

## **Allgemeine Informationen zum versuchstierkundlichen Kursus**

### **Umfang**

Der versuchstierkundliche Kurs umfasst einerseits 15 Stunden Theorie und andererseits 25 Stunden Praxis. Der Kursus wird innerhalb einer Woche abgehalten, wobei täglich vormittags je 3 Stunden Vorlesung und nachmittags je 5 Stunden Praktikum stattfinden. Der praktische Anteil besteht täglich jeweils aus einer einstündigen Einführung und vierstündigen praktischen Tätigkeiten.

Die Vorlesungen des tierexperimentellen Kurses dienen gleichzeitig als Pflichtvorlesung für die Biologiestudenten der Fachrichtung Zoologie.

### **Einteilung der Praktikumsteilnehmer:**

Die 20 Praktikumsteilnehmer werden in 5 Gruppen zu 4 Personen eingeteilt. Jede Vierergruppe erhält 1 Betreuungsperson. In jeder Vierergruppe werden 2 Arbeitsteams zu 2 Personen gebildet. Innerhalb eines Arbeitsteams ist lediglich eine Person praktisch aktiv; die andere übernimmt Assistenz-, Kontroll- oder Anleitungsfunktionen.

### **Ort und Zeit der Durchführung:**

Der versuchstierkundliche Kurs wird im Institut für Zoologie der Johannes Gutenberg-Universität Mainz abgehalten.

Vorlesung:

vormittags im Zeitraum vom 9.15 (9,00 Uhr c.t.) bis 12.00 Uhr im Hörsaal 18 des  
Instituts für Zoologie, Becherweg 9, Campus

Ort der Einführung in das Praktikum:

nachmittags von 13,00 bis 14,00 Uhr (Ort wird bei der Vorlesung bekannt gegeben)

Ort des Praktikums:

nachmittags von 14,00 bis 18,00 Uhr (Ort wird bei der Vorlesung bekannt gegeben).

# 1. Praktikumstag: Allgemeiner Umgang mit Labortieren

## Theoretische Einführung 1. Praktikumstag (1 Stunde):

### Tierkennzeichnungssysteme (Typen, Vorteile, Nachteile)

Kriterien für die Beurteilung von Tierkennzeichnungssystemen sind:

- Dauerhaftigkeit
- Eindeutigkeit
- Aufwand der Anbringung
- Anwendbarkeit bei Jungtieren
- Abhängigkeit von der Haut-/Fellfarbe des Tieres
- Freiheit von Nebeneffekten (z.B. Verhaltensbeeinträchtigung)
- Kompatibilität mit der Tierschutz-Gesetzgebung
- Ablesbarkeit
- Übertragbarkeit der Tierzuordnung in eine elektronische Datenbank
- Kosten

Folgende prinzipielle Techniken der Tiermarkierung stehen zur Verfügung:

- Kennzeichnung von Haltungseinrichtungen (Käfigen, Zwingern oder Standplätzen)
- Berücksichtigung angeborener Kennzeichen (Rasse, Geschlecht, Fellzeichnung, Abzeichen)
- Farbmarkierung: Farbmarkierungen können angebracht werden, indem Farbstoffe auf die Oberfläche von Haut oder Fell aufgebracht werden. Eine andere Möglichkeit besteht im Anbringen von Hauttätowierungen
- Kennzeichnung durch Anbringen von Marken: Ohrmarken, Halsbändern, Armbändern
- Markierung durch Veränderung äußerer Gewebestrukturen (Anbringen von Bränden, Anbringen von Kerben oder Löchern am Ohrblatt, Amputation von Zehen oder Fingern vor der Innervation).
- Implantation von Transpondern (Kleinstantennen in etwa 1 cm langen Glaskapseln). Diese werden mit einer weitlumigen Kanüle subkutan implantiert. Der Transponder wird mit einem sendenden Ablesegerät (Scanner) angeregt, um die Transponder-spezifische Codezahl abzurufen und gegebenenfalls aufzuzeichnen. Vorteile der Transpondertechnik liegen in der Eindeutigkeit der Markierung, der Leichtigkeit der elektronischen Ablesung und der Möglichkeit der direkten Anbindung an EDV-Systeme. Nachteile bestehen in

den hohen Kosten, der Unmöglichkeit der Markierung von Jungtieren und der Verletzungsgefahr bei der Implantation.

Kennzeichnung von Mäusen und Ratten:

Temporäre Kennzeichnung für wenige Tage:

- Farbmarkierung am Schwanz (leichte Erkennbarkeit)

Permanente Kennzeichnung:

Käfig-interne Kennzeichnung:

- Ohrlochung oder –kerbung - Kodierungssystem basiert auf Körperseite, Anzahl)

Käfig-übergreifende Markierung:

- Ohrlochung oder –kerbung – Kodierungssystem basiert auf Körperseite. Anzahl und Ort
- Transpondersysteme
- Ohr- oder Schwanztätowierungen (aufgrund der geringen zur Verfügung stehenden Flächen eher selten eingesetzt)
- Ohrmarken

Markierung neugeborener Mäuse und Ratten:

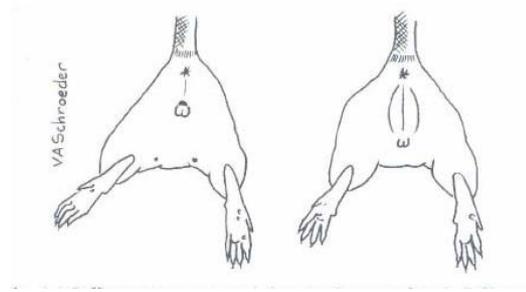
- Amputation von Fingern oder Zehen (kritisch zu bewerten)
- subkutane Injektion unterschiedlicher Farblösungen

Kennzeichnung von Kaninchen:

- Ohrmarken
- Ohrtätowierung ist die Kennzeichnungsmethode der Wahl.

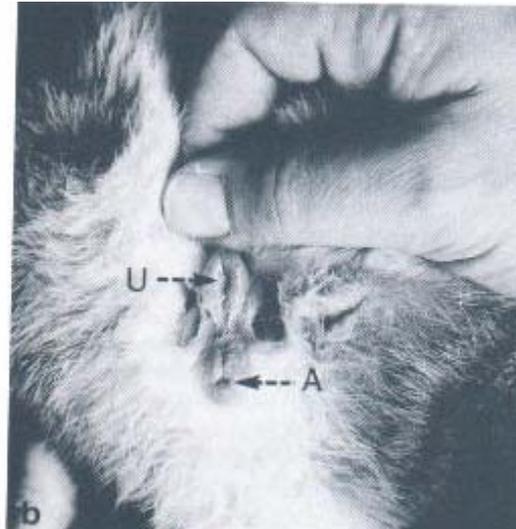
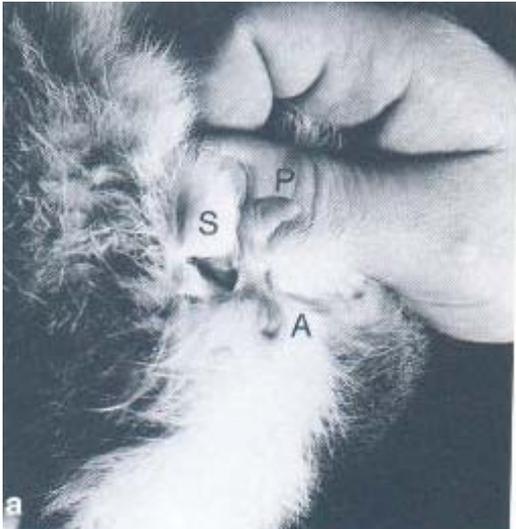
### **Geschlechtsbestimmung von Labornagern und Kaninchen**

Die Geschlechtsbestimmung von Mäusen und Ratten erfolgt nahezu immer beim Absetzen der Tiere von der Mutter, also etwa in einem Alter von 20-30 Tagen. Zu diesem Zeitpunkt sind die Tiere noch nicht geschlechtsreif. Die Geschlechtsunterscheidung wird dadurch ermöglicht, dass Weibchen einen geringeren Abstand zwischen Anal- und Genitalöffnung aufweisen als Männchen.



Das Sexen neugeborener Mäuse und Ratten ist prinzipiell möglich und erfolgt nach denselben Kriterien; es bleibt aber Experten mit ständiger Routine vorbehalten.

Das Sexen von Kaninchen ist schwierig und sollte lediglich von Experten durchgeführt werden. Hierzu wird das äußere Genitale abgetastet. Beim Männchen kann der Penis hervorgedrückt werden.



### Übliche Käfigtypen und -größen

Folgende Käfigtypen werden den Kursteilnehmern erläutert:

- Typ2 mit Filtertop-Haube
- Typ2 ohne Filtertop-Haube
- Typ3 ohne Filtertop-Haube
- Typ3erhöht
- Typ4
- Typ 2L individuell belüfteter (IVC) Käfig

## Tierverhalten

Bei Maus und Ratten sind folgende normale Verhaltensweisen auszumachen

- Gegenseitige Fellpflege
- Enges Zusammenkauern in Gruppen
- Nutzung unterschiedlicher Käfigbereiche für Fressen, Kot- und Urinabsatz, etc.
- Aggressives Verhalten (Bisse, Trommeln mit den Vorderextremitäten; aggressives Verhalten ist zum Aufbau einer Gruppenhierarchie zwingend erforderlich; es stellt keine Verhaltensanomalie dar)
- Sexualverhalten
- Nestbauverhalten
- Spielverhalten (Hangeln am Käfigdeckel, Scharren in der Einstreu)
- Versteck aufsuchen bzw. sich eingraben (Angstbekundung)
- häufiger Kot- bzw. Urinabsatz (Angstbekundung)
- Vokalisationen finden zum großen Teil im Ultraschallbereich statt; stark verängstigte Ratten geben schrille Schreie von sich.

Beim Kaninchen sind folgende normale Verhaltensweisen auszumachen

- Nutzung unterschiedlicher Käfigbereiche für Fressen, Kot- und Urinabsatz, etc.
- Stampfen und Trommeln: Alarmsignal bzw. Unmutsbekundung
- Ohrenschütteln: Unmutsbekundung
- Angelegte Ohren und Körper fest auf den Boden gedrückt: Angstbekundung
- Angelegte Ohren: Aggressionsbekundung
- Männchen machen: Neugierbekundung
- Luftsprünge: Bekundung von Wohlfühlen
- Wälzen: Bekundung von Wohlfühlen
- Reiben des Halses an Gegenständen: Reviermarkierung
- Schriller Schrei (Angst und Schmerzbekundung)
- Starkes Zähneknirschen (Schmerzbekundung)
- Nestbauverhalten
- Sexualverhalten (Lordosestellung des Weibchens)
- Hoppelsprung
- Fressen des eigenen (Weich)kotes (Caecotrophe)

## **Prinzipien des Handlings von Versuchstieren**

Generell sollte der Umgang mit Tieren ruhig und sicher erfolgen. Tiere, die häufig vom Menschen manipuliert werden, gewöhnen sich an das Handling und verhalten sich ruhiger. Unsicherheit und Angst des Experimentators übertragen sich auf die Tiere. Weitere günstige Prinzipien im Umgang mit Tieren sind Mäßigkeit (nicht zu ungestüm) und Regelmäßigkeit. Versuchstiere sollten außerhalb ihrer Haltungseinheiten nie unbeaufsichtigt sein. Insbesondere Kaninchen sollten außerhalb der Haltungseinheit immer fixiert werden, da sie sich bei unkontrollierten Sprüngen sehr leicht verletzen (Knochenbrüche). Zwangsmaßnahmen sollten auf das unbedingt erforderliche Maß reduziert werden. Bei aggressiven Tiere sollte schnell das weitere Vorgehen überlegt und umgesetzt werden (Wechsel des Experimentators? Einsatz von Fixierungsmittel? Narkose? Abbruch der Manipulation?)

## **Mikrobiologische Untersuchungen**

Zur parasitologischen Untersuchung auf murine Milben werden Tierhaare auf Milbeneier untersucht. Hierzu werden Tierhaare gezupft, auf Objektträger verbracht und mikroskopisch untersucht.

Zur parasitologischen Untersuchung auf murine Oxyuren wird der Analbereich der Tiere auf Oxyureneier untersucht. Hierzu werden mit Tesafilm Analabklebungen angefertigt, auf Objektträger verbracht und mikroskopisch untersucht.

Es ist zu beachten, dass nicht alle murinen Oxyurenspezies Eier im Analbereich ablegen (*Aspicularis tetraptera*). Zum Nachweis dieses Parasiten (*Aspicularis tetraptera*) werden Kotproben aus den Käfigen gesammelt und mittels Flotation (Suspension des Kotes in hochkonzentrierter salzlösung => Aufschwimmen der Parasiteneier) untersucht.

Zur Speziesbestimmung von tierischen Bakterien müssen diese zunächst kultiviert werden. Hierzu werden Organabstriche auf Agarplatten angelegt. Die wachsenden Kolonien werden zunächst gemäß der Koloniemorphologie und des mikroskopischen Erscheinungsbildes der Bakterien in Monokulturen überführt. Kulturen, die nur noch eine Bakterienspezies enthalten, können anhand biochemischer Merkmale (Bunte Reihe) spezifiziert werden.

Im Kurs werden Haarproben und Analabklebungen für die parasitologische Untersuchung angelegt. Weiterhin werden Agarplatten durch die Kursteilnehmer beimpft mit folgender Zielsetzung:

- Aufzeigen des ersten Schritts eines bakteriellen Erregernachweises (Anlage einer Kultur)
- Demonstration der Wirksamkeit von Desinfektionsmaßnahmen
- Aufzeigen unterschiedlicher Infektionsdrücke

# **Praktische Übungen 1. Praktikumstag: Allgemeiner Umgang mit Mäusen und Ratten (4 Stunden)**

## **Mikrobiologische Untersuchungen**

### **Maus und Ratte:**

- Entnahme von Haarzupfpräparaten für Untersuchung auf Milbeneier
- Entnahme von Tesafilm-Abklatschpräparaten
- optional: Plattenbeschriftung und Entnahme von bakteriologischen Abklatschpräparaten von
  - einem nicht vorbehandelten Finger (ohne vorherige Reinigung und Desinfektion)
  - einem Finger, mit dem gerade Tiere hantiert wurden
  - einem vorher desinfizierten Finger
  - einer Schuhsohle oder einem anderen Objekt

## **Handling und Markierung von Versuchstieren:**

### **Maus**

- Beobachtung des Verhaltensrepertoires
- Fixierung von Mäusen (am Schwanz mit Hand oder Pinzette, Nackengriff)
- Fixierung von Mäusen im Broome-Restrainer oder im Trichter
- Markierung durch Ohrlochung
- Markierung von Mäusen mit Farbstift am Schwanz
- Sexen von adulten Mäusen sowie Versuch des Sexens von Babymäusen
- Schlundsondierung in Inhalationsanästhesie
- subcutane Applikation
- intravenöse Injektion

### **Ratte**

- Beobachtung des Verhaltensrepertoires
- Fixierung von Ratten (am Schwanz mit Untergreifen, Brustgriff, Nackengriff)
- Fixierung von Ratten im Broome-Restrainer oder in „Kunststofftüten“
- Markierung von Mäusen mit Farbstift am Schwanz
- Sexen von adulten Ratten
- Schlundsondierung in Inhalationsanästhesie
- subcutane Applikation
- intravenöse Injektion

## 2. Praktikumstag: Ratte

### Theoretische Einführung 2. Praktikumstag (1 Stunde):

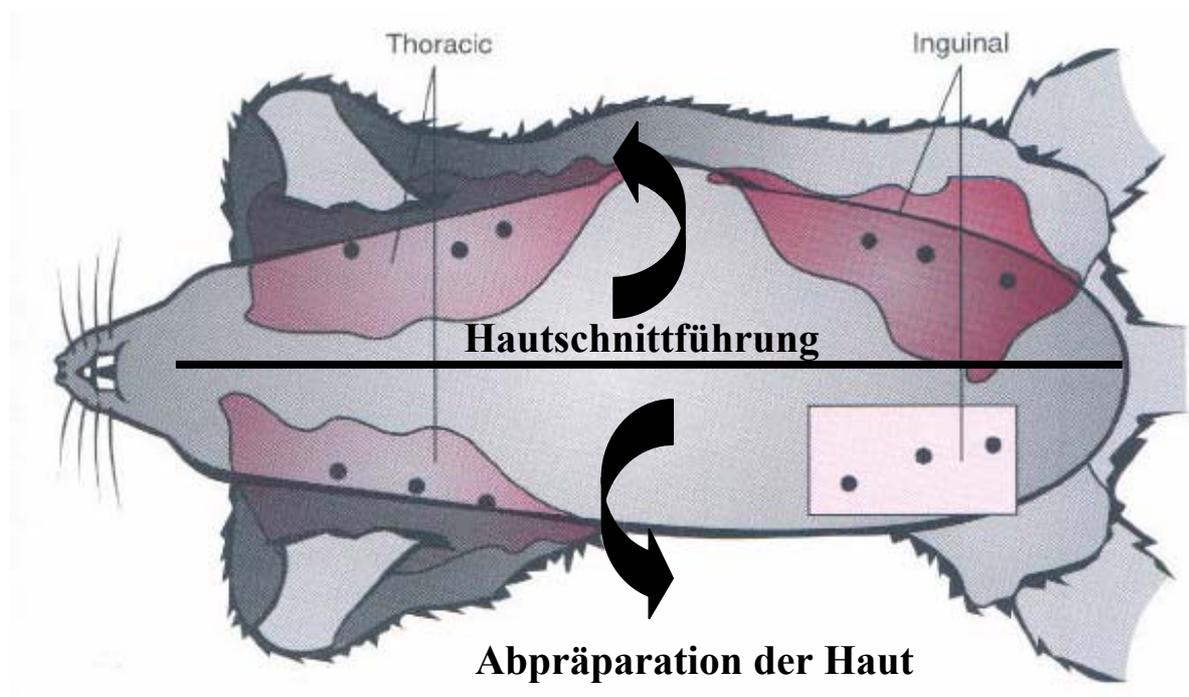
#### Schematische Darstellung der Sektion von Säugetieren

Die Sektion von Säugetieren wird prinzipiell bei allen Spezies auf ähnliche Art und Weise durchgeführt. Nachfolgend wird die Sektionstechnik schematisch am Beispiel der Ratte aufgezeigt. Alle Organe werden auf Lage, Form, Farbe und Konsistenz untersucht. Nach der Organentnahme werden Querschnitte durch die Organe durchgeführt und beurteilt. Hohlorgane werden eröffnet und die Innenwand beurteilt.

