



Manual de Necropsias de Lince Ibérico

**Documento elaborado por el Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios
del Lince Ibérico**

Cuarta edición: agosto del 2008

BORRADOR

Este manual es la cuarta edición, versión revisada, del documento inicial con fecha de agosto del 2004 elaborado por el Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios del Lince Ibérico (GAAS), grupo de trabajo del Comité de Cría del Lince Ibérico.

Este documento ha de citarse del siguiente modo: Martínez, F; Molina, I; Roldan, E; León, T; Pérez, M.J; López, G;; Zorilla, I; Muñoz, A; Martínez, C y Peña, L. 2008. Manual de Necropsias del Lince Ibérico. Programa de Conservación Ex Situ del Lince Ibérico, Ministerio de Medio Ambiente, 47 pp (www.lynxexsitu.es)

Autores

Fernando Martínez Sánchez
Centro de Cría en Cautividad de Lince Ibérico El Acebuche.
Espacio Natural Doñana
21760 Matalascañas (Huelva), España
Tel.+34. 959506170
Email: centrolincefm@oapn.mma.es

Isabel Molina Prescott
Red Andaluza Centros de Recuperación de Especies Amenazadas
Egmasa-Consejería de Medio Ambiente
Johan G. Gutenberg s/n, Isla de La Cartuja
41092 Sevilla, España
Tel. +34.955044907
Email: imolina@egmasa.es

Dr. E.R.S. Roldan
Museo Nacional de Ciencias Naturales (CSIC)
C./Jose Gutiérrez Abascal 2
28006Madrid , España
Tel. +34. 91-411-1328, ext.1245
E-mail: roldane@mncn.csic.es

Dra. Trinidad León Quinto
Universidad Miguel Hernández
Instituto de Bioingeniería
Avda. de la Universidad s/n
03202 Elche (Alicante), España
Email: trini.leon@umh.es

Maria José Perez Aspa
Centro de Cría en Cautividad de Lince Ibérico La Olivilla
Ctra. Nac IV, Km 257
23213 Santa Helena, Jaén
Email: mjperez@egmasa.es

Guillermo López Zamora
Egmasa-Consejería de Medio Ambiente
Johan G. Gutenberg s/n, Isla de La Cartuja
41092 Sevilla, España
Tel. +34.955044907
Email: guiloza@gmail.com

Dra. Irene Zorrilla
Centro de Análisis y Diagnóstico
C/ Lope de Vega, nº9
29010 Málaga
Tlf. +34. 951924843
Email: izorrilla@egmasa.es

Alvaro Muñoz
Centro de Análisis y Diagnóstico
C/ Lope de Vega, nº9
29010 Málaga
Tlf. +34.951924843
Email: pedrega73@yahoo.es

Cristina Martínez Granados
Espacio Natural Doñana
Centro Administrativo Acebuche
21760 Matalascañas
Huelva
Tel. +34.959439626
Email: cristina.martinez.granados.ext@juntadeandalucia.es

Dra. Laura Peña
Laboratorio de Anatomía Patológica
Hospital Clínico Veterinario
Depart. de Medicina y Cirugía Animal
Facultad de Veterinaria, Ciudad Universitaria
28040 Madrid
Tlf. +34.913943740
Email: laurape@vet.ucm.es

INDICE

0. INTRODUCCIÓN.....	4
1. RECOGIDA, CONSERVACIÓN Y TRANSPORTE DE CADAVERES	4
2. PROTOCOLO DE NECROPSIA	5
2.1. HISTORIAL CLÍNICO	5
2.2. EXAMEN EXTERIOR DEL CADÁVER Y SEPARACIÓN DE LA PIEL	5
2.3. APERTURA DEL CADÁVER	6
2.3.1. Apertura de la cavidad abdominal	
2.3.2. Apertura de la cavidad torácica	
2.4. EVISCERACIÓN	7
2.4.1. Evisceración de la cavidad abdominal	
2.4.2. Evisceración de la cavidad torácica	
2.4.3. Extracción del encéfalo	
2.5. EXAMEN DE VÍSCERAS	
2.5.1. Cardiorrespiratorio	
2.5.2. Gastrointestinal	
2.5.3. Genitourinario	
2.5.4. Musculoesquelético	
2.5.5. Encéfalo	
2.6. EXAMEN DE RESTOS OSEOS DONDE NO SEA POSIBLE REALIZAR UNA NECROPSIA COMPLETA	8
3. TOMA DE MUESTRAS.....	9
3.1. Muestras de tejidos con destino a la Facultad de Veterinaria de Madrid y al Centro de Análisis y Diagnóstico para histología.....	10
3.2. Muestras con destino al Clinical Laboratory para analisis de enfermedades infecciosas.....	11
3.3. Muestras con destino al Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid para banco de recursos biológicos.....	11
3.4. Muestras con destino a la Universidad Miguel Hernández para banco de recursos biológicos.....	11
3.5. Muestras con destino al Laboratorio de Biología molecular para estudios genéticos.....	12
4. ENVIO DE MUESTRAS	

ANEXOS

Anexo I.	Material necesario para la necropsia	14
Anexo II.	Ficha de necropsia	15
Anexo III.	Listado de comprobación de muestras.....	21
Anexo IV.	Conservación de restos para la colección zoológica.....	23
Anexo V.	Imágenes.....	24
	- Relación de figuras.....	24
	- Figuras.....	27
	- Esquemas.....	40

0. INTRODUCCIÓN

Los objetivos de la necropsia de un lince ibérico son:

- obtener la información para determinar la causa y las circunstancias de la muerte.
- la recolección de muestras para estudios genéticos, de agentes infecciosos y bancos de recursos biológicos (BRB).
- la conservación de los restos del cadáver (piel y esqueleto).

Para alcanzar estos objetivos la necropsia debe ser especialmente ordenada, sistemática y completa. 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 haciéndola, otra recogiendo las muestras, y otra tomando notas. Todos los hallazgos y lesiones en consideración serán fotografiados con una escala.

