytauxzoon sp.*, en poblaciones de lince ibérico donde el parásito estuviera previamente ausente. El resto de pruebas se utilizarán para determinar el estado sanitario del ejemplar. Si se descubriesen anomalías importantes, se valorará en cada caso su adecuación para ser liberado al medio. Individuos con anomalías congénitas, como la criptorquidia, serán descartados para ser liberados al medio.

5.7 Vacunaciones

Cuando las pruebas realizadas sean negativas, y desde el punto de vista veterinario se considere que el animal está sano, se podrá vacunar. En la cuarentena de ejemplares que van a translocados en el medio natural, sólo se empleará la vacuna Purevax® FeLV, Merial. Si el animal no estuviese vacunado previamente, la vacuna se debe aplicar en ambos exámenes. Este periodo de revacunación necesario para conseguir una correcta inmunización será el que marque la mayoría de las veces la duración de la cuarentena (generalmente un mínimo de tres semanas).

En los casos de ejemplares nacidos en cautividad que vayan a ser liberados al medio natural, seguirán su protocolo de vacunación: primovacunación de pentavalente a los dos meses de edad y una revacunación al mes. En función del tiempo transcurrido desde la última vacunación y el comienzo de la cuarentena, se valorará la administración de la vacunación (dos dosis) de vacuna recombinante de FeLV.

5.8 Desparasitaciones

El protocolo de elección ectoparasiticida será *fipronil-metopreno* (Frontline Combo®) *Spot On.* Como endoparasiticida se podrá emplear *emodepside*, *prazicuantel* y *butilhidroxianisol* (Profender gatos®) *Spot On*, *milbemicina oxima* y *praziquantel* (Milbemax®) PO o *pirantel* con *praziquantel* (Drontal Gatos®) PO como fármacos con acción cestocidas y nematocidas.

Durante el periodo de cuarentena de ejemplares translocados en el medio natural se deben realizar un mínimo de tres exámenes coproparasitológicos (con una separación mínima de una semana entre cada uno de ellos). Independientemente del resultado de los exámenes, el ejemplar será desparasitado interna y externamente el día del examen de ingreso. Una semana después de realizar el tratamiento antiparasitario se realizará otro coproparasitológico para comprobar la eficacia del mismo. En caso de persistir alguna forma parasitaria se aplicará el tratamiento que convenga para eliminarla, debiendo retirarse las heces del recinto como medida para evitar reinfestaciones. En los ejemplares que se liberen del programa de cría en cautividad se realizará la desparasitación en el examen pre-suelta.

Si la liberación al medio se produjese después de un mes de la desparasitación externa, se pondrá una nueva pipeta el día de la suelta.

5.9 Alimentación

Cada ejemplar dispondrá de una ficha individualizada en la que se anote el día, tipo, forma y cantidad de comida ofrecida e ingerida (según restos), los análisis o tratamientos practicados, así como cualquier otra observación que se considere oportuna. Los animales en cuarentena deben ser observados diariamente por si manifestasen signos patológicos o de problemas de adaptación a las instalaciones.

Durante la cuarentena se recomienda alimentar a los animales con presa viva controlada sanitariamente. Debe procurarse que el pelo sea de un color lo más parecido posible al del conejo de monte. Si el tamaño de la presa suministrada se considera demasiado grande, se valorará hacer ayuno en el día posterior.

5.10 Relación con el animal

No se fomentará el hecho de que el animal se relacione con el cuidador. No se le hablará, haciendo todo el manejo con el mayor silencio posible. Como las cuarentenas suelen estar en un lugar apartado, se evitará realizar el desplazamiento a ellas en vehículo, evitándose así que los animales relacionen su ruido a la comida. Se intentará, asimismo, evitar el ruido que origina el frotamiento de las calzas, enrollándolas si son altas hasta el punto que nos permita mantener el mono por dentro de ellas. Además, los primeros días no se accederá al interior para hacer la recogida de heces y restos. Se intentarán recuperar introduciendo un palo de escoba o similar.

La manguera para limpieza se utilizará acercándola de una manera progresiva en los sucesivos días, para que el animal no se asuste y se vaya acostumbrando poco a poco a ella, aunque esto suponga efectuar la limpieza con otros métodos en esos primeros días.

El estrés puede producirse durante el manejo, el transporte o la estancia de los ejemplares en la cuarentena, o bien por las condiciones sociales, por ejemplo debido a otros linces en su instalación o las instalaciones próximas. Siempre que sea posible, deben tomarse medidas para evitar todo tipo de estrés o sufrimiento.

5.11 Aspectos comportamentales

Durante la estancia en las cuarentenas se deben conseguir todos los datos comportamentales individuales del lince manejado, que permita adecuar las instalaciones de pre-suelta en los casos de suelta blanda al medio natural, al carácter de dicho individuo. Con esto se pretende que su estancia en el cercado sea lo menos traumática posible y con ello se pueda reducir el periodo de adaptación. Durante la estancia deben registrarse los

comportamientos anormales o indicativos de estrés, por ejemplo, conductas repetitivas o estereotípicas, pica, alteraciones de actividad o de ingestión. Esta información será remitida previamente a su suelta y en el momento de entrega del individuo al personal que será responsable del animal translocado en el cercado de aclimatación.

Cuando se trate de ejemplares cuyo futuro es la reintroducción por suelta dura, la recopilación de esta información será útil como parte de la evaluación sanitaria que se realice durante la estancia en la cuarentena del ejemplar, aportándose información que haya podido pasar inadvertida durante el primer chequeo (cojeras, síntoma de enfermedad, etc.). Todos los datos serán recogidos en una ficha diaria que se diseñará para tal efecto y que contendrá los datos correspondientes a comportamiento y al carácter del individuo en concreto.



Adecuación de voladero como cuarentena de lince ibérico en el CREA “El Blanqueo”. (Foto: El Blanqueo)



Capítulo 6

Necropsias

Toda necropsia de lince ibérico debe realizarse de forma sistemática, ordenada y completa por profesionales con experiencia en la realización de necropsias en la especie. Los protocolos de actuación han de conocerse perfectamente antes de proceder a la realización de una necropsia. Los objetivos de la necropsia de un lince ibérico son:

- Obtener la información para determinar la causa y las circunstancias de la muerte.
- Recolección de muestras para estudios genéticos, de agentes infecciosos y bancos de recursos biológicos.
- La conservación de los restos del cadáver (piel y esqueleto) para colecciones públicas y accesibles.

La necropsia es laboriosa y lleva un tiempo considerable, principalmente por las muestras a recoger. Por ello se recomienda un equipo mínimo de 4 personas para la realización de una necropsia: una o dos personas realizando la disección del cadáver y los órganos, otra recogiendo las muestras, y otra tomando notas. Todos los hallazgos y lesiones en consideración serán fotografiados con una escala.

6.1 Actuaciones previas a la necropsia

Cuando aparece un cadáver de lince ibérico, tanto si procede de la población silvestre como de la cautiva, se ha de activar un protocolo sistemático de recogida, mantenimiento y traslado del cadáver hasta el laboratorio donde se realiza la necropsia. Dado el valor que tienen todas las muestras de lince ibérico que se recogen en la necropsia, y dado que algunas de ellas se deterioran con el paso de las horas, es prioritario realizar en el menor tiempo posible todos los pasos que se suceden desde que se encuentra el cadáver hasta que se comienza la necropsia.

6.1.1 Protocolo de recogida *in situ*

El tiempo que dura el proceso de recogida del cadáver ha de ser el mínimo posible, tratando siempre que el cuerpo llegue a transportarse en menos de media hora. La recogida del cadáver se realiza de manera diferente dependiendo de si el ejemplar pertenece a una población silvestre o a una cautiva:

A) Ejemplares de vida libre: Todo lince ibérico encontrado muerto en el campo ha de ser recogido siguiendo un protocolo oficial de levantamiento por un agente de la autoridad competente (SEPRONA y/o agentes de medio ambiente de la comunidad autónoma pertinente). Los agentes han de precintar el cadáver y levantar un acta de levantamiento que acompañará al cadáver hasta el CAD. En ese acta han de figurar siempre la fecha y hora del hallazgo, datos del informador, hora de levantamiento del cadáver, lugar exacto (UTM),

circunstancias de la muerte (si se conocen), posición del cadáver, personas que realizan el levantamiento del cadáver y testigos, y todo aquello que resulte de interés y que rodee al hallazgo y recogida del cadáver. Si es posible se deben realizar fotografías del cadáver y de las inmediaciones antes de introducirlo en la bolsa para su trasporte. Además, si se trata de un ejemplar macho, y si se dispone del material (recipiente estéril, medio de conservación de los bancos de recursos -PBS con antibiótico-, hoja de bisturí y pinzas), el veterinario del proyecto de conservación que se encuentre presente debe extraer los testículos lo antes posible y procurar su envío inmediato a los bancos de recursos biológicos. En el caso de las hembras se debe esperar a la llegada a la sala de necropsias para proceder a extraer los ovarios. Además de anotar las circunstancias del hallazgo, el procedimiento de levantamiento debe incluir la toma de muestra de tierra bajo el cadáver para el análisis de tóxicos y plomos. Una vez precintado, el cadáver puede ser enviado por mensajería o ser llevado al CAD directamente por los agentes de la autoridad o por el personal de seguimiento de la población en la que se encuentre. Se debe adjuntar siempre el documento que asegure la realización correcta de la cadena de custodia hasta su llegada al laboratorio. Una vez precintado, si el cadáver tiene que esperar por algún motivo antes de ser enviado, este debe ponerse en refrigeración (4º-7ºC), pero nunca en congelación. Se debe llamar de inmediato al equipo veterinario y al teléfono de guardia del CAD, para que se prepare el equipo personal y material necesario para realizar la necropsia tras la llegada del cadáver. También serán avisados los bancos de recursos biológicos para decidir la forma de traslado de los tejidos.



Inspección de un cadáver de lince ibérico (Foto: Guillermo López).



Precintado del cadáver por la autoridad (Foto: Germán Garrote).

B) Ejemplares cautivos: En este caso no se realiza levantamiento por parte de la autoridad competente, a no ser que se detectasen indicios que hicieran sospechar de cualquier circunstancia en los que esta debiera intervenir. El cadáver se introducirá en una bolsa de plástico y se procurará su traslado inmediato al CAD.

6.1.2 Trasporte

El cadáver debe transportarse en un recipiente isotermo en refrigeración, rodeado de bolsas de hielo o acumuladores de frío. Nunca debe congelarse durante el transporte. El transporte del cadáver ha de tener la duración mínima posible.

6.2 Protocolos de necropsia

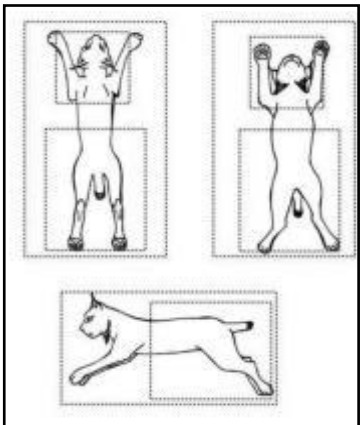
6.2.1 Historial clínico

Antes de comenzar la necropsia, se debe recoger toda la información posible de la procedencia del animal (paraje, término municipal), circunstancias (hora y día en que se encontró, posición del cadáver, etc.) y cualquier otra información (anestesias, análisis previos si los hubiera, inyectables administrados, etc.) que se considere relevante de cara a la necropsia. Toda la información de la historia clínica y el examen del cadáver y vísceras se registrará en la ficha de necropsia.

6.2.2 Radiografías

Antes de comenzar la necropsia se han de hacer radiografías del cadáver con objeto de detectar si hubiera proyectiles, fracturas, masas o cualquier tipo de lesión que pudiera ser relevante para el estudio de la causa de muerte. Se ha de procurar tener al menos una proyección de todas las partes del cuerpo, si bien el extremo distal de las extremidades puede obviarse si no se aprecian lesiones en la zona (no merece la pena hacer una radiografía sólo para sacar el extremo distal de las extremidades si en el resto del cuerpo no se ha detectado nada sospechoso y no se aprecian lesiones visibles).

6.2.3 Examen exterior del cadáver y separación de la piel

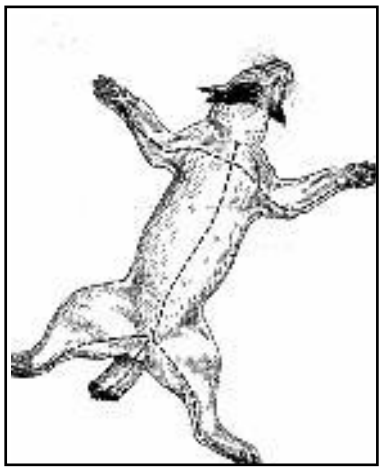

Proyecciones recomendadas

En primer lugar, y antes de comenzar la disección, hay que comprobar mediante lector la lectura del microchip en aquellos ejemplares identificados (el microchip se ve en la radiografía). Posteriormente, el cadáver debe ser fotografiado tras peinar el pelo (mirar esquema) de cada uno de los flancos, de la zona dorsal de la cabeza, de la zona dorsal del cuerpo, de la zona dorsal del tercio posterior y de la zona ventral anterior y posterior.El examen externo incluirá la observación y la palpación. En primer lugar se hará una estimación subjetiva de la condición corporal y se pesará el cadáver. Se examinarán las aberturas naturales explorables, estado de mucosas, y se anotará la posible presencia de líquidos o contenidos anormales. En el caso de la cavidad oral se examinará la dentición (piezas deciduas, piezas definitivas, fracturas, presencia de sarro). También se examinarán minuciosamente los ojos y las orejas.

En machos en los que no se hayan podido coger los testículos en el campo se recogerán lo primero, para guardarse en refrigeración para los bancos de recursos biológicos. Se examinarán y se palparán antes de retirarlos y después ya se continuará con la necropsia. En las hembras adultas es también de gran importancia para los bancos de recursos la extracción de los ovarios lo antes posible. En hembras se examinaran las mamas, en los machos prepucio y pene, y en neonatos la zona umbilical.

El examen incluirá la búsqueda de ectoparásitos (visual, peinado del cuerpo, raspado, examen de oídos). Se realizará una palpación completa, tanto del sistema músculo-esquelético, como de toda la superficie y el abdomen. Se examinarán también las garras y los espacios interdigitales.

Seguidamente se procederá a la extracción completa de la piel; se realizará una incisión en la línea media ventral y después se extenderá hacia las extremidades. Se cortaran las extremidades a nivel del carpo y del tarso para poder extraer la piel con mayor facilidad. Al retirar la piel podremos observar la presencia de lesiones como hematomas, heridas o posible presencia de perdigones. Considerar alteraciones del tejido conjuntivo, panículo adiposo y el posible estado de deshidratación, así como la observación de la musculatura.



Incisión para retirar la piel.

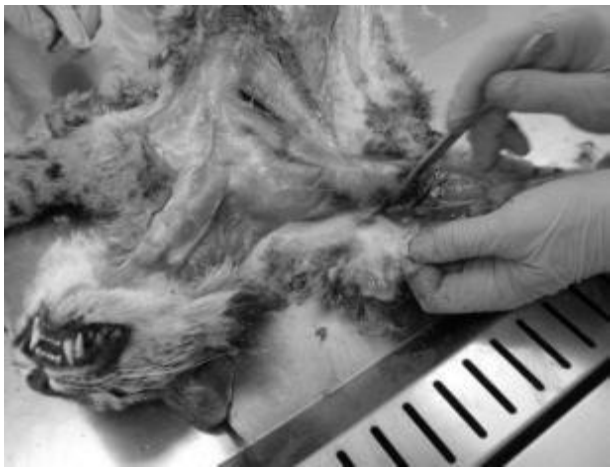


Imagen de la retirada de la piel en una necropsia.

6.2.4 Apertura del cadáver

El cadáver se puede colocar en decúbito lateral derecho o en decúbito supino, según preferencias. Estando en decúbito lateral se puede abducir totalmente el miembro anterior y posterior izquierdo, cortando en su caso las uniones musculares de la escápula y liberando por el ligamento la articulación coxofemoral, inspeccionando así la articulación. El cadáver se suele empezar a abrir por la cavidad abdominal.

La sección de la musculatura abdominal se realiza desde el apéndice xifoides del esternón hasta la zona más caudal de la línea alba. A continuación se realizan dos incisiones más hacia el raquis, una desde el apéndice xifoides y otra desde la región pélvica. Para la primera incisión se elevará la pared abdominal antes de empezar, evitando así el corte accidental del paquete abdominal. A la apertura de la cavidad abdominal se anotará la posible desituación de vísceras y presencia de contenidos anormales (sangre, contenido intestinal, exudados inflamatorios, líquidos serosos, etc.). Se ha de registrar el volumen, color y consistencia. A continuación se realizará una incisión en el diafragma desde la cavidad abdominal para comprobar la presión negativa de la cavidad torácica.

A la hora de abrir la cavidad torácica, se han de cortar las uniones costo-condrales para preservar al máximo la integridad del esqueleto. Una vez abierto se examinará el interior de la cavidad y el aspecto de los órganos, así como posibles lesiones o líquidos orgánicos.

6.2.5 Evisceración

Para la evisceración de la cavidad abdominal, se debe cortar el esófago unos centímetros antes del hiato esofágico (se puede hacer una ligadura para evitar que salga el contenido). Posteriormente se separa el bazo y se retira el estómago y el intestino como una unidad. El páncreas se ha de dejar unido al intestino. Se ha de cortar la unión con el recto después de hacer una ligadura, extraer el hígado, las glándulas adrenales, los riñones, los uréteres y la vejiga de la orina. Para preservar la integridad de la pelvis, de cara a las colecciones científicas, se procurará no cortar salvo que se considere necesario. Posteriormente se revisa de nuevo la cavidad oral para detectar posibles lesiones (úlceras, heridas, nodulaciones, etc.). A continuación se extrae la lengua mediante dos incisiones en su base y cortes de las ramas del hueso hioides. Hay que observar las tonsilas y ganglios regionales (mandibulares y retrofaríngeos). A continuación se extraerá en bloque la lengua, laringe, faringe, tráquea, esófago, pulmones y corazón.

Para examinar y extraer el encéfalo se separará el cráneo de la columna vertebral desarticulando por la articulación occipito-atlantoidea. Se retirará la musculatura parietal para que quede visible la zona dorso-caudal del cráneo. Se procederá a realizar tres cortes mediante una sierra: uno por detrás de las fosas orbitales y dos laterales siguiendo una línea del foramen magnum a la intersección del primer corte. Se abrirá con cuidado la tapa del cráneo y se retirará con sumo cuidado cerebro y cerebelo, cortando los pares craneales y la médula espinal. La hipófisis se valorará "*in situ*".

6.2.6 Examen de vísceras

6.2.6.1 Cardiorrespiratorio

Examinar lengua, tonsilas, laringe, tiroides y paratiroides, y si existe, el timo. Abrir, examinar y tomar muestras de esófago. Identificar y examinar los diferentes lóbulos pulmonares. Palpar y seccionar áreas con lesiones o al azar si no las hay. Examinar y tomar muestras de los ganglios bronquiales y mediastínicos. El examen de los pulmones se completa con el examen de la tráquea desde la laringe hasta la bifurcación de los bronquios principales. Examinar contenido (espuma, alimento, sangre, moco, parásitos,…) y tomar muestras de tráquea y de pulmón, tanto zonas de apariencia normal como anormal. Abrir saco pericárdico y extraer el corazón. Abrir cada lado del corazón mediante tijeras siguiendo una línea desde la aurícula al ventrículo, y examinar amplitud de cavidades, grosor de miocardio, endocardio y las válvulas auriculoventriculares y semilunares. Examinar los grandes vasos.

6.2.6.2 Gastrointestinal

Extender el estómago y asas intestinales mediante la sección del mesenterio. Identificar las distintas partes y examinar la serosa. Apertura del estómago por sección en la curvatura mayor, y examen de la mucosa y el contenido. Inspeccionar páncreas en la proximidad del duodeno. El intestino se abrirá longitudinalmente para examinar mucosa y contenido (heces, parásitos visibles). Las secciones que vayan a conservarse en formol no se abrirán. Pesar el hígado entero así como examinar, palpar y realizar diversos cortes en diversos lóbulos del hígado. Se examinará y abrirá la vesícula biliar. También se examinará y se pesará el bazo.

6.2.6.3 Genitourinario

Examinar riñones y cantidad de grasa perirrenal (pesar riñones con la grasa perirrenal y sin ella); retirar la cápsula y cortar longitudinalmente, para examinar corteza, médula y pelvis. Examinar vejiga externamente, recoger orina con una jeringuilla, luego seccionar y observar la mucosa. Examinar uretra y uréteres. En machos diseccionar testículos (si no se han retirado) y tomar las muestras según destino (bancos de recursos biológicos, histopatología). Examinar la próstata, en su caso. En hembras diseccionar ovarios y abrir útero longitudinalmente. Examinar ovarios (folículos, cuerpos lúteos) y tomar las muestras según destino (bancos de recursos biológicos, histopatología). Examinar, medir y pesar glándulas adrenales (con medidas de corteza y médula).

6.2.6.4 Musculoesquelético

Se tomaran muestras de musculatura (diafragma, lengua) y del nervio ciático. Para tomar una muestra de médula ósea abrir un hueso largo (idealmente el fémur).

6.2.6.5 Encéfalo

El cerebro y el cerebelo se inspeccionan externamente, y se separan en dos mitades longitudinalmente. Una de las mitades se envuelve en papel fino y se sumerge en formol para histopatología.

6.2.7 Examen de restos donde no sea posible realizar una necropsia completa

En ocasiones los restos que aparecen son tan solo huesos o cadáveres en avanzado estado de autolisis. Aunque no sea posible realizar una necropsia y un muestreo completo se puede realizar un examen detallado de los restos, radiografías de los restos, incluso análisis toxicológicos o pruebas de biología molecular contra determinados agentes infecciosos.

Para ayudar a determinar si restos óseos corresponden a lince ibérico se adjunta un archivo fotográfico de una comparativa de huesos de lince ibérico, gato montés (*Felis silvestris*) y perro (*Canis familiaris*).

Es importante recoger la mayor cantidad de datos sobre el lugar donde se encontró el cadáver: temperatura (si es posible también anotar la de los últimos días), humedad, si se encuentra al sol o a la sombra, en una cueva, si está enterrado, etc. Si es posible, tomar fotos de la zona.

Durante la necropsia: anotar y tomar fotos de la fauna cadavérica existente (huevos, larvas, pupas, adultos, etc.) que puede ayudar a determinar la fecha aproximada de muerte.

- Recoger especímenes de todos los ejemplares:
  - Larvas: Si están vivas, recoger una buena cantidad de las de mayor tamaño, colocar en un bote con restos orgánicos para alimentación y cerrar con papel perforado para permitir la respiración. Dos o tres de ellas se hierven en agua y se introducen en botes con etanol 70º, etiquetándolos con la fecha y hora de la toma de muestra. Si están muertas, conservar en etanol 70º.
  - Si existen en el cadáver varias zonas con masas larvarias, tomar muestras por separado.
  - Pupas: Una parte en etanol 70º y otra en un bote con transpiración en espera de eclosión. Etiquetarlo con fecha y hora de la toma de muestra.
  - Adultos: Etanol 70º.