Prinzipiell sind die Organe schonend zu behandeln, um die Entstehung von Gewebeartefakten zu vermeiden. Wenn immer möglich, sollten die Organe nicht direkt, sondern am Gekröse fixiert werden.

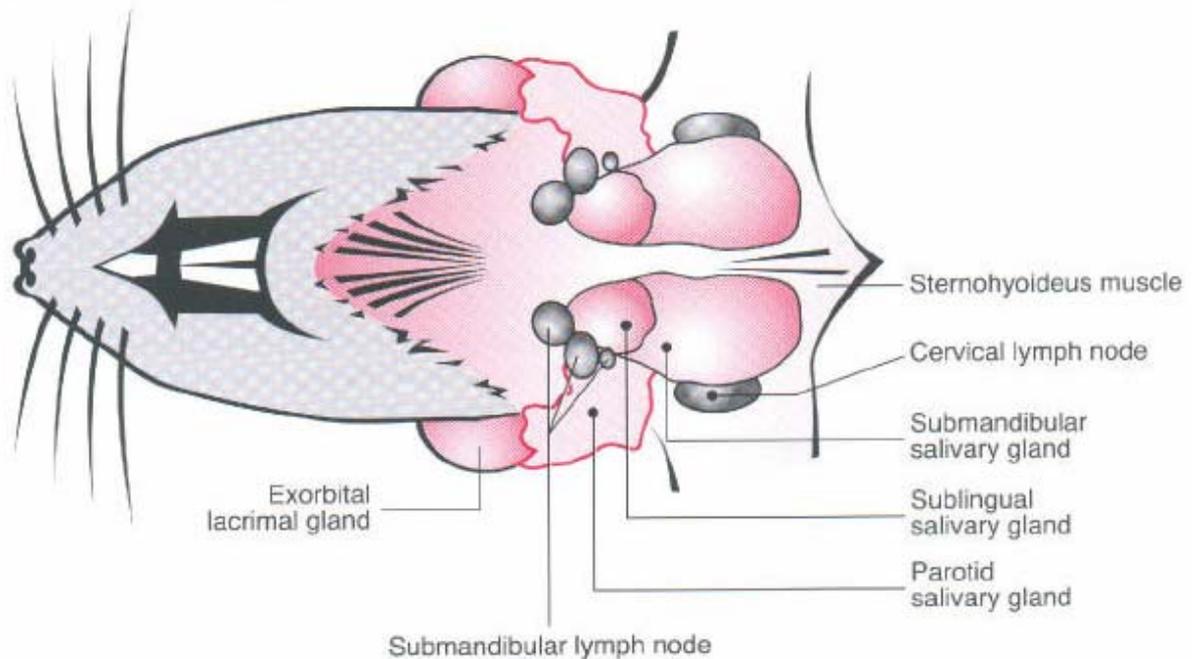
Zunächst werden das Fell und alle Körperöffnungen des zu sezierenden Tieres untersucht. Anschließend wird das Tier in Rückenlage fixiert. Nach leichter Befeuchtung des Fells wird ein Hautschnitt vom Beckenrand bis zum Kinn geführt und die Haut stumpf zur Seite hin wegpräpariert. An dieser Stelle der Sektion sollten die Lymphknoten der Axelregion und der Kniefalte sowie bei weiblichen Tieren die Gesäugekomplexe beurteilt werden.

#### Präparation der Haut und gegebenenfalls Darstellung der Milchdrüsen



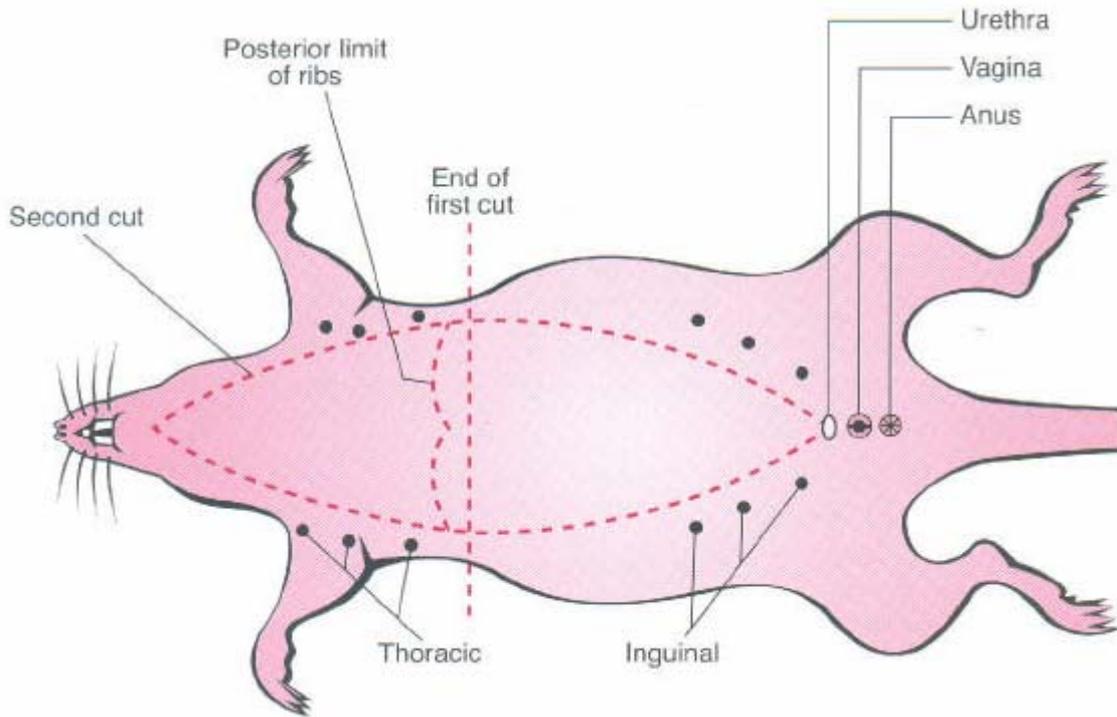
Am Halsbereich können nun die Speicheldrüsen und Lymphknoten beurteilt und entfernt werden. Nach Entfernung der Gl. sublingualis und Gl. (sub)mandibularis, die eine kaum zu unterscheidende Einheit bilden, kann in der Tiefe des Halses die Luftröhre (Trachea) ausgemacht werden. Die Trachea ist vom Musculus sternohyoideus bedeckt. Nach stumpfer Entfernung dieses Muskels können am Kehlkopf die Schilddrüse und die Paraschilddrüse ausgemacht werden.

### Organe des unteren Halsbereichs



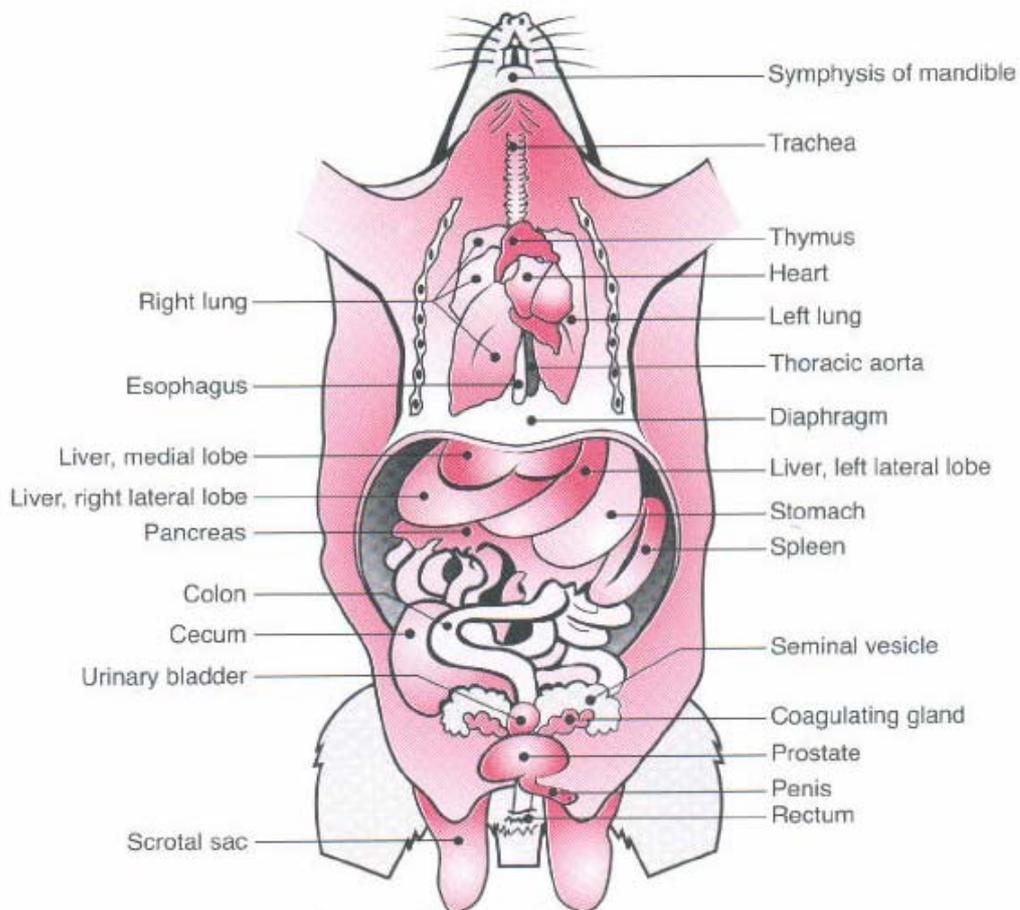
Als nächster Schritt werden die Körperhöhlen eröffnet. Hierzu wird zunächst unmittelbar vor dem Schambein vorsichtig die Bauchwand eröffnet. Um eine Schädigung von Bauchhöhlenorganen zu vermeiden, wird hierzu die Bauchwand vorsichtig mit einer Pinzette angehoben und anschließend eingeschnitten. Die Bauchwand entlang des seitlichen Bauchs und des Rippenbogens entfernt. Zur Eröffnung des Brustkorbs wird zunächst das Zwerchfell (Diaphragma) entlang des Rippenbogens abgetrennt. Nun kann je links und rechts ein Schnitt durch den Brustkorb geführt werden. Dieser sollte etwa an der Mitte des Rippenbogens beginnen und unter Durchtrennung der Rippen bis zum Brusteingang geführt werden. Anschließend kann der vordere Teil des Brustkorbs vorsichtig abpräpariert werden.

**Schnittführung zur Eröffnung der Bauch- und Brusthöhle**



Nach der Eröffnung der Körperhöhlen sollten zunächst alle Organe in situ beurteilt werden.

**Organe der eröffneten Bauch- und Brusthöhle**



Anschließend werden die Organe des Brustkorbs entnommen. Hierzu wird zunächst je links und rechts entlang der Unterkieferäste ein Einschnitt bis zwischen die Schneidezähne vorgenommen, so dass die Zunge sichtbar wird. Nun wird die Zunge mit einer Pinzette gegriffen und es werden zunächst Zunge Speiseröhre und Luftröhre und dann Lungen und Herz von vorne (cranial) nach hinten (caudal) präpariert.

Nach Entnahme von Herz und Lunge wird zunächst die Lungenlappung dargestellt und anschließend das Herz eröffnet.

### Organe der Brusthöhle

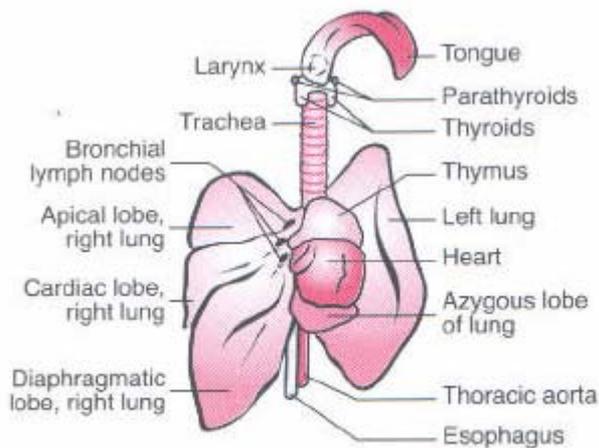


Figure 28.7 Thoracic 'pluck' removed from cavity.

Wie bei allen Säugetieren ist das Herz von Labornager und Kaninchen zweigeteilt:

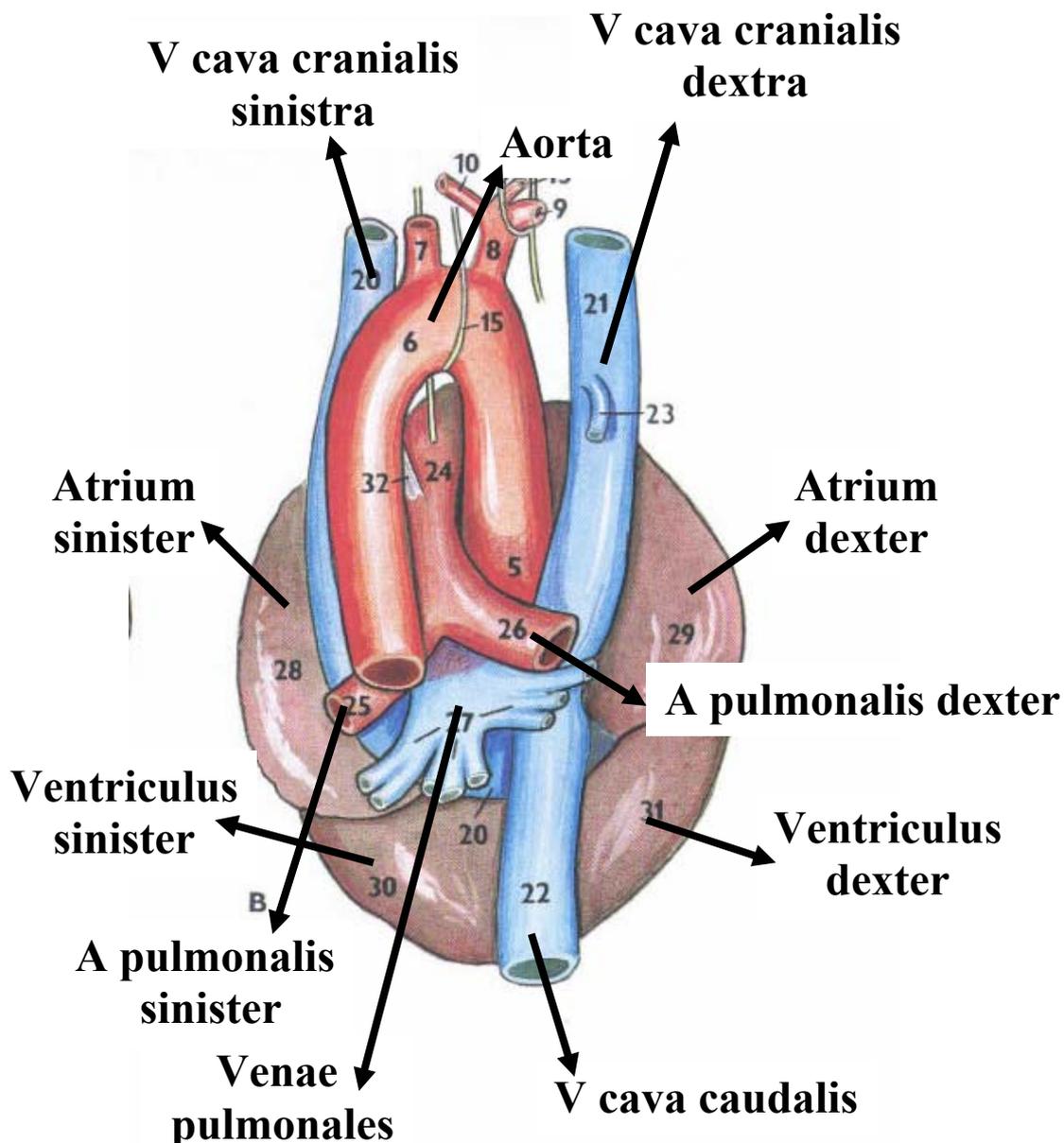
In den linken Vorhof (atrium sinister) münden die diversen Lungenvenen (Vv pulmonales) ein. Um bei der Herzkontraktion den Rückfluss des Blutes in die Lungenvenen zu verhindern, befinden sich am Eingang zum linken Vorhof 3 Venenklappen. Vom linken Vorhof gelangt das Blut in die linke Hauptkammer (ventriculus sinister) und von hier in die Aorta. In der linken Hauptkammer wird ein Blutrückfluss durch die Bicuspidalklappe (Valva bicuspidalis) verhindert. Diese Klappe besteht aus 2 muskulösen Anker (musculi papillares) und den von hier aus zu den Klappenrändern ziehenden bindegewebigen Strängen (chordae tendineae). Die Aorta zieht zunächst nach cranial, biegt dann aber abrupt nach caudal um. An der Aortenbiegung (arcus aortae) werden 2 große Arterien nach cranial entlassen, die als A. subclavia sinistra und als truncus brachiocephalicus bezeichnet werden.