1. RECOGIDA, CONSERVACIÓN Y TRANSPORTE DE CADÁVERES

Los cadáveres deben ponerse en refrigeración lo antes posible.

En animales de vida libre la recogida del cadáver debe realizarse de manera inmediata tras el aviso de la aparición de un lince muerto; del tiempo que se tarde en refrigerar y trasladar al laboratorio dependerá la calidad de la información y las muestras que obtengamos. Lo ideal es que el cadáver sea levantado y precintado por un agente de medio ambiente u otro agente de la autoridad, con el procedimiento establecido por la Consejería de Medio Ambiente en el plan de lucha frente al uso de cebos envenenados, acompañado de un acta de levantamiento donde se anote: 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 transporte.

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) y si se conoce el procedimiento se deben extraer los testículos lo antes posible y mantenerse en refrigeración durante el transporte. En el caso de las hembras se debe esperar a la llegada a la sala de necropsias para proceder a extraer los ovarios.

El cadáver debe transportarse preferiblemente en un recipiente isoterma en refrigeración, dentro de una bolsa de plástico y rodeado de bolsas de hielo o acumuladores de frío. Nunca debe congelarse.

Se debe llamar de inmediato al equipo veterinario y al teléfono de guardia del Centro de Análisis y Diagnóstico, 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.

2. PROTOCOLO DE NECROPSIA

2.1 HISTORIAL CLÍNICO

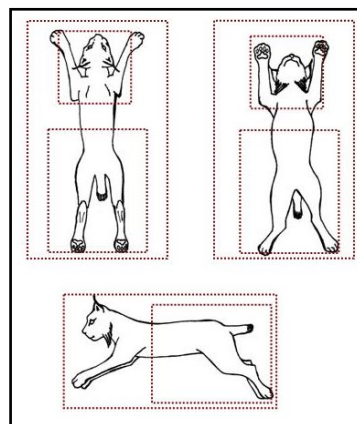
Recoger toda la información posible de la procedencia del animal (paraje, término municipal), circunstancias (hora y día en que se encontró, posición del cadáver, etc.) y cualquier otra información (anestesia, análisis previos si los hubiera, inyectables administrados, etc.) que se considere relevante 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 (mirar anexo).

2.2 EXAMEN EXTERIOR DEL CADAVER Y SEPARACIÓN DE LA PIEL

En animales identificados con microchip comprobar su presencia mediante lector.

Todo cadáver debe ser radiografiado para la búsqueda de posibles lesiones (fracturas o masas que pudieran pasar desapercibidas en la necropsia), o para la localización de perdigones o microchip. La radiografía debe incluir como mínimo una radiografía ventrodorsal y otra laterolateral de la mitad craneal y de la mitad caudal del cuerpo. Cuando se considere necesario se podrán realizar radiografías adicionales o de otras partes del cuerpo.

Todo 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 (de 1-caquéctico- a 5 –obeso) 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 decíduas, piezas definitivas, fracturas, presencia de sarro). También se examinarán minuciosamente los ojos y orejas.

Idealmente en machos adultos los testículos deben retirarse del cadáver lo antes posible, incluso en el campo, y guardarse en refrigeración para los bancos de recursos biológicos. Si todavía no han sido extraídos, ya en la sala de necropsias 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 y guardarlos en refrigeración en los medios adecuados, pero al tener que abrir la cavidad abdominal su extracción se realizará en la sala de necropsias.

En hembras se examinarán 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.

2.3 APERTURA DEL CADAVER

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.

2.3.1 Apertura de la cavidad abdominal

Realizar sección de la musculatura abdominal 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; registrar volumen, color y consistencia).

A continuación se realizará incisión en el diafragma desde la cavidad abdominal para comprobar la presión negativa de la cavidad torácica.

2.3.2 Apertura de la cavidad torácica

Cortar las uniones costocondrales 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.

2.4 EVISCERACION

2.4.1 Evisceración de la cavidad abdominal

Cortar el esófago unos centímetros antes del hiato esofágico (se puede hacer una ligadura para evitar que salga el contenido). Separar el bazo. Retirar el estómago y el intestino como una unidad. Dejar el páncreas unido al intestino. Cortar la unión con el recto después de hacer una ligadura. Extraer el hígado . Extraer adrenales, riñones, uréteres y 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.

2.4.2 Evisceración de la cavidad torácica

Revisar de nuevo la cavidad oral ante posibles lesiones (úlceras, heridas, nodulaciones, etc.). A continuación se extrae la lengua mediante dos incisiones en la base de la lengua y cortes de las ramas del hueso hioides. Observar las tonsilas y ganglios regionales (mandibulares y retrofaríngeos). A continuación se extraerá en bloque la lengua, laringe, faringe, tráquea, esófago, pulmones y corazón.

2.4.3 Extracción del encéfalo

Para examinar y extraer el encéfalo se separará el cráneo de la columna vertebral desarticulando por la articulación occipitoatlantoidea. Se retirará la musculatura parietal para que quede visible la zona dorsocaudal 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. Examinar la hipófisis “in situ”.

2.5 EXAMEN DE VÍSCERAS

2.5.1 Cardiorespiratorio

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 aurículoventriculares y semilunares. Examinar los grandes vasos.

2.5.2 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 el bazo y se pesará.

2.5.3 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.

2.5.4 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).

2.5.5 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.

2.6 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 autólisis. 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 sylvestris*) y perro (*Canis canis*).

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 70°, etiquetándolos con la fecha y hora de la toma de muestra. Si están muertas, conservar en etanol 70°.
 - Si existen en el cadáver varias zonas con masas larvarias, tomar muestras por separado.
 - Pupas: Una parte en etanol 70° y otra en un bote con transpiración en espera de eclosión. Etiquetarlo con fecha y hora de la toma de muestra.
 - Adultos: Etanol 70°.