Necropsia de lince ibérico en el Centro de Análisis y Diagnóstico de la Junta de Andalucía (Foto: Proyecto LIFE).

6.2.8 Toma de muestras

Independientemente de la causa de la muerte, siempre que sea posible, se recogerán las muestras especificadas en la tabla del anexo IV. En presencia de lesiones o cuando se considere oportuno, además se recogerán las muestras adicionales que se consideren necesarias (hisopos para cultivo, improntas, recolección de líquidos orgánicos, etc).

Las muestras se recogerán de forma sistemática para estudios sanitarios (histopatología, serología, pruebas de biología molecular, etc), estudios genéticos y bancos de recursos biológicos.

Cada sección de muestra para histopatología no será superior a 1 cm. Las muestras se recogerán en una solución de formol tamponado al 10%, a la relación de 1 parte de tejido por cada 10 partes de formol. Por comodidad de almacenamiento o envío de las muestras, una vez que los tejidos se hayan fijado durante un mínimo de 72 horas, se pueden pasar a recipientes con menos volumen de formol, el suficiente para mantener los tejidos húmedos.

Siempre que se pueda, y de forma similar a como se haría en un ejemplar vivo, se tomará sangre entera en EDTA, sangre en heparina litio, sangre sin anticoagulante para obtención de suero, pelos arrancados, hisopos con medio y sin medio de transporte de las diferentes mucosas, heces, orina y parásitos externos.

A continuación se presentan tablas detalladas de las muestras a recoger y cómo se han de conservar.



Proyectiles en un lince ibérico muerto por disparo (Foto: CAD).

6.2.8.1 Muestras de tejidos para histología.

Ojo	Enteros. Retirar músculos extraoculares y tejidos periorbitales.
Párpado	Sección.
Cerebro e hipófisis	En el cerebro practicar cortes longitudinales a lo largo de la línea media. Extraer la hipófisis de la silla turca si no ha quedado con el cerebro.
Médula espinal	Sección de 3 cm. de la región cervical, torácica y lumbar.
Lengua	Sección transversal, cerca de la punta, incluyendo las dos superficies mucosas.
Esófago	Abrir esófago cuidadosamente y tomar una sección de 3 cm.
Estómago	Abrir estómago a lo largo de su eje longitudinal y tomar secciones de 3 cm de cardias, cuerpo, antro y píloro. Guardar el contenido.
Intestino	Tomar secciones sin abrir de 3 cm. de duodeno, yeyuno, ileon, ciego y colon. No limpiar el interior del intestino. Guardar el resto del intestino y contenido congelado.
Omento	Sección de 3 $cm.^2$
Diafragma	Sección transversal.
Hígado y vesícula biliar	Secciones de tres lóbulos con cápsula y recoger también toda la vesícula biliar.
Riñón	Corte longitudinal de cada riñón y tomar una sección que incluya corteza, médula y pelvis, de cada riñón.
Bazo	Sección transversal, con cápsula.
Páncreas	Secciones de dos zonas diferentes.
Pulmón	Secciones de varios lóbulos incluyendo un bronquio principal.
Corazón	Abrir longitudinalmente y tomar una sección que incluya aurícula, ventrículo y válvulas, del lado derecho e izquierdo del corazón, incluyendo grandes vasos.
Ganglios linfáticos y tonsilas	Corte transversal de todos los ganglios importantes: mandibular, axilar, mediastínico, mesentérico, poplíteo.
Reproductor	Ovarios y abrir el útero longitudinalmente. Los testículos y los ovarios se envían normalmente a los bancos de recursos biológicos; si se considera necesario se guardaría una parte para histopatología. Toda la próstata en corte transversal.
Adrenales	Toda una glándula en sección transversal.
Vejiga urinaria, uréter, uretra	Sección de la vejiga y secciones de 2 cm. de uréter y uretra. Recoger orina con jeringa.
Timo	Sección representativa.
Hueso largo con médula ósea	Mitad de un fémur abierto para que penetre el fijador a la médula ósea.
Músculo esquelético	Sección transversal.
Tiroides/ paratiroides	Glándulas enteras e intactas.
Piel	Piel abdominal, en todo su espesor.
Nervio ciático	Sección de 3 cm.
Neonato	Cordón umbilical y tejidos circundantes, además de todos los tejidos anteriores siempre que el tamaño del animal lo permita.

Todas las muestras de la tabla se conservarán en formol al 10% tamponado. Las muestras se conservan por duplicado, una muestra por institución. Además en órganos pares se recogerá una muestra por cada órgano

6.2.8.2 Muestras para análisis de enfermedades infecciosas.

Guardar las muestras según se especifica en la tabla. En caso de sospecha de cuadro infeccioso se pueden tomar también escobillones sin medio (conjuntiva, boca, recto) y muestras de órganos (pulmón, intestino, hígado, bazo, médula ósea, etc).

Muestra	Condiciones de recolección y envío
Ectoparásitos	Congelados, en seco
Heces	Congelada, en seco.
Sangre EDTA	Congelada.
Suero	Congelada.

6.2.8.3 Muestras con destino al banco de recursos biológicos del Museo Nacional de Ciencias Naturales.

Guardar las muestras según se especifica en la tabla adjunta. MTB (medio de transporte para biopsias; suele ser una solución con antibióticos y antifúngicos que permite la conservación de células viables). PBS (phosphate buffered saline) para conservar gónadas.

Para piel: antes de tomar la muestra limpiar bien la zona, rasurar y desinfectar siempre con alcohol, nunca con soluciones yodadas o mercuriales.

Muestra	Condiciones de recolección y envío
Piel	MTB, refrigerado
Músculo (abdomen)	MTB, refrigerado
Músculo (abdomen)	MTB, refrigerado
Ovarios, **oviductos y Útero**	PBS con antibióticos, refrigerado
Testículo joven*	PBS con antibióticos, refrigerado
Testículo adulto*	Recipiente estéril, refrigerado
Hígado	Recipiente estéril, refrigerado/congelado
Sangre	En EDTA, refrigerado/congelado
Sangre	En heparina, refrigerado
Orina	Recipiente estéril, refrigerado/congelado
Heces	Recipiente estéril, refrigerado/congelado
Pelos	En bolsa.

* Se considera ejemplar joven aquel con menos de un año de edad.

6.2.8.4 Muestras con destino al banco de recursos biológicos de la Universidad Miguel Hernández

Guardar las muestras según se especifica en la tabla.
Para piel: antes de tomar la muestra limpiar bien la zona, rasurar y desinfectar siempre con alcohol, nunca con soluciones yodadas o mercuriales.

Muestra	Condiciones de recolección y envío
Piel	Tomar varios centímetros de diferentes sitios (ingle, abdomen, parte cercana a uñas). En medio para somático, refrigerado
Músculo esquelético	Tomar varios centímetros de diferentes zonas. En medio para somático, refrigerado
Heces	En seco, refrigerado
Intestino delgado e intestino grueso	Enviar sin abrir. Formalina 10%
Médula espinal	Sección de 3-5 cm de la región cervical, torácica y lumbar. En medio para somático, refrigerado
Hueso largo con médula ósea	Extraer médula ósea y depositar en vial con heparina litio
Orina	Recipiente estéril, refrigerado
Reproductor: ovario, oviducto, 5-10 cm de útero. Testículo	En medio para reproductor, refrigerado
Sangre	En heparina y en EDTA, refrigerado
Suero aislado	Refrigerado
Pelos	En bolsa, refrigerado
Mucosa oral	Varios centímetros. En medio para somático refrigerado
Cordón umbilical (si procede)	Cordón umbilical sin abrir. En medio para somático refrigerado
Placenta (si procede)	10-20 cm^2. En medio para somático refrigerado
Neonato/feto	Tejidos anteriores. En medio para somático refrigerado

6.2.8.5 Muestras para estudios genéticos.

Guardar las muestras según se especifica en la tabla adjunta.

Muestra	Condiciones de recolección y envío
Piel entera	En seco, congelado
Hígado	En seco, congelado
Músculo	En seco, congelado
Pulmón	En seco, congelado
Bazo	En seco o con OCT



Bibliografía

Acosta, L, León-Quinto, T, Bornay-Llinares, FJ, Simón, MA y Esteban JG. 2011. Helminth parasites in faecal samples from the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*).Vet Parasitol 179: 175-179.

Aldama, JJ y Delibes, M. 1990. Some preliminary results on rabbit energy utilization by the Spanish lynx. Acta Vertebrata Doñana 17: 116-121.

Aldama, JJ, Beltrán, JF y Delibes, M. 1991. Energy expenditure and prey requirements of free-ranging Iberian lynx in Southwestern Spain. J Wildl Manage 55: 635-641.

Almería, S, Calvete, C, Pagés, A, Gauss, C y Dubey, JP. 2004. Factors affecting the seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in wild rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) from Spain. Vet Paras 123: 265-270.

André, MR, Adania, CH, Machado, RZ, Allegretti, SM, Felippe, PAN, Silva, KF, Nakaghi, ACH y Dagnone, AS. 2009. Molecular Detection of *Cytauxzoon spp*. in Asymptomatic Brazilian Wild Captive Felids. J Wildl Dis 45: 234-237.

Aranaz, A, De Juan, L, Montero, N, Sánchez, C, Galka, M, Delso, C, Alvarez, J, Romero, B, Bezos, J, Vela, AI, Briones, V, Mateos, A, Domínguez, L. 2004. Bovine tuberculosis (Mycobacterium bovis) in wildlife in Spain. J Clin Microbiol. 42:2602-8.

Aymerich, M. 1982. Etude comparative du régimes alimentaires du lynx pardelle (*Lynx pardina* Temminck, 1824) et du chat sauvage (*Felis sylvestris* Schreber, 1777) au centre de la Péninsule Ibérique. Mammalia 46: 515-522.

Beltrán, JF, Delibes, M, Recio, F y Aza, C. 1991. Hematological and serum chemical characteristics of the Iberian lynx (*Lynx pardina*) in southwestern Spain. Can J Zool 69: 840-846.

Braun, BC, Frank, A, Dehnhard, M, Voigt, CC, Vargas, A, Göritz, F y Jewgenow, K. 2009. Pregnancy diagnosis in urine of Iberian lynx (*Lynx pardinus*). Theriogenology 71: 745-761.

Briones V, de Juan L, Sanchez C, Vela AI, Galka M, Montero, Goyache J, Aranaz A, Dominguez L. 2000. Bovine tuberculosis and the endangered Iberian lynx. Emerg Infect Dis. 6:189-91.

Cabrera, A. 1914. Lynx pardellus Miller. Págs. 207-210. En: Fauna Ibérica. Mamíferos. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.

Castro, LR y Palma, L. 1996. The current status, distribution and conservation of Iberian lynx in Portugal. J Wildl Res 2:179–181.

Chalmers, GA y Barrett, MW. 1982. Capture myopathy. En: Non infectious diseases of wild life. Hoff y Davis Eds. EEUU.

Delibes, M, Palacios, F, Garzón, J y Castroviejo, J. 1975. Notes sur l'alimentation et la biologie du lynx pardelle, *Lynx pardina* (Temminck, 1824), en Espagne. Mammalia 39: 387-393.

Delibes, M. 1979. Le lynx dans la Péninsule Ibérique: Répartition et régression. Bulletin Mensuel Office Nationale de la Chasse, special issue: Le lynx: 41-46.

Dehnhard, M, Fanson, K, Frank, A, Naidenko, SV, Vargas, A y Jewgenow, K. 2010. Comparative metabolism of gestagens and estrogens in the four lynx species, the Eurasian (*Lynx lynx*), the Iberian (*L. pardinus*), the Canada lynx (*L. canadensis*) and the bobcat (*L. rufus*). Gen Comp Endocrinol 167: 287-296.

Ferreras, P, Aldama, JJ, Beltrán, JF y Delibes, M. 1994. Immobilization of the Endangered Iberian Lynx with Xylazine-Hydrochloride and Ketamine-Hydrochloride. J Wildl Dis 30: 65-68.

Finkenwirth, C, Jewgenow, K, Meyerb, HHD, Vargas, A y Dehnhard, M. 2010. PGFM (13,14-dihydro-15-keto-PGF2α) in pregnant and pseudo-pregnant Iberian lynx: A new noninvasive pregnancy marker for felid species. Theriogenology 73: 530-540

Gañán, N, Sestelo, A, Garde, JJ, MArtínez, F, Vargas, A, Sánchez, I, Pérez-Aspa, MJ, López-Bao, J, Palomares, F, Gomendio, M y Roldán, ERS. 2010 Reproductive traits in captive and free-ranging males of the critically endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*). Reproduction 139:275-285.

García, I, Martínez, F, Pastor, J, Bach-Raich, E, Muñoz, A, Vargas, A y Zorrilla, I. 2009. Serum biochemical parameters for the Iberian lynx (*Lynx pardinus*): reference values. Págs. 199-208. En: Vargas y col., editores. Iberian Lynx Ex situ Conservation: An Interdisciplinary Approach. Fundación Biodiversidad, Madrid.

García-Bocanegra, I, Dubey, J.P., Martínez, F, Vargas, A, Cabezón, O, Zorrilla, I, Arenas, A, Almería, S. 2010. Factors affecting seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*). Vete Paras 167: 36-42

Gil-Sánchez, JM, Ballesteros-Duperon, E y Bueno-Segura, JF. 2006. Feeding ecology of the Iberian lynx Lynx pardinus in eastern Sierra Morena (Southern Spain): Acta Theriol 51: 85-90.

Gómez-Villamandos, RJ, Velarde, J, Domínguez, JM, Granados, MM, Villalobos, CM, Galka, ME. 2007. Sevoflurane anaesthesia in Iberian lynx (*Lynx pardinus*). Vet Rec 160: 592-593.

Göritz, F, Dehnhard, M, Hildebrandt, TB, Naidenko, SV, Vargas, A, Martínez, F, López-Bao, JV, Palomares, F y K Jewgenow. 2009. Non cat-like ovarian cycle in the eurasian and the Iberian lynx - Ultrasonographical and endocrinological analysis. Reprod Dom Anim 44: 87-91.

Greene C.E., Miller,M.A. y Brown, C.A. 1998. Leptospirosis. En:Greene, C.E. (Ed), Infectious diseases of dog and cat. W.B. Saunders, Pennsylvania, págs.302-310.

Guisado, A, Acedo, S, Acosta, C, Mínguez, JJ, Moita, M, Rodríguez, V, Sánchez, B, Villarán, A, Martínez, F. 2008. Anestesia Multimodal en un ejemplar de Lince ibérico (*Lynx pardinus*). IV Congreso Nacional de La Sociedad Española de Anestesia y Analgesia Veterinaria, Mayo, Valencia.

Guzmán, N, García, FJ, Garrote, G, Pérez de Ayala, R e Iglesias, C. 2004. El lince ibérico (*Lynx pardinus*) en España y Portugal. Censo-diagnóstico de sus poblaciones. Dirección General para la Biodiversidad, Madrid.

Jackson, CB y Fisher, T. 2006. Fatal cytauxzoonosis in a Kentucky cat (*Felis domesticus*). Vet Paras 139: 192-195.

Joyner, PH, Reicharda, MV, Meinkoth, JH, Milne, VE, Confer, AW, Kocan, AA, y Hoover, JP. 2007. Experimental infection of domestic cats (*Felis domesticus*) with *Cytauxzoon manul* from Pallas' cats (*Otocolobus manul*). Vet Paras 146: 302-306.

Jewgenow, K, Naidenko, SV, Goeritz, F, Vargas, A y Dehnhard, M. 2006. Monitoring testicular activity of male Eurasian (*Lynx lynx*) and Iberian (*Lynx pardinus*) lynx by fecal testosterone metabolite measurement. Gen Comp Endocrinol 149: 151-158.

Jewgenow, K, Göritz, F, Vargas, A y Dehnhard, M. 2009. Seasonal profiles of ovarian activity in Iberian lynx (*Lynx pardinus*) based on urinary hormone metabolite analyses. Reprod Dom Anim 44: 92-97.

Jiménez, A, Sánchez, B, Pérez-Alenza, D, García, P, López, JV, Rodríguez, A, Muñoz, A, Martínez, F, Vargas, A y Peña, L. 2008. Membranous glomerulonephritis in the Iberian lynx (Lynx pardinus). Vet Immunol Immunopathol 121: 34-43.

Johnson, WE, Eizirik E, Pecon-Slattery J, Murphy WJ, Antunes A, Teeling E y O'Brien SJ. 2006. The late Miocene radiation of modern Felidae: a genetic assessment. Science 311 (5757): 73–77.

Ketz-Riley, CJ, Reichard, MV, Van den Bussche, RA, Hoover, JP, Meinkoth, J y Kocan, AA. 2003. An intraerythrocytic small piroplasm in wild-caught Pallas's cats (*Otocolobus manul*) from Mongolia. J Wildl Dis 39: 424-430.

Khan, M.A., Goyal, S.M., Diesch, S.L., Mech, L.D., Fritts, S.H., 1991. Seroepidemiology of leptospirosis in Minnesota wolves. Journal of Wildlife Diseases 27, 248–253.

López, G, López-Parra, M, Fernández, L, Martínez-Granados, C, Martínez, F, Meli, ML, Gil-Sánchez, JM, Viqueira, N, Díaz-Portero, MA, Cadenas, R, Lutz, H, Vargas, A y Simón, MA. 2009. Management measures to control a feline leukemia virus outbreak in the endangered Iberian lynx. Anim Conserv 12: 173- 182.

Luaces, I, Aguirre, E, García-Montinajo, M, Velarde, J, Tesouro, MA, Sánchez, C, Galka, M, Fernández, P y Sáinz, A. 2005. First report of an intraerythrocytic small piroplasm in wild Iberian lynx (*Lynx pardinus*). J Wildl Dis 41: 810-815.

Luaces, I, Doménech, A, García-Montijano, M, Collado, VM, Sánchez, C, Tejerizo, JG, Galka, M, Fernández, P y Gómez-Lucía, E. 2008. Detection of Feline leukemia virus in the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*): J Vet Diagn Invest 20: 381-385

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

Meli, ML, Cattori V, Martínez, F, López, G, Vargas, A, Simón, MA, Zorrilla, I, Muñoz, A, Palomares, F, López-Bao, JV, Pastor, J, Tandon, R, Willi, B, Hofmann-Lehmann, R y Lutz, H. 2009. Feline Leukemia

Virus and other pathogens as important threats to the survival of the critically endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*). PLoSone 4: e4744.

Meli, M, Simmler, P, Cattori, V, Martínez, F, Vargas, A, Palomares, F, López-Bac, JV, Simón, MA, López, G, León-Vizcaino, L, Hofmann-Lehmann, R y Lutz, H. 2010. Importance of canine distemper virus (CDV) infection in free-ranging Iberian lynxes (*Lynx pardinus*). Vet Microbiol 146: 132-137.

Millán, J, Naranjo, V, Rodríguez, A, Pérez de la Lastra, JM, Mangold, AJ y de la Fuente, J. 2007a. Prevalence of infection and 18S rRNA gene sequences of Cytauxzoon species in Iberian lynx (*Lynx pardinus*) in Spain. Parasitology 134: 995-1001.

Millán, J, Ruiz-Fons, F, Márquez, FJ, Viota, M, López-Bao, JV, Martín-Mateo MP. 2007b. Ectoparasites of the endangered Iberian lynx Lynx pardinus and sympatric wild and domestic carnivores in Spain. Med Vet Entomol 21: 248-254.

Millán, J y Casanova, JC. 2007c. Helminth parasites of the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*) and sympatric carnivores. J Helminthol 81: 377-380

Millán, J, Candela, MG, Palomares, F, Cubero, MJ, Rodríguez, A, Barral, M, Fuente, J, Almería, S y León-Vizcaíno, L. 2009a. Disease threats to the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*). The Veterinary Journal 182: 114-124.

Millán, J, Candela, MG, López-Bao, JV, Pereira, M, Jiménez, MA y León-Vizcaíno, L. 2009b. Leptospirosis in wild and domestic carnivores in natural areas in Andalusia, Spain. Vector-Borne Zoon Dis 9: 549-554.

Pastor, J, Bach-Raich, E, Mesalles, M, García, I, Martínez, F, Vargas, A, Cuenca, R y Lavín, S. 2009. Haematological reference values for the Iberian lynx. Págs. 185-196. En: Vargas y col., editores. Iberian Lynx Ex situ Conservation: An Interdisciplinary Approach. Fundación Biodiversidad, Madrid.

Peixoto, PV, Soares, CO, Scofield, A, Santiagod, CD, Françae, TN y Barros, FF. 2007. Fatal cytauxzoonosis in captive-reared lions in Brazil. Vet Paras 145: 383-387.

Peña, L, García, P, Jiménez, MA, Benito, A, Pérez-Alenza, MA y Sánchez, B. 2006. Histopathological and immunohistochemical findings in lymphoid tissues of the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*). Comp Imm Microbiol Infect Dis 29: 114-126.

Pérez, JM y Palma, RL. 2001. A new species of Felicola (Phthiraptera: Trichodectidae) from the endangered Iberian lynx: another reason to ensure its survival. Biodiv Cons 10: 929-937.

Pérez-Jiménez, JM, Soler-Cruz, MD, Benítez-Rodríguez, R, Ruiz-Martínez, I, Díaz-López, M, Palomares-Fernández, F y Delibes, M. 1990. Phthiraptera from some wild carnivores in Spain. Syst Parasitol 15: 107-117.

Powell, CC, Brewer, M y Lappin, MR. 2001. Detection of *Toxoplasma gondii* in the milk of experimentally infected lactating cats. Vet Paras 102: 29-33.

Rodríguez, A y Delibes, M. 1990. El lince ibérico *Lynx pardina* en España. Distribución y problemas de conservación. Colección Técnica. ICONA. Madrid.

Rodríguez, A y Carbonell, E. 1998. Gastrointestinal parasites of the Iberian lynx and some other wild carnivores from Central Spain. Acta Parasitol 43: 128-136.

Roelke, M, Johnson, WE, Millán, J, Palomares, F, Revilla, E, Rodríguez, A, Calzada, J, Ferreras, P, León-Vizcaíno, L, Delibes, M y O'Brien, S. 2008. Exposure to disease agents in the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*). Eur J Wildl Res 54: 171-178.

Ryser, A, Scholl, M, Zwahlen, M, Oetliker, M, Ryser-Degiorgis, MP y Breitenmoser, U. 2005. A remote-controlled teleinjection system for the low-stress capture of large mammals: Wildl Soc Bul 33: 721–730.

Sarmento, P, Cruz, J, Monterroso, P, Tarroso, P, Ferreira, C,Negrões, N y Eira, C. 2009. Status survey of the critically endangered Iberian lynx *Lynx pardinus* in Portugal. Eur J Wildl Res 55: 247-253.