In den rechten Vorhof (atrium dexter) mündet die V. cava caudalis (untere Hohlvene) sowie die V. cava cranialis dexter und V. cava cranialis sinistern. Um bei der Herzkontraktion den Rückfluss des Blutes in diese großen Körpervenen zu verhindern, befinden sich am Eingang zum rechten Vorhof 3 Venenklappen. Vom rechten Vorhof gelangt das Blut in die rechte Hauptkammer (ventriculus dexter) und von hier in die Lungenarterie (Truncus pulmonalis). In

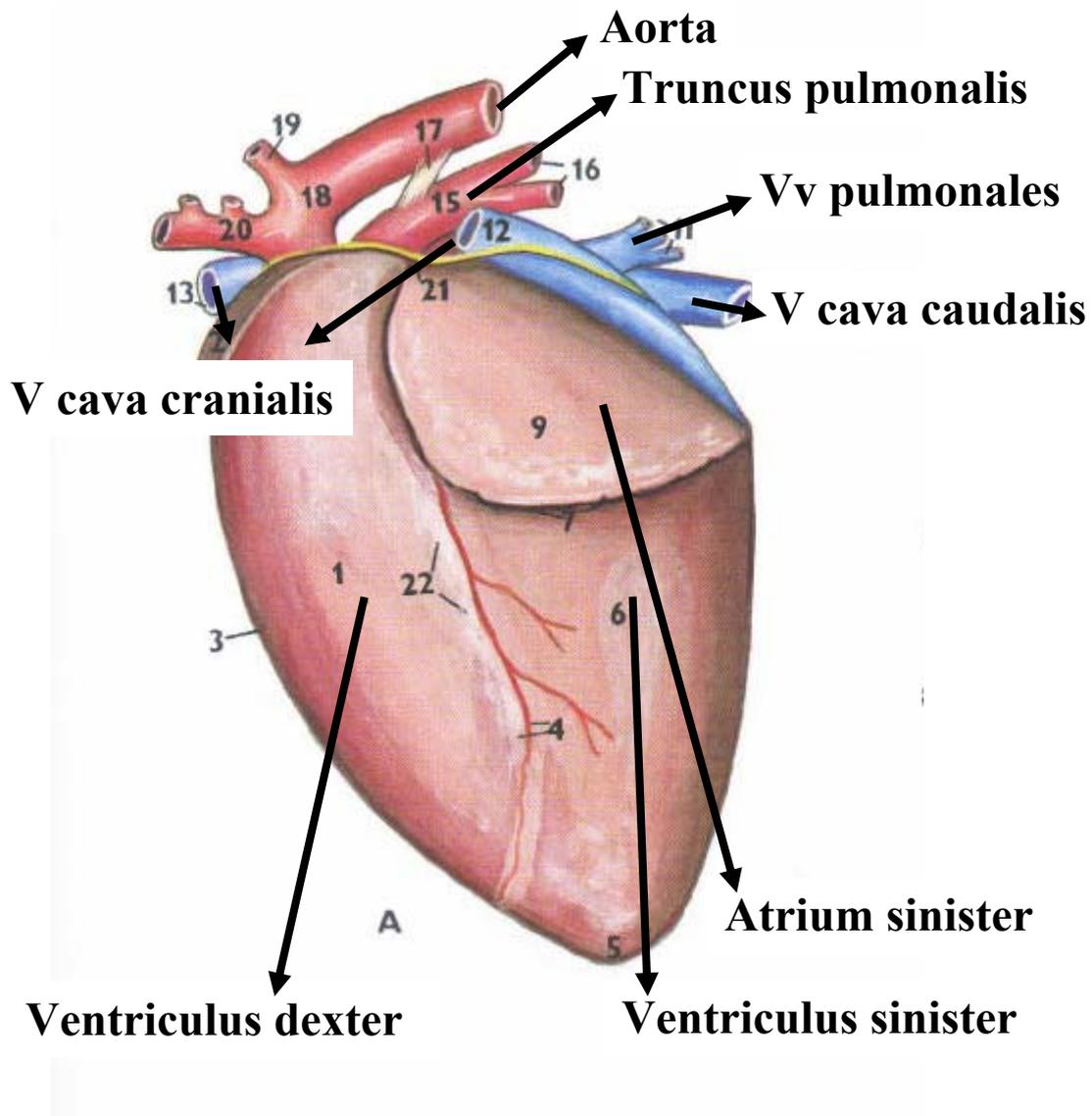
der rechten Hauptkammer wird ein Blutrückfluss durch die Tricuspidalklappe verhindert. Diese Klappe besteht aus 3 muskulösen Ankern (musculi papillares) und den von hier aus zu den Klappenrändern ziehenden bindegewebigen Strängen (chordae tendineae). Der Truncus pulmonalis verzweigt sich unverzüglich nach dem Austritt aus dem Herzen in die rechte und linke Lungenarterie (A pulmonalis dexter bzw. sinister). Rechte und linke Vorhöfe und Hauptkammern des Herzens sind auch ohne Eröffnung des Organs gut erkennbar. Im nachfolgenden wird das Herz (eines Kaninchens) samt zu- und abgehenden Gefäßen von oben, von rechts und von links dargestellt. Zudem wird das Herz (eines Kaninchens) von links mit eröffnetem Ventrikel und eröffnetem Atrium sowie von rechts mit eröffnetem Ventrikel dargestellt.

Nach der Entnahme des Herzens sollte alle Kammern de Organs eröffnet werden.

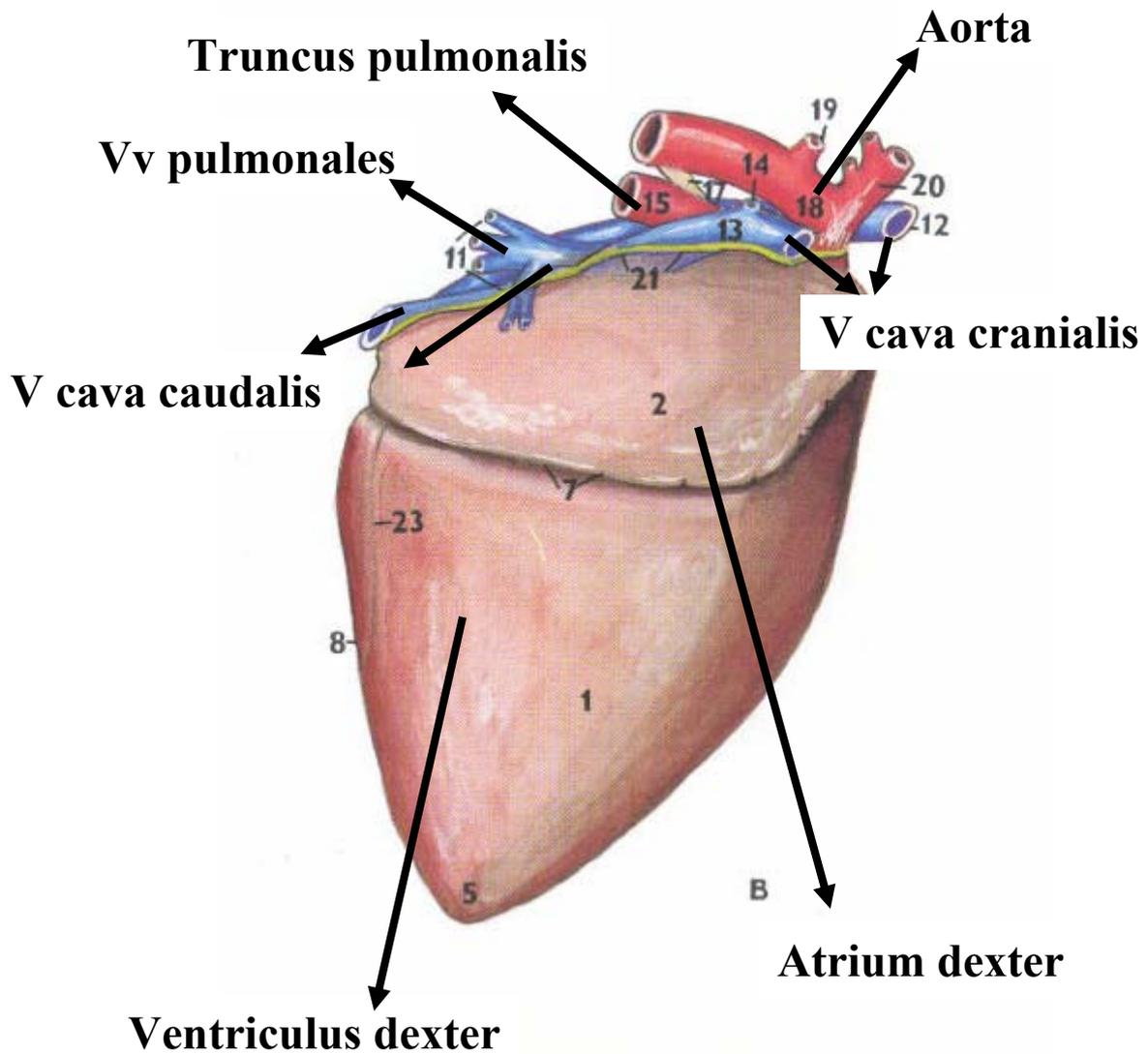
**Herz (eines Kaninchens) mit ein- und ausgehenden Gefäßen von oben:**



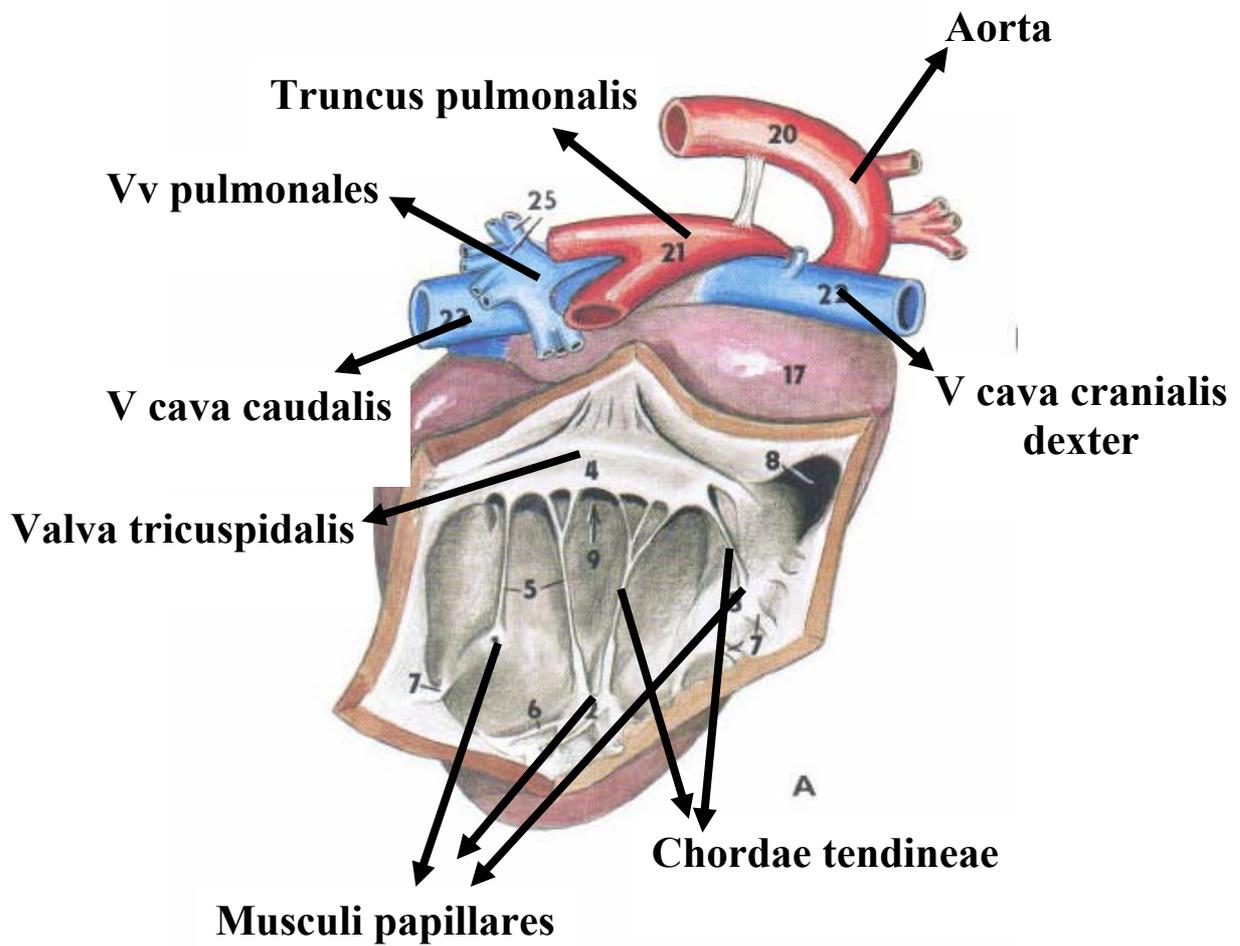
Herz (eines Kaninchens) mit ein- und ausgehenden Gefäßen von links:



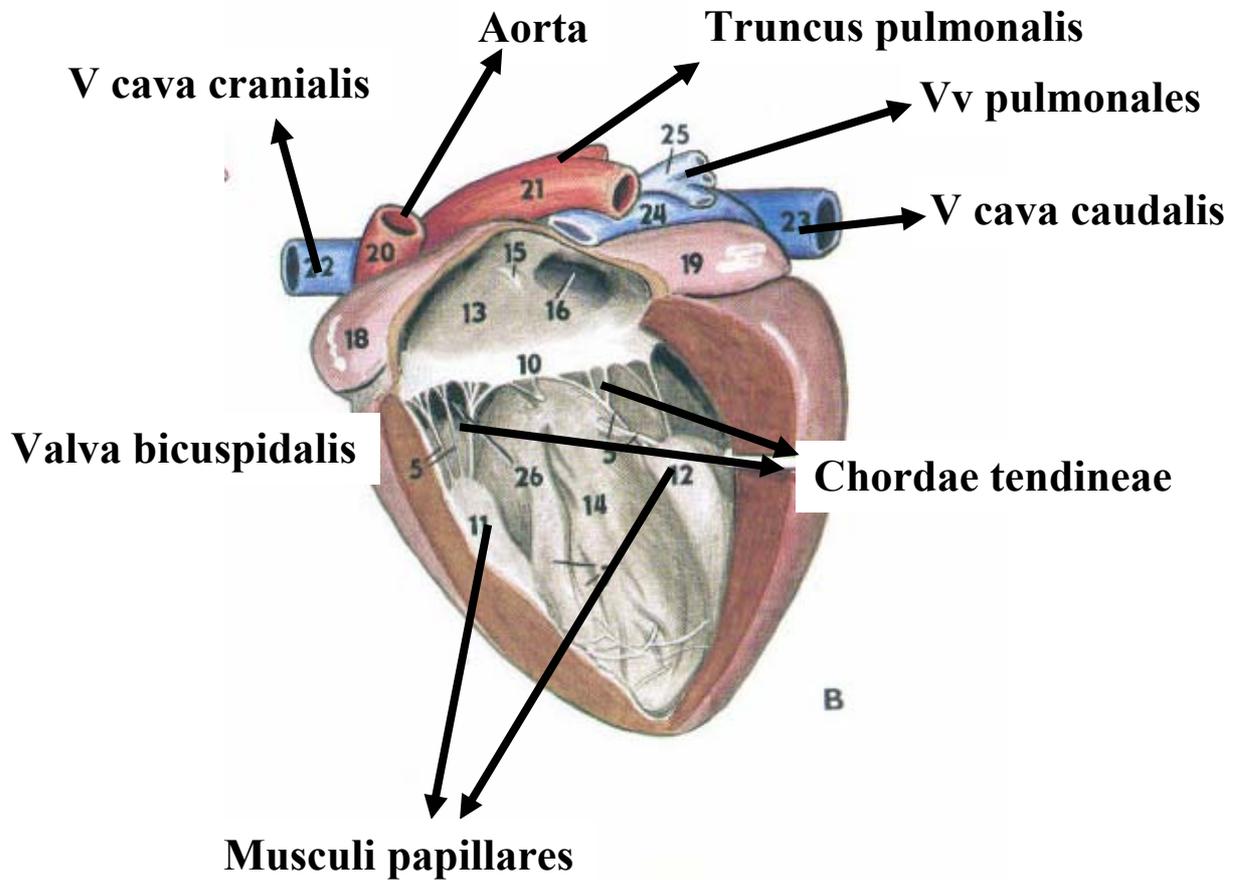
Herz (eines Kaninchens) mit ein- und ausgehenden Gefäßen von rechts:



**Herz (eines Kaninchens) von rechts mit eröffnetem rechten Ventrikel:**

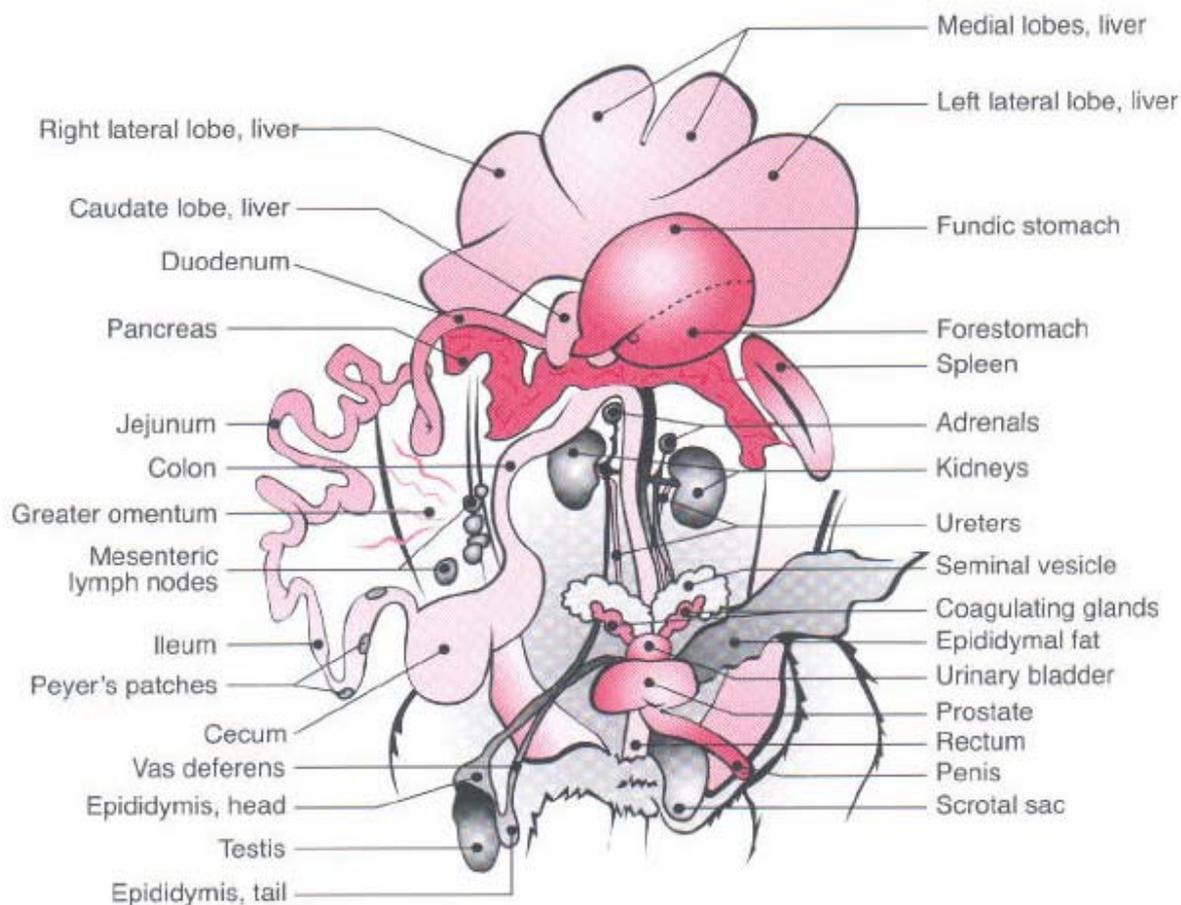


**Herz (eines Kaninchens) von links mit eröffnetem linkem Ventrikel und linkem Atrium:**



Vor der Entnahme der Bauchhöhlenorgane sollte eine gründliche orientierende in situ Inspektion vorgenommen werden. Hierzu kann das Darmkonvolut jeweils seitlich verlagert werden.