3. 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, cómo se conservarán, y la forma de realizar los envíos a los diferentes laboratorios.

3. 1. Muestras de tejidos con destino a la Facultad de Veterinaria de Madrid (FVM) y al Centro de Análisis y Diagnóstico (CAD) 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

3. 2 Muestras con destino al Clinical Laboratory, Zürich (CL) 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.

3.3 Muestras con destino al Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid (MNCNM) para banco de recursos biológicos.

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.

3.4 Muestras con destino a la Universidad Miguel Hernández, Alicante (UMH) para banco de recursos biológicos

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 <u>sin abrir</u> . 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 <u>sin abrir</u> . 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

3.5 Muestras con destino al laboratorio de Biología Molecular, Estación Biológica de Doñana, Sevilla (EBD) 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

4. ENVIO DE MUESTRAS

- MNCN-Madrid**

Todas las muestras serán transportadas en refrigeración, en caja estanca de porexpan con acumulador a -20°C, con precaución de que el acumulador no toque directamente las muestras.

Dirección de envío:

Dr. E.R.S. Roldan
Museo Nacional de Ciencias Naturales (CSIC)
C/ Jose Gutiérrez Abascal, 2
28006-Madrid

- **UMH-Alicante**

Todas las muestras serán transportadas en refrigeración, en caja estanca de porexpan con acumulador a -20°C, con precaución de que el acumulador no toque directamente las muestras.

Dirección de envío:

Dra. Trinidad León
Universidad Miguel Hernández
Instituto de Bioingeniería (Edificio Vinalopó)
Avda de la Universidad s/n
03202 Elche (Alicante)

- **EBD-Sevilla**

Todas las muestras se conservarán en congelación (-20°C) hasta su recogida por parte de la EBD.

- **CL-Zürich**

Todas las muestras se conservarán en congelación (-80°C) hasta su envío, en caja estanca de porexpan con nieve carbónica y/o acumuladores de frío a -80°C.

Dirección de envío:

Dr. Hans Lutz
Clinical Laboratory
Faculty of Veterinary Medicine
University of Zürich
Winterthurerstr. 260
CH-8057 Zurich

Anexo I. Material necesario para la necropsia.

- Instrumental
 - o Hojas de bisturí
 - o Mangos de bisturí
 - o Cuchillos de cocina
 - o Mosquitos
 - o Tijeras
 - o Pinzas
 - o Sierra de marquetería
 - o Podadora
 - o Rasuradota
- Fungible
 - o Gasas
 - o Hilo de sutura con aguja
 - o Formol 10% tamponado
 - o Solución PBS
 - o Solución MTB
 - o Solución OCT
 - o Alcohol 70%
 - o Botes de plástico (estériles y no estériles)
 - 50 cc
 - 100 cc
 - 500 cc
 - o Guantes de látex
 - o Escobillones estériles sin medio de transporte
 - o Escobillones estériles con medio de transporte
 - o Tubos de sangre para separación de suero
 - o Tubos de sangre con EDTA
 - o Tubos de sangre con heparina litio
 - o Portas
 - o Bolsas de autocierre
 - o Agujas
 - o Jeringas
 - o Bolsas de plástico
- Envíos de muestras
 - o Cajas de porexpan
 - o Acumuladores de frío
 - o Cinta adhesiva
- Otro material
 - o Cámara fotográfica
 - o Pie de foto con regla
 - o Cinta métrica para morfometría
 - o Lector de microchips

Anexo II. 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:				

CONDICIÓN GENERAL (*condición física, apariencia externa del cadáver,...*)**PIEL** (*ectoparásitos, heridas, fauna necrófaga...*)**MUCOSAS, APERTURAS NAALES 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:

Aurícula izquierda:

Ventrículo derecho:

Ventrículo izquierdo:

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 corteza ____ mm
peso I ____ g /// ancho médula ____ mm /// ancho corteza ____ 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 III. LISTADO DE COMPROBACIÓN DE MUESTRAS

Conservación	4-8 °C	4-8 °C	4- 8 °C	-20°C	Tª amb	Tª amb	4- 8 °C	Tª amb
Medio	MTB	PBS con Antibiót.	Sin medio	Sin medio	FORMOL 10%	FORMOL 10%	Fresco para micro	Otros
Destino	MNCNM	UMH	CL	EBD	CAD	FVM	CAD	CAD
Adrenales								
Bazo				En seco o en OCT				
Corazón								
Diafragma								
Ectoparásitos								Sin medio
Encéfalo								
Endoparásitos								Sin medio
Esófago								
Estómago								
Gg.bronquial/mediastínico								
Gg. mesentérico								
Gg. poplíteo								
Gg.retrofaringeo/mandibular								
Gg.axilar								
Glándula perianal								
Heces	En seco	En seco						Sin medio
Hígado	En seco							
Hipofisis								
Hueso con médula ósea		Extraer médula y poner en He-Li.						
Intestino delgado		Formol						
Intestino grueso		Formol						
Lengua								
Médula espinal								
Mucosa oral								
Músculo	En MTB y alcohol 70º							Etanol 70º
Nervio ciático								
Ojo								
Omento								
Orina	Sin medio	Sin medio					Estéril	
Páncreas								
Párpado								
Pelo	En seco							
Piel	Desinfectar con alcohol	Desinfectar con alcohol						
Pulmón								
Ovario (prioridad para los BRBs)	PBS con antibiótico							

Conservación	4-8 °C	4-8 °C	4- 8 °C	-20°C	Tª amb	Tª amb	4- 8 °C	Tª amb
Medio	MTB	PBS con Antibiót.	Sin medio	Sin medio	FORMOL 10%	FORMOL 10%	Fresco para micro	Otros
Destino	MNCNM	UMH	CL	EBD	CAD	FVM	CAD	CAD
Riñón								
Sangre EDTA			Prioritario					
Sangre Heparina								
Suero			Prioritario					
Testículo (prioridad para los BRBs)	Adulto sin medio/Joven PBS con antibióticos							
Tímo								
Tiroides/Paratiroides								
Tonsilas								
Tráquea								
Vejiga u., uréter, uretra								

- Las muestras de órganos pares se recogen en recipientes diferentes (lado derecho y lado izquierdo).