Shock, BC, Murphy, SM, Patton, LL, Shock, PM, Olfenbuttel, C, Beringer, J, Prange, S, Grove, DM, Peek, M, Butfiloski, JW y col. 2011. Distribution and prevalence of *Cytauxzoon felis* in bobcats (*Lynx rufus*), the natural reservoir, and other wild felids in thirteen states. Vet Parasitol 175 325-330

UICN. 2002. IUCN Red List of Threatened Species. http://www.redlist.org.

Truyen U, Evermann JF, Vieler E, Parrish CR (1996) Evolution of canine parvovirus involved loss and gain of Feline host range. Virology 215:186–189

Valverde, JA. 1963. Información sobre el lince ibérico en España. Boletín Técnico, Serie Cinegética, 1. Ministerio de Agricultura, Madrid.

Vicente, J, Palomares, F, Ruiz de Ibañez, R y Ortiz, J. 2004. Epidemiology of *Ancylostoma spp*. in the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*) in the Doñana National Park, south-west Spain. J Helminthol 78: 179-183.

Willi B., Boretti F.S., Meli M.L., et al. 2007 Real-time PCR investigation of potential vectors, reservoirs and shedding patterns of feline haemotropic mycoplasmas. Appl Environ Microbiol 73: 3798-3802.

Woodford, M.H. 2000. Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to translocation and release into the wild. Publicación conjunta de UICN Species Survival Commission's Veterinary Specialist Group (Gland, Suiza), la oficina Internacional de Epizootias (Paris, Francia), Care for the Wild, (R.U.) y la European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Suiza.

Yabsley, MJ, Murphy, SM y Cunningham, MW. 2006. Molecular Detection and Characterization of *Cytauxzoon felis* and a Babesia Species in Cougars from Florida. J Wildl Dis 42: 366-374.

Anexos

Material complementario para la praxis sanitaria en el lince ibérico.



Glotis de un lince ibérico con laringoscopio. (Foto: La Olivilla).

Anexo I. Ficha de anestesia

Microchip: _____ **Población:** ( ) Vida Libre _____

Nombre: _____ Sexo ____ Cohorte _____ ( ) CCLI/CREA_____

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

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

Historia clínica y razón del manejo_____

_____

_____

_____

_____

_____

Tiempo de ayuno	Método de captura	Condiciones de Inmovilización	Actividad	Actitud
( ) desconocido ( ) < 8 horas ( ) 8-24 horas ( ) 24-48 horas ( ) > 48 horas	( ) jaula trampa ( ) cerbatana ( ) red/nasa	( ) libre/cercado presuelta ( ) instalación amplia. ( ) instalación pequeña ( ) por jaula de compresión ( ) sujeción física para inyección	( ) calmado ( ) activo ( ) excitado	( ) deprimido ( ) alerta ( ) agresivo ( ) aprensivo

Aspecto general _____

Condición Corporal: ( ) 4/5 obeso
( ) 3 buena
( ) 2 delgado
( ) 1 caquéctico

Peso estimado:

Peso real:

Temperatura / Humedad _____ / _____

Valoración del riesgo anestésico	Efecto. Profundidad Anestésica
( ) ASA I. Sano ( ) ASA II. Enfermedad ligera ( ) ASA III. Enfermedad severa ( ) ASA IV. Enfermedad crónica severa ( ) ASA V. Puede no sobrevivir a la anestesia	( ) **0**. SIN EFECTO ( ) **1**. SEDACION LIGERA ( ) **2**. SEDACION PROFUNDA ( ) **3**. ANESTESIA LIGERA. ( ) **4**. ANESTESIA QUIRURGICA ( ) **5**. ANESTESIA EXCESIVAMENTE PROFUNDA ( ) **6**. MUERTE DURANTE LA ANESTESIA

Droga	Dosis (mg/kg)	Cantidad (ml o %)	Vía	Tiempo adm.	Éxito	Efecto	Tiempo de efecto
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__
				__:__			__:__

Tiempo de efecto inicial: ___:___
Tiempo de decúbito: ___:____

Vía
IM/ SC /IV /otras
Máscara: M
Tubo endotraqueal: TE

Éxito
Completo: C
Parcial: P
Nulo: N

Anexo I. Ficha de anestesia

REGISTRO DE ACONTECIMIENTOS

Hora	Tiempo	Acontecimiento (intubación, cateterización, fluidoterapia, toma de muestras, fármacos administrados, radiografías, otros procedimientos, anomalías, recuperación, etc)	
	$0_h:00_m$	Inducción/Inmovilización. Ver cuadro anterior	Ø Tubo Endotraqueal:
		Tiempo anestesiado y traslado a mesa quirófano	
		Tiempo de recuperación (primeros signos)	
		El animal se levanta	
		Totalmente recuperado	Animal liberado

REGISTRO DE SIGNOS VITALES (cada 5')

Efecto	Tiempo	CO_2	FR	FC	SPO_2	PAS	PAD	PAM	Tª	TRC	Ref. corneal	Ref. palpebr	Ref. pupil	Dol.sup Ref.pod	Dol.prf. Ref.intd	%Iso	Otros
	REF.	35-45	10-30	80-120	>95	>80		>60	36-39	<2	+/-	-	+	-	-		

Complicaciones anestésicas:

( ) No

( ) Sí_____

Recuperación: normal/anormal_____

Valoración anestesia: Excelente/Buena/Regular/Mala

Cometarios: _____

_____

_____

Vet. anestesia/monitorización:

_____

Vet. exploración/toma de muestras:

_____

Especialistas/Otros:

_____

Personal del manejo:

_____

Anexo 2: Ficha de examen físico

DATOS DEL ANIMAL Fecha del examen ___/___/___

Nombre_____ Cohorte_____ Nº microchip_____

Sexo___ Moteado: fino / transición / grueso Población: Doñana / S. Morena / Cautividad

MORFOMETRÍA

Peso	_____	Longitud oreja	_____
Longitud cabeza-cuerpo	_____	Longitud tarso	_____
Longitud cola	_____	Perímetro torácico	_____
Altura de la cruz	_____	Perímetro del cuello	_____
Condición corporal	_____	Deshidratación (%)	_____

Piel y oídos

Ojos

Conjuntiva D/I
Córnea D/I
Fondo D/I

Boca (encías, paladar, lengua)

Papilomas sublinguales: Sí / No

Dentición

	Superior						Inferior					
	Derecho			Izquierdo			Derecho			Izquierdo		
			Estado			Estado			Estado			Estado
I1	Sí	No		Sí	No		Sí	No		Sí	No	
I2	Sí	No		Sí	No		Sí	No		Sí	No	
I3	Sí	No		Sí	No		Sí	No		Sí	No	
C1	Sí	No		Sí	No		Sí	No		Sí	No	
P1 / DM1	Sí	No		Sí	No		Sí	No		Sí	No	
P2 / DM2	Sí	No		Sí	No		Sí	No		Sí	No	
M1	Sí	No		Sí	No		Sí	No		Sí	No	

Sarro: Ausente / leve / Abundante Piezas deciduas:

Sistema musculoesquelético

Articulaciones:
Musculatura:
Huesos:

Sistema respiratorio

Narina:
Glotis:
Auscultación:

Sistema cardiovascular

Auscultación corazón izquierdo:
Auscultación corazón derecho:
Pulso metatarsiana-safena

Abdomen

Hígado:

Bazo:

Riñón izquierdo: Riñón derecho:

Vejiga:

Intestino:

Ganglios abdominales:

Urogenital

Vulva / prepucio:

Testículos descendidos: Sí / No

Ganglios linfáticos

Retrofaríngeos:	Palpable: Sí / No	Normal / Infartado _____
Axilares:	Palpable: Sí / No	Normal / Infartado _____
Preescapulares:	Palpable: Sí / No	Normal / Infartado _____
Poplíteos:	Palpable: Sí / No	Normal / Infartado _____

Observaciones / comentarios / otros

Anexo 3. Fármacos más empleados en anestesia y urgencias del lince ibérico

	Ppio. activo	Producto	[]	Dosis	Vía	Periodo	Uso en lince ibérico	contraindicaciones en gatos
Urgencias	*Adrenalina*	Adrenalina B. Braun	1 mg/ml	0,2 mg/kg	SC, IM, IV, tubo endotraqueal			
	Amiodarona	Trangorex	50 mg/ml	5 mg/kg	IV			
	Atipamezol	Antisedan	5 mg/ml	125 µg/kg	IV			
	Atropina	Atropina Braun	1 mg/ml	0,04 mg/kg	SC, IM, IV			
	Bicarbonato-Na		1 meq/ml	1 meq/kg				
	Cloruro CA 10%			0,2 ml/kg				
	Gluconato Ca-10%			0,6 ml/kg				
	Cloruro magnésico		4 meq/ml	0,2 meq/kg				
	Dexametasona	Cortexona	2 mg/ml	4 mg/kg	IV			
	Diazepam	Valium	5 mg/ml	0,2 - 0,5 mg/kg	IV, IM, transrectal		La vía transrectal ha sido empleada en episodios convulsivos en cachorros	
	Dobutamida	Dobutamina EFG	12,5 mg/ml	5 µg/kg/min.	IV			
	Dopamina	Dopamina fides	20 mg/ml	2 - 10 µg/kg/min.	IV			
	Doxapram	Docatone V	20 mg/ml	2 - 10 mg/kg	IV			
	Fenilefrina			0,1 - 0,15 mg/kg				
	Flumazenilo	Anexate ampollas 5 ml	0,5 mg / 5 ml	0,01 - 0,02 mg (dosis total)	IV			
	Furosemida	Seguril	10 mg/ml	2 - 4 mg/kg	IV		Se ha empleado en derrame pleural	
	KCL		2 meq/ml	1 meq/kg				
	Lidocaína 2 %		20 mg/ml	gato 0,5 - 2 mg/kg				
	Metilprednisolona	Urbason soluble 20 mg/ml; 40 mg/ml	20 mg/ml; 40 mg/ml	25 mg/kg				
	Metoxamina		20 mg/ml	0,25 mg/kg				
	Procainamida	Biocoryl	100 mg/ml	2 mg/kg max 20 mg/kg	IV			
	Desfibrilación			5 julios/kg				
Anestesia	Acepromacina	Calmoneosan	5 mg/ml	0,02 mg/kg	IM			
	Dexmedetomidina	Dexdomitor	0,5 mg/ml	15-25 µg/kg	IM			
	Medetomidina	Domtor	1 mg/ml	50 µg/kg	IM			
	Ketamina	Imalgene 1000	100 mg/1ml	2-5 mg/kg	IM			
	Diazepam	Valium	5 mg/ml	0,25-0,5 mg/kg	IV			
	Midazolam	Dormicum	5 mg/ ml; 5 mg/ 5ml	0,2-0,4 mg/kg	IM			
	Metadona	Metasedin	10 mg/ml	0,1-0,4 mg/kg	SC, IM			
	Morfina	Morfina 1%	10 mg/ml	0,1-0,2 mg/kg	SC, IM			
	Isofluorano	Isoflo	100%	0,2-1 %	INHALATORIA			
	Propofol	Lipuro 1%*; Propoclear	10 mg/ml	Inducción: 5 - 8 mg/kg	IV			
	Tiletamina/Zolacepam	Zoletil 50	50 mg/ml	10 mg/kg	IM			
	Atipamezol	Antisedan	5 mg/ml	250 µg/kg	IM			
Analgésicos	Ácido Tolfenámico	Tolfedine 4%	40 mg/ml	4 mg/kg	SC	24 hrs		No usar IM, ni en menores de 6 semanas
		Tolfedine 6 mg, 20 mg, 60 mg comprimidos	6mg/comp; 20 mg/comp; 60	4 mg/kg	PO	24 hrs		
	Buprenorfina	Buprex	0,3 mg/ml	0.005-0.03 mg/kg	Sublingual, SC, IM	8 hrs	Se ha empleado en analgesia post-operatoria en trauma y de tejidos blandos	
	Butorfanol	Torbugesic inyectable	10 mg/ml	0.2-1 mg/kg	SC, IM, IV	2-6 hrs	Se ha empleado en analgesia pre-operatoria	
	Carprofeno	Rimadyl	50 mg/ml	0,12 -0,24 ml/ 3 kg (Otra fuente: 2-4 mg/kg)	SC	Preoperatorio		
	Fentanilo	Matrifen	50 µg/hora	3-5 µg/kg /hora	Transdérmico		Se ha empleado en analgesia post-operatoria en trauma	
	Firocoxib	Previcox	57 mg/comp	5 mg/kg	PO	24 hrs		
	Meloxicam	Metacam	5 mg/ml	0.1-0.3 mg/kg	SC	48-72 hrs	Se ha empleado en analgesia intraoperatoria multimodal en trauma y como	No en animales < 6 semanas, < 2 kg, hembras gestantes o lactantes
		Metacam suspensión oral gatos	0,5 mg/ml	0,05 mg/ Kg	PO	24 hrs		
	Morfina	Morfina 1% Braun	10 mg/ml	0.1-0.5 mg/kg	IM, SC	4 - 8 hrs	Se ha empleado en analgesia intraoperatoria multimodal en trauma	
	Tramadol	Adolonta, solución oral	100 mg/ml (Equivale a 2,5 mg/gota)	2-5 mg/kg	PO	6-8 hrs	Se ha empleado en cachorros	
		Dololol	150 mg/cápsula; 200 mg/cápsula				Se ha empleado en analgesia post-operatoria en trauma	
	Petidina	Dolantina	50 mg/ml	5-10 mg/kg	SC, IM	1-2 hr		
Antibióticos	Amoxicilina	Clamoxyl LA	150 mg/ml	2 mg/kg	IM	48 hrs		
	Amoxicilina	Clamoxyl 200 mg comprimidos	200 mg/ comp	4 - 10 mg/kg	PO	12 hrs		
	Amoxicilina-Ácido Clavulámico	Synulox inyectable	Vial: 140 mg Amox y 35 mg Ác. Clav.	0,5 ml / 10 kg	SC, IM	12 hrs		
	Amoxicilina-Ácido Clavulámico	Synulox 250 mg comprimidos	250 mg/comp	12 mg/kg	PO	12 hrs		
	Ampicilina	Amfipen LA	100 mg/ml	15-30 mg/kg	SC	48-72h		
	Cefadroxilo	Cefa cure 50 mg, 200 mg comprimidos	50 mg/ comp; 200 mg/comp	20-22 mg/kg	PO	12-24 hrs		
	Cefalexina	Rilexine	75 ng/comp; 300 mg/comp	10-25 mg/kg	PO	12 hrs		
	Cefazolina	Kurgan	250 mg/ml	11-22 mg/kg	IM, IV	6 - 8 hrs	Se ha empleado como cobertura antibiótica peri-operatoria	
	Cefovecina	Convenia	80 mg /ml	0,2 mg/kg	SC	14 días	Se ha empleado como cobertura antibiótica post-operatoria en trauma y cesárea,	No en animales < 6 semanas
	Clindamicina	Robeclin	25 mg/comp	5,5 mg/kg/12h o 11mg/kg/24 h	PO	12-24 hrs		
	Doxiciclina	Doxiclat 100 mg	100 mg/ comp	5-10 mg/kg	PO	12-24 hrs	*Chlamydophila felis*	
	Enrofloxacina	Baytril 2,5%	0,025 mg/ml	5 mg/kg	SC	12-24 hrs	Se ha empleado como cobertura antibiótica durante y post-operatorio de cesárea	
	Marbofloxacina	Marbocyl comprimidos	5 mg/comp; 20 mg/comp; 80	2-5 mg/kg	PO	12-24 hrs	Se ha empleado como cobertura antibiótica peri y post-operatoria	
		Marbocyl 1%	10 mg/ml	2 mg/kg	SC	12-24 hrs		
	Metronidazol	Flagyl oral 250 mg	250 mg /5 ml	10 - 25 mg/kg	PO	24 hrs		
		Flagyl solución IV	5 mg/ml	8-15 mg/kg	IV	8 hrs		
	Sulfamida-Trimetropin	Septrim suspesión oral	40 y 8 mg/ml	15-30 mg/ml	PO	12-24 hrs	Se ha empleado en diarreas de IG	

Anexo 3. Fármacos más empleados en anestesia y urgencias del lince ibérico

	Ppio. activo	Producto	[]	Dosis	Vía	Periodo	Uso en lince ibérico	contraindicaciones en gatos
Antiparasitarios	Emodepside y prazicuantel	Profender	Emodepside (21,4 mg/ml) y	12 mg/kg prazicuantel + 3 mg/kg de emodepside	Tópica			No administrar en gatos < 8 semanas
	Fenbendazol	Panacur		50 mg/kg/día	PO	3 días		Cachorros
	Fipronilo	Frontline spray	0,25%					Cachorros y adultos, tanto en hembras gestantes como lactantes
	Fipronil-metopreno	Fronline Combo spot on gatos	10% fipronil + Metopreno	0,5 ml (1 pipeta) por gato	Tópica		En el periodo de cuarentena	Adultos
								No en ejemplares de menos de 8 semanas y/o pese menos de 1 kilogramo
	Milbemicina oxima y prazicuantel	Milbemax gatos	16 mg milbemicina y 40 mg de prazicuantel	2-4 kg (1/2 comprimido), >4-8 kg (1 comprimido) >8-12 kilos (1 y 1/2 comprimido)	PO			Adultos
								No en ejemplares de menos de 2 kilogramos de peso
	Milbemicina oxima y prazicuantel	Milbemax gatos pequeños y gatitos	4 mg milbemicina y 10 mg de prazicuantel	0,5-1 kg (1/2 comprimido), >1-2 kg: 1 comprimido	PO			No en ejemplares de menos de 0,5 kilogramos de peso y/o 6 semanas de edad
	Pirantel pamoato	Canex gatos	40 mg/g	1 medida/kg peso (20 mg/kg)	PO		En los dos primeros chequeos de cachorros nacidos en cautividad	Cachorros
	Pirantel con prazicuantel	Drontal gatos	80 mg pirantel + 20 mg prazicuantel	1 pastilla/4 kg peso	PO		En el periodo de cuarentena y en las desparasitaciones de ejemplares adultos en cautividad	Adultos
								No probado en hembras gestantes y no indicado en cachorros de menos de 3
	Selamectina	Stronghold pipeta tópica	60 mg/ml	minimo 6 mg/kg. Combinación adecuada de pipetas	Tópica única			No utilizar en ejemplares menpres de 6 semanas de edad, ni en ejemplares
Oftalmología	Ciprofloxacino	Oftafilox	3 mg/ml	1 gota	ocular	QID, TID, BID	Uveitis, úlceras corneales	
	Gramicidina, Neomicina, Polimixina B	Oftalmowell	25 UI/ml; 1700 UI/ml, 5000 UI/ml	1 gota	ocular	QID, TID, BID	Uveitis, úlceras corneales	
	Ketorolaco trometamol	Acular	5 mg/ml	1 gota	ocular	QID, TID, BID	Uveitis	
	Prednisolona	Pred forte colirio	Prednisolona 1%	1 gota	ocular	QID, TID, BID	Uveitis	
	Tropicamida	Colicursi Tropicamida	10 mg/ml	1 gota	ocular	QID, TID, BID, 2 veces/semana	Uveitis, pre-post facoemulsificación	
Sistema nervioso central	Fenobarbital	Luminaletas	15 mg/comp	2-5 mg/kg	PO	8-12 hrs	Se ha empleado en episodios de convulsiones en cachorros	
Sistema cardiovascular	Benazeprilo	Fortekor sabor 2,5 mg, 5 mg comprimidos	5 mg/ comp	0,50 mg/kg (Equivale 5-10 kg: 0,5 comp; 11-20 kg: 1	PO	24 hrs	ERC	
	Etamsilato	Hemo 141	125 mg/ml	6,25 - 12,5 mg/kg	IM, IV	8-12 hrs		
	Fitomenadiona	Konakion	10 mg/ml	1-2 mg/kg	SC, PO			
Sistema digestivo y metabolismo	Acido ursodeoxicólico	Ursochol	150 mg/comp	10-15 mg/kg	PO	24 hrs		Colestasis
	Carbón adsorbente	Carbon ultra adsorbente lainco	81,30%	2-8 g/kg diluido al 10-20% en agua	PO			
	Cimetidina	Tagamet	200 mg/comp	2,5-5 mg/kg	PO	12 hrs		
	Clorpromazina	Largactil	gotas orales 40 mg/ml; ampolla 5	0,2-0,5 mg/kg	PO, SC	6-8 hrs		
	Enterococcus faecium, Caolina, Petina	Pro-enteric triplex, pasta oral	2 x 10^9 ucf/g Enterococcus faecium	2-3 ml	PO	12-24 hrs		Diarreas, Disbiosis
	Lactulosa	Duphalac	sol. 65%	0,5-2 ml/kg	PO			
	Loperamida	Fortasec	0,2 mg/ml	0,04-0,2 mg/kg	PO	8-12 hrs		
	Metoclopramida	Primperam 10 mg/ comp	10 mg/comp	0,2-0,5 mg/g	PO	6-8 hrs		
		Primperam 10 mg/ 2m inyectable	10 mg/ 2 ml	0,2- 0,5 mg/kg; 1-2 mg/kg en infusión contínua IV	SC, IM, IV	8 hrs; en infusión contínua para		
	Omeprazol	Omeprazol	10 mg/caps	0,75-1 mg/kg	PO	24 hrs		
	Parafina	Hodernal, solución oral	0,8 g/ml	5-60 ml/animal	PO	24 hrs		
	Ranitidina	Ardoral 75 mg	75 mg/comp	0,5-3,5 mg/kg	PO	12-24 hrs		
		Zantac 10 mg/ml inyectable	10 mg/ml	2,5 mg/kg	IV, PO	12 hrs		
	Sucralfato	Urbal	1 g/comp	1/2 comp	PO	12 hrs		Úlcera gástrica o duodenal
	Acido ursodeoxicólico	Ursochol	150 mg/comp	10-15 mg/kg	PO	24 hrs		
Sistema nervioso vegetativo	Pantobamin	Ciproheptadina, aminoácidos, vit grupo B		0,5 ml	PO	24 hrs		Estimulante del apetito
	Periactin	Ciproheptadina	4 mg/comp	1 comp	PO	24 hrs		Estimulante del apetito
Glucocorticoides	Metilprednisolona	Moderin 2 mg, 4 mg	2 mg/comp; 4 mg/comp	2 mg en animales de 2 - 7 kg; 2 - 4 mg en animales de	PO		Se ha empleado en estados de hiporexia, diarreas de IG,...	
		Depo-Moderin	40 mg/ml	0,25- 0,50 ml /gato (la dosis es por gato no por	SC, IM			
		Urbason ampollas 20 mg; 40 mg	20 mg/2ml ; 40 mg/2ml	1 mg/kg; en casos graves 2 mg/kg	IM, **IV lento**			
	Dexametasona	Voren 50 ml	1 mg/ml	0,1 mg/kg	SC, IM			Se puede repetir a los 4 días tras la prmera administración
		Fortecortin comprimidos 1 mg; 40 mg	1 mg/comp; 40 mg/comp	0,2-0,4 mg/kg	PO	24 hrs		
Complementos vitamínicos y dietéticos	Acidos grasos Omega 3	Cardiguard, Cardiomega		2 pulsaciones /5 kg.	PO	24 hrs		
	Beta glucano, jalea real, extracto de ginseng, Baicalina, coenzima Q10, vitaminas	VetInmune		1 comp	PO	24 hrs		Suplemento nutricional, refuerza sistema inmunitario
	Butafosfan, Vit B12, n-butanol	Catosal		0,5-2,5 ml	SC	24 hrs		
	Electrolitos, aminoácidos, vitaminas y glucosa	Duphalyte			SC, IV			
	Transresveratrol, extracto seco de alcachofas cinarina, hidróxido de aluminio, Quercitina, vitamina B6, ácido fólico, vitamina B12.	IRC-VET		2 pulsaciones o 1/2- 1 comprimido	PO	24 hrs		
	S-Adenosil metionina, Silibina, Vit E, Selenio	Hepatosil 200/20	1 comp: 200 mg S-Adenosil	1 comp para un ejemplar de 10 a 20 kg	PO	24 hrs		
	Sulfato Ferroso	Fero-Gradumet	525 mg/comp (equivale a 105 mg	1/4 comp	PO	24 hrs		Suplemento de hierro en anemias ferropénicas y estados carenciales
	Vitaminas, oligoelementos y glucosa	Hemolitan pet gotas 60 ml		1 ml/10 kg o en dilución en agua de bebida (20 gotas	PO	12 hrs	Se ha empleado en la recuperación de una cesárea	Precursores de hematopoyesis y recuperación de procesos de desnutrición
Otros	Ac. Hialurónico,glucosamina condrointin sulfato, Cólageno hidrolizado, gamma	Hyaloral		1-2 comp	PO	24 hrs		Protector articular
	Aminoácidos, glucosaminoglicanos, minerales, vitaminas (A,E,C y B2) y ácido graso omega 3.	Mesoflex			PO		Se han empleado para aumentar los niveles de calcio sérico y para incrementar la reosificación de fracturas con no unión ósea y osteomalacia	Complemento Dietético Osteo-articular
	Hidroxiapatita, glucosaminoglicanos, oligoelementos	Biogesan			PO			Complemento Dietético Osteo-articular
	Lanthanerol	Renalzin		2-4 pulsaciones/día	PO	24 hrs		Quelante de P
	Hidroxido de Aluminio, Pepsamar	Hidroxido de Aluminio		10-30 mg/kg	PO	12-24 hrs		Antiácido, Quelante de P.
	Embutramida, Mebezonio ioduro	T-61		0,3 ml /kg	IV		Eutanasia	

Anexo 4. Pruebas diagnósticas a partir de muestras biológicas

Pruebas de laboratorio y técnicas que se realizan a partir de muestras biológicas tomadas durante los chequeos rutinarios de linces ibéricos de vida libre y cautividad.