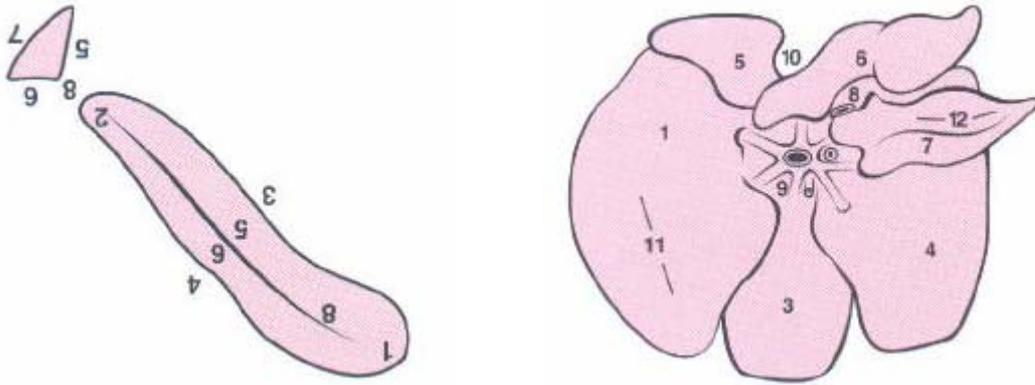
## Organe der Bauchhöhle



Zunächst werden die Milz und das Pankreas entnommen. Dabei ist zu beachten, dass das Pankreas ein äußerst empfindliches Organ darstellt, das äußerst schonend behandelt werden muss. Dieses Organ verfügt über einen der Milz anliegenden und einen dem Dünndarm anliegenden Schenkel.

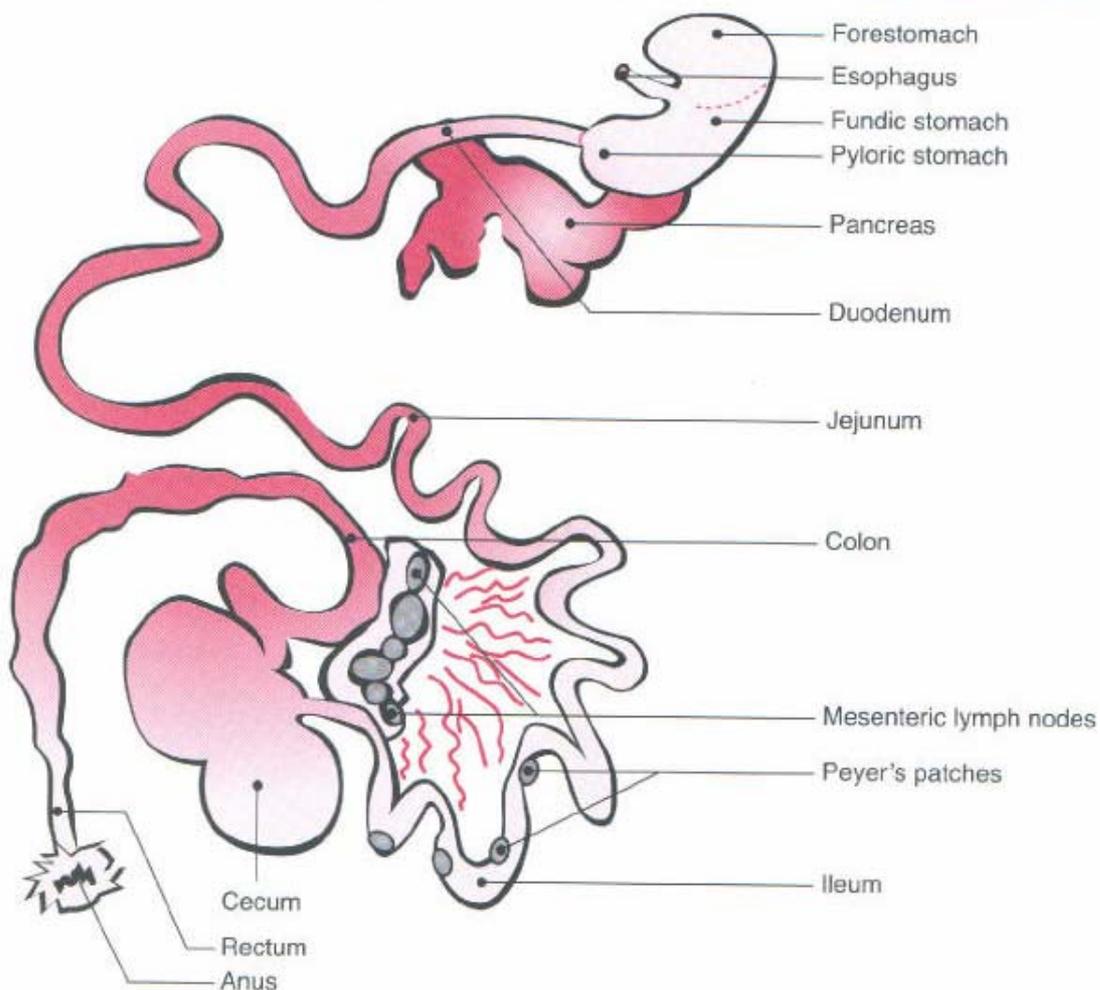
Als nächstes werden die Bänder zwischen Leber und Magen durchtrennt. Zur Entnahme der Leber wird diese am Zwerchfell gefasst und zunächst wird das Zwerchfell von der Bauchwand abgetrennt. Anschließend kann die Leber vorsichtig von den anderen Organen gelöst und entnommen werden. Interessant ist die Blutversorgung der Leber. Sie erfolgt einerseits durch eine von der Bauchorta abgehenden Arterie, der A. hepatica. Der Großteil des Blutzuflusses erfolgt jedoch über die Pfortader (V. porta), über die das Blut des Darmes abgeführt wird. Bei der Präparation der Leber sollte versucht werden, die V porta darzustellen.

## Leber und Milz (Pankreas nicht dargestellt)



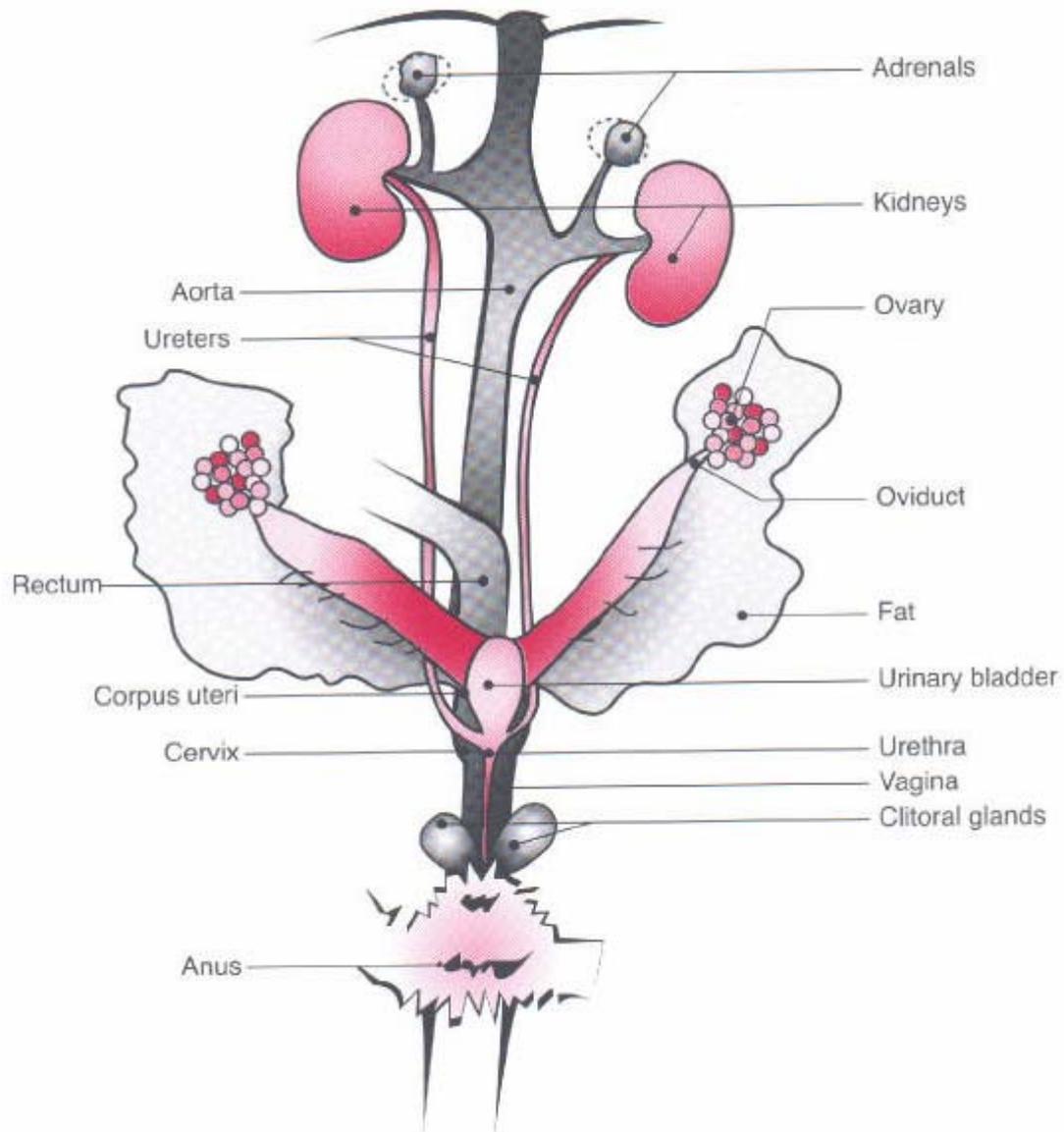
Im nächsten Schritt wird das Darmkonvolut entnommen. Gegebenenfalls können doppelte Ligaturen um Speiseröhre und Enddarm gelegt werden (Durchtrennung zwischen beiden Ligaturen), um den Austritt von Darminhalt zu verhindern. Nach Beurteilung der mesenterialen (Darm) Lymphknoten und gegebenenfalls der Peyer'schen Platten werden die Darmschlingen vollständig freigelegt, so dass eine Beurteilung aller Darmteile möglich ist.

## Darm

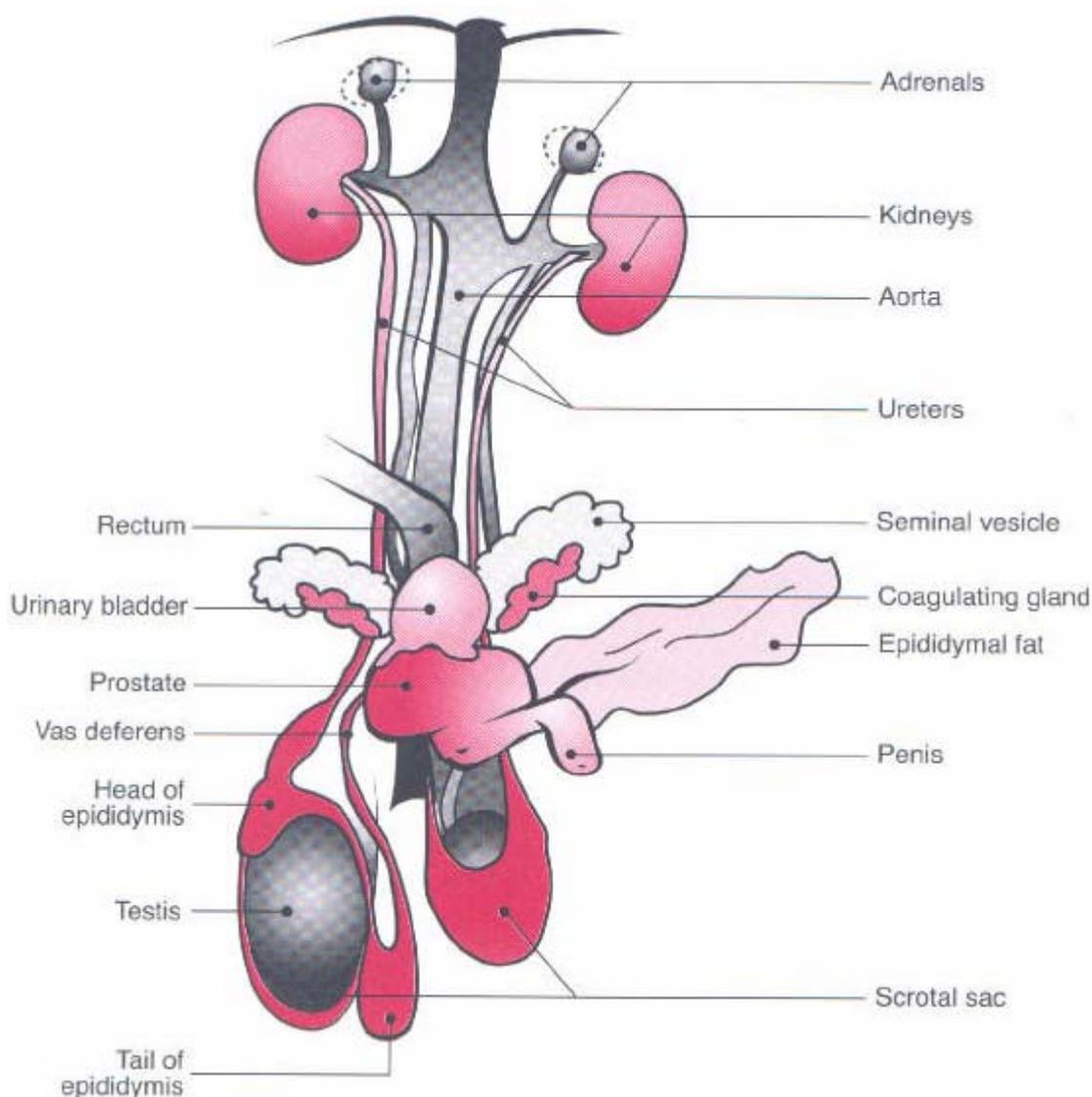


Der Urogenitaltrakt wird zunächst in situ beurteilt.

### Weiblichen Urogenitaltrakt



## Männlicher Urogenitaltrakt



Ist ein Überblick über die Urogenitalorgane gewonnen, so werden die Nebennieren (cranial der Nieren gelegen) und die Nieren entnommen.

Zur Entnahme der männlichen Geschlechtsorgane werden zunächst die Hoden (diese müssen gegebenenfalls durch den Schenkelspalt in die Bauchhöhle gezogen werden) entnommen. Dem Hoden liegt der Nebenhoden an, an dem ein Kopf (liegt im Fettkörper des Hodens) und ein Schwanz (von hier zieht der Samenleiter zur Urethra) zu unterscheiden sind. Zur Entnahme der akzessorischen Geschlechtsdrüsen und der Blase muss zunächst ein Schnitt durch die Beckensymphyse geführt werden und das Becken anschließend gespreizt werden. Das Rektum wird ergriffen und samt Urethra und akzessorischen Geschlechtsdrüsen präpariert.

Bei weiblichen Tier werden nach Eröffnung der Beckensymphyse Rektum und Vagina ergriffen und zusammen mit Blase, Uteri und Ovarien entnommen.