ANEXO IV. 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 V. IMAGENES

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 porexpan 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 (longitud corporal, longitud de la cola, altura de la cruz, longitud del tarso, perímetro torácico y longitud de la oreja).
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 *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 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 decídua, 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 realiza un primer corte del hueso por detrás de las fosas orbitales.
26. A continuación se realizan dos cortes laterales siguiendo una línea del foramen mágnam 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 nemátodos en la luz intestinal.
40. Pequeñas úlceras en la mucosa del estómago.
41. Observación de glándulas adrenales. Riñón izquierdo disminuido y riñón derecho aumentado de tamaño.
42. Aspecto de los riñones de un ejemplar caquético y anémico.
43. Una mordedura causó la congestión y hemorragia subcapsular del riñón derecho de un cachorro.
44. Adrenalitis granulomatosa. Sección de glándulas adrenales mostrando granulomas tuberculosos (infección por *Mycobacterium bovis*).
45. Petequias en la vejiga urinaria.
46. Cistitis hemorrágica crónica en un ejemplar geriátrico.
47. Aspecto de la musculatura de la extremidad posterior de un animal con caquexia avanzada.
48. Abordaje medial en el muslo para acceder al nervio ciático y al fémur.
49. Acceso al nervio ciático.
50. Acceso al fémur para tomar muestra de médula ósea.
51. Para cortar el fémur emplear un costotomo, tijera de poda o similar. Para estudios histopatológicos se toma un fragmento de hueso con médula ósea.
52. Una vez separado el fémur se puede emplear un escobillón estéril para ayudarnos en la extracción de la médula ósea. Para banco de recursos biológicos se extrae la médula ósea que se introduce en un tubo con heparina lito.
53. Para obtener muestras de sangre podemos emplear la punción cardiaca o la de la vena cava caudal.
54. Para examinar las articulaciones se puede realizar en la articulación coxofemoral o en la rodilla.
55. 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.
56. 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.
57. 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.

58. En las necropsias de cachorros prestar especial atención a la presencia de anomalías congénitas, procesos traumáticos o procesos infecciosos (septicemias).
59. 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.
60. 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.
61. Aspecto lateral de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
62. Aspecto frontal de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
63. Aspecto dorsal de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
64. Aspecto ventral de un cráneo de lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
65. Aspecto dorsal de un cráneo de lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
66. Aspecto caudal de un cráneo de lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
67. Aspecto lateral de la mandíbula de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
68. Aspecto caudal de la mandíbula de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
69. 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.).
70. 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.).
71. Aspecto lateral del húmero derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
72. Aspecto craneal del húmero derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
73. 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.
74. Aspecto medial del cúbito derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
75. Aspecto lateral del cúbito derecho de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
76. 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.).
77. Aspecto craneal del fémur izquierdo de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
78. Aspecto caudal ligeramente girado lateralmente del fémur izquierdo de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
79. Aspecto caudal ligeramente girado medialmente del fémur izquierdo de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
80. 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.
81. Aspecto lateral de la tibia derecha de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
82. Aspecto caudal de la tibia derecha de un lince ibérico (izq.), de un gato montés (centro) y de un perro (der.).
83. Aspecto lateral de la pelvis de un lince ibérico (izq.) y de un gato montés (der.).
84. 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.

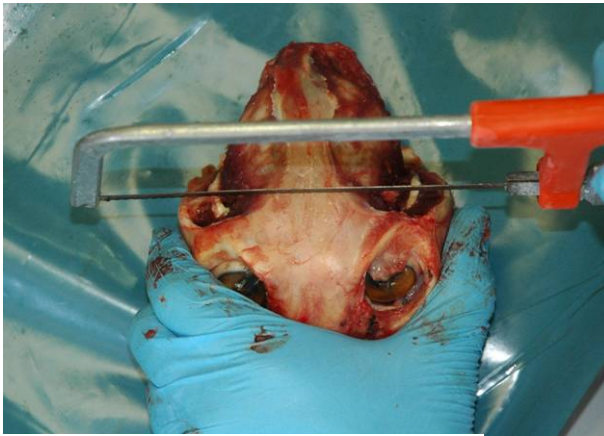


Foto 25.

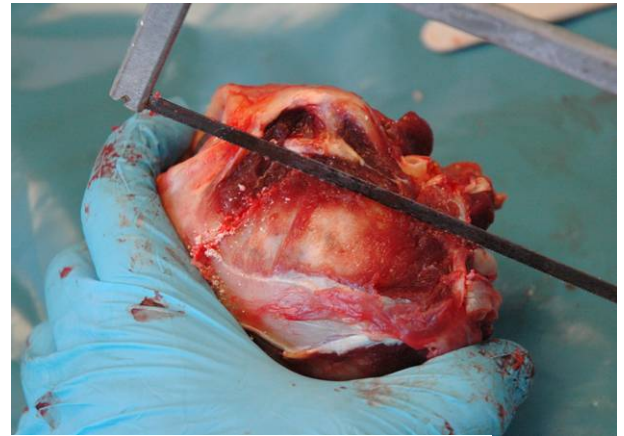


Foto 26.



Foto 27.



Foto 28.



Foto 29.



Foto 30.



Foto 31.



Foto 32.