Muestra	Prueba diagnóstica	Técnica	Ensayo/observaciones
Sangre EDTA	**Hemograma**	- Hematocrito - Hemoglobina - Recuento diferencial células - Fórmula leucocitaria (frotis y tinciones)	Detección de posibles alteraciones fisiológicas y patológicas.
	Parásitos/bacterias en sangre	Frotis y tinciones	*Babesia*
			Cytauxzoon
			Anaplasma phagocytophilum
			Theileria
	Diagnóstico molecular		
	Virus	PCR tiempo real	Leucemia felina (FeLV) p27
		PCR tiempo real	Inmunodeficiencia felina (FIV)
		PCR tiempo real	Coronavirus felino (FCoV)
		PCR tiempo real	Calicivirus felino (FCV)
		PCR tiempo real	Herpesvirus felino (FHV)
		PCR tiempo real	Parvovirus felino (FPV)
		PCR tiempo real	Distemper o Moquillo canino (CDV)
	Bacterias	PCR tiempo real	*Anaplasma phagocytophila*
		PCR tiempo real	*Bartonella henselae*
		PCR tiempo real	*Mycoplasma haemofelis*
		PCR tiempo real	*Candidatus mycoplasma haemominutum*
		PCR tiempo real	*Candidatus mycoplasma turecensis*
		PCR tiempo real	*Chlamydophila felis*
		PCR tiempo real	*Leptospira* spp
		GenoQuick® y PCR tiempo real	*Mycobacterium* spp . */**
	Parásitos	PCR clásica	*Cytauxzoon felix*

Anexo 4. Pruebas diagnósticas a partir de muestras biológicas

Muestra	Prueba diagnóstica	Técnica	Ensayo/observaciones
Sangre heparina	**Bioquímica (plasma)**	Estudio cuantitativo de enzimas y compuestos plasmáticos. Espectrofotometría.	Detección de alteraciones fisiológicas y patológicas en órganos y sistemas.
	Proteinograma (plasma)	Estudio cuantitativo de proteínas séricas. Cromatografía en microplaca.	Detección de alteraciones del perfil de proteínas séricas asociadas a patologías agudas y crónicas.
	Metabolismo del calcio *	Estudio cuantitativo del calcio y sus metabolitos por (espectrofotometría).	Seguimiento del metabolismo del calcio para control de enfermedad renal.
Sangre sin anticoagulante en TES	**Genotipado**	Marcadores de microsatélite para la especie.	Diferenciación genética intraespecífica.
Suero (de sangre sin anticoagulante)	**Inmunoserología (detección de anticuerpos)**	ELISA	Distemper o Moquillo canino IgG (CDV)
		ELISA	Distemper o Moquillo canino IgM (CDV)
		IFI	Calicivirus felino (FCV)
		ELISA	Herpesvirus felino (FHV1)
		IFI	Parvovirus felino (FPV)
		ELISA	Coronavirus felino (FCoV)
		Aglutinación	Toxoplasma *
Torunda orofaringe (medio Amies)	**Microbiología**		
	Valoración general	Tinciones de Gram y Giemsa	Valoración de la microbiota y células inflamatorias.
	Bacterias	Cultivo	*Mycoplasma*
	Hongos y levaduras	Cultivo	Hongos de importancia clínica, *Candida* spp.
Torunda orofaringe (sin medio)	**Diagnóstico molecular**		
	Virus	PCR tiempo real	Calicivirus felino (FCV)
		PCR tiempo real	Herpesvirus felino (FHV)

Anexo 4. Pruebas diagnósticas a partir de muestras biológicas

Muestra	Prueba diagnóstica	Técnica	Ensayo/observaciones
Torunda ocular (medio Amies)	**Microbiología**		
	Valoración general	Tinciones de Gram y Giemsa	Valoración de la microbiota y células inflamatorias.
	Bacterias	Cultivo	*Mycoplasma*
	Hongos y levaduras	Cultivo	Hongos de importancia clínica, *Candida* spp.
Torunda ocular (sin medio)	**Diagnóstico molecular**		
	Virus	PCR tiempo real	Calicivirus felino (FCV)
		PCR tiempo real	Herpesvirus felino (FHV)
	Bacterias	PCR tiempo real	*Mycoplasma haemofelis*
		PCR tiempo real	*Candidatus mycoplasma haemominutum*
		PCR tiempo real	*Candidatus mycoplasma turecensis*
		PCR tiempo real	*Chlamydophila felis*
Torunda rectal (medio Amies)	**Microbiología**		
	Valoración general	Tinciones de Gram y Giemsa	Valoración de la microbiota entérica (disbiosis) y células inflamatorias.
	Bacterias	Cultivo	*Salmonella*
		Cultivo	*Shigella*
		Cultivo	*Escherichia coli O157*
		Cultivo	*Campylobacter*
		Cultivo	*Yersinia*
	Hongos y levaduras	Cultivo	Hongos de importancia clínica, *Candida* spp.
Torunda rectal (sin medio)	**Diagnóstico molecular**		
	Virus	PCR tiempo real	Leucemia felina (FeLV) p27
		PCR tiempo real	Coronavirus felino (FCoV)
		PCR tiempo real	Parvovirus felino (FPV)

Anexo 4. Pruebas diagnósticas a partir de muestras biológicas

Muestra	Prueba diagnóstica	Técnica	Ensayo/observaciones
		PCR tiempo real	Distemper o Moquillo canino (CDV)
Heces	**Microbiología**		
	Valoración general	Tinciones de Gram y Giemsa	Valoración de la microbiota entérica (disbiosis) y células inflamatorias.
	Bacterias	Cultivo	*Salmonella*
		Cultivo	*Shigella*
		Cultivo	*Escherichia coli* O157
		Cultivo	*Campylobacter*
		Cultivo	*Yersinia*
	Hongos y levaduras	Cultivo	Hongos de importancia clínica, *Candida* spp.
	Parasitología	Flotación y sedimentación.	Carga parasitaria. Evaluación del tratamiento antiparasitario.
		Tinción Zielh-Nielsen modificado	*Cryptosporidium* spp.
	Diagnóstico molecular		
	Virus	PCR tiempo real	Coronavirus felino (FCoV)
		PCR tiempo real	Parvovirus felino (FPV)
	Análisis de antibiorresistencias	Cultivos, PCR	Identificación de patógenos intestinales y estudio resistencia a antibióticos.
	Detección de metabolitos hormonales	ELISA, espectrofotometría	Cortisol como indicación de estrés. Hormonas sexuales.
Moco endotraqueal	**Diagnóstico molecular**	GenoQuick®, PCR	*Mycobacterium* spp */**
		Tinción específica para micobacterias *(Tinción de auramina o Ziehl-Neelsen)*	*Mycobacterium* spp */**
Orina	**Urianálisis**	Microscopía/espectrofotometría	Control de infección renal
Pelos	**Genotipado**	Marcadores de microsatélite para la especie.	Caracterización genética intraespecífica.

Anexo 4. Pruebas diagnósticas a partir de muestras biológicas

Muestra	Prueba diagnóstica	Técnica	Ensayo/observaciones
	Ectoparásitos	Microscopía	Identificación.
Biopsia piel	**Cultivo de fibroblastos**	Cultivos celulares	Obtención de líneas celulares específicas para el lince ibérico.
Ectoparásitos	**Microscopía**	Microscopía	Identificación.
	Diagnóstico molecular	En estudio	Alternativa no traumática de control de infecciones.
	Bioquímica	En estudio	Alternativa no traumática de control del estado sanitario.

* Análisis que no se realizan por rutina.

** *Mycobacterium* spp siempre que se muevan ejemplares entre poblaciones y en todas las incorporaciones al programa de cría en cautividad o sospecha de patología. Posibilidad de Identificación a nivel de especie por secuenciación del fragmento IS6110.

Anexo 4. Pruebas diagnósticas a partir de muestras biológicas

Cuadro resumen de las pruebas diagnósticas que se realizan a partir de las muestras biológicas tomadas durante los chequeos rutinarios en lince ibérico

Muestra	Prueba diagnóstica	Ensayo/microorganismo estudiado
Sangre EDTA	**Hemograma**	
	Parásitos/bacterias en sangre	*Babesia, Cytauxzoon, Anaplasma phagocytophilum, Theileria*
	Diagnóstico molecular (PCR)	Leucemia felina (FeLV) p27, Inmunodeficiencia felina (FIV), Coronavirus felino (FCoV), Calicivirus felino (FCV), Herpesvirus felino (FHV), Parvovirus felino (FPV), Distemper canino (CDV), *Anaplasma phagocytophila, Bartonella henselae, Mycoplasma haemofelis, Candidatus mycoplasma haemominutum, Candidatus mycoplasma turecensis, Chlamydophila felis, Leptospira* spp , *Mycobacterium* spp */**, *Cytauxzoon felix.*
Sangre heparina	**Bioquímica(plasma)**	
	Proteinograma(plasma)	
	Metabolismo del calcio*	
Sangre sin anticoagulante en TES	**Genotipado**	
Suero (obtenido de sangre sin anticoagulante)	**Inmunoserología (detección de anticuerpos)**	Distemper canino IgG (CDV), Distemper canino IgM (CDV), Calicivirus felino (FCV), Herpesvirus felino (FHV1), Parvovirus felino (FPV), Coronavirus felino (FCoV), Toxoplasma *
Torunda orofaringe (medio Amies)	**Microbiología**	Tinciones, *Mycoplasma*, hongos y levaduras
Torunda orofaringe (sin medio)	**Diagnóstico molecular (PCR)**	Calicivirus felino (FCV), Herpesvirus felino (FHV)
Torunda ocular (medio Amies)	**Microbiología**	Tinciones, cultivos Mycoplasma, hongos y levaduras
Torunda ocular (sin medio)	**Diagnóstico molecular (PCR)**	Calicivirus felino (FCV), Herpesvirus felino (FHV), *Mycoplasma haemofelis, Candidatus mycoplasma haemominutum, Candidatus mycoplasma turecensis, Chlamydophila felis*
Torunda rectal (medio Amies)	**Microbiología**	Tinciones, *Salmonella, Shigella, Escherichia coli O157, Campylobacter, Yersinia*, hongos y levaduras.
Torunda rectal (sin medio)	**Diagnóstico molecular (PCR)**	Leucemia felina (FeLV) p27, Coronavirus felino (FCoV), Parvovirus felino (FPV), Distemper o Moquillo canino (CDV)
Heces	**Microbiología**	Tinciones, *Salmonella, Shigella, Escherichia coli O157, Campylobacter, Yersinia,* hongos y levaduras.

Anexo 4. Pruebas diagnósticas a partir de muestras biológicas

Muestra	Prueba diagnóstica	Ensayo/microorganismo estudiado
	Parasitología	
	Diagnóstico molecular (PCR)	Coronavirus felino (FCoV), Parvovirus felino (FPV)
	Análisis de antibiorresistencias	
	Metabolitos hormonales	
Moco endotraqueal	**Diagnóstico molecular (PCR) y tinciones**	*Mycobacterium* spp */**
Orina	**Urianálisis**	
Pelos	**Genotipado**	
	Ectoparásitos	
Biopsia piel	**Cultivo de fibroblastos**	
Ectoparásitos	**Microscopía**	
	Diagnóstico molecular (PCR)	
	Bioquímica	

* Análisis que no se realizan por rutina.
** *Mycobacterium* spp siempre que se muevan ejemplares entre poblaciones y en todas las incorporaciones al programa de cría en cautividad o sospecha de patología. Posibilidad de Identificación a nivel de especie por secuenciación del fragmento IS6110.

Anexo 5. Material para anestesia y toma de muestras de lince ibérico







(TODO este material debe estar REVISADO Y LISTO 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
  - GASAS NO ESTÉRILES
  - GASAS ESTÉRILES
  - TUBOS 1 Y 3 ML EDTA
  - TUBOS 1 Y 3 ML HEPARINA
  - TUBOS 1 Y 3,5 ML CON SEPARADOR DE SUERO
  - ESCOBILLONES ESTÉRILES CON MEDIO DE TRANSPORTE AMIES
  - ESCOBILLONES ESTÉRILES SIN MEDIO
  - MEDIO PARA TRANSPORTE DE BIOPSIAS (MTB)-en refrigeración
  - MEDIO PARA MUESTRAS GENÉTICAS (TES)
  - SOBRES DE PAPEL PARA MUESTRAS DE PELO
  - EPPENDORFS 2 ML DE ROSCA
  - RECIPIENTES ESTÉRILES 60 CC
  - RECIPIENTES ESTÉRILES PEQUEÑOS
  - RECIPIENTES DE PLÁSTICO DE 10 Y 50 CC
  - GUANTES DE EXAMEN DIFS. TALLAS ESTÉRILES
  - GUANTES DE EXAMEN DIFS. TALLAS NO ESTÉRILES
  - MASCARILLAS
  - NEVERA PORTÁTIL
  - NEVERAS POLIESPÁN PARA ENVÍO DE MUESTRAS (min. 5/animal)
  - ETIQUETAS DIRECCIONES DE ENVÍO DE MUESTRAS
  - FICHAS DE DATOS DEL ANIMAL
  - FICHA DE TOMA DE MUESTRAS
  - ACUMULADORES DE FRÍO
  - MOSQUITOS DE CIRUGÍA
  - TIJERAS DE PUNTA ROMA Y CURVAS
  - TIJERAS RECTAS
  - PORTAS DE CANTO PULIDO Y ESMERILLADOS, PARA FROTIS
  - CAJA PARA PORTAS
  - METANOL
  - DEPILADORA O RASURADORA
  - POVIDONA IODADA (Betadine, Topionic)
  - ALCOHOL
  - AGUA OXIGENADA
  - SONDAS URINARIAS CON FIADOR DIFS. TAMAÑOS (felinas y caninas)
  - HOJAS DE BISTURI ESTÉRILES
  - PEGAMETO TISULAR
  - BANDEJA DE POLIESPÁN PARA TUBOS
  - TROCARES DE BIOPSIA
  - TORNIQUETE
  - FORMOL 10%

Anexo 5. Material para anestesia y toma de muestras de lince ibérico

- **ANESTESIA Y ASOCIADO A ANESTESIA**
    - ISOFLUORANO
    - VAPORIZADOR DE ISOFLUORANO
    - BOTELLA DE OXÍGENO MEDICINAL
    - CONCENTRADOR DE OXÍGENO
    - CIRCUITO DE ANESTESIA ABIERTO (T-AYRES)
    - CIRCUITO DE ANESTESIA SEMIABIERTO
    - KETAMINA (Imalgene 1000)
    - MEDETOMIDINA (Domtor)/DEXMEDETOMIDINA (Dexdomitor)
    - TILETAMINA & ZOLAZEPAM (Zoletil)
    - FLUMAZENILO
    - ATIPAMEZOL (Antisedan)
    - DIAZEPAM (Valium)
    - MIDAZOLAN (Dormicum)
    - DOXAPRAM (Docatone)
    - BUTORFANOL (Torbugessic)
    - ATROPINA
    - ADRENALINA
    - METILPREDNISOLONA (Urbason 20 y 40 mg)
    - SISTEMA GOTERO
    - BOMBA DE INFUSIÓN
    - CATETER I.V 0.9 MM (Vasocan Braun 0.9x25 mm)
    - CATETER I.V CON ALARGADOR, 0.6 y de 0.8 mm (Venofix Braun 0.65 y 0.8)
    - TUBOS ENDOTRAQUEALES DEL 2 al 8
    - MASCARILLAS PARA ANESTESIA
    - SPRAY DE XILOCAINA PARA COLOCAR SONDAS ENDOTRAQUEALES (Xilonibsa)
    - LARINGOSCOPIO (CON PILAS)
    - PULSIOXÍMETRO CON CAPNOGRAMA/CAPNOGRAFÍA Y SONDAS –PINZA LINGUAL, SONDA RECTAL
    - ELECTROCARDIOGRAMA
    - GEL OFTÁLMICO (Lubrithal)
    - AMBÚ
    - FONENDOSCOPIO PEDIÁTRICO
    - CERBATANA
    - DARDOS DE 3 CC PARA CERBATANA
    - AGUJAS DE CERBATANA
    - CARGADOR DE DARDOS
    - UNIDOSIS DE SUERO FISIOLÓGICO
    - ESTERILLA CALEFACTORA
    - SUERO FISIOLÓGICO,
    - SUERO LACTATO DE RINGER
    - SUERO GLUCOSADO
    - CRONÓMETRO
    - TERMÓMETRO
    - FICHA DE ANESTESIA
    - FICHA DE EXAMEN FÍSICO

OTRO MATERIAL

- OTO-OFTALMOSCOPIO (CON PILAS)
- EQUIPO DE RAYOS X
- EQUIPO DE ECOGRAFÍA
- FRONTAL CON PILAS
- CAMILLA PLEGABLE
- EMPAPADORES
- CÁMARA DIGITAL
- RED DE CAPTURA
- GUANTES GRUESOS PARA ANIMALES
- TRANSPORTÍN
- CINTA MÉTRICA FLEXIBLE PARA MORFOMETRÍA
- DINAMÓMETRO CON RED (DE 5, 10 y 20 kgs)
- DESINFECTANTE EN PULVERIZADOR Y LEJÍA
- CINTA ADHESIVA
- ESPARADRAPO DE PAPEL
- ESPARADRAPO DE TELA
- BOLÍGRAFO, LÁPIZ, ROTULADOR INDELEBLE
- MATERIAL DE CURA (Mosquitos, suturas de nylon, catgut, tijeras, pinzas, hojas y mango de bisturí, guantes estériles, espray cicatrizante)
- ANTIBIÓTICO L.A (Convenia, Amphipem LA, Synulox LA)
- IVERMECTINA INY.(Ivomec)
- FIPRONILO (Frontline spray y pipetas de gatos)
- SELAMECTINA (Stronghold)
- CAUTERIZADOR (Argenpal)
- MELOXICAM INY. (Metacam)
- DEXAMETASONA INY (Resdex)
- METILPREDNISOLONA INY (Urbason de 20 y 40 mg)
- TERMÓMETRO
- MICROCHIPS
- LECTOR DE MICROCHIPS
- BOLSAS DE BASURA
- PAPEL DE COCINA
- RECIPIENTE PARA INCINERACIÓN
- ALARGADOR ELÉCTRICO

Anexo 6. Valores de referencia del hemograma del lince ibérico

A. Valores de linces ibéricos cautivos (n = 56):

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Eritrocitos	$x10^6/\mu l$	9,03	8,68 - 9,38
Hemoglobina	g/dl	12,83	12,4 - 13,27
Hematocrito	%	39,67	38,1 - 41,24
Vol. Corp. medio	fl	44,03	43,17 - 44,88
CCMH	g/dl	32,68	31,79 - 33,57
Hgb corp. media	pg	14,38	13,88 - 14,88
Leucocitos	x/µl	7700	6816 - 8583
Linfocitos	x/µl	2207	1901 - 2512
Monocitos	x/µl	212,32	157,13 - 267,5
Neutrófilos	x/µl	5039	4203 - 5875
Eosinófilos	x/µl	251,72	184,14 - 319,29
Basófilos	x/µl	101,06	0 - 293,67
Plaquetas	$X10^3$ µl	386,59	343,26 - 429,92
Reticulocitos	$x10^6/\mu l$	71140	46501 - 95779

B. Valores de linces ibéricos silvestres (n = 139):

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Eritrocitos	$x10^6/\mu l$	8,53	8,35 - 8,72
Hemoglobina	g/dl	12,34	12,03 - 12,64
Hematocrito	%	39,03	38,14 - 39,92
Vol. Corp. medio	fl	46,68	46,24 - 47,13
CCMH	g/dl	30,94	30,36 - 31,52
Hgb corp. media	pg	14,86	14,37 - 15,34
Leucocitos	x/µl	14620	13632 - 15608
Linfocitos	x/µl	1590	1422 - 1758
Monocitos	x/µl	302,21	267,92 - 336,5
Neutrófilos	x/µl	12275	11291 - 13259
Eosinófilos	x/µl	315,2	250,5 - 379,89
Basófilos	x/µl	20,14	10,27 - 30
Plaquetas	$X10^3$ µl	314,78	294,48 - 335,07
Reticulocitos	$x10^6/\mu l$	31505	22262 - 40749