## Darstellung der Sektion eines Kaninchens anhand von Bildmaterial

### Lösen des Körpers aus dem Fell



**Eröffnete Körperhöhlen**

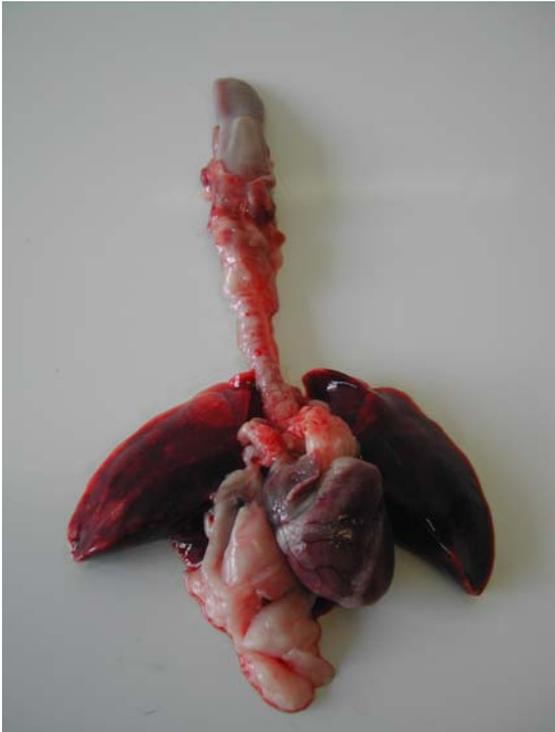


**Darmkonvolut samt Leber; Milz und Pankreas**



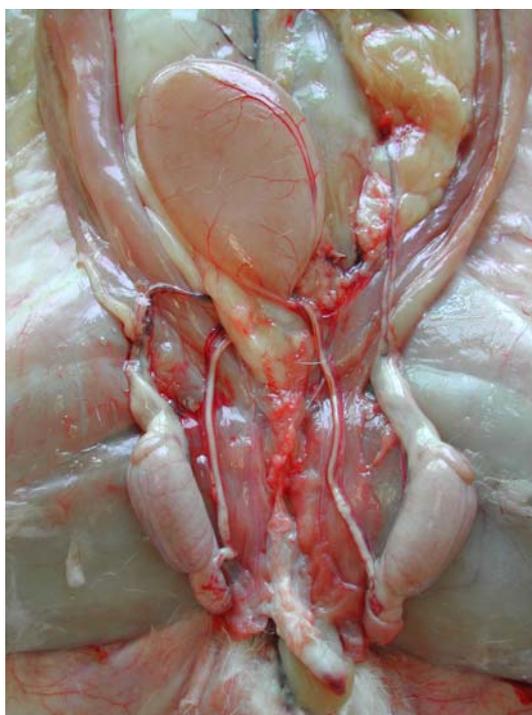
**Links: Präparation der Thoraxorgane**

**Rechts: Präparation des Darms**



**Links: Präparation der weiblichen Urogenitalorgane**

**Rechts: Präparation der männlichen Geschlechtsorgane**



## **Praktische Übungen 2. Praktikumstag: Ratte (4 Stunden):**

### **Liste der Übungen**

**-Fixierungstechniken (Schwanzgriff, Brustgriff, Nackengriff)**

**-durchzuführende Applikations- und Blutentnahmetechniken:**

#### **Anmerkungen:**

Die Punktion des retroorbitalen Plexus sowie die Herzpunktion dürfen ausschließlich in Narkose durchgeführt werden. Herzpunktionen stellen terminale Eingriffe dar, d.h. die Tiere sind noch in Narkose zu töten. Schlundsondierungen werden üblicherweise an wachen (und nicht an sedierten oder narkotisierten) Tieren durchgeführt, da ansonsten die Gefahr der Aspiration von Sondeninhalt besteht. Im Rahmen des Praktikums wird diese Technik aber auch in Inhalationskurzanästhesie mit Isofluran durchgeführt, um den Praktikumssteilnehmern die Einarbeitung zu erleichtern. In solchen Fällen wird jedoch keine Flüssigkeit über die Sonde appliziert. Die anderen Techniken (s.c., i.v., i.p. Injektionen) werden üblicherweise an wachen Tieren durchgeführt. Im Rahmen des Praktikums können sie von Ungeübten in Anästhesie praktiziert werden. Der Anlass, zu dem die Tiere in Inhalations- oder Injektionsnarkose verbracht werden, soll im Dialog zwischen Praktikumssteilnehmern und deren Betreuern entschieden werden. Die Injektionsnarkose ist so durchzuführen, dass die Tiere nicht mehr erwachen (terminale Anästhesie).

Trainingsintensive Übungen wie i.v. Injektion, Schlundsondierung, Punktion des retroorbitalen Plexus und Herzpunktion bei der Ratte können im Rahmen des versuchstierkundlichen Praktikums nicht sicher bei den Teilnehmern vermittelt werden. Ziel des Kurses ist es vielmehr, den Teilnehmern die richtigen Techniken zu demonstrieren bzw. sie auf methodische Mängel hinzuweisen.

#### **Peroral (p.o.) = Schlundsondierung**

- prinzipiell ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff
- bei Ungeübten alternativ in Isofluran-Narkose ohne Applikation von Sondeninhalt
- Schlundsonde für juvenile Ratten (ca. 75 mm Schaftlänge, 2.25 mm Olivendurchmesser, gerade)
- gegebenenfalls Applikation von Wasser
- maximal 4 Versuche pro Tier

-maximales Applikationsvolumen: prinzipiell 1,0 ml (im Praktikum: 0,1 ml)

**subcutan (s.c.):**

-vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff oder am Schwanz

-bei Ungeübten alternativ in Isofluran-Narkose

-graue Kanüle, 1 ml Spritze

-Verwendung einer Farbstofflösung

-maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 2,0 ml (im Praktikum: 0,1 ml!)

-maximal 4 Versuche pro Tier (Position der Einstichstellen für die Sektion dokumentieren)

**intravenös (i.v.):**

-prinzipiell ohne Anästhesie nach Infrarot-Lampenerwärmung bei Fixierung in einer Röhre

-bei Ungeübten alternativ in Ketanest / Rompun oder Isofluran Narkose

-graue Kanüle, 1 ml Spritze

-Verwendung von physiologischer Kochsalzlösung

-maximal 8 Versuche pro Tier: davon je 4 pro seitlicher Schwanzvene

-maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 0,5 ml (im Praktikum: lediglich Prüfung, ob die Technik erfolgreich angewandt wurde)

**intraperitoneal (i.p.)**

-vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff

-bei Ungeübten alternativ in Isofluran-Narkose

-schwarze Kanüle, 1 ml Spritze

-Verwendung von öliger Farbstofflösung

-maximal 2 Versuche pro Tier

-maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 5 ml (im Praktikum: 0,1 ml)

### **Punktion des retroorbitalen Plexus**

- nur in Ketanest / Rompun Narkose!
- Durchführung mit Pasteur-Pipette
- Durchführung an beiden Augen

### **Herzpunktion (Einstich hinter dem Brustbein oder von der Seite)**

- nur in Ketanest / Rompun Narkose!
- schwarze Kanüle, 1 ml Spritze

### **-Narkose:**

Inhalationskurzanästhesie: Hierzu werden die Tiere in ein Plastikgefäß mit Isofluran gegeben (Topfnarkose). Nach Verlust des Stellreflexes kann der gewünschte Eingriff vorgenommen werden (Dauer der Anästhesie: bis ca. 1 Minute)

Ketaminehydrochlorid / Xylazin Injektionsanästhesie: Die genauen Dosierungsangaben sowie die Anleitung zur Herstellung des verwandten Anästhetika-Gemischs findet sich in der theoretischen Einführung zum 5. Praktikumstag. Das Gemisch aus Ketamin und Xylazin wird von den Kursbetreuern zur Verfügung gestellt (Beschriftung!). Es werden pauschal pro Ratte ca. 300 µl des Gemischs i.p. appliziert.

### **-Tötung:**

Die Sektion darf nur an toten Tieren durchgeführt werden. Die Tötung erfolgt durch CO<sub>2</sub> Exposition.

### 3. Praktikumstag: Maus

#### Theoretische Einführung 3. Praktikumstag (1 Stunde):

#### Auswertung der am 1. Praktikumstag entnommenen Abklatschpräparate

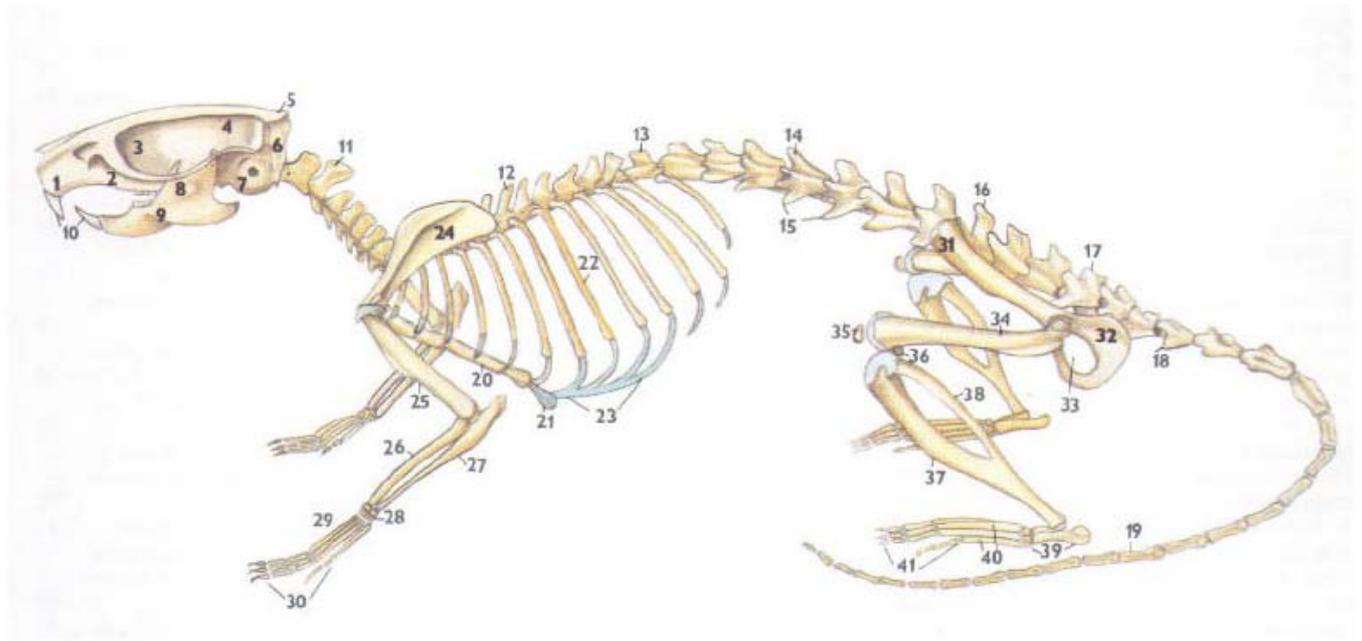
### Anatomie von Maus und Ratte

#### Haut und Milchdrüsen

Die Haut von Maus und Ratte ist nahezu vollständig behaart. Lediglich der Schwanz weist Schuppen auf und zeigt damit die relative Primitivität der Nagetiere innerhalb der Säugetiere-Klasse auf. Über die Anzahl von Mammarkomplexen bei weiblichen Tieren informiert die nachfolgende Tabelle:

Mammarkomplexe:	Maus	Ratte
thorakal	3	3
inguinal	2	3

#### Skelett



Die Wirbelsäule der Ratte umfasst 7 Halswirbel, 13 Brustwirbel, 7 Lendenwirbel, das Kreuzbein und eine Vielzahl von Schwanzwirbeln. Bei der Maus sind die Verhältnisse sehr ähnlich; es finden sich lediglich 6 Lendenwirbel. Entsprechend der Zahl von 13 Brustwirbeln verfügen Maus und Ratte über 13 Rippen. Der Schultergürtel besteht bei beiden Spezies aus dem Schulterblatt und einem gut ausgeprägten Schlüsselbein. Maus und Ratte weisen an der Vorderextremität 4 Finger und an der Hinterextremität 5 Zehen auf.

Mäuse und Ratten weisen im Ober- und im Unterkiefer die gleiche Bezahnung auf. Sie umfasst pro Kieferhälfte einen Schneidezahn (incisivus = I), der als Nagezahn bezeichnet wird. Der Nagezahn wächst während des ganzen Lebens. Beide Spezies verfügen nicht über Eckzähne (canini = C) und prämolare Backenzähne (= P). Sie verfügen pro Kieferhälfte über drei molare Backenzahn (= M). Die Zahnformel (pro Kieferhälfte) lautet somit:

Oberkiefer: I1 C0 P0 M3 (=1003)

Unterkiefer: I1 C0 P0 M3 (=1003)

### **Lymphzentren**

Bei allen Labornagern (und auch bei Kaninchen) finden sich u.a. Ansammlungen vom Lymphknoten in folgenden Körperregionen:

- Unterkieferbereich (Lymphocentrum mandibulare)
- Halsbereich (Lymphocentrum cervicale)
- Mediastinalbereich (Lymphocentrum mediastinale)
- Achselbereich (Lymphocentrum axillare)
- Beckendach (Lymphocentrum iliacum)
- Leistenbereich (Lymphocentrum subiliacum)
- Kniekehle (Lymphocentrum popliteum)

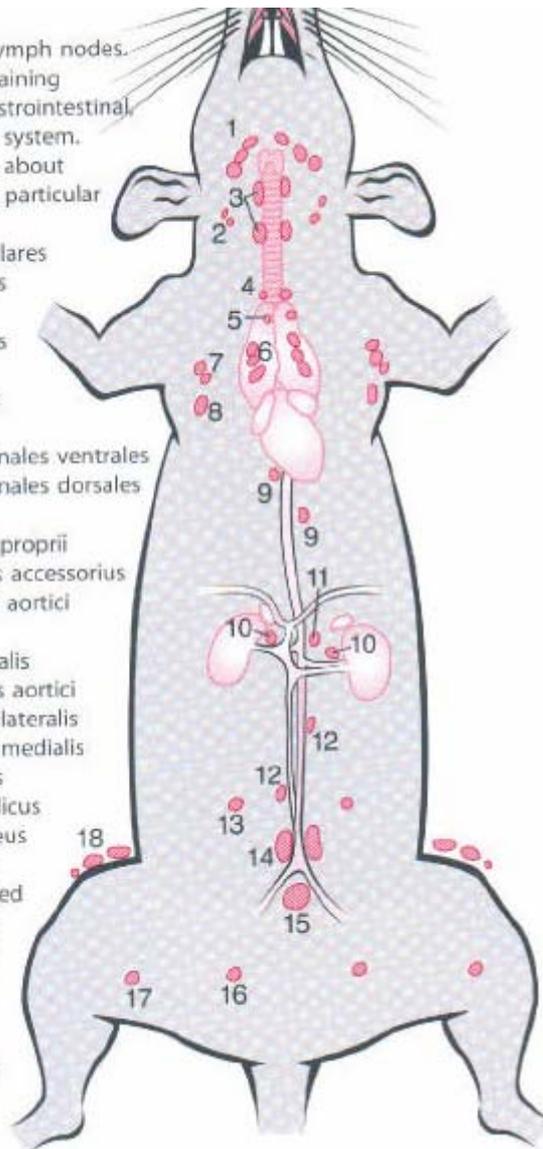
Eine Besonderheit des lymphatischen Systems von Maus und Ratte stellen die mit bloßem Auge deutlich erkennbaren Inseln lymphatischen Gewebes auf dem Dünndarm dar, die als Peyer's Patches bezeichnet werden und gelegentlich irrtümlicherweise für Tumoren gehalten werden.

Die nachfolgende Abbildung zeigt die Position der Lymphknoten an. Nicht aufgezeigt sind die Lymphknoten des Darms.

**Figure 13.9** Locations of lymph nodes. Does not include those draining specific viscera such as gastrointestinal, respiratory and urogenital system. See Chapter 28 for details about the lymph nodes draining particular body areas.

- 1 lymphonodi mandibulares
- 2 lymphonodi cervicales superficiales
- 3 lymphonodi cervicales profundi
- 4 lymphonodi sternales craniales
- 5 lymphonodi mediastinales ventrales
- 6 lymphonodi mediastinales dorsales (et thymus)
- 7 lymphonodi axillares proprii
- 8 lymphonodus axillaris accessorius
- 9 lymphonodi thoracici aortici
- 10 lymphonodi renales
- 11 lymphonodus cisternalis
- 12 lymphonodi lumbales aortici
- 13 lymphonodus iliacus lateralis
- 14 lymphonodus iliacus medialis
- 15 lymphonodus sacralis
- 16 lymphonodus ischiadicus
- 17 lymphonodus popliteus
- 18 lymphonodi subiliaci

The trachea is accompanied by truncus trachealis and the (abdominal) aorta by truncus lumbalis, which joins with truncus intestinalis, producing cisterna chyli, from which truncus thoracicus leads towards the heart.