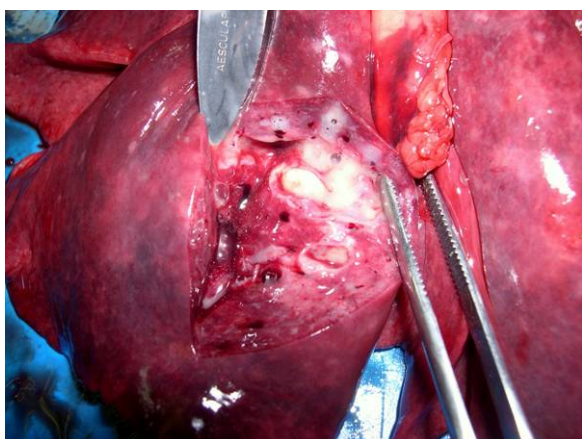


Foto 33.

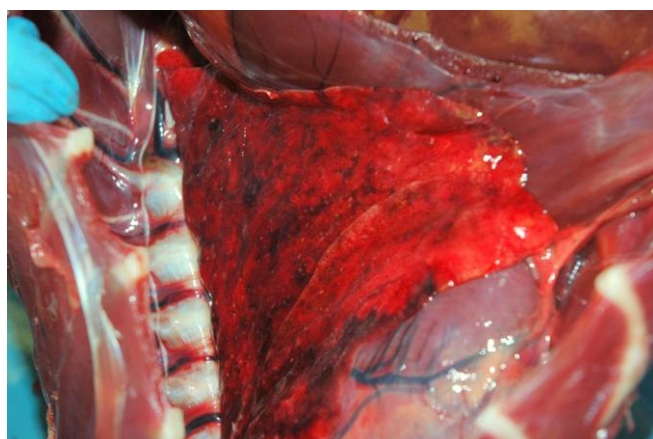


Foto 34.

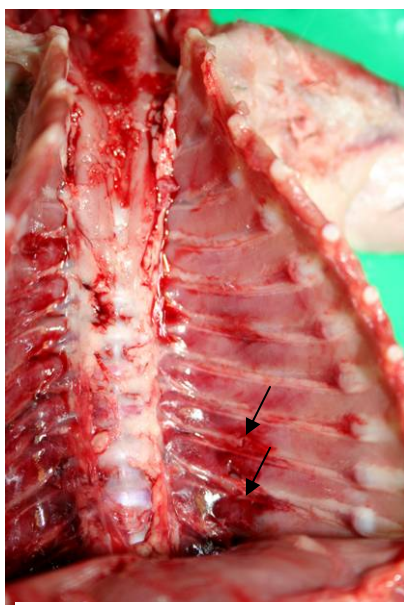


Foto 35.



Foto 36.



Foto 37.



Foto 38.



Foto 39.



Foto 40.

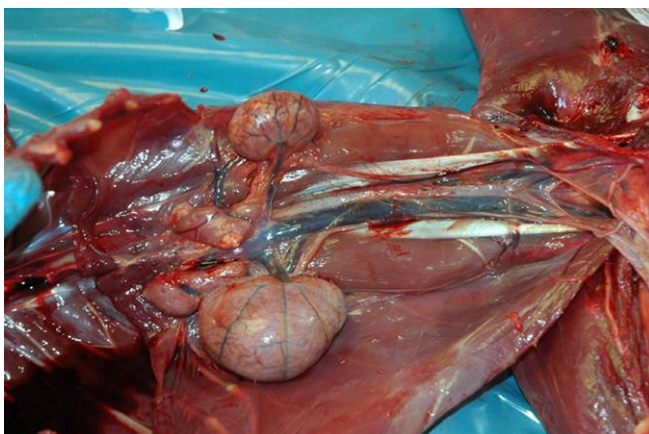


Foto 41.



Foto 42.



Foto 43.



Foto 44.



Foto 45.



Foto 46.



Foto 47.



Foto 48.



Foto 49.



Foto 50.

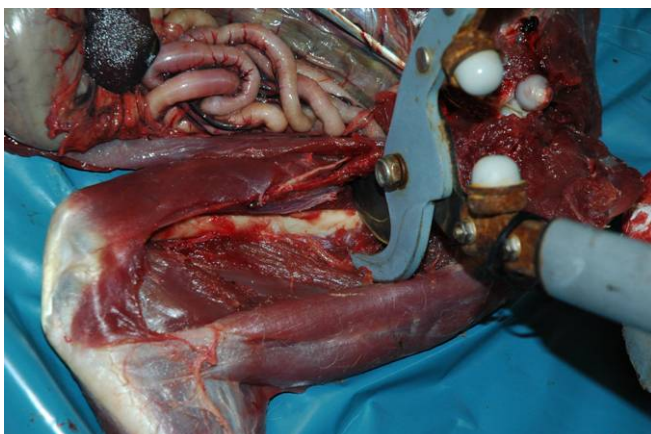


Foto 51.



Foto 52.



Foto 53.



Foto 54.



Foto 55.



Foto 56.



Foto 57.



Foto 58.

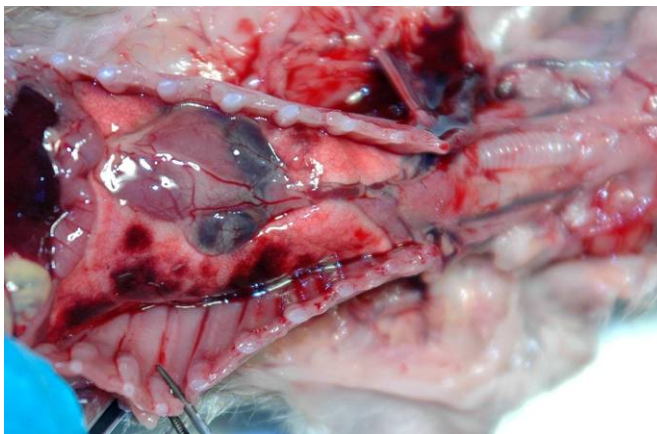


Foto 59.



Foto 60.