Anexo 7. Valores de referencia de bioquímica del lince ibérico

A. Valores de linces ibéricos cautivos hasta 2 años (n = 45):

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Ácido úrico	mg/dl	0,5	0,36 – 0,64
Albúmina	g/dl	4,02	2,22 – 5,80
Amilasa Pancreática	UI/l	981	913 – 1048
Calcio	mg/dl	10,36	10,08 – 10,63
Fosfatasa alcalina	UI/l	221,85	157,73 – 285,97
CPK	UI/l	664,44	354,15 – 974,73
Cloruros	Mmol/l	180,84	142,46 – 219,21
Colesterol	mg/dl	223,37	202,74 – 244
Creatinina	mg/dl	1,03	0,92 – 1,15
Fósforo	mg/dl	6,78	6,31 – 7,26
Glucosa	mg/dl	193,07	178,06 – 208,08
Hierro	µg/dl	113,5	97,31 – 129,68
Magnesio	mg/dl	6,57	0 – 14,52
Lipasa	UI/l	12,84	11,89 – 13,78
Proteínas totales	g/dl	6,49	6,25 – 6,72
AST	UI/l	43,28	29,53 – 57,04
ALT	UI/l	43,37	31,63 – 55,12
Triglicéridos	mg/dl	28,35	21,83 – 34,87
Urea	mg/dl	63,16	58,35 – 67,97
LDH	UI/l	345,54	233,8 – 457,29

B. Valores de linces ibéricos cautivos de más de 2 años (n = 22):

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Ácido úrico	mg/dl	0,61	0,26 – 0,97
Albúmina	g/dl	3,7	3,37 – 4,03
Amilasa Pancreática	UI/l	965	777 – 1152
Calcio	mg/dl	9,54	8,94 – 10,14
Fosfatasa alcalina	UI/l	70,86	0 – 185,26
CPK	UI/l	649	186 – 1112
Cloruros	Mmol/l	275,25	205,99 – 344,51
Colesterol	mg/dl	172,30	130,14 – 214,46
Creatinina	mg/dl	2,05	1,61 – 2,49
Fósforo	mg/dl	5,56	4,71 – 6,58
Glucosa	mg/dl	187,53	162,54 – 212,52
Hierro	µg/dl	88,02	71,83 – 104,21
Magnesio	mg/dl	2,41	2,15 – 2,65
Lipasa	UI/l	11,48	10,12 – 12,84
Proteínas totales	g/dl	7,18	6,61 – 7,76
AST	UI/l	36,04	26,40 – 45,68
ALT	UI/l	38,44	25,91 – 50,97
Triglicéridos	mg/dl	17,07	13,44 – 20,69
Urea	mg/dl	76,03	58,61 – 93,46
LDH	UI/l	239,54	108,0 – 371,09

C. Valores de linces ibéricos silvestres hasta 2 años (n = 62):

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Ácido úrico	mg/dl	0,40	0,32 – 0,48
Albúmina	g/dl	3,74	2,54 – 4,95
Amilasa Pancreática	UI/l	994	928 – 1060
Bilirrubina	mg/dl	0,45	0,35 – 0,54
Calcio	UI/l	10,07	9,76 – 10,37
CPK	UI/l	4281	2833 – 5728
Cloruros	Mmol/l	223,12	183,82 – 262,41
Colesterol	mg/dl	184,13	172,36 – 195,89
Creatinina	mg/dl	0,94	0,87 – 1,01
Fósforo	mg/dl	6,88	6,54 – 7,20
Glucosa	mg/dl	132	118,39 – 145,61
Hierro	µg/dl	104,33	93,58 – 115,08
Magnesio	mg/dl	2,58	2,43 – 2,74
Lipasa	UI/l	14,42	12,97 – 15,87
Proteínas totales	g/dl	7,02	6,84 – 7,20
AST	UI/l	119,91	97,51 – 142,31
ALT	UI/l	64,48	49,87 – 79,09
Triglicéridos	mg/dl	36,21	27,52 – 44,89
Urea	mg/dl	77,01	72,12 – 81,90
LDH	UI/l	1350	948 – 1753

Anexo 7. Valores de referencia de bioquímica del lince ibérico

D. Valores de linces ibéricos silvestres de más 2 años (n = 55):

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Ácido úrico	mg/dl	0,61	0,27 – 0,96
Albúmina	g/dl	4,11	2,6 – 5,61
Amilasa Pancreática	UI/l	1165	1098 – 1232
Bilirrubina	mg/dl	0,53	0,4 – 066
Calcio	UI/l	9,74	9,41 – 10,07
CPK	UI/l	3655	2158 – 5152
Cloruros	Mmol/l	205,24	165,22 – 245,26
Colesterol	mg/dl	137,36	125,64 – 149,08
Creatinina	mg/dl	1,4	1,30 – 1,49
Fósforo	mg/dl	6,61	4,64 – 8,57
Glucosa	mg/dl	152,12	133,13 – 171,10
Hierro	µg/dl	78,72	70,05 – 87,40
Magnesio	mg/dl	2,78	2,58 – 2,99
Lipasa	UI/l	17,25	12,59 – 21,92
Proteínas totales	g/dl	7,42	7,19 – 7,65
AST	UI/l	131,29	105,76 – 156,82
ALT	UI/l	74,59	62,15 – 87,04
Triglicéridos	mg/dl	39,50	31,62 – 47,37
Urea	mg/dl	80,64	74,34 – 86,94
LDH	UI/l	1337	820 – 1853

Anexo 8. Valores de referencia del proteinograma del lince ibérico

Valores de linces ibéricos silvestres sanos (n = 158):

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Proteínas totales	g/dl	7,6	6,89 – 8,31
Albúmina	g/dl	4,21	3,81 – 4,62
α_1-Globulinas	g/dl	0,41	0,36 – 0,45
α_2-Globulinas	g/dl	1,19	1,03 – 1,34
β-Globulinas	g/dl	0,98	0,73 – 1,22
γ-Globulinas	g/dl	1,13	0,67 – 1,60

Anexo 9. Valores de referencia del urianálisis del lince ibérico

A. Valores de linces ibéricos cautivos (n = 66)

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Densidad urinaria	g/ml	954	887 – 1022
pH		7,38	6,05 – 8,71
Proteínas	mg/dl	286,89	0 – 597,07

B. Valores de linces ibéricos silvestres (n = 94)

Valor	*Unidades*	*Media*	*IC 95%*
Densidad urinaria	g/ml	1040	1017 – 1062
Sangre	Eritro/µl	17,39	4,81 – 29,98
pH		6,76	6,54 – 6,98
Proteínas	mg/dl	67,02	49,48 – 84,56

ANEXO 10. INFORME DE ECOGRAFÍA ABDOMINAL EN HEMBRAS

DATOS DEL ANIMAL Fecha del examen ___/___/___

Nombre:_____ Fecha de nacimiento:_____ Sexo:_____

Nº microchip:_____ Población:_____

ABDOMEN

Sin alteraciones ☐ **Presencia de líquido libre ☐**

Linfonódulos: **Visibles ☐** **Hipertrofiados ☐**

Neoplasia☐ **Absceso ☐** **Hematoma ☐** **Lipoma ☐**

Observaciones:_____

_____

_____

_____

HÍGADO

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado ☐** **Disminuido ☐**

Ecogeneicidad **Aumentada ☐** **Disminuida ☐**

Neoplasia ☐ **Absceso ☐** **Hematoma ☐** **Quiste ☐**

Vesícula Biliar:_____

Observaciones:_____

_____

_____

BAZO

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado ☐** **Disminuido ☐**

Ecogeneicidad **Aumentada ☐** **Disminuida ☐**

Neoplasia ☐ **Absceso ☐** **Hematoma ☐** **Quiste ☐**

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

PÁNCREAS

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

VEJIGA

Sin alteraciones ☐

Espesor pared **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Cálculos** ☐ **Hematoma** ☐ **Sedimento** ☐

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

RIÑONES

Derecho:

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

Distinción córtico-medular:_____

Borde:_____

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

Izquierdo:

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

Distinción córtico-medular:_____

Borde:_____

Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

GASTRO-INTESTINAL

Sin alteraciones ☐

Espesor mucosa **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Motilidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Cuerpo extraño** ☐ **Invaginación** ☐ **Gas** ☐

Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

ADRENALES

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

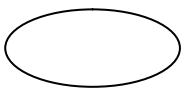
Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

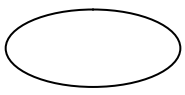
APARATO REPRODUCTOR

Sin alteraciones ☐

Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

Ovario izquierdo **Ovario derecho**





ANEXO 11. INFORME DE ECOGRAFÍA ABDOMINAL EN MACHOS

DATOS DEL ANIMAL Fecha del examen ___/___/___

Nombre:_____ Fecha de nacimiento:_____ Sexo:_____

Nº microchip:_____ Población:_____

ABDOMEN

Sin alteraciones ☐ **Presencia de líquido libre ☐**

Linfonódulos: **Visibles ☐** **Hipertrofiados ☐**

Neoplasia☐ **Absceso ☐** **Hematoma ☐** **Lipoma ☐**

Observaciones:_____

_____

_____

_____

HÍGADO

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado ☐** **Disminuido ☐**

Ecogeneicidad **Aumentada ☐** **Disminuida ☐**

Neoplasia ☐ **Absceso ☐** **Hematoma ☐** **Quiste ☐**

Vesícula Biliar:_____

Observaciones:_____

_____

_____

BAZO

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado ☐** **Disminuido ☐**

Ecogeneicidad **Aumentada ☐** **Disminuida ☐**

Neoplasia ☐ **Absceso ☐** **Hematoma ☐** **Quiste ☐**

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

PÁNCREAS

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

VEJIGA

Sin alteraciones ☐

Espesor pared **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Cálculos** ☐ **Hematoma** ☐ **Sedimento** ☐

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

RIÑONES

Derecho:

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

Distinción córtico-medular:_____

Borde:_____

Observaciones/Medidas:_____

_____

_____

Izquierdo:

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

Distinción córtico-medular:_____

Borde:_____

Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

GASTRO-INTESTINAL

Sin alteraciones ☐

Espesor mucosa **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Motilidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Cuerpo extraño** ☐ **Invaginación** ☐ **Gas** ☐

Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

ADRENALES

Sin alteraciones ☐

Tamaño **Aumentado** ☐ **Disminuido** ☐

Ecogeneicidad **Aumentada** ☐ **Disminuida** ☐

Neoplasia ☐ **Absceso** ☐ **Hematoma** ☐ **Quiste** ☐

Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

APARATO REPRODUCTOR

Sin alteraciones ☐

Observaciones/Medidas:_____
_____
_____

Anexo 12. Fármacos más empleados con el lince ibérico

PRINCIPIO ACTIVO	PRODUCTO COMERCIAL	CONCENTRACIÓN	DOSIS	ML/10 KG	VÍA
		ANESTESICOS			
DIAZEPAM	*Valium (Ampollas)*	5 mg/ml	0,25-0,5 mg/Kg	**0,4**	IV; Rectal; oral
ACEPROMACINA	*Calmoneosan*	5 mg/ml	0,02 mg/kg	**0,04**	IM, SC
PROPOFOL	*Lipuro 1 %*	10 mg/ml	2-4 mg/kg	**2-4**	IV
KETAMINA	*Imalgene 1000*	1000mcgr	5 mg/Kg	**0,5**	IM
MEDETOMIDINA	*Domtor*	1000mcgr/ml	50 mcgr/Kg	**0,5**	IM
MIDAZOLAM	*Dormicum*	5 mg/5ml	0,1-0,25 mg/Kg	**1-2,5**	IM
TILETAMINA/ZOLACEPAM	*Zoletil-50*	50 mg/ml	10 mg/Kg	**2**	IM
KETAMINA (suplemento)	*Imalgene 1000*	1000mcgr/ml	1-2 mg/Kg	**0,1-0,2**	IV, IM
		URGENCIAS ANESTÉSICAS			
DOXAPRAM	*Docatone*	20 mg/ml	1-2 mg/Kg	**2-5**	IV(IM)
ATIPAMEZOL	*Antisedam*	5000mcgr/ml	250 mcg/Kg	**0,5**	IM, IV
ATROPINA	*Atropina*	1 mg/ml	0,02-0,04mg/Kg	**0,2-0,4**	IV, SET,IM,SC
ADRENALINA	*Adrenalina*	1 mg/ml	0,02 mg/Kg	**0,2**	IV
DEXAMETASONA (dosis shock)	*Ampollas genéricas humana(DO-126)*	4mg/ml	4 mg/kg	**10**	IV lenta
		ANALGÉSICOS			
BUTORFANOL	*Torbugesic*	10 mg/ml	0,1mg/Kg	**0,1**	IV, IM
BUPRENORFINA	*Buprex*	0,3 mg/ml	9 mcg/Kg	**0,3**	IV, IM
MELOXICAM	*Metacam*	5 mg/ml	0,3 mg/kg	**0,6**	SC, IV

ANEXO 13. FICHA DE TRASLADO DE EJEMPLARES

DATOS DEL ANIMAL Fecha del traslado ___/___/___

Nombre:_____ Fecha de nacimiento:_____ Sexo:_____

Nº microchip:_____ Procedencia:_____

Genotipo:_____ Progenitores:_____

TRASLADO

Medicación durante traslado
Acontecimientos durante el traslado
Complicaciones durante el traslado
Personal del traslado

Hoja a rellenar por el veterinario

MOVIMIENTOS ENTRE CENTROS

ANESTESIAS /CHEQUEOS

HISTORIAL CLÍNICO

Vacunaciones:
Patologías/ Medicaciones:

Hoja a rellenar por el etólogo

HISTORIAL ETOLÓGICO

Actividad mensual (Gráfico)

Manejabilidad del ejemplar (Gráfico)

HISTORIAL REPRODUCTOR

Hoja a rellenar por el responsable de alimentación

ALIMENTACIÓN

Descripción de la alimentación:

Suplementación:

Calendario semanal de alimentación

	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado	Domingo
Alimento							
Peso							

Gráfico de consumo mensual de alimento

Hoja a rellenar por los cuidadores

NOTAS DE CUIDADORES

Interacción con los cuidadores
Utilización del cercado
Alimentación
Otros comportamientos
Interacción con otros linces

Anexo 14: Ficha de examen oftalmológico

DATOS DEL ANIMAL Fecha del examen ___/___/___

Nombre_____ Cohorte_____ Nº microchip_____

Sexo_____Moteado: fino / transición / grueso Población: Doñana-Aljarafe / S. Morena / Cautividad

PRUEBAS DE VISIÓN Y PRUEBAS NEUROLÓGICAS

1.- Respuesta de amenaza

2.- Reflejo de deslumbramiento

3.- Reflejo palpebral y corneal

4.- Reflejos fotomotores pupilares previa anestesia

-Reflejo directo

-Reflejo indirecto

-Prueba de iluminación intermitente

EXAMEN OFTALMOLÓGICO

Signos de molestias (blefaroespasmo, epifora, otras secreciones,…)

Signos de rascarse (alopecia periorbitaria, eritema, tinción manos por saliva,…)

Simetría (simetría facial, simetría de los ojos,…)

Descripción de las lesiones

Ojo derecho	Ojo izquierdo
Párpados (posición, presencia de tumefacción, alteraciones de las pestañas,…)	
Tercer párpado (posición, color, prolapso del cartílago,…)	
Conjuntiva (color, presencia de tumefacción, hemorragias, secreciones, masas o cuerpos,…)	
Córnea (transparencia, vascularización, infiltración celular, úlceras, alteraciones morfológicas,…)	
Pupilas (aparición miosis, velocidad miosis, miosis completa, posición de reposo, simetría pupilas,…)	

Uvea (uveítis, iridociclitis, efecto Tyndall, edema, hipema, hipopión, precipitados queráticos, sinequias,…)	
Cristalino (subluxación , luxación, cataratas,…)	
Fondo de ojo (retina, disco óptico, mácula, coroides,…)	

OTRAS PRUEBAS

Anexo 15. Ficha de chequeos de cachorros

1º CHEQUEO **CAMADA:**

FECHA: **Día de vida:**

CACHORRO Nº : **NOMBRE:**

<table>
<tr><td>Peso</td><td colspan="2">Distancia AG</td></tr>
<tr><td>Temperatura</td><td colspan="2">Sexo: M H</td></tr>
<tr><td>Longitud cabeza-cuerpo</td><td colspan="2">MUESTREO</td></tr>
<tr><td>Longitud cola</td><td>Hisopo orofaringe AMIES</td><td></td></tr>
<tr><td>Longitud tarso</td><td>Hisopo orofaringe seco</td><td></td></tr>
<tr><td>Perímetro torácico</td><td>Hisopo conjuntiva AMIES</td><td></td></tr>
<tr><td>Longitud oreja</td><td>Hisopo conjuntiva seco</td><td></td></tr>
<tr><td>Condición corporal</td><td>Hisopo recto AMIES (2 muestras)</td><td></td></tr>
<tr><td>Color de mucosas</td><td>Hisopo recto seco</td><td></td></tr>
<tr><td>Piel y oídos</td><td colspan="2" rowspan="4">ANTIPARASITARIO INTERNO
Producto:
Dosificación:</td></tr>
<tr><td>Paladar</td></tr>
<tr><td>Dentición</td></tr>
<tr><td>Auscultación</td></tr>
<tr><td>Abdomen</td><td colspan="2" rowspan="4">OTROS TRATAMIENTOS</td></tr>
<tr><td>Músculo-esquelético</td></tr>
<tr><td>Almohadillas</td></tr>
<tr><td>Ombligo</td></tr>
<tr><td colspan="3">OBSERVACIONES</td></tr>
</table>

Anexo 15. Ficha de chequeos de cachorros

2º CHEQUEO **CAMADA:**

FECHA: **Día de vida:**

CACHORRO Nº : **NOMBRE:**

<table>
<tr><td>Peso</td><td>Distancia AG</td></tr>
<tr><td>Temperatura</td><td>Sexo: M H</td></tr>
<tr><td>Longitud cabeza-cuerpo</td><td>VACUNACIÓN</td></tr>
<tr><td>Longitud cola</td><td rowspan="3">Etiqueta vacuna:</td></tr>
<tr><td>Longitud tarso</td></tr>
<tr><td>Perímetro torácico</td></tr>
<tr><td>Longitud oreja</td><td rowspan="3">Etiqueta vacuna:</td></tr>
<tr><td>Anchura del cráneo</td></tr>
<tr><td>Condición corporal</td></tr>
<tr><td>Color de mucosas</td><td rowspan="4">ANTIPARASITARIO INTERNO
Producto:
Dosificación:</td></tr>
<tr><td>Piel y oídos</td></tr>
<tr><td>Paladar</td></tr>
<tr><td>Dentición</td></tr>
<tr><td>Auscultación</td><td rowspan="5">OTROS TRATAMIENTOS</td></tr>
<tr><td>Abdomen</td></tr>
<tr><td>Músculo-esquelético</td></tr>
<tr><td>Almohadillas</td></tr>
<tr><td>Ombligo</td></tr>
<tr><td colspan="2">OBSERVACIONES</td></tr>
</table>

Anexo 15. Ficha de chequeos de cachorros

3º CHEQUEO **CAMADA:**

FECHA: **Día de vida:**

CACHORRO Nº : **NOMBRE:**

<table>
<tr><td>Peso</td><td>Distancia AG</td></tr>
<tr><td>Temperatura</td><td>Sexo: M H</td></tr>
<tr><td>Longitud cabeza-cuerpo</td><td>VACUNACIÓN</td></tr>
<tr><td>Longitud cola</td><td rowspan="3">Etiqueta vacuna:</td></tr>
<tr><td>Longitud tarso</td></tr>
<tr><td>Perímetro torácico</td></tr>
<tr><td>Longitud oreja</td><td rowspan="3">Etiqueta vacuna:</td></tr>
<tr><td>Anchura del cráneo</td></tr>
<tr><td>Condición corporal</td></tr>
<tr><td>Color de mucosas</td><td rowspan="4">ANTIPARASITARIO INTERNO
(si fuese necesario)

Producto:

Dosificación:</td></tr>
<tr><td>Piel y oídos</td></tr>
<tr><td>Paladar</td></tr>
<tr><td>Dentición</td></tr>
<tr><td>Auscultación</td><td rowspan="5">OTROS TRATAMIENTOS</td></tr>
<tr><td>Abdomen</td></tr>
<tr><td>Músculo-esquelético</td></tr>
<tr><td>Almohadillas</td></tr>
<tr><td>Ombligo</td></tr>
<tr><td colspan="2">OBSERVACIONES</td></tr>
</table>

Anexo 16. Material necesario para la necropsia.

- Instrumental
  - Hojas de bisturí
  - Mangos de bisturí
  - Cuchillos
  - Mosquitos
  - Tijeras
  - Pinzas
  - Sierra
  - Costotomo
  - Rasuradora

- Fungible
  - Gasas
  - Formol 10% tamponado
  - Solución PBS
  - Solución MTB
  - Solución OCT
  - Alcohol 70%
  - Botes de plástico (estériles y no estériles)
    - 50 cc
    - 100 cc
    - 500 cc
  - Guantes de látex
  - Escobillones estériles con medio Amies (para microbiología)
  - Tubos de sangre para separación de suero
  - Tubos de sangre con EDTA
  - Tubos de sangre con heparina litio
  - Portaobjetos
  - Bolsas de autocierre
  - Agujas
  - Jeringas
  - Bolsas de plástico
  - Contenedor de residuos (biológicos, punzantes)

- Envíos de muestras
  - Cajas de poliexpan
  - Acumuladores de frío
  - Precinto adhesivo

- Otro material
  - Cámara fotográfica
  - Pie de foto con regla
  - Cinta métrica para morfometría
  - Lector de microchips
  - Pie de rey

Anexo 17. Ficha de necropsia.