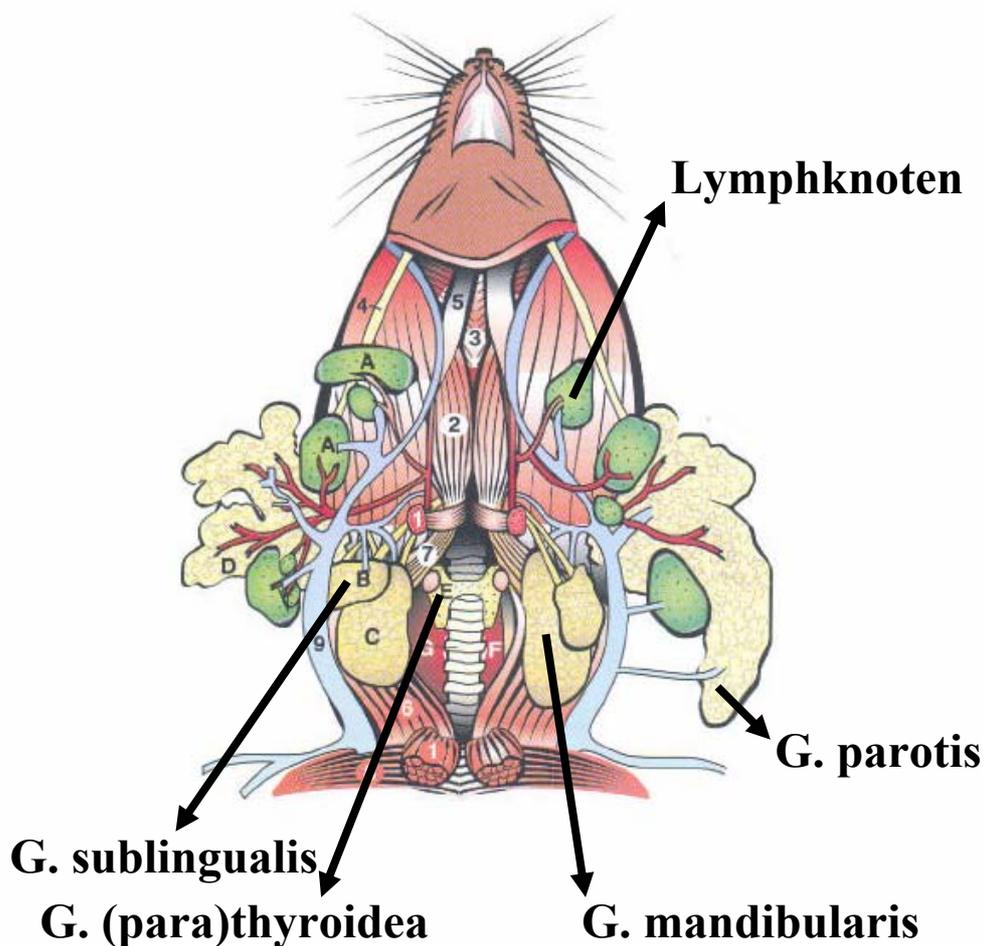


**Tränendrüse:**

Die Tränendrüse liegt bei allen Labornagern (und auch bei Kaninchen) am Ohransatz oberhalb der Ohrspeicheldrüse. Bei der Ratte findet sich in der Tiefe der Augenhöhle eine weitere Tränendrüse, die als Harder'sche Drüse bezeichnet wird.

**Organe des unteren Halsbereichs**

Bei allen Labornagern (und auch bei Kaninchen) finden sich am unteren Hals eine Vielzahl von Lymphknoten sowie von diversen Speicheldrüsen (Glandula parotis, Glandula sublingualis, Glandula mandibularis). Dem Kehlkopf angelagert befindet sich die Schilddrüse (Glandula thyroidea) und die Nebenschilddrüse (Glandula parathyroidea).



**Lunge:**

Ratten und Mäuse verfügen über eine rechte und eine linke Lunge (Pulmo dexter bzw. Pulmo sinister). Die linke Lunge ist nicht gelappt. Die rechte Lunge weist bei beiden Labornagerspezies 4 Lappen aus, die folgendermaßen benannt werden:

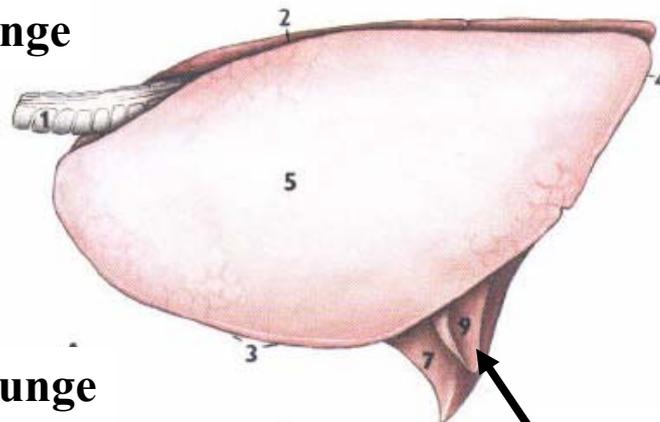
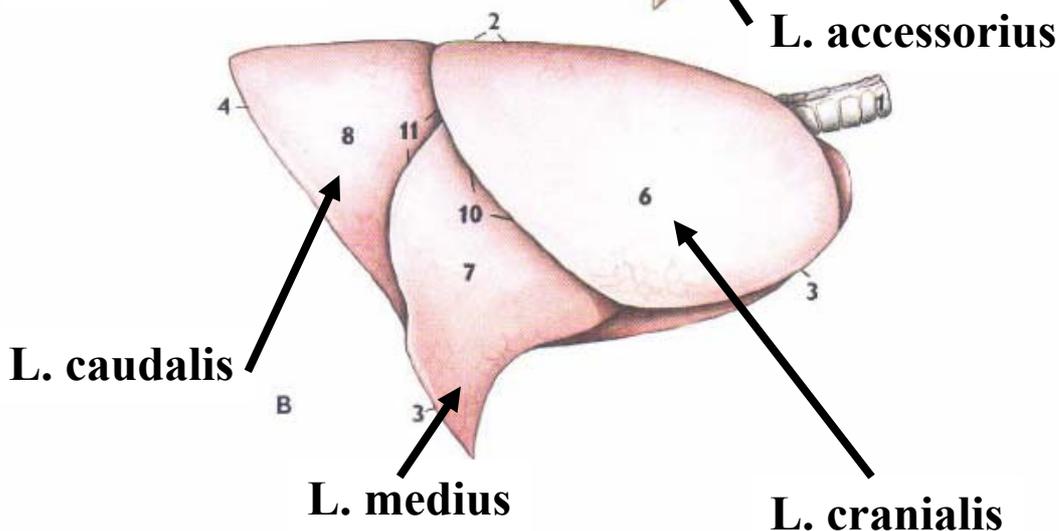
Vorderer Lappen (Lobus cranialis)

Mittlerer Lappen (Lobus medius)

Hinterer Lappen (Lobus caudalis)

Hilfslappen (Lobus accessorius)

Der zur rechten Lunge gehörende Lobus accessorius ragt auf die linke Körperseite herüber.

**Linke Lunge****Rechte Lunge****Herz:**

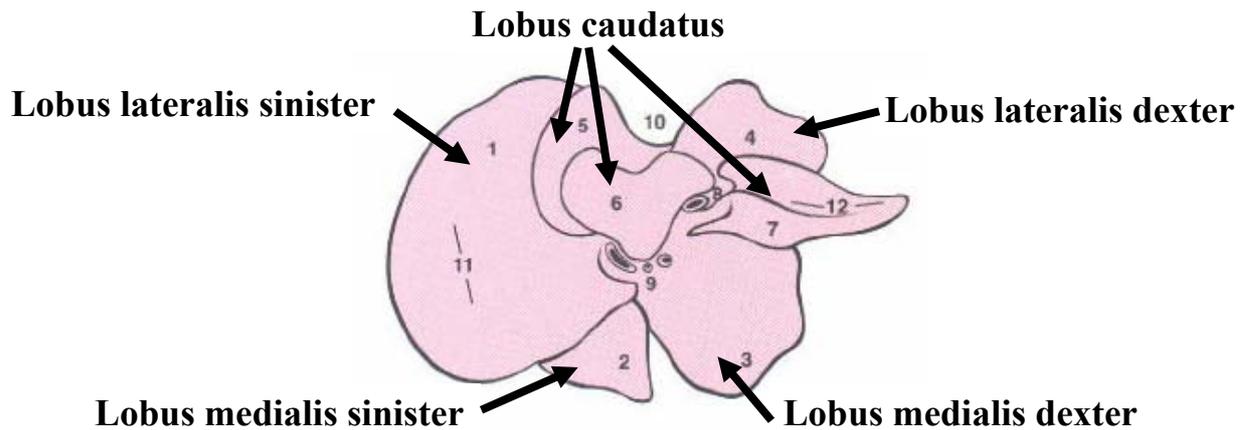
Das Herz von Maus und Ratte weist keine Besonderheiten auf. Wie bei allen Säugetieren können 4 Kammern (rechter und linker Vorhof, rechte und linke Hauptkammer) ausgemacht werden.

**Thymus**

Der Thymus findet sich bei jungen Tieren direkt unter dem Brustbein (Sternum). Bei erwachsenen Tieren ist er kaum noch auszumachen

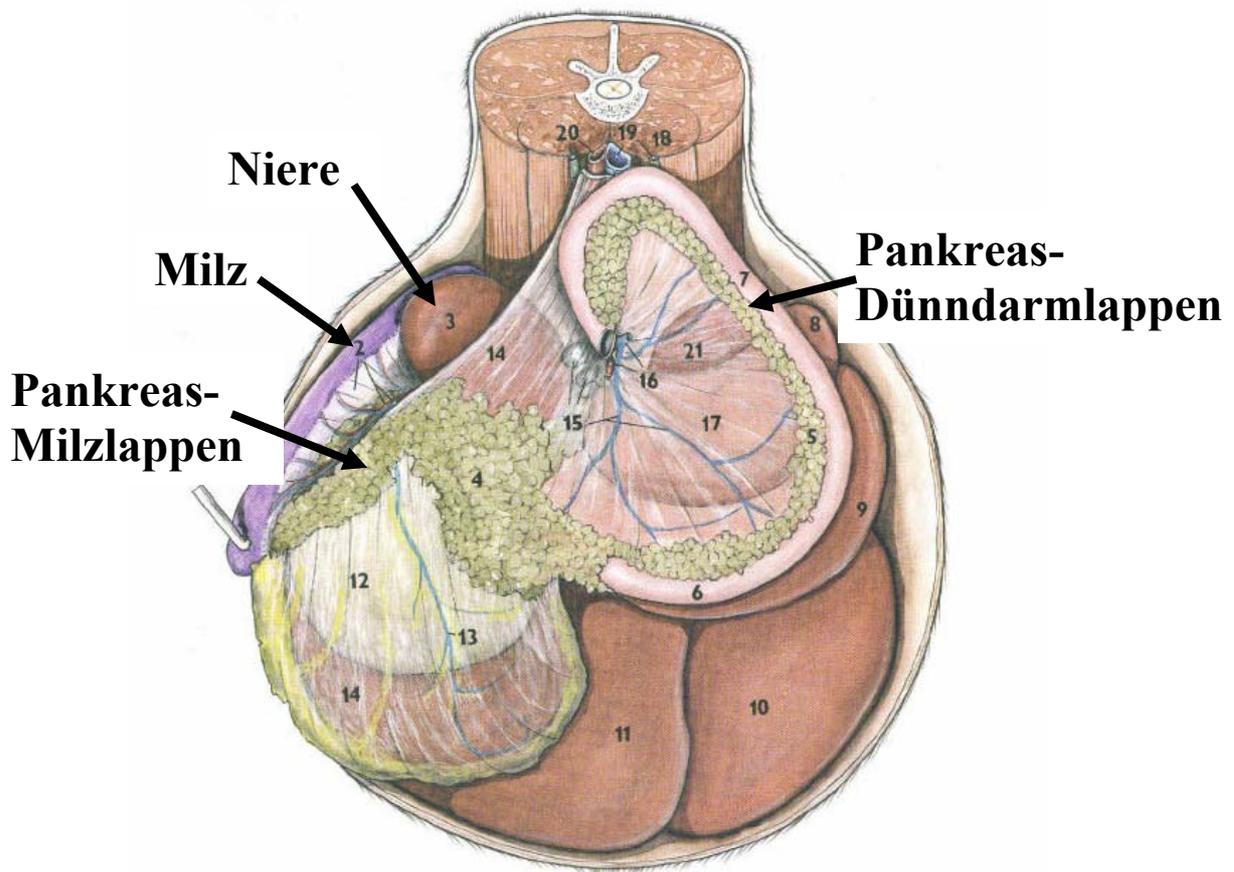
## Leber

Bei der Ratten- und der Mausleber werden auf beiden Körperseiten jeweils ein seitlicher (Lobus lateralis dexter, Lobus lateralis sinister) und ein mittlerer (Lobus medialis dexter, Lobus medialis sinister) Leberlappen unterschieden. Hinzu kommt ein nach hinten (caudal) gerichteter Lappen (Lobus caudatus). Die Leberlappung der Ratte unterliegt einer starken interindividuellen Variation, zum Teil ergeben sich Abweichungen von der beschriebenen Lappung. Der Ratte fehlt (im Gegensatz zur Maus) eine Gallenblase.



## Pankreas

Beim Pankreas von Maus und Ratte liegt jeweils ein Lappen der Milz und einer dem Dünndarm an.

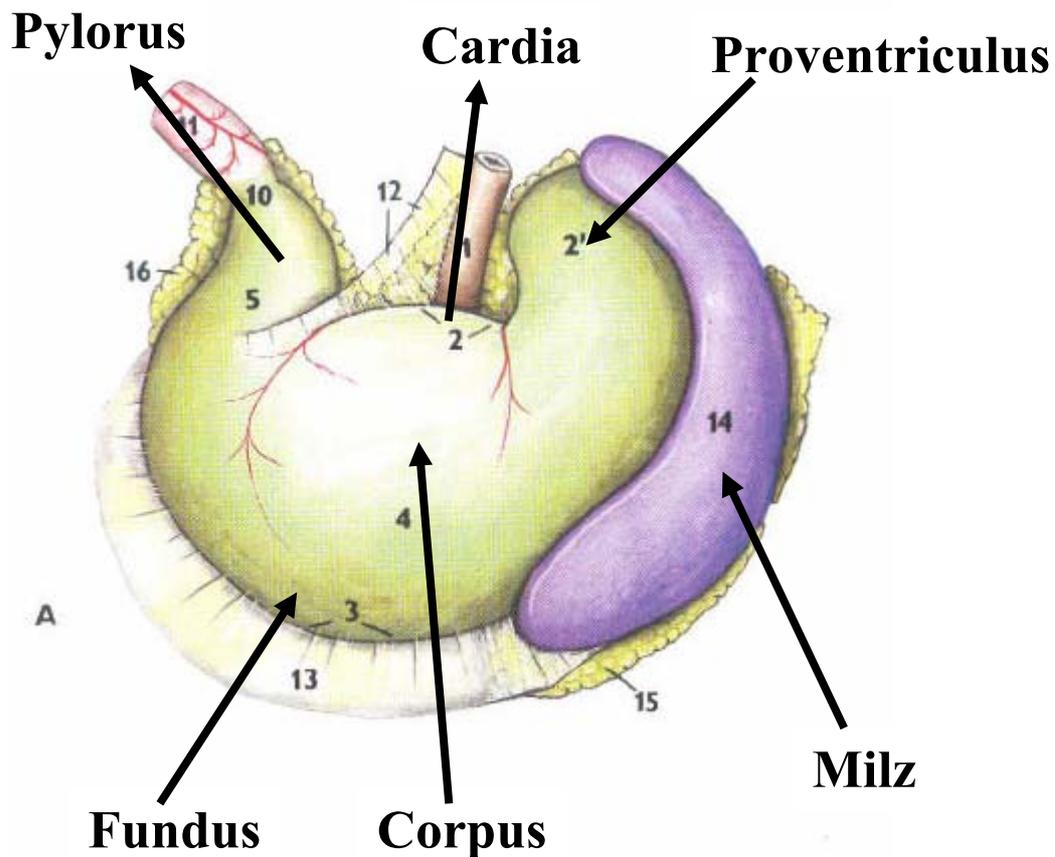


## Milz

Die Milz liegt bei beiden Spezies der äußeren Krümmung (Kurvatur) des Magens an.

**Magen:**

Der Magen von Maus und Ratte ist zwar einkammrig; er weist jedoch einen sogenannten Proventriculus auf. Der Proventrikulus ist im Gegensatz zum anderen Magengewebe mit kutaner Schleimhaut ausgestattet und setzt sich aus diesem Grunde -mit bloßem Auge deutlich erkennbar- deutlich ab. Ansonsten können beim Magen von Maus und Ratte die Regionen Pylorus (Ausgang zum Dünndarm), Corpus, Fundus und Cardia (Eingang der Speiseröhre) ausgemacht werden.

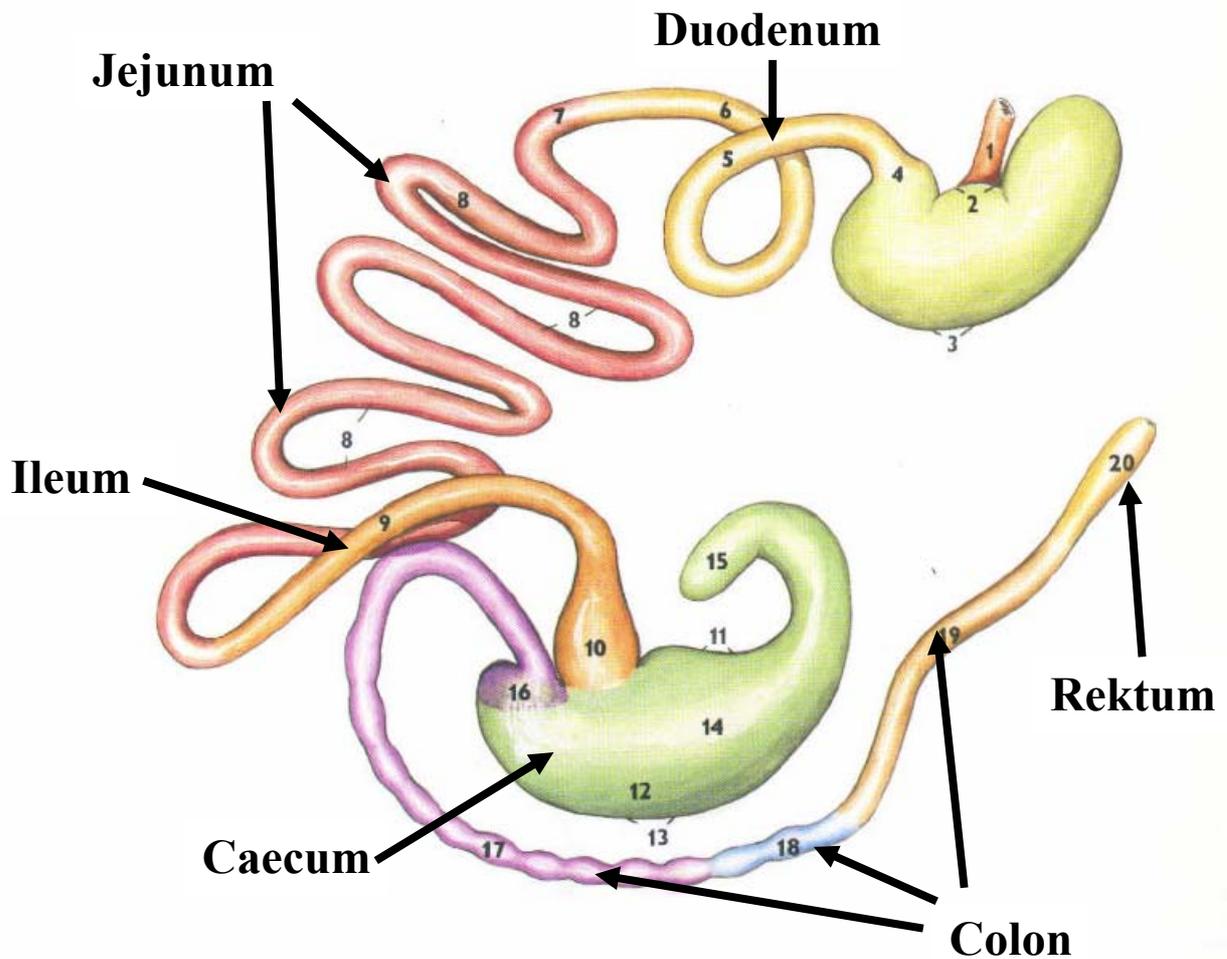


## Darm

Der Darm von Maus und Ratte wird in Dünndarm und Dickdarm unterschieden.