Fig. 61



Fig. 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

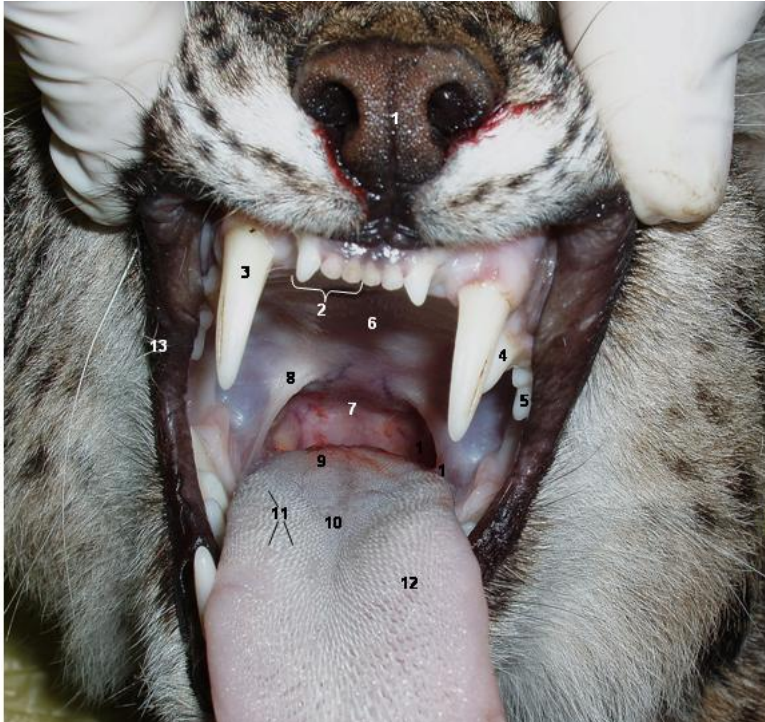


Fig. 83



Fig. 84

ANEXO V. ESQUEMAS



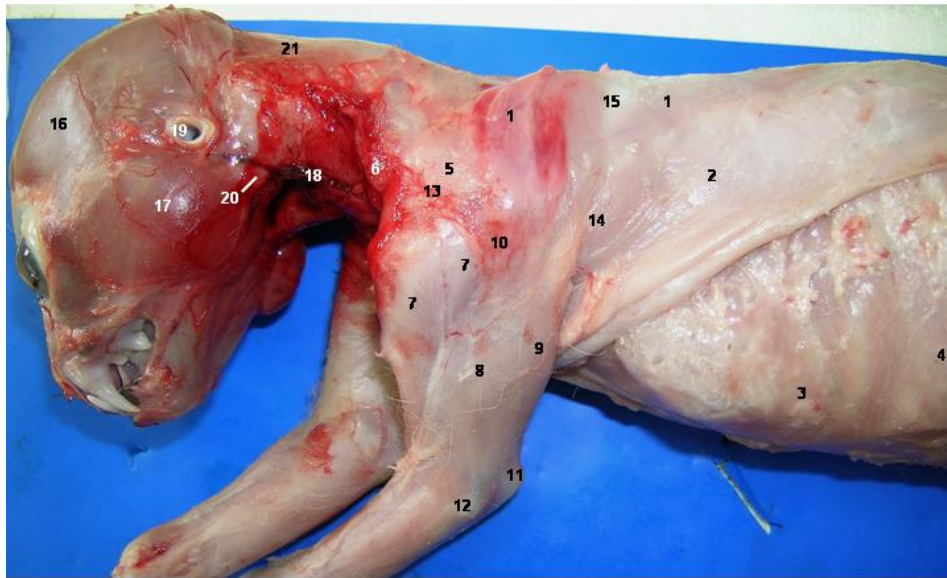
Aspecto rostral de la cavidad oral abierta de un linco ibérico subadulto macho

1. Philtrum (trufa)
2. Incisivos superiores derechos
3. Canino superior derecho
4. Premolar 1 superior izquierdo
5. Premolar 2 superior izquierdo
6. Paladar 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



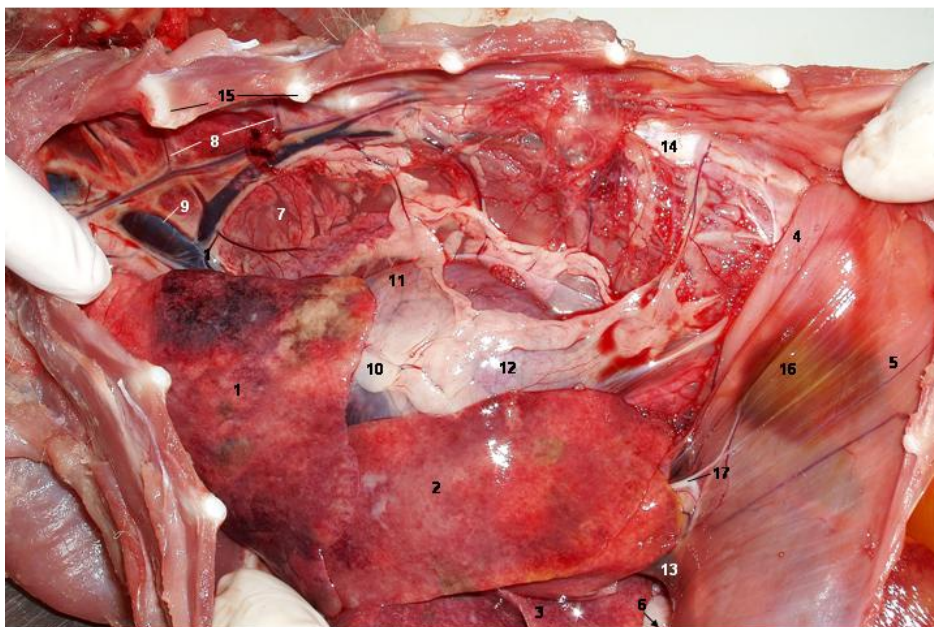
Aspecto ventral de la región cervical de un cachorro de linco ibérico