DATOS DEL ANIMAL		
Nombre:	Sexo: M / H	Nº Microchip:
Cohorte:	Estado reproductor:	Procedencia:
Genotipo:	Vida libre / cautividad:	

DATOS DE LA MUERTE / HALLAZGO DEL CADÁVER	
Fecha de muerte:	Hora de la muerte:
Fecha necropsia:	Hora necropsia:
Fecha envío del cadáver:	Fecha de recepción del cadáver:
Conservación cadáver:	
Otros datos:	

HISTORIA CLÍNICA
Antecedentes clínicos del animal:
Lugar y características del lugar donde se halló el cadáver:
Circunstancias del hallazgo:
Posición del animal:
Circunstancias de la muerte:
Tratamientos previos:
Estado del cadáver:
Otros:

MORFOMETRÍA

Peso:	Condición corporal: 1 2 3 4 5	
Longitud corporal:	Longitud cola:	Altura de la cruz:
Perímetro torácico:	Longitud tarso:	Longitud oreja:
Perímetro cuello:	Longitud pincel:	Longitud barba:

CONDICIÓN GENERAL (*condición física, apariencia externa del cadáver,…*)

PIEL (*ectoparásitos, heridas, fauna necrófaga…*)

MUCOSAS, APERTURAS NASALES Y OIDOS (*líquidos, secreciones,…*)

SISTEMA MUSCULOESQUELÉTICO (*músculo, huesos, articulaciones,…*)

CAVIDADES CORPORALES (*depósitos de grasa, líquidos anormales,…*)

Cavidad oral:

Cavidad torácica:

Cavidad abdominal:

HEMOLINFÁTICO

Ganglios linfáticos:

Timo: peso _____g

Bazo: peso _____g

SISTEMA RESPIRATORIO

Cavidad nasal:

Laringe:

Tráquea:

Ganglios linfáticos regionales:

Pulmones:

SISTEMA CARDIOVASCULAR

Pericardio:

Corazón: peso _____g

Aurícula derecha:

Ventrículo derecho:

Ventrículo izquierdo:

Aurícula izquierda:

Válvulas cardíacas:

Grandes vasos:

SISTEMA DIGESTIVO

Boca:

Dientes:

Esófago:

Estómago:

Intestino delgado:

Ciego:

Intestino grueso:

Hígado: peso _____g

Vesícula biliar

Páncreas:

Ganglios mesentéricos:

SISTEMA URINARIO

Riñones: peso (riñón D+grasa) _____ g /// peso (riñón D) _____ g
peso (riñón I + grasa)_____ g /// peso (riñón I) _____ g

Corteza Médula Pelvis

Uréteres:

Uretra:

Vejiga urinaria:

SISTEMA REPRODUCTOR

Testículo / Ovario:

Útero:

Vagina:

Pene:

Mamas:

Placenta:

SISTEMA ENDOCRINO

Adrenales: peso D g /// ancho médula mm /// ancho mm
peso I g // ancho médula mm /// ancho mm

Tiroides/paaratiroides:

Hipofisis:

SISTEMA NERVIOSO

Encéfalo

Cerebelo

Médula espinal

Nervios periféricos

ÓRGANOS DE LOS SENTIDOS

Ojos:

Oídos:

OTROS HALLAZGOS SIGNIFICATIVOS DE LA NECROPSIA

OTRAS MUESTRAS, RADIOGRAFÍAS, PRUEBAS COMPLEMENTARIAS

DIAGNÓSTICO PRELIMINAR

OBSERVACIONES, COMENTARIOS

ANEXO 18. Conservación de restos para la colección zoológica.

1. Datos que deben acompañar la piel y el esqueleto

-Identificación
-Nº microchip (si lo llevara)
-Procedencia
-Fecha muerte
-Causa de muerte
-Peso corporal
-Morfometría
-Sexo

2. Preparación y toma de muestras

2.1 Desollado
Realizar una incisión longitudinal que se ramifique después por cada extremidad.

2.2 Muestras de piel
Deben de realizarse sobre la línea de corte, sin hacer cortes nuevos.

2.3 Acceso al tórax
Cortar las uniones costocondrales para conservar la integridad de las costillas.

2.4 Muestra de médula ósea
Cortar un fémur.

2.5 Muestras de médula espinal
Tomar sección cervical en la articulación atlantooccipital; para tomar sección torácica y sección lumbar arquear la columna vertebral y separar vértebras con bisturí, sin partir vértebras.

3.6 Extracción de cerebro
Realizar tres cortes en el cráneo: por detrás de las fosas orbitales y dos laterales; cortar cráneo empleando sierra de corte fino

Anexo 19. IMÁGENES DE NECROPSIA

Relación de figuras

1. El transporte del cadáver hasta la sala de necropsias debe realizarse lo antes posible y en refrigeración. Se pueden emplear cajas de poliexpan o neveras con acumuladores de frío o hielo.
2. En la mayoría de las ocasiones los cadáveres se transportan en bolsas precintadas. Si se sospecha que la muerte del animal pudiera estar causada por un delito contra el medio ambiente (caza ilegal, envenenamiento) el procedimiento de necropsia, sin que se haya roto la cadena de custodia, y los resultados de la misma podrían ser requeridos en un juicio.
3. El examen exterior del cadáver debe incluir la toma de medidas morfométricas (ver manual).
4. Radiografía de una hembra adulta con partículas radiodensas correspondientes a perdigones de plomo. La muerte se debió a un atropello por vehículo y los perdigones correspondían a dos disparos anteriores.
5. Organización del material para la recogida de muestras con objetivo diagnóstico, para los bancos de recursos biológicos y para los estudios genéticos.
6. En la toma de muestras es recomendable que una persona se encargue exclusivamente de supervisar que se recogen todas las muestras para las distintas instituciones y objetivos.
7. En cadáveres frescos de machos adultos es importante realizar la extracción de los testículos lo antes posible, idealmente (pero no imprescindible) *in situ* antes del traslado del cadáver a la sala de necropsias. La extracción de los testículos se realiza como si fuera una castración, procurando mantener la esterilidad. El conducto deferente se liga para evitar la pérdida de esperma.

11. Examen externo de un cachorro; heridas perforantes en la zona del cuello correspondientes a mordeduras.
12. Huevos de mosca depositados en el pene de un macho adulto de vida libre.
13. Radiocollar retirado del cadáver de un macho de vida libre. La imagen muestra la zona del collar que queda en la zona anterior del cuello, en el sentido de avance del animal. Se aprecia un mayor desgaste, con perforaciones y marcas, que pueden deberse al roce con vegetación o rocas, o arañazos del propio animal al rascarse.
14. Radiocollar retirado del cadáver de un macho de vida libre. La imagen muestra la zona del collar que queda en la zona posterior del cuello, en el sentido inverso de avance del animal. Hay menor desgaste que en la cara anterior.
15. Examen de las uñas, pulpejos y espacios interdigitales. Observar desgaste/rotura de uñas y presencia de ectoparásitos.
16. Separación de la piel de un cadáver; además de material de corte se puede realizar también disección roma. Observar hidratación del cadáver.
17. En todo cadáver se retira la piel; normalmente se deja sólo piel en la parte final de las extremidades, desde carpos y tarsos, lo que permite ahorrar tiempo. Examinar la piel en búsqueda de lesiones que pudieran haber pasado desapercibidas en el examen externo.
18. Cadáver una vez retirada la piel. Examinar el cadáver en búsqueda de lesiones.
19. Examen de la cavidad oral de un cachorro. La dentición es decidua, la dentina es blanca, exteriorizados los caninos e incisivos, y están saliendo los premolares primeros superiores y los premolares segundos inferiores.
20. Examen de la cavidad oral de un adulto. Marcado desgaste de los caninos, faltan dos incisivos inferiores y la dentina de las piezas grandes es amarillenta
21. Hundimiento del globo ocular.
22. Atrofia parcial del masetero derecho.

23. Localización de glándula tiroides y paratiroides.
24. Extracción de una sección de la médula espinal tras cortar la articulación atlantooccipital.
25. Secuencia de corte de la zona dorsocaudal del cráneo para la extracción del cerebro (foto 25 a 30). Se retira la musculatura parietal y mediante una sierra se realizan dos cortes del hueso en diagonal por detrás de las fosas orbitales.
26. A continuación se realizan dos cortes laterales siguiendo una línea del foramen mágnum a la intersección del primer corte.
27. Mediante una espátula se abre con cuidado la tapa del cráneo.
28. Se retira la tapa del cráneo.
29. Mediante unas tijeras romas y curvas se retira con cuidado encéfalo y cerebelo cortando los pares craneales.
30. Al retirar el encéfalo se puede examinar la hipófisis.
31. Para acceder a la cavidad torácica y mantener la integridad del esqueleto cortar por los cartílagos costales.
32. Pulmones edematosos e hidrotórax.
33. Neumonía granulomatosa. Sección de un lóbulo pulmonar mostrando granulomas tuberculosos (infección por *Mycobacterium bovis*).
34. Áreas de congestión pulmonar y patrón miliar difuso.
35. Fracturas de costillas y hemorragias asociadas.
36. Pericarditis fibrinosa.
37. Observación del páncreas en la curvatura del duodeno.
38. Tramos abiertos del yeyuno mostrando engrosamiento de la pared intestinal de origen parasitario (enteritis crónica).
39. En animales de vida libre suele ser habitual encontrar cestodos y nematodos en la luz intestinal.
40. Pequeñas úlceras en la mucosa del estómago (Seleccionar para detección de Helicobacter sp., PCR)
41. Observación de glándulas adrenales. Riñón izquierdo disminuido y riñón derecho aumentado de tamaño.
42. Aspecto de los riñones de un ejemplar caquéctico y anémico.
43 y 44. Riñones de un ejemplar con Enfermedad Renal Crónica.
45. Una mordedura causó la congestión y hemorragia subcapsular del riñón derecho de un cachorro.
46. Adrenalitis granulomatosa. Sección de glándulas adrenales mostrando granulomas tuberculosos (infección por *Mycobacterium bovis*).
47. Petequias en la vejiga urinaria.
48. Cistitis hemorrágica crónica en un ejemplar geriátrico.
49. Aspecto de la musculatura de la extremidad posterior de un animal con caquexia avanzada.
50. Abordaje medial en el muslo para acceder al nervio ciático y al fémur.
51. Acceso al nervio ciático.
52. Acceso al fémur para tomar muestra de médula ósea.
53. Para cortar el fémur emplear un costotomo, tijera de poda o similar.
54. Una vez separado el fémur se puede emplear un escobillón estéril para ayudarnos en la extracción de la médula ósea.
55. Para obtener muestras de sangre podemos emplear la punción cardiaca o la de la vena cava caudal.
56. Para examinar las articulaciones se puede realizar en la articulación coxofemoral o en la rodilla.
57. El estado del cadáver condiciona la información que podemos extraer de la causa de la muerte. La entomofauna puede ayudar a la datación de la fecha aproximada de muerte. El examen y análisis de estos restos puede ayudar a descartar procesos traumáticos e intoxicaciones.

58. Detalle de la zona parietal del cráneo de un ejemplar en el que no se determinó la causa de la muerte. La perforación del hueso parietal parece debido a un traumatismo anterior ya que la organización de los bordes de la fractura parecen indicar que el ejemplar superó el problema y que murió posteriormente por causa desconocida.
59. Con frecuencia en restos óseos suelen aparecer fracturas que erróneamente pueden atribuirse a traumatismos cuando en muchas ocasiones son postmortem por la propia destrucción del hueso o por carroñeo.
60. En las necropsias de cachorros prestar especial atención a la presencia de anomalías congénitas, procesos traumáticos o procesos infecciosos (septicemias).
61. Aspecto de la cavidad torácica de un cachorro de 48 horas de vida con áreas hemorrágicas en pulmones. La muerte se debió a una septicemia por E. coli.
62. Para determinar el sexo en cachorros muy pequeños, al abrir abdomen y apartar el paquete gastrointestinal observar la presencia o no de estructuras pares caudales a los riñones, que corresponden con los testículos, como en el imagen.
63. Aspecto lateral de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
64. Aspecto frontal de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
65. Aspecto dorsal de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
66. Aspecto ventral de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
67. Aspecto dorsal de un cráneo de lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
68. Aspecto caudal de un cráneo de lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
69. Aspecto lateral de la mandíbula de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
70. Aspecto caudal de la mandíbula de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
71. En la fila superior aspecto lateral de la escápula izquierda de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.). En la fila inferior aspecto medial de la escápula derecha de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
72. En la fila superior aspecto lateral de la escápula izquierda de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.). En la fila inferior aspecto medial de la escápula derecha de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
73. Aspecto lateral del húmero derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
74. Aspecto craneal del húmero derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
75. Aspecto craneal ligeramente girado del húmero derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.) para observar la presencia del foramen supracondilar característico de los felinos.
76. Aspecto medial del cúbito derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
77. Aspecto lateral del cúbito derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
78. Aspecto craneal del radio derecho de un perro (izq.) y aspecto caudal de los radios derechos de un gato montés (centro) y de un lince ibérico (der.).
79. Aspecto craneal del fémur izquierdo de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.)
80. Aspecto caudal ligeramente girado lateralmente del fémur izquierdo de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.)
81. Aspecto caudal ligeramente girado medialmente del fémur izquierdo de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.)
82. Aspecto craneal de la tibia derecha de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés

(centro) con sus respectivos peronés. A la derecha aparece la tibia derecha con el peroné de un perro en diferente orientación.

83. Aspecto lateral de la tibia derecha de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.)
84. Aspecto caudal de la tibia derecha de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.)
85. Aspecto lateral de la pelvis de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
86. Aspecto ventral de la pelvis de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.)

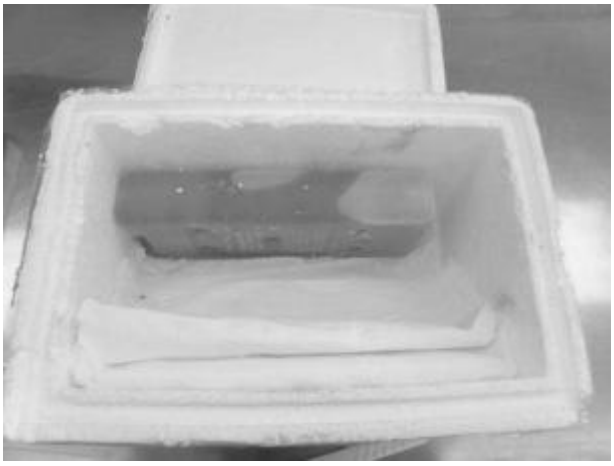


Foto 1.



Foto 2.

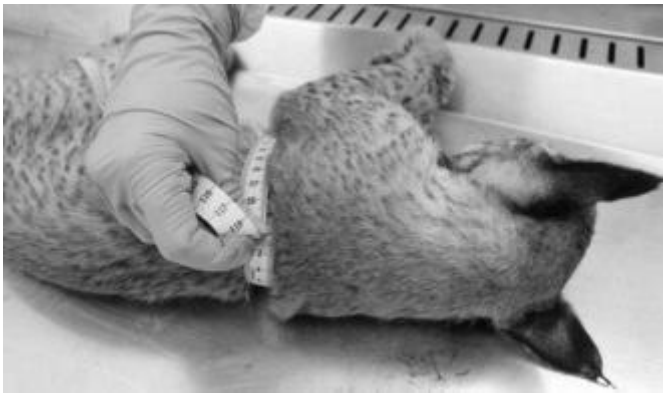


Foto 3.



Foto 4.

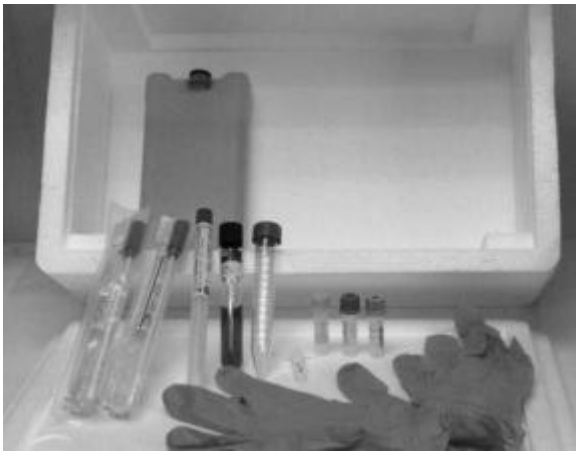


Foto 5.

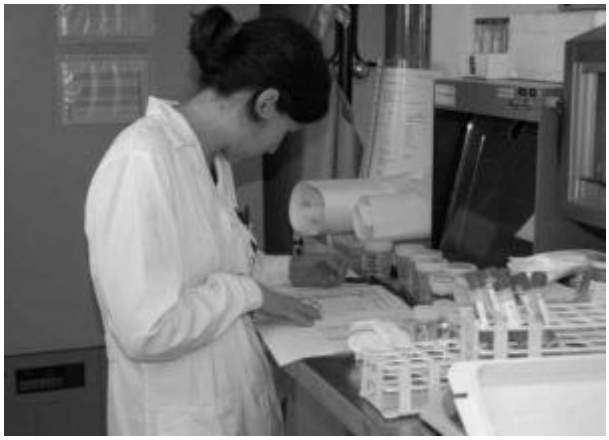


Foto 6.

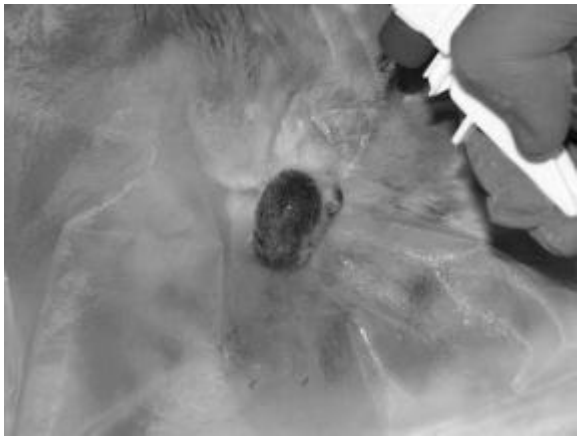


Foto 7.



Foto 8.



Foto 9.



Foto 10.



Foto 11.



Foto 12.



Foto 13.

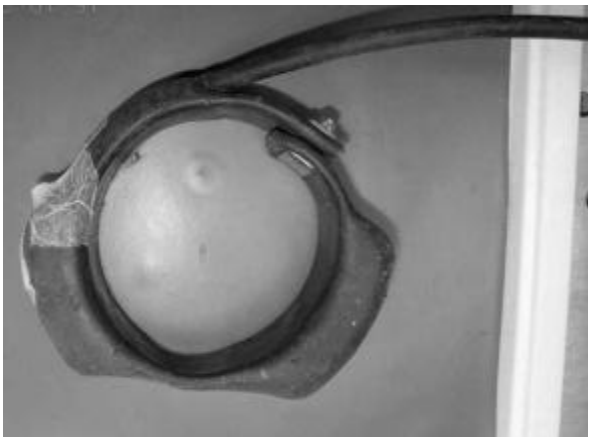


Foto 14.



Foto 15.



Foto 16.



Foto 17.



Foto 18.

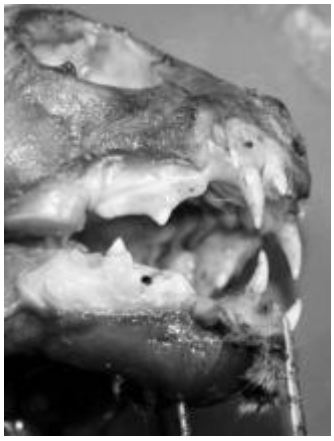


Foto 19.



Foto 20.

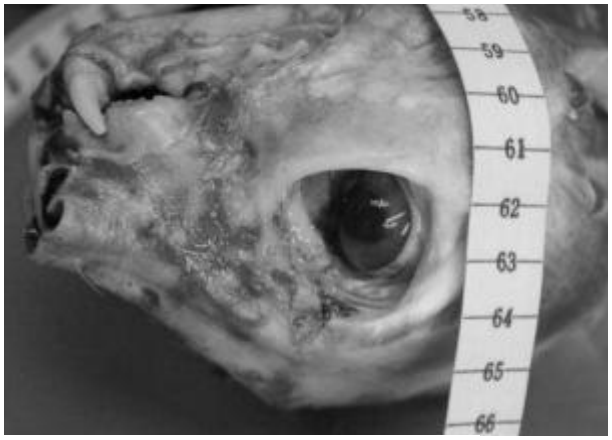


Foto 21.

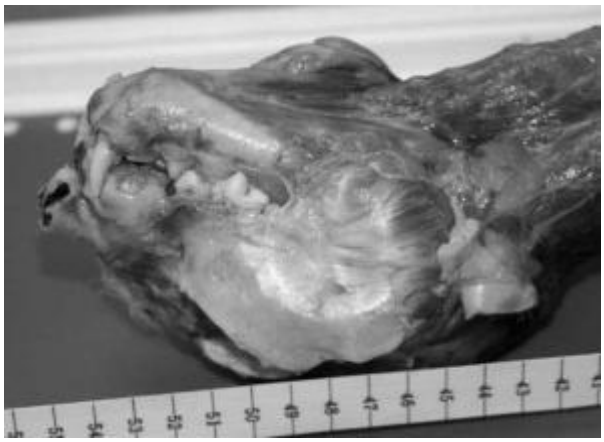


Foto 22.

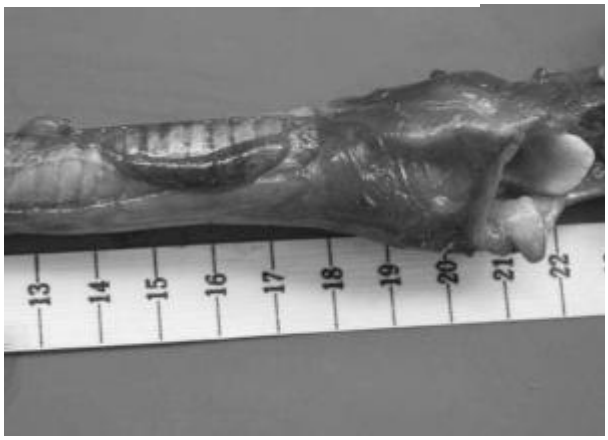


Foto 23.

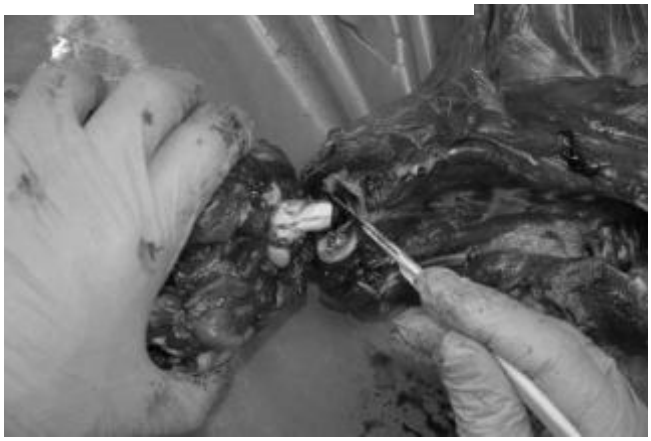


Foto 24.

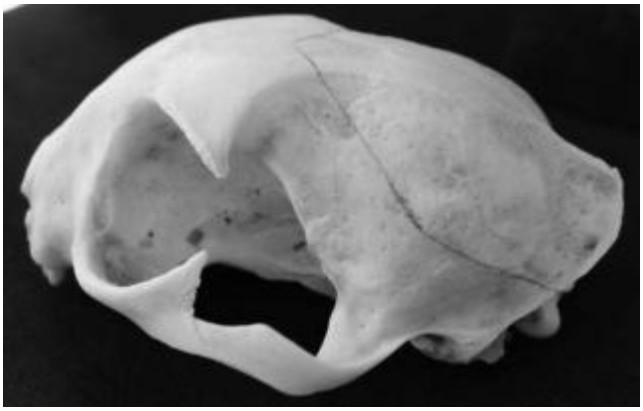


Foto 25.