Die weitere Unterteilung des Dünndarms erfolgt in Duodenum (Zwölffingerdarm), Jejunum (Leerdarm) und Ileum (Hüftdarm).

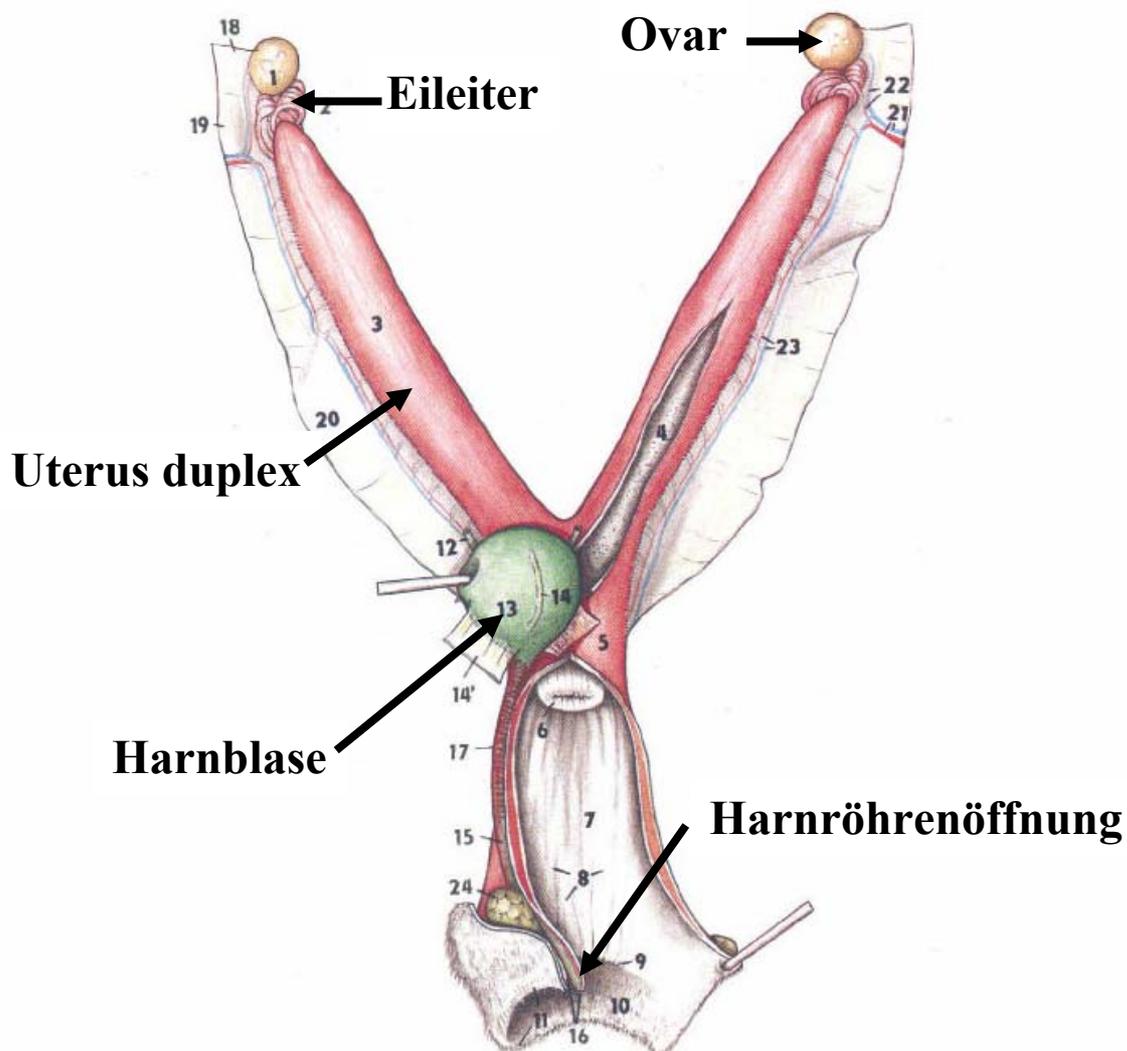
Die weitere Unterteilung des Dickdarms erfolgt in Caecum (Blinddarm), Colon (Grimmdarm) und Rektum (Mastdarm). Das Colon kann in Colon ascendens, Colon transversum und Colon descendens unterschieden werden.





### Weiblicher Urogenitaltrakt:

Die Eireifung erfolgt an den Eierstöcken (Ovar). Von hier werden die Eizellen über den Eileiter (Oviduct) abgeführt. Der Oviduct bildet am Ovar ein Kanalknäuel. Der Oviduct mündet in die Gebärmutter (Uterus). Alle Nagetiere (incl. Mäuse und Ratten) verfügen über einen Uterus duplex, i.e. die Innenräume des rechten und linken Uterus sind vollständig voneinander getrennt. Die beiden Gebärmüttern münden mit jeweils einer eigenen Öffnung in die Scheide (Vagina) ein. Die Harnröhre mündet bei Maus- und Rattenweibchen nicht in die Scheide sondern verfügt über eine eigene äußere Körperöffnung.



## **Praktische Übungen 3. Praktikumstag: Mäuse (4 Stunden):**

(Es stehen pro Arbeitsgruppe zu 2 Personen insgesamt 3 Mäuse zur Verfügung. An jeder Maus sollen möglichst alle Übungen durchgeführt werden.)

### **Liste der Übungen**

#### **-Fixierungstechniken (Schwanzgriff, Nackengriff)**

#### **-durchzuführende Applikations- und Blutentnahmetechniken:**

##### **Anmerkungen:**

Die Punktion des retroorbitalen Plexus sowie die Herzpunktion dürfen ausschließlich in Narkose durchgeführt werden. Herzpunktionen stellen terminale Eingriffe dar, d.h. die Tiere sind noch in Narkose zu töten. Schlundsondierungen werden üblicherweise an wachen (und nicht an sedierten oder narkotisierten) Tieren durchgeführt, da ansonsten die Gefahr der Aspiration von Sondeninhalt besteht. Im Rahmen des Praktikums wird diese Technik aber auch in Inhalationskurzanästhesie mit Isofluran durchgeführt, um den Praktikumssteilnehmern die Einarbeitung zu erleichtern. In solchen Fällen wird jedoch keine Flüssigkeit über die Sonde appliziert. Die anderen Techniken (s.c., i.v., i.p. Injektionen, Anritzen der Schwanzvene) werden üblicherweise an wachen Tieren durchgeführt. Im Rahmen des Praktikums können sie von Ungeübten in Anästhesie praktiziert werden. Der Anlass, zu dem die Tiere in Inhalations- oder Injektionsnarkose verbracht werden, soll im Dialog zwischen Praktikumssteilnehmern und deren Betreuern entschieden werden. Die Injektionsnarkose ist so durchzuführen, dass die Tiere nicht mehr erwachen (terminale Anästhesie).

Trainingsintensive Übungen wie i.v. Injektion, Schlundsondierung, Punktion des retroorbitalen Plexus und Herzpunktion bei der Maus können im Rahmen des versuchstierkundlichen Praktikums nicht sicher bei den Teilnehmern vermittelt werden. Ziel des Kurses ist es vielmehr, den Teilnehmern die richtigen Techniken zu demonstrieren bzw. sie auf methodische Mängel hinzuweisen.

##### **peroral (p.o.) = Schlundsondierung**

- prinzipiell ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff
- bei Ungeübten alternativ in Isofluran-Narkose ohne Applikation von Sondeninhalt
- Schlundsonde (ca. 38 mm Schaftlänge, 1.25 mm Olivendurchmesser, gerade)
- gegebenenfalls Applikation von Wasser
- maximal 4 Versuche pro Tier

-maximales Applikationsvolumen: prinzipiell 0,5 ml (im Praktikum: 0,1 ml)

**subcutan (s.c.):**

-vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff oder am Schwanz

-bei Ungeübten alternativ in Isofluran-Narkose

-graue Kanüle, 1 ml Spritze

-Verwendung einer Farbstofflösung

-maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 0,5 ml (im Praktikum: 0,1 ml!)

-maximal 4 Versuche pro Tier (Position der Einstichstellen für die Sektion dokumentieren)

**intravenös (i.v.):**

-prinzipiell ohne Anästhesie nach Infrarot-Lampenerwärmung bei Fixierung in einer Röhre oder einem Trichter

-bei Ungeübten alternativ in Ketanest / Rompun oder Isofluran Narkose

-graue Kanüle, 1 ml Spritze

Verwendung von physiologischer Kochsalzlösung

-maximal 8 Versuche pro Tier: davon je 4 pro seitlicher Schwanzvene

-maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 0,15 ml (im Praktikum: lediglich Prüfung, ob die Technik erfolgreich angewandt wurde)

**Blutgewinnung durch Anritzen der Schwanzvene**

-prinzipiell ohne Anästhesie nach Infrarot-Lampenerwärmung bei Fixierung in einer Röhre oder einem Trichter

-bei Ungeübten alternativ in Ketanest / Rompun oder Isofluran Narkose

-Skalpell, Eppendorf-Reaktionsgefäß

-maximal 2 Versuche pro Tier

-maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 0,15 ml (im Praktikum: lediglich Prüfung, ob die Technik erfolgreich angewandt wurde)

**intraperitoneal (i.p.)**

-vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff

-bei Ungeübten alternativ in Isofluran-Narkose

-schwarze Kanüle, 1 ml Spritze

-Verwendung von öliger Farbstofflösung

-maximal 2 Versuche pro Tier

-maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 1,5 ml (im Praktikum: 0,1 ml)

### **Punktion des retroorbitalen Plexus**

- nur in Ketanest / Rompun Narkose!
- Durchführung mit Pasteur-Pipette
- Durchführung an beiden Augen

### **Herzpunktion (Einstich hinter dem Brustbein oder von der Seite)**

- nur in Ketanest / Rompun Narkose!
- schwarze Kanüle, 1 ml Spritze

### **-Narkose:**

Inhalationskurzanästhesie: Hierzu werden die Tiere in ein Plastikgefäß mit Isofluran gegeben (Topfnarkose). Nach Verlust des Stellreflexes kann der gewünschte Eingriff vorgenommen werden (Dauer der Anästhesie: bis ca. 1 Minute)

Ketaminehydrochlorid / Xylazin Injektionsanästhesie: Die genauen Dosierungsangaben sowie die Anleitung zur Herstellung des verwandten Anästhetika-Gemischs findet sich in der theoretischen Einführung zum 5. Praktikumstag. Das Gemisch aus Ketamin und Xylazin wird von den Kursbetreuern zur Verfügung gestellt (Beschriftung!). Es werden pauschal pro Maus 80 - 100 µl des Gemischs i.p. (subcutan) appliziert.

### **-Tötung:**

Die Sektion darf nur an toten Tieren durchgeführt werden. Zur Tötung kann entweder in Narkose eine Cervikaldislokation durchgeführt werden. Alternativ kann der Tod durch CO<sub>2</sub> Exposition herbeigeführt werden.

**-Sektion (unsteril)**

- Inspektion des Fells und der Körperöffnungen (Anzahl der Finger/Zehen)
- Fixierung in Rückenlage
- Hautschnitt vom Becken bis zum Kinn und Abpräparation der Haut
- Darstellung der Organe des unteren Halsbereichs (Gl. parotis, Gl. sublingualis, Gl. mandibularis, Trachea, Schilddrüse, Epithelkörperchen)
- Eröffnung von Bauch- und Brusthöhle
- Beurteilung der Organe von Bauch- und Brusthöhle in situ.
- Schnitte entlang der Unterkieferäste durch die Schneidezähne
- Entnahme von Zunge, Speiseröhre, Trachea, Lunge und Herz
- Aufzeigen der Lungenlappung
- Entnahme von Milz und Pankreas
- Lösen der Bänder zwischen Leber und Magen
- Entnahme der Leber am Zwerchfell
- Aufzeigen der Leberlappung (Gallenblase vorhanden?)
- Entnahme des Darmkonvoluts und Präparation aller Darmteile
- Beurteilung der Urogenitalorgane in situ
- Entnahme von Niere und Nebenniere
- Entnahme der Genitalorgane

**-Fakultativ am letzten der drei pro Arbeitsgruppe verwandten Tiere (unter strikter Aufsicht eines Betreuers):**

vor der Sektion in tiefer Narkose: Rasur, Hautschnitt, Peritonealschnitt, Naht der Bauchwand, Klammerung der Haut

## 4. Praktikumstag: Kaninchen

### Theoretische Einführung 4. Praktikumstag (1 Stunde):

#### Erläuterung der Anatomie des Kaninchens

##### Haut und Milchdrüsen

Die Haut des Kaninchens ist vollständig behaart. Über die Anzahl von Mammarkomplexen bei weiblichen Tieren informiert die nachfolgende Tabelle:

Mammarkomplexe:	Kaninchen
thorakal	2
abdominal	1
inguinal	1

##### Skelett



Die Wirbelsäule des Kaninchens umfasst 7 Halswirbel, 13 Brustwirbel, 7 Lendenwirbel, das Kreuzbein und eine geringe Anzahl von Schwanzwirbeln. Entsprechend der Zahl von 13

Brustwirbeln finden sich beim Kaninchen 13 Rippen. Der Schultergürtel besteht aus dem Schulterblatt und einem gut ausgeprägten Schlüsselbein. Kaninchen weisen an der Vorderextremität 5 Finger und an der Hinterextremität 4 Zehen auf.

Kaninchen haben im Ober- und im Unterkiefer eine unterschiedliche Bezahnung. Im Oberkiefer finden sich pro Kieferhälfte 2 Schneidezähne (Incisivi = I), die als Nagezähne fungieren. Die beiden Nagezähne des Oberkiefers stehen dabei nicht nebeneinander sondern hintereinander. Der kleinere, hintere Zahn wird auch als Stifzahn bezeichnet. Im Unterkiefer findet sich pro Kieferhälfte 1 Incisivus. Die Incisivi wachsen während des ganzen Lebens nach. Kaninchen verfügen nicht über Eckzähne (Canini = C). Im Oberkiefer finden sich pro Kieferhälfte 3 prämolare Backenzähne (= P), im Unterkiefer lediglich 2. Schließlich verfügen Kaninchen im Ober- und im Unterkiefer jeweils über drei molare Backenzähne (= M) pro Kieferhälfte. Die Zahnformel (pro Kieferhälfte) lautet somit:

Oberkiefer: I2 C0 P3 M3 (=2033)

Unterkiefer: I1 C0 P2 M3 (=1023)

### **Lymphzentren**

Beim Kaninchen finden sich die gleichen Ansammlungen vom Lymphknoten wie bei Maus und Ratte (siehe dort).