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. esternocéfálico)
11. Músculo esternohioideo
12. Gándula parótida



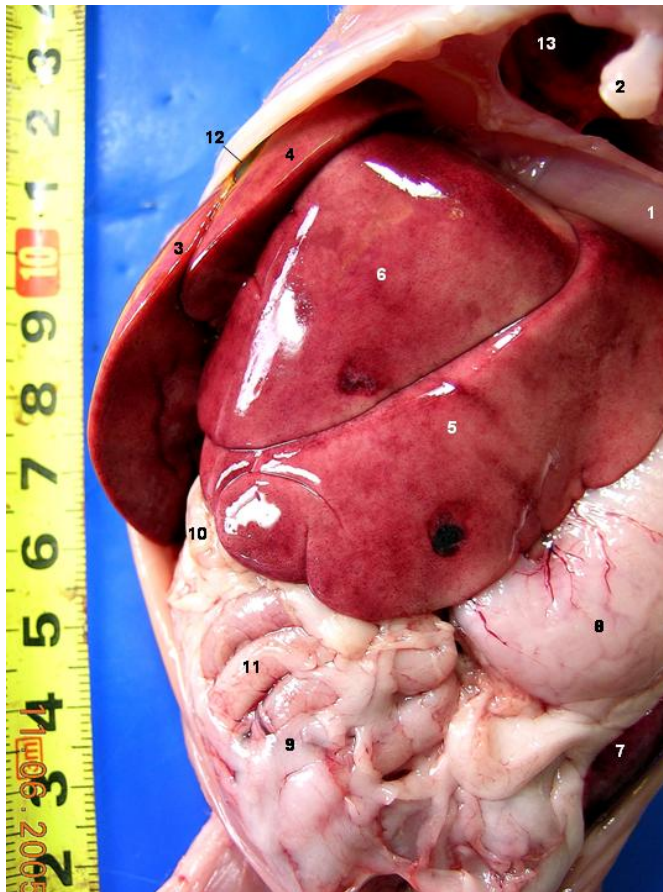
Aspecto lateral de la mitad craneal izquierda de un lince ibérico macho de 2 meses

- | | | |
|--|--|--|
| 1. M. trapecio | 9. M. triceps brachii (cabeza larga) | 16. M. temporali |
| 2. M. latissimus dorsi | 10. Acromion | 17. M. masetero |
| 3. M. pectoralis profundus | 11. Olecranon | 18. Vena yugular externa |
| 4. M. obliquus externus abdominis | 12. Epicóndilo lateral del húmero | 19. Canal auditivo (pabellón auricular retirado) |
| 5. M. omotransversarius | 13. Ganglio linfático superficial cervical | 20. Glándula salivar |
| 6. M. cleidocephalicus (cortado) | 14. M. serratus ventralis (profundo) | |
| 7. M. deltoideus | 15. Escápula | |
| 8. M. triceps brachii (cabeza lateral) | | |



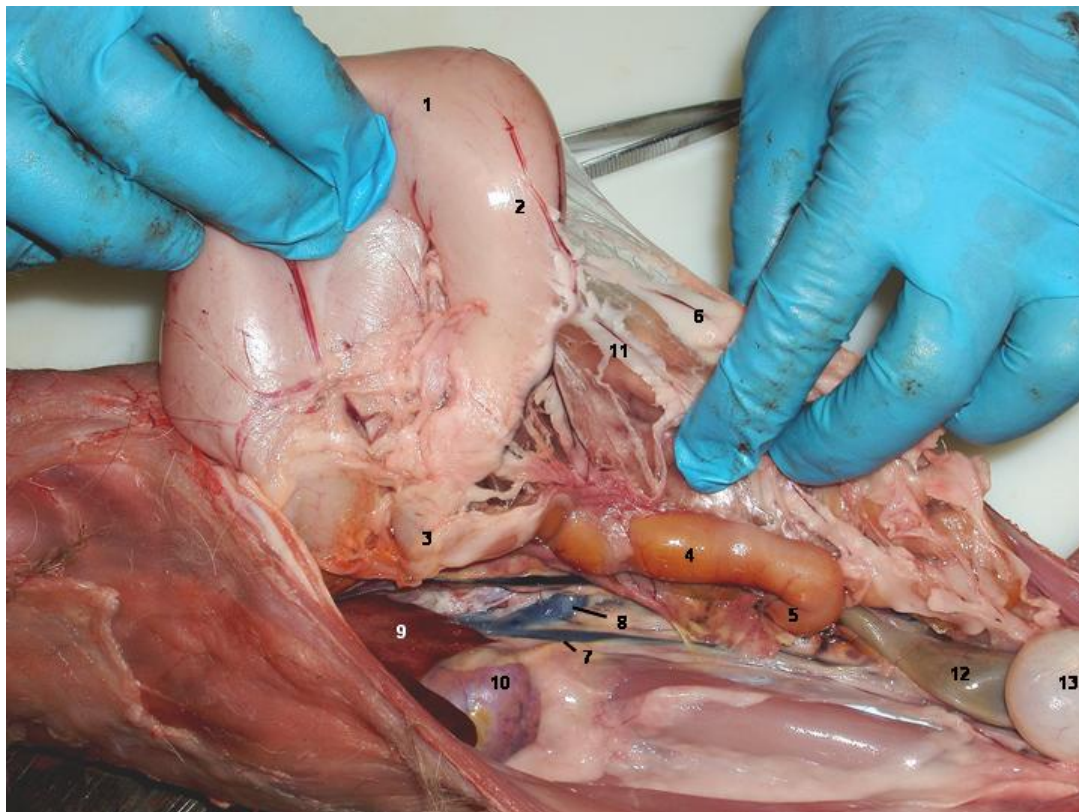
Aspecto del hemitórax derecho abierto de un lince ibérico macho adulto en decúbito supino. Se han cortado y separado las costillas.