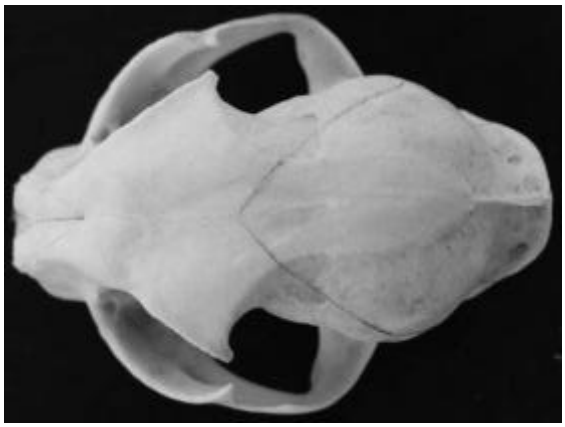


Foto 26.

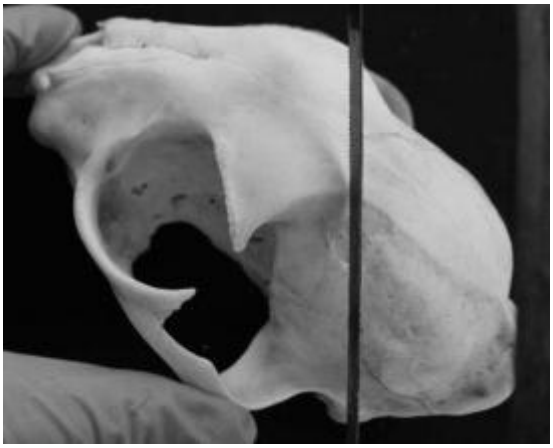


Foto 27.



Foto 28.



Foto 29.



Foto 30.



Foto 31.

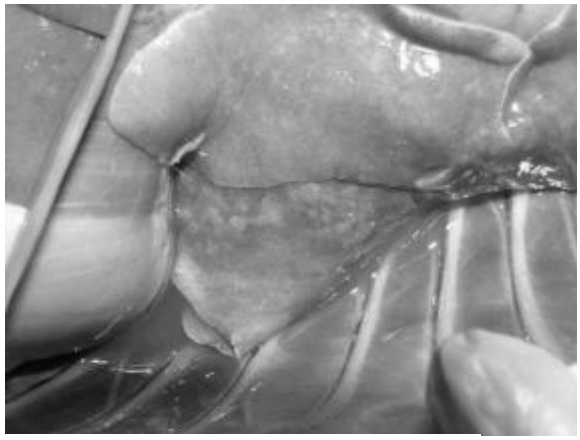


Foto 32.

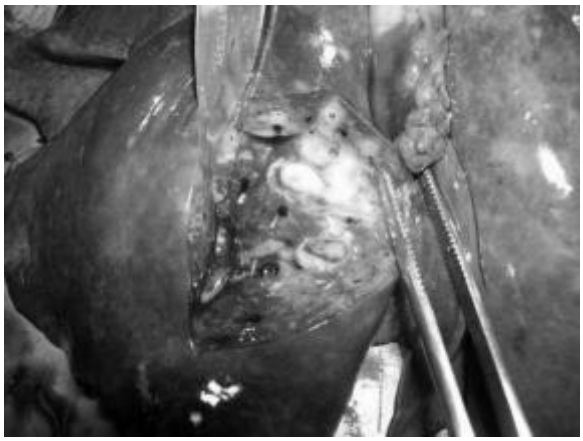


Foto 33.

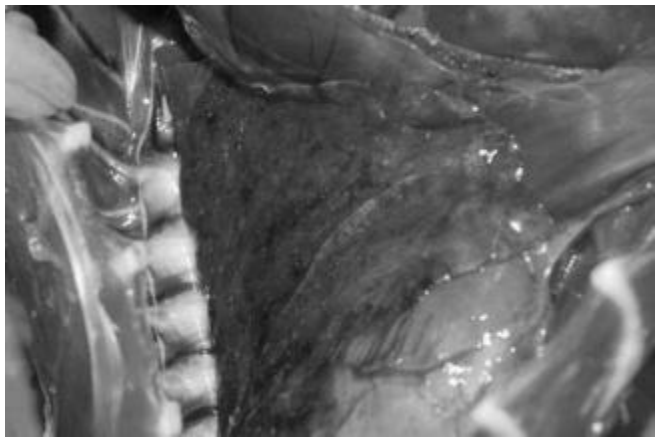


Foto 34.



Foto 35



Foto 36.



Foto 37.



Foto 38.

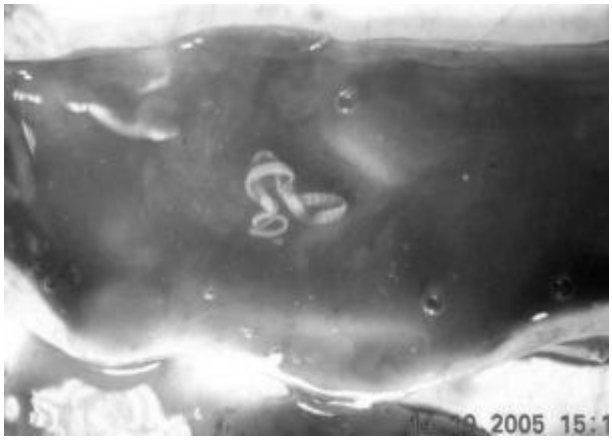


Foto 39.

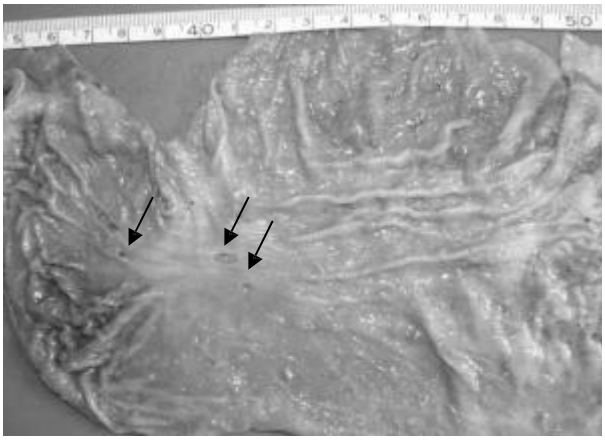


Foto 40.



Foto 41.

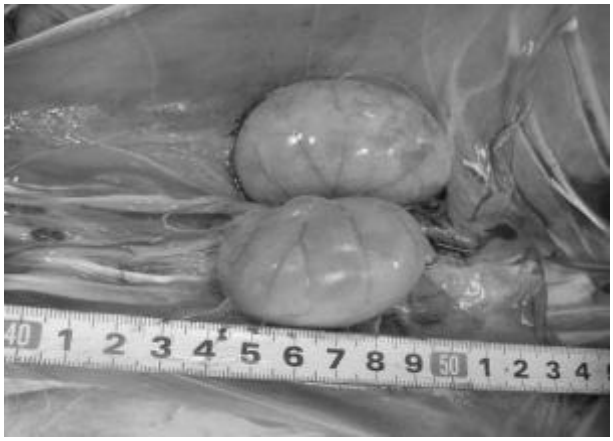


Foto 42



Foto 43

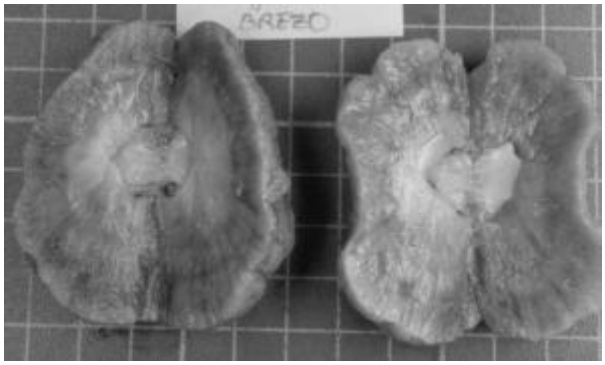


Foto 44



Foto 45

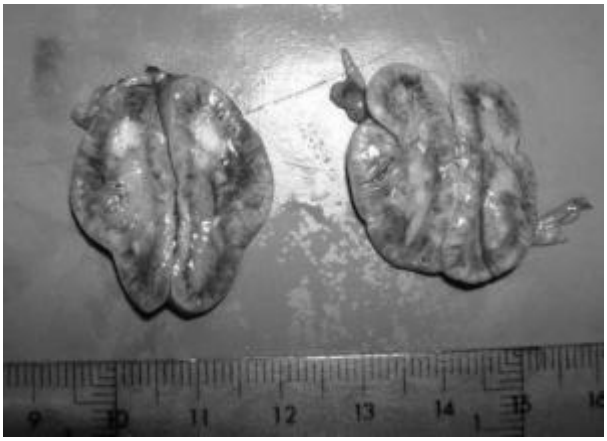


Foto 46



Foto 47

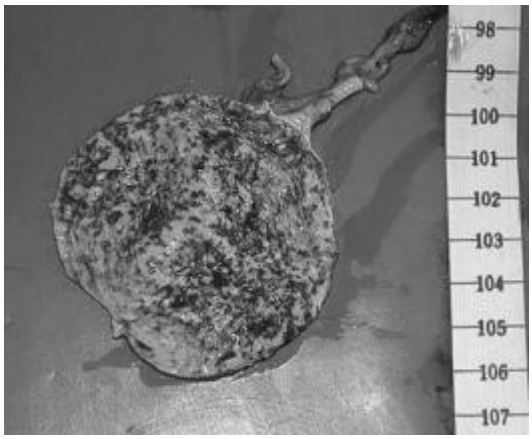


Foto 48



Foto 49.

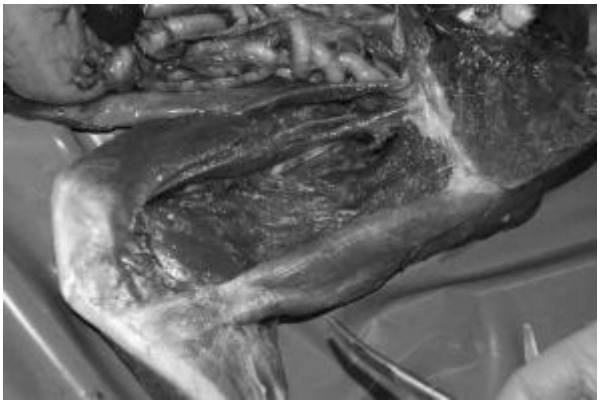


Foto 50.



Foto 51.



Foto 52.



Foto 53.



Foto 54.



Foto 55.

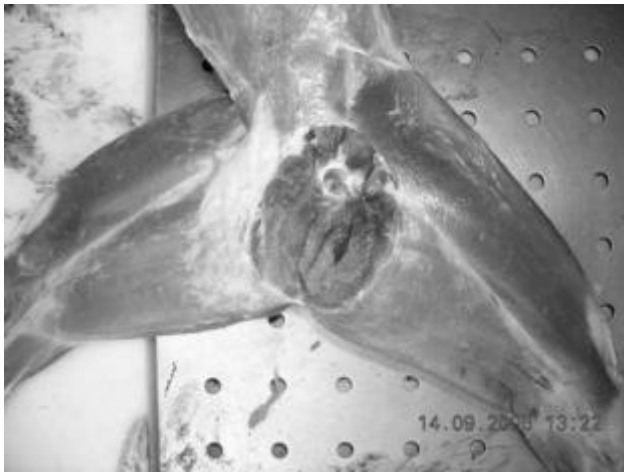


Foto 56.



Foto 57.



Foto 58.



Foto 59.

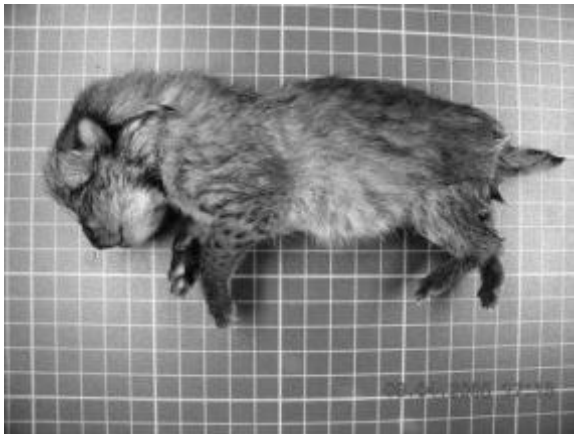


Foto 60.

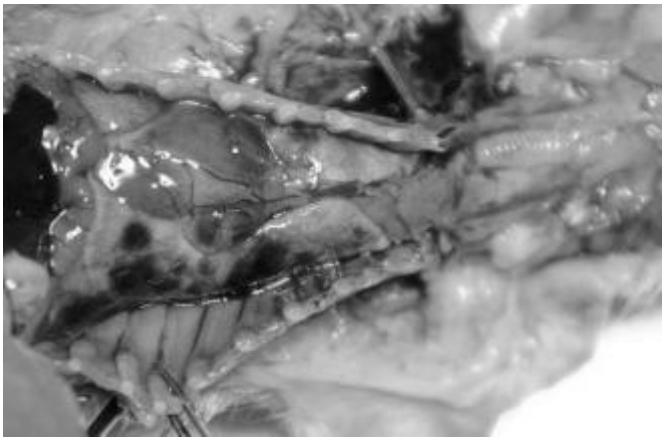


Foto 61.



Foto 62.