### **Organe des unteren Halses**

Auch die Organe des unteren Halsbereiches entsprechen denen von Maus und Ratte (siehe dort)

**Lunge:**

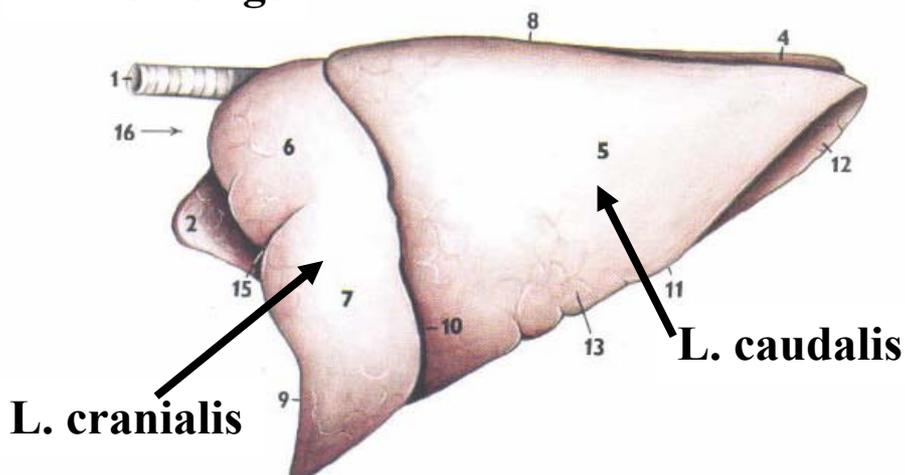
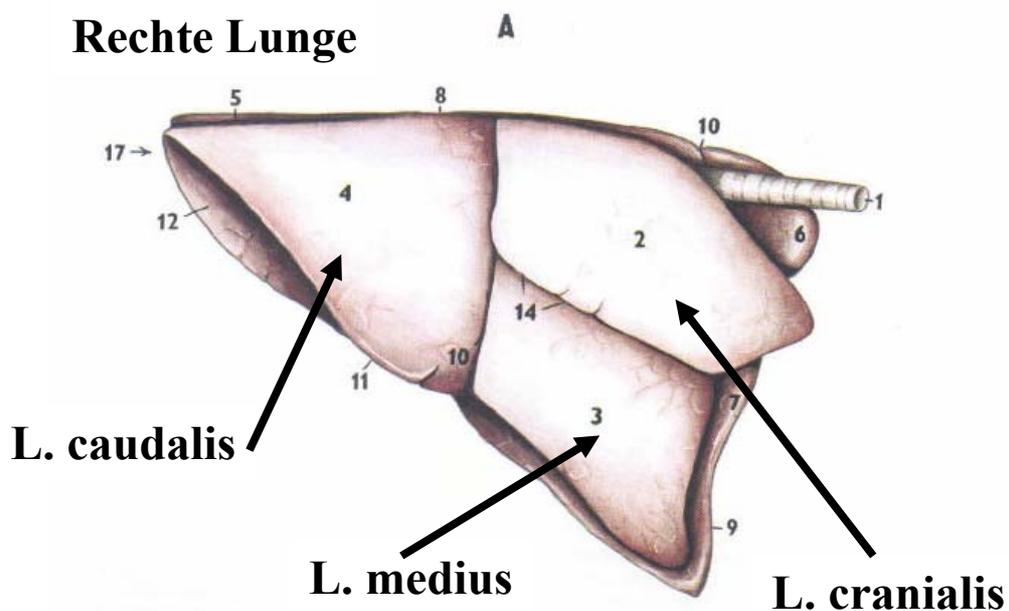
Kaninchen verfügen über eine rechte und eine linke Lunge (Pulmo dexter bzw. Pulmo sinister). Beide Lunge sind gelappt, wobei die linke Lunge 2 und die rechte Lunge 3 Lappen aufweist. Die Benennung der Lappen lautet:

Linke Lunge:

- Vorderer Lappen (Lobus cranialis)
- Hinterer Lappen (Lobus caudalis)

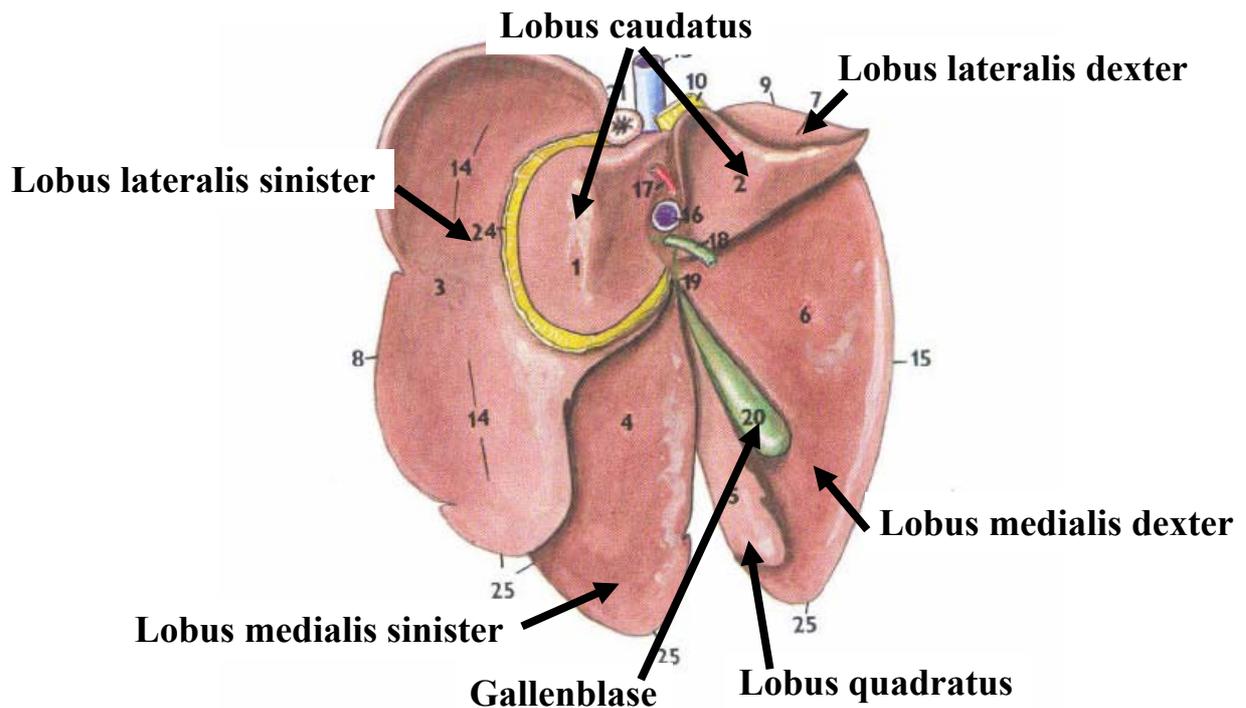
Rechte Lunge:

- Vorderer Lappen (Lobus cranialis)
- Mittlerer Lappen (Lobus medius)
- Hinterer Lappen (Lobus caudalis)

**Linke Lunge****Rechte Lunge**

## Leber

Bei der Kaninchenleber werden auf der rechten und linken Körperseite jeweils ein seitlicher (Lobus lateralis dexter, Lobus lateralis sinister) und ein mittlerer Leberlappen (Lobus medialis dexter, Lobus medialis sinister) unterschieden. Hinzu kommt ein nach hinten (caudal) gerichteter Lappen (Lobus caudatus) sowie ein weiterer Lappen (Lobus quadratus). Die Kaninchenleber verfügt über eine Gallenblase.



## Pankreas

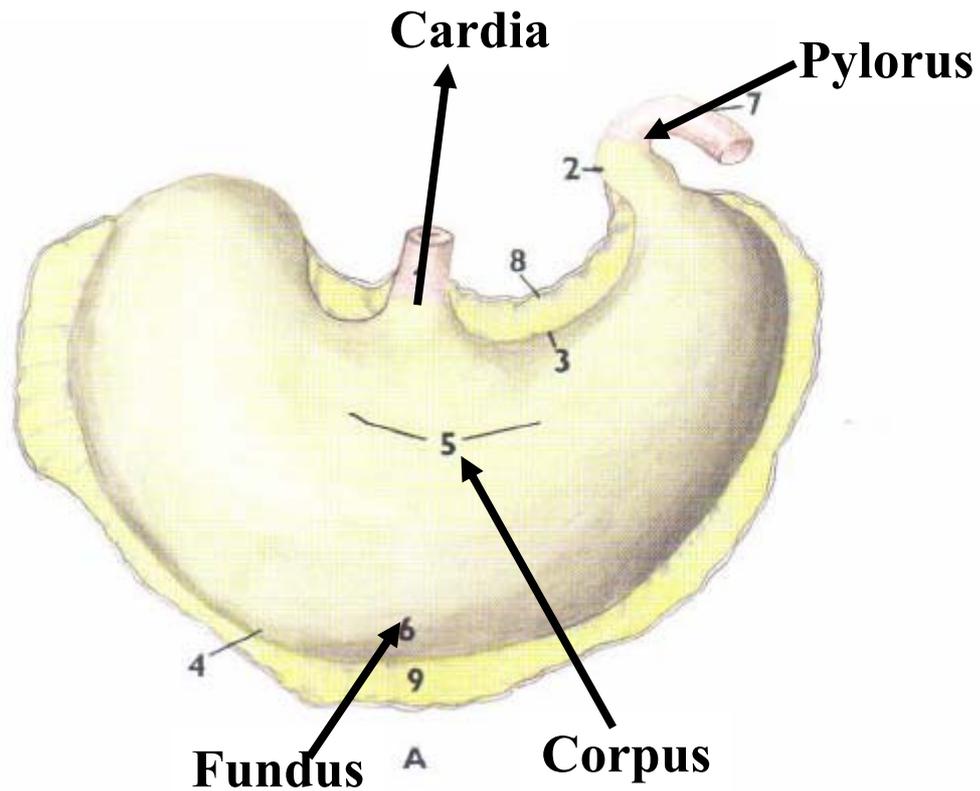
Wie bei Maus und Ratte findet sich auch beim Kaninchen-Pankreas ein Lappen, der der Milz angelagert ist, und einer, der sich dem Dünndarm anschmiegt.

## Milz

Die Milz liegt bei beim Kaninchen der äußeren Krümmung (Kurvatur) des Magens an.

**Magen:**

Der Magen des Kaninchens ist einkammrig; er weist keinen Proventriculus auf wie der von Maus und Ratte. Beim Magen des Kaninchens können die Regionen Pylorus, Corpus, Fundus und Cardia ausgemacht werden. Der Kaninchen-Magen ist sehr dünnwandig. Insbesondere das Fehlen einer kräftigen Magenmuskulatur dürfte der Grund dafür sein, dass Kaninchen sehr leicht Tympanien (Magenblähung) entwickeln und nicht erbrechen können.

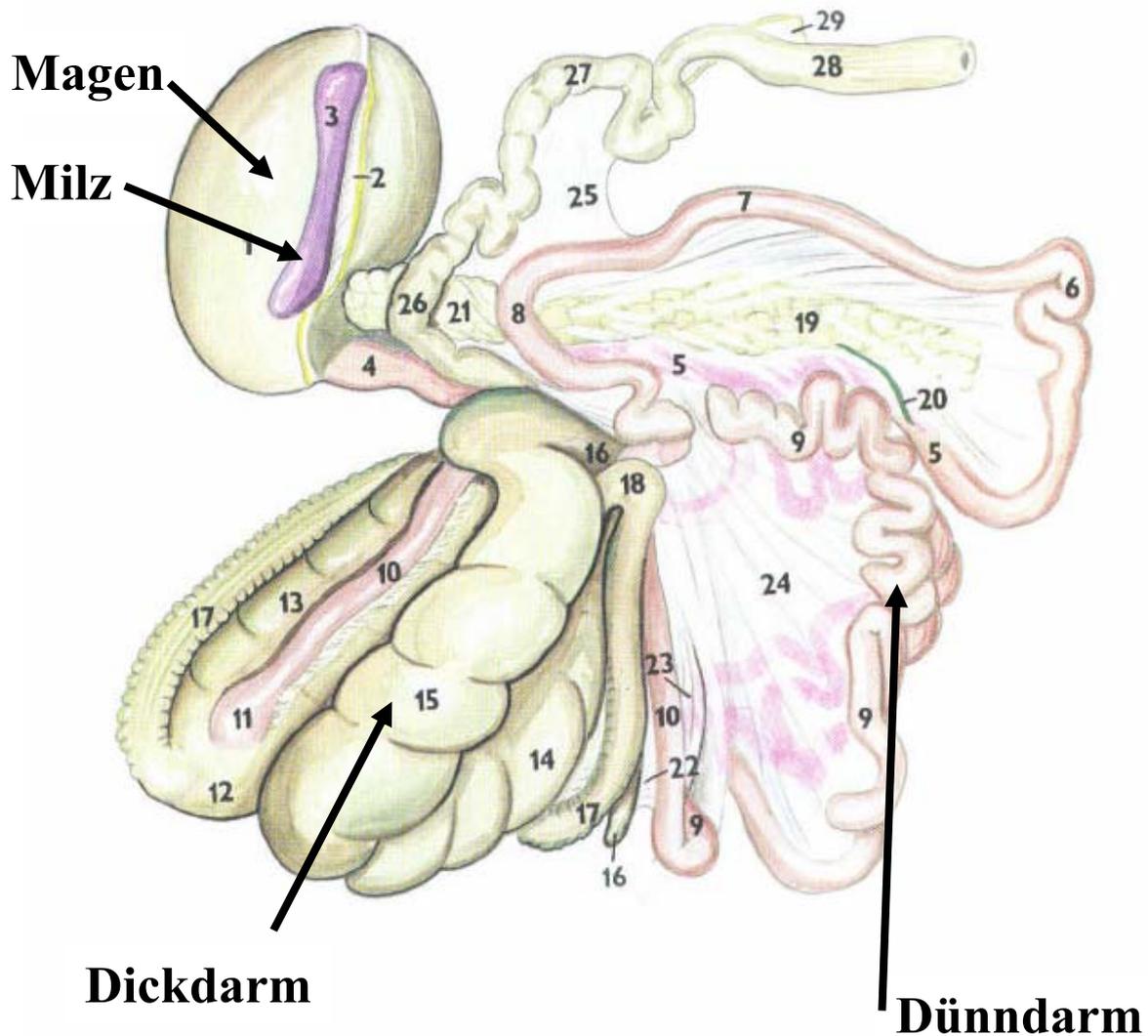


## Darm

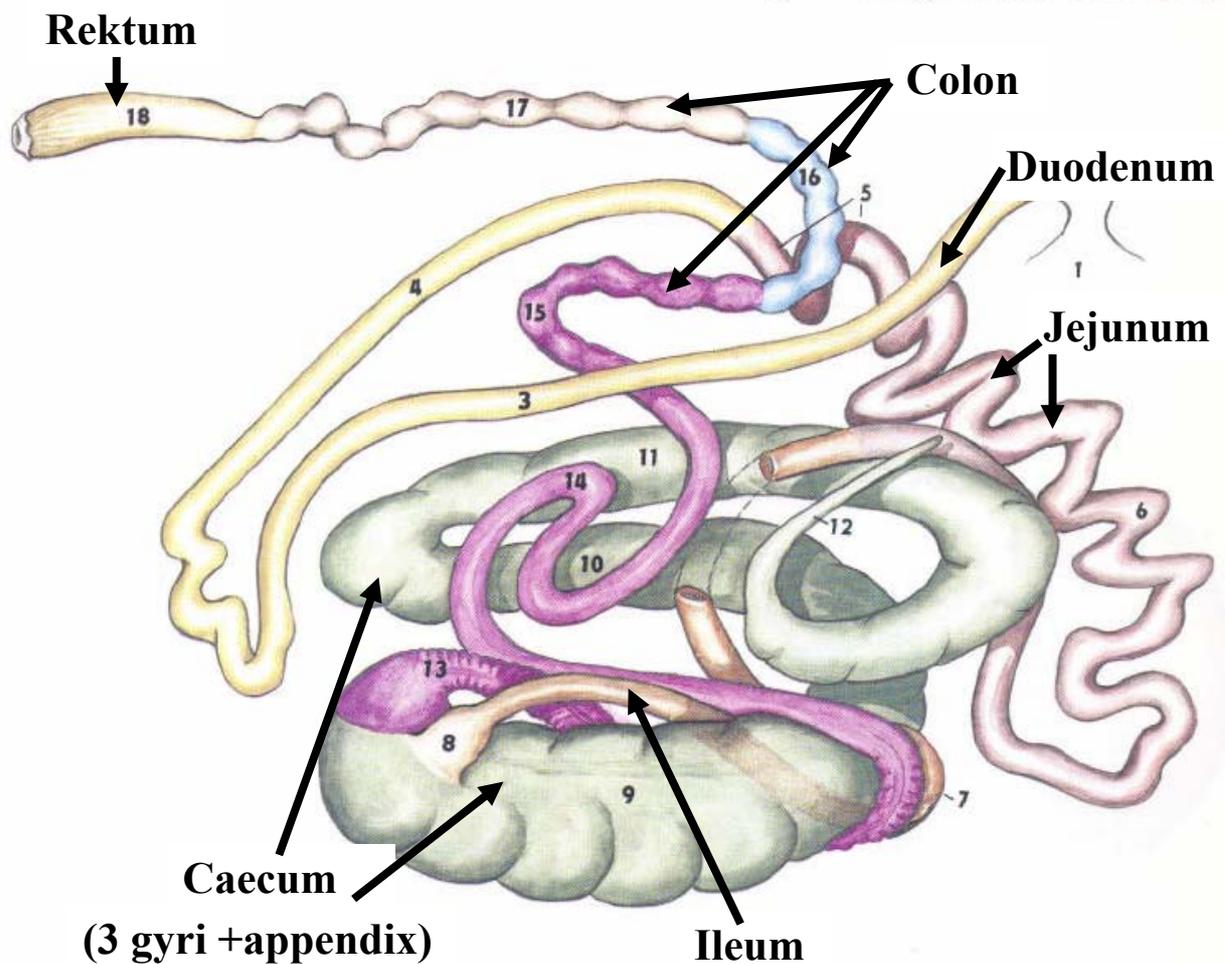
Der Darm des Kaninchens wird in Dünndarm und Dickdarm unterteilt.

Die weitere Unterteilung des Dünndarms erfolgt in Duodenum (Zwölffingerdarm), Jejunum (Leerdarm) und Ileum (Hüftdarm).

Die weitere Unterteilung des Dickdarms erfolgt in Caecum (Blinddarm), Colon (Grimmdarm) und Rektum (Mastdarm). Das Colon kann in Colon ascendens, Colon transversum und Colon descendens unterschieden werden.



Bei genauer Untersuchung des Darms des Kaninchens wird apparent, dass der Großteil des Darmes vom Blinddarm (Caecum) gebildet wird. Das Kaninchencaecum besteht aus drei großen Windungen (Gyri) und verfügt über einen Wurmfortsatz (Appendix). Funktionell stellt das Kaninchencaecum eine große Gärkammer dar, in der die rein pflanzliche Nahrung durch mikrobiellen Verdau erschlossen wird. Dabei gewährleistet das Kaninchen auf sehr interessante Weise, dass der mikrobiell aufgeschlossene Caecum-Inhalt überhaupt noch genutzt werden kann und nicht einfach ausgeschieden wird. Hierzu wird der Caecuminhalt als besonderer Kot (sogenannter Weichkot = Caecotrophe) ausgeschieden und unmittelbar wieder aufgefressen.



**Männlicher Urogenitaltrakt:**