- | | | |
|---|--------------------------|--|
| 1. Lóbulo craneal del pulmón derecho (con nodulaciones) | 7. Pleura mediastínica | 13. Foramen de la vena cava caudal |
| 2. Lóbulo medio derecho | 8. Venas intercostales | 14. Esternón |
| 3. Lóbulo caudal derecho | 9. Vena cava cranial | 15. Costillas |
| 4. Diafragma pars esternal | 10. Aurícula derecha | 16. Mancha correspondiente a la zona de contacto de la vesícula biliar |
| 5. Diafragma pars costal | 11. Ventrículo derecho | 17. Nervio frénico derecho |
| 6. Receso costodiafragmático | 12. Ventrículo izquierdo | |



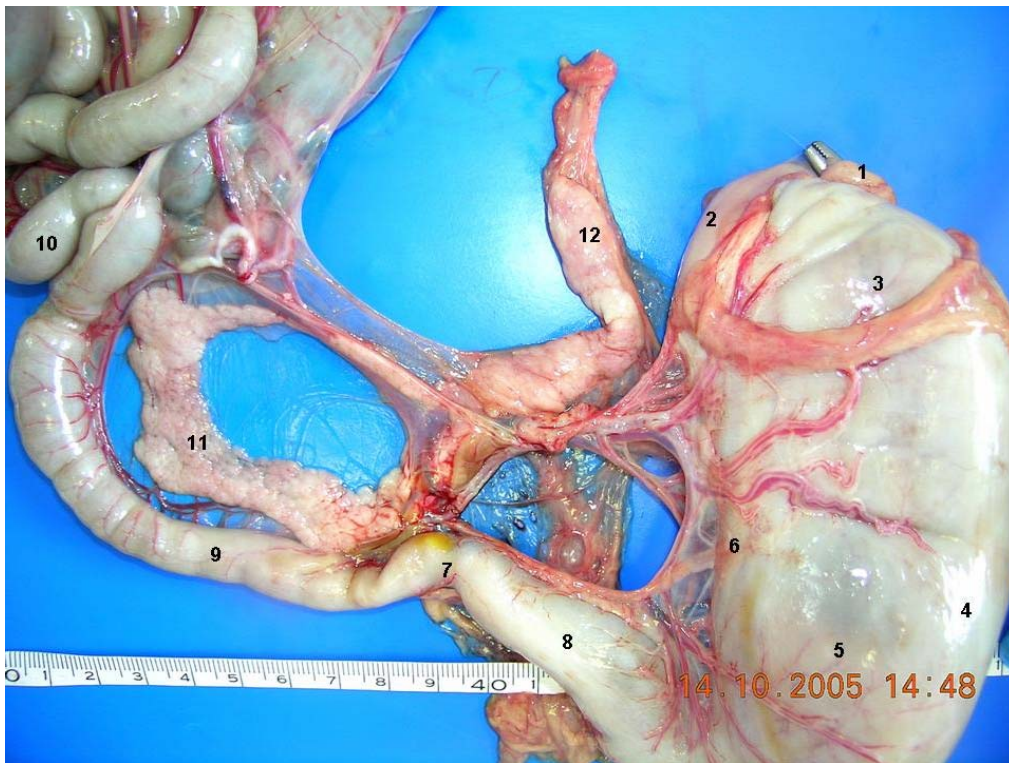
Aspecto ventral del abdomen abierto de un lince ibérico de 2 meses. Nótese la esplenomegalia y el estómago distendido.

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)



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

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. 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. Ileón
6. Ganglios mesentéricos (aumentado)
7. Ciego
8. Colon ascendente
9. Colon transversal
10. Colon descendente
11. Bazo
12. Páncreas (lóbulo derecho)
13. Arterias y venas mesentéricas

Paquete gastrointestinal extraído y desplegado de un lince ibérico.



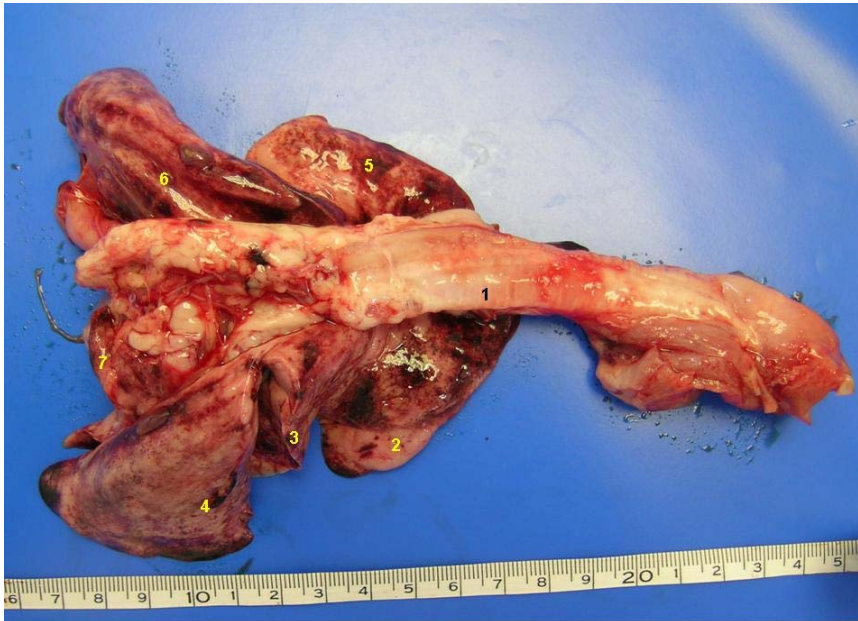
Aspecto caudal del hígado de un linco ibérico adulto

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 linco ibérico adulto

1. Corteza con radios medulares
2. Médula
3. Cresta
4. Pelvis renal
5. Arterias y venas interlobares
6. Sinus
7. Grasa
8. Hileo



**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