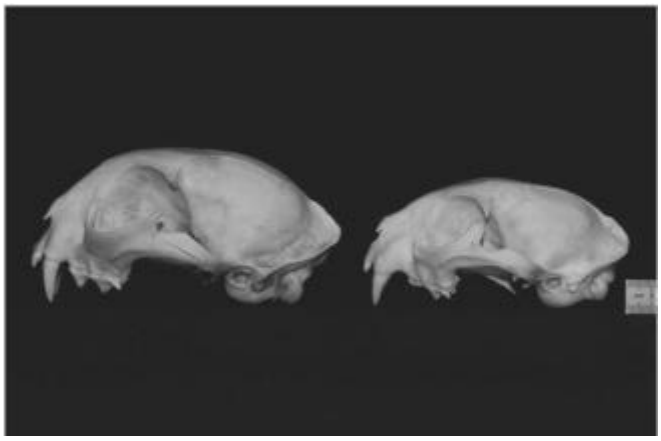


Fig. 63



Fig. 64

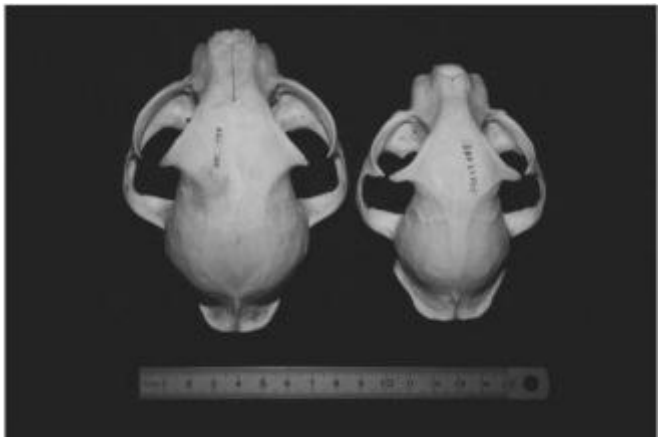


Fig. 65

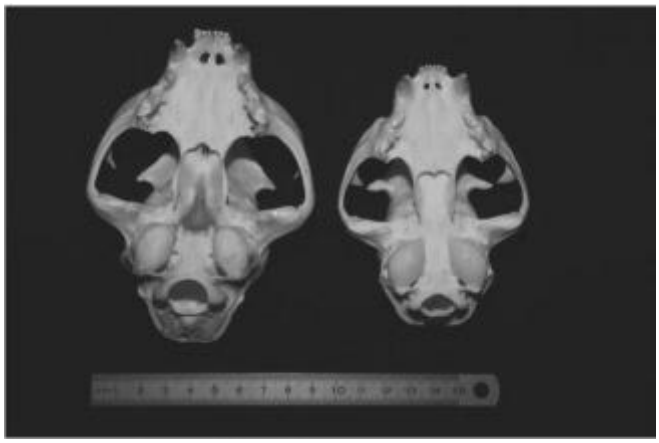


Fig. 66



Fig. 67

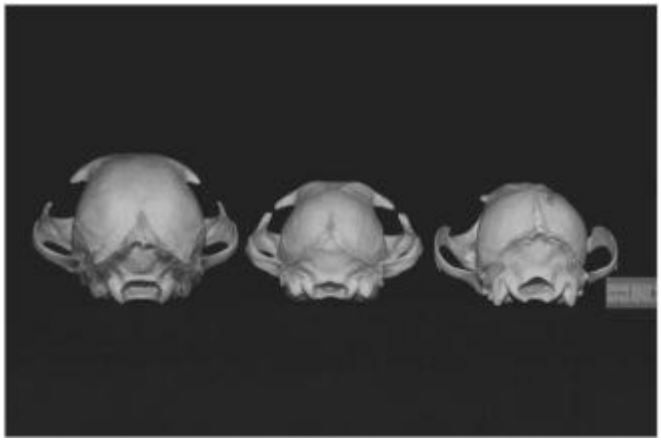


Fig. 68

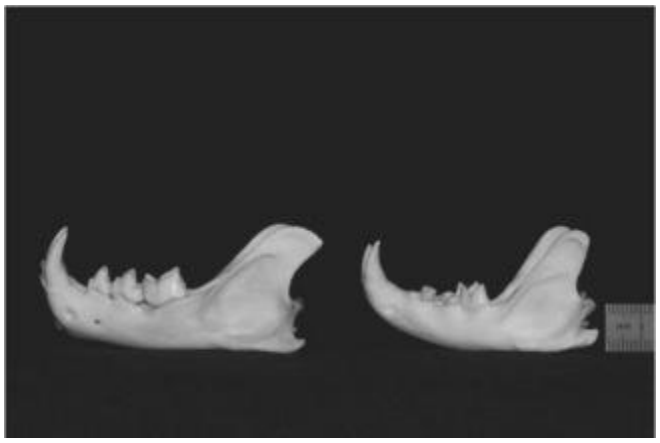


Fig. 69

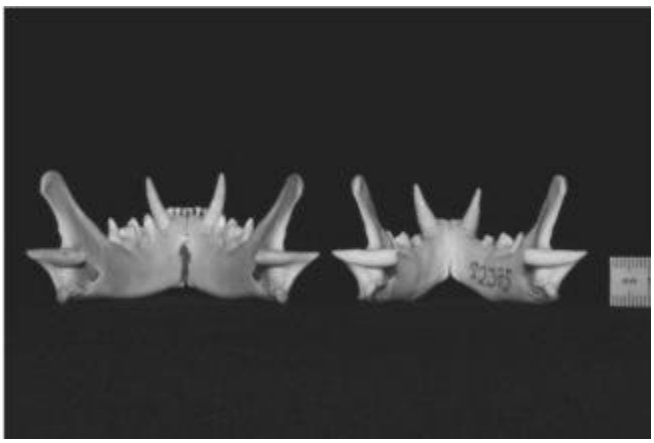


Fig. 70

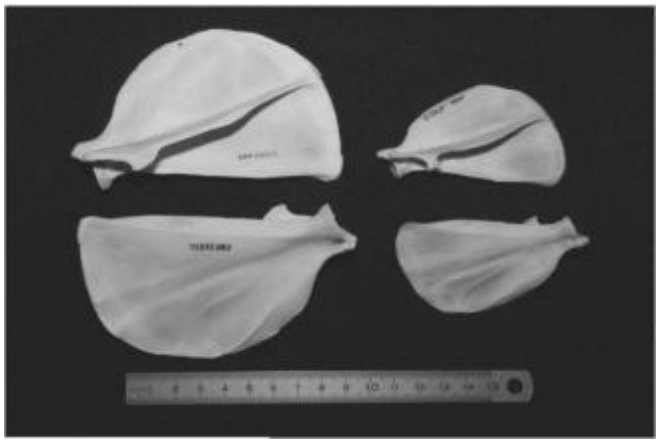


Fig. 71

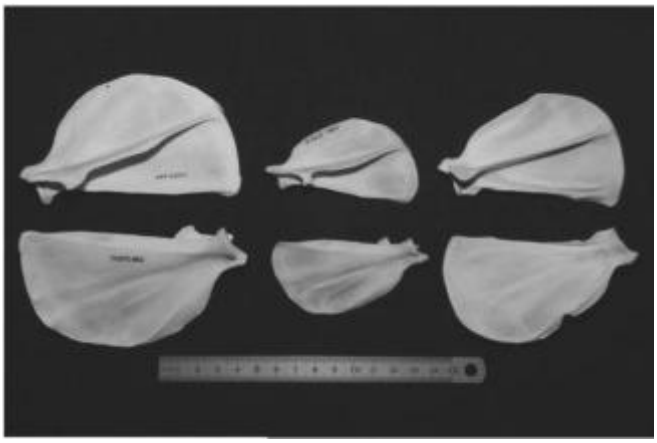


Fig. 72



Fig. 73



Fig. 74



Fig. 75



Fig. 76

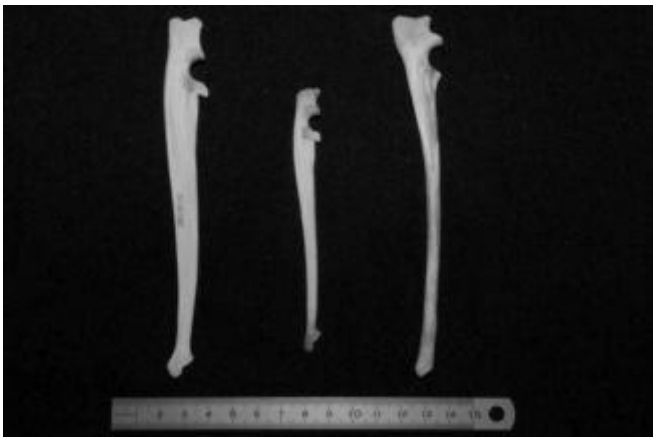


Fig. 77

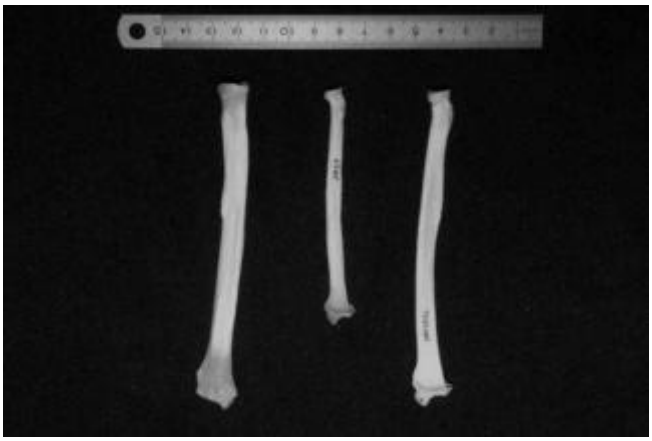


Fig. 78



Fig. 79



Fig. 80



Fig. 81



Fig. 82



Fig. 81



Fig. 82

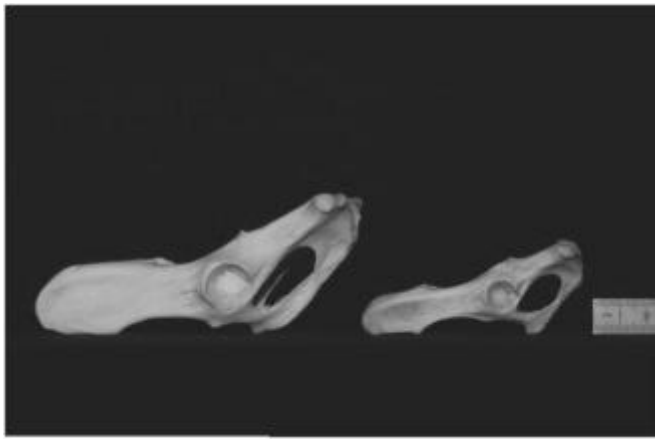


Fig. 83

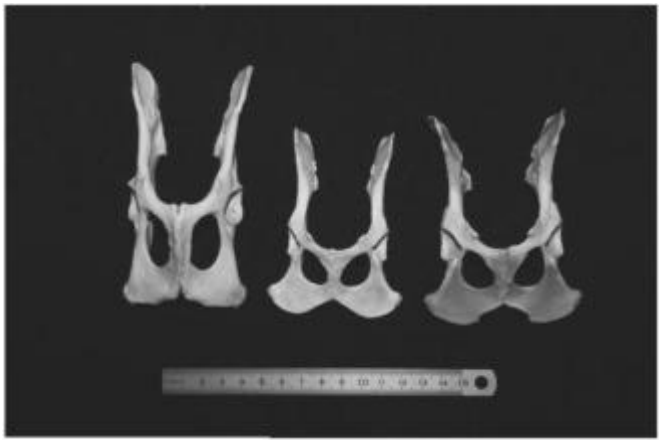


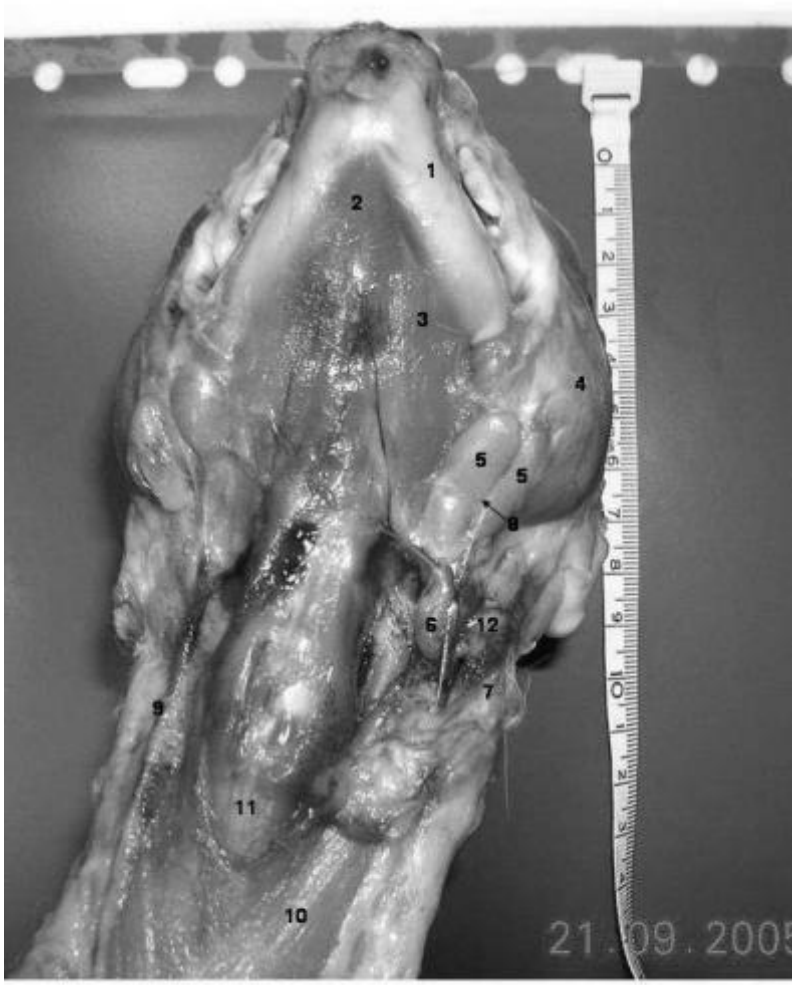
Fig. 84

ANEXO V. ESQUEMAS



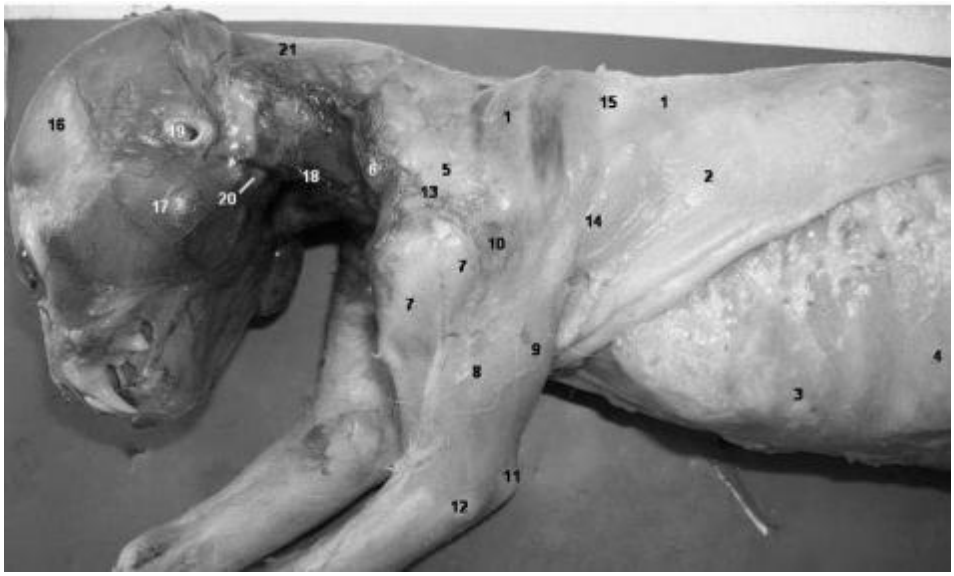
Aspecto rostral de la cavidad oral abierta de un lince ibérico subadulto macho

1. Philtrum (trufa)
2. Incisivos superiores derechos
3. Canino superior derecho
4. Premolar 1 superior izquierdo
5. Premolar 2 superior izquierdo
6. Palador duro con surcos palatinos
7. Paladar blando
8. Arco palatogloso
9. Raíz de la lengua
10. Surco central de la lengua
11. Papilas filiformes
12. Cuerpo de la lengua
13. Ángulo de la boca



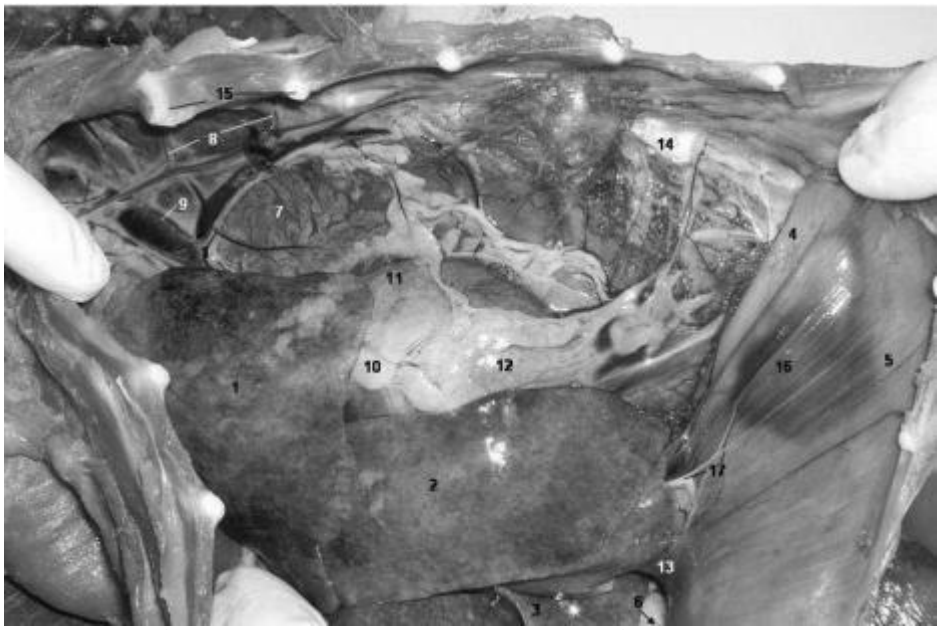
Aspecto ventral de la región cervical de un cachorro de lince ibérico

1. Cuerpo de la mandíbula
2. Musculo milohioideo
3. Músculo digástrico
4. Músculo masetero
5. Gánglio mandibular
6. Glandula salivar mandibular
7. Vena maxilar
8. Vena facial
9. Vena yugular externa
10. Musculo esternomastoideo y Músculo esterno-occipital (M. esternocefálico)
11. Músculo esternohioideo
12. Gándula parótida



Aspecto lateral de la mitad craneal izquierda de un lince ibérico macho de 2 meses

1. M. trapecio
2. M.latissimus dorsi
3. M. pectoralis profundus
4. M. obliquus externus abdominis
5. M.omotransversarius
6. M. cleidocephalicus (cortado)
7. M. deltoideus
8. M. triceps brachii (cabeza lateral)
9. M. triceps brachii (cabeza larga)
10. Acromion
11. Olecranon
12. Epicóndilo lateral del húmero
13. Ganglio linfático superficial cervical
14. M. serratus ventralis (profundo)
15. Escápula
16. M. temporali
17. M. masetero
18. Vena yugular externa
19. Canal auditivo (pabellón auricular retirado)
20. Glándula salivar



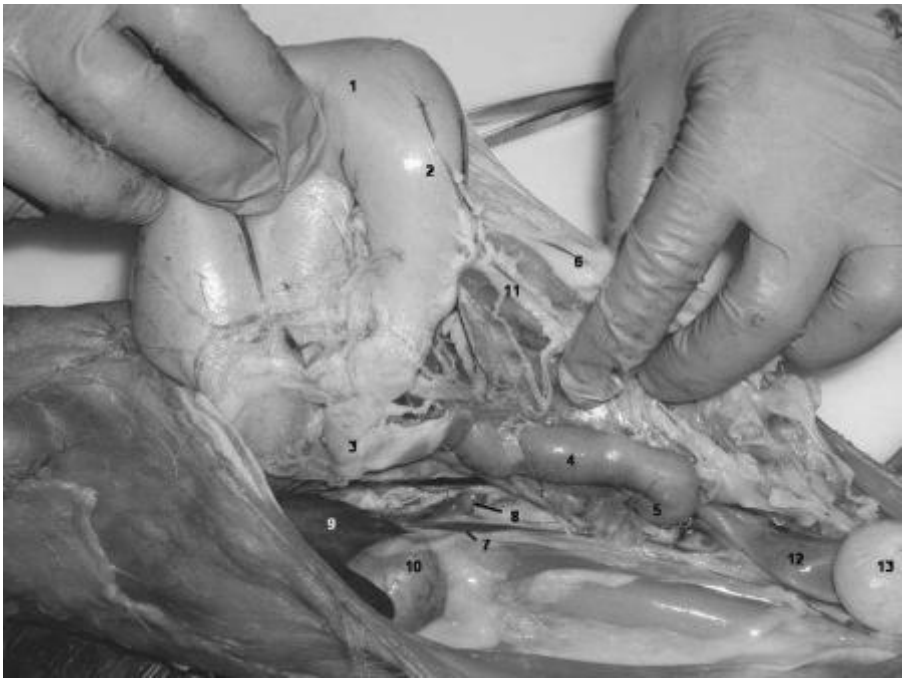
Aspecto del hemitórax derecho abierto de un lince ibérico macho adulto en decúbito supino. Se han cortado y separado las costillas.

1. Lóbulo craneal del pulmón derecho (con nodulaciones)
2. Lóbulo medio derecho
3. Lóbulo caudal derecho
4. Diafragma pars esternal
5. Diafragma pars costal
6. Receso costodiafragmático
7. Pleura mediastínica
8. Venas intercostals
9. Vena cava cranial
10. Aurícula derecha
11. Ventrículo derecho
12. Ventrículo izquierdo
13. Foramen de la vena cava caudal
14. Esternón
15. Costillas
16. Mancha correspondiente a la zona de contacto de la vesícula biliar
17. Nervio frénico derecho



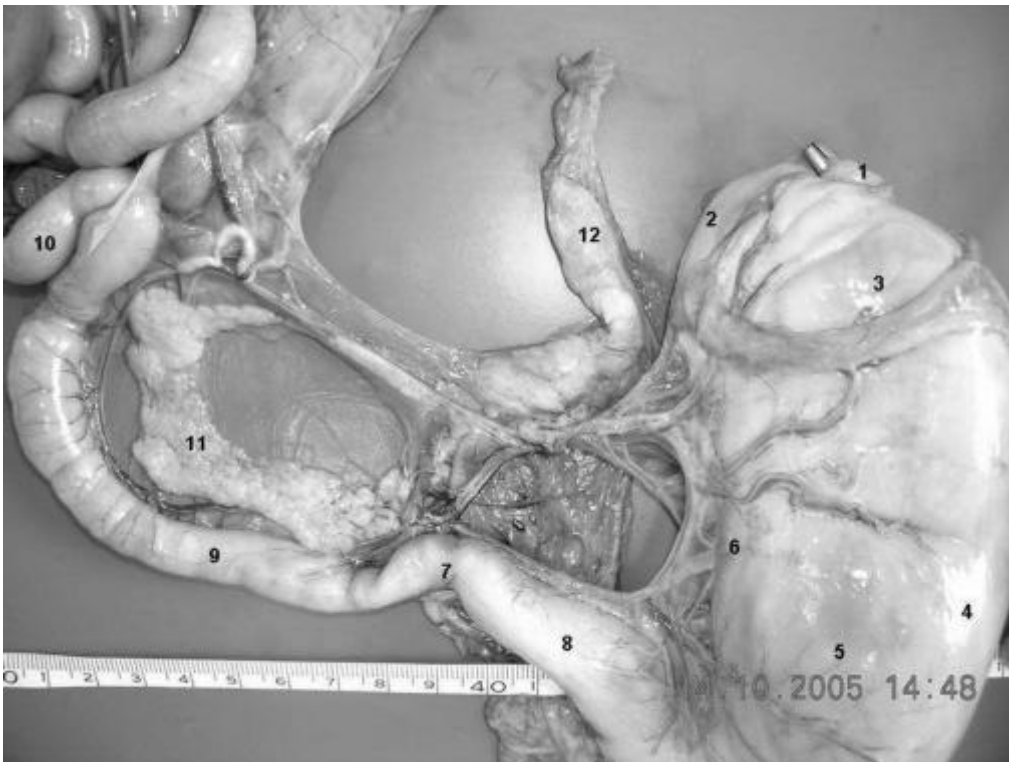
Aspecto ventral del abdomen abierto de un lince ibérico de 2 meses. Nótese la esplenomegalia y el estómago distendido.

1. Diafragma (abierto parcialmente)
2. Proceso xifoide del esternón
3. Lóbulo medial derecho del hígado
4. Lóbulo medial izquierdo del hígado
5. Lóbulo lateral izquierdo del hígado
6. Lóbulo cuadrado del hígado
7. Bazo
8. Curvatura mayor del estómago
9. Omento mayor
10. Duodeno (cubierto de omento)
11. Yeyuno
12. Vesícula biliar
13. Cavidad torácica (a través del diafragma abierto)



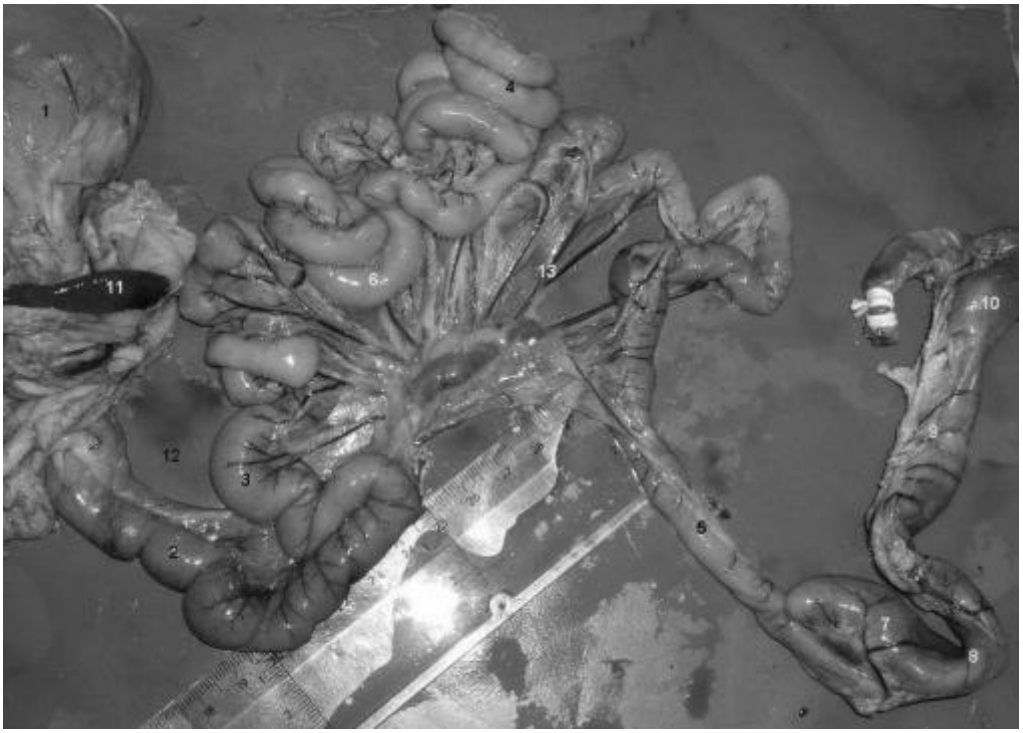
Aspecto lateral del abdomen abierto de un lince ibérico macho adulto. Se ha levantado el estómago y el omento para visualizar el lado derecho.

1. Estómago
2. Antro pilórico
3. Píloro
4. Duodeno descendente
5. Duodeno ascendente
6. Omento
7. Vena cava caudal
8. Vena renal
9. Lóbulo caudado del hígado
10. Riñón derecho
11. Yeyuno (detrás del omento)
12. Colón descendente
13. Vejiga de la orina



1. Esófago (con pinza)
2. Cardias
3. Fundus
4. Curvatura mayor
5. Cuerpo
6. Curvatura menor
7. Píloro
8. Antro pilórico
9. Duodeno descendente
10. Duodeno ascendente
11. Lóbulo derecho del páncreas
12. Lóbulo izquierdo del páncreas

Estómago, páncreas y parte del intestino delgado de un lince ibérico caquéctico. La ausencia de grasa permite identificar más fácilmente las estructuras.



1. Estómago
2. Duodeno descendente
3. Duodeno ascendente
4. Yeyuno
5. Ileon
6. Ganglios mesentéricos (aumentado)
7. Ciego
8. Colon ascendente
9. Colon transverso
10. Colon descendente
11. Bazo
12. Páncreas (lóbulo derecho)
13. Arterias y venas mesentéricas

Paquete gastrointestinal extraído y desplegado de un lince ibérico.



Aspecto caudal del hígado de un lince ibérico adulto

1. Borde dorsal del hígado
2. Vesícula biliar (distendida)
3. Vena porta
4. Lóbulo medial derecho
5. Lóbulo medial izquierdo
6. Lóbulo cuadrado
7. Lóbulo lateral izquierdo
8. Lóbulo caudado (con proceso caudado y proceso papilar)
9. Lóbulo lateral derecho



Sección frontal del riñón de un lince ibérico adulto

1. Corteza con radios medulares
2. Médula
3. Cresta
4. Pelvis renal
5. Arterias y venas interlobares
6. Sinus
7. Grasa
8. Híleo



Aspecto dorsal de los pulmones extraídos de un lince ibérico

1. Tráquea
2. Lóbulo craneal derecho
3. Lóbulo medio derecho
4. Lóbulo caudal derecho
5. Lóbulo craneal izquierdo
6. Lóbulo caudal izquierdo

Anexo 20. LISTADO COMPROBACIÓN MUESTRAS MÍNIMO

ID CAD:
ID EXT:

Conservación	4-8 °C	-20 °C		T amb	-20°C
Medio	MTB	Sin medio	Sin medio	FORMOL 10%	S.M.
Destino	MNCNM	EBD	CAD (Dx/µ/Parásito)	CAD	CAD Conservación
Adrenales					
Bazo		En seco / OCT	PCR S.M. (DX)		
Corazón					
Diafragma					
Encéfalo					
Ecto/Endoparásitos					
Esófago					
Estómago					
Ganglio bronquial/ mediastínico					
Ganglio mesentérico			PCR S.M. (DX)		
Ganglio poplíteo					
Gg retro faríngeo/ mandibular					
Ganglio axilar					
Glándula perianal					
Heces	En seco		En seco (Parásito)		
Hígado	En seco		Micro		
Hipófisis					
Hueso con médula ósea			Extraer médula ósea y poner en EDTA (DX)		
Intestino delgado			Trozo a micro		
Intestino grueso			Raspado S.M Dx		
Lengua					
Médula espinal					
Mucosa oral					
Músculo (Cuádriceps femoral)	Alcohol 70% / MTB		Etanol 70% (Dx)		
Nervio ciático					
Ojo					
Omento					
Orina	Sin medio				
Páncreas					
Párpado					
Pelo	En seco				
Piel	Desinfectar con alcohol y quitar todo el pelo	(Toda la piel)			
Pulmón			Micro/ Genética		
Ovario (prioridad BRBs)	PBs antibióticos				

Conservación	4-8 ºC	-20 ºC		T amb	-20ºC
Medio	**MTB**	**Sin medio**	**Sin medio**	**FORMOL 10%**	**S.M.**
Destino	**MNCNM**	**EBD**	**CAD (Dx)/µ**	**CAD**	**CAD Conservación**
Riñón			Micro/ Genética **Dx**		
Sangre EDTA	EDTA	EDTA	EDTA (Dx) **Coágulo!**		
Sangre HEP	HEP				
Suero					
Testículo con epidídimo	-Adulto:S.M. -Joven: PBS antibióticos				
Timo					
Tiroides/para tiroides					
Tonsilas					
Tráquea					
Vejiga, uréter, uretra					
Cordón umbilical					
Placenta					
Grasa perivisceral					
AORTA (Inicial, media y final)					
Parótida					
Torunda ocular					
Bíceps braquial					
Bíceps femoral					
Ectoparásitos Zoo Jerez					

MNCNM

- Se considera ejemplar joven aquel con menos de un año de edad para la toma de muestra de testículos.

CAD

- Riñón coger sólo para ejemplares de vida libre.
- Pulmón coger sólo para ejemplares de vida libre
- Hueso con M.O. no coger en cachorros

EBD :

- Tomar muestras en tubos falcon de 50 ml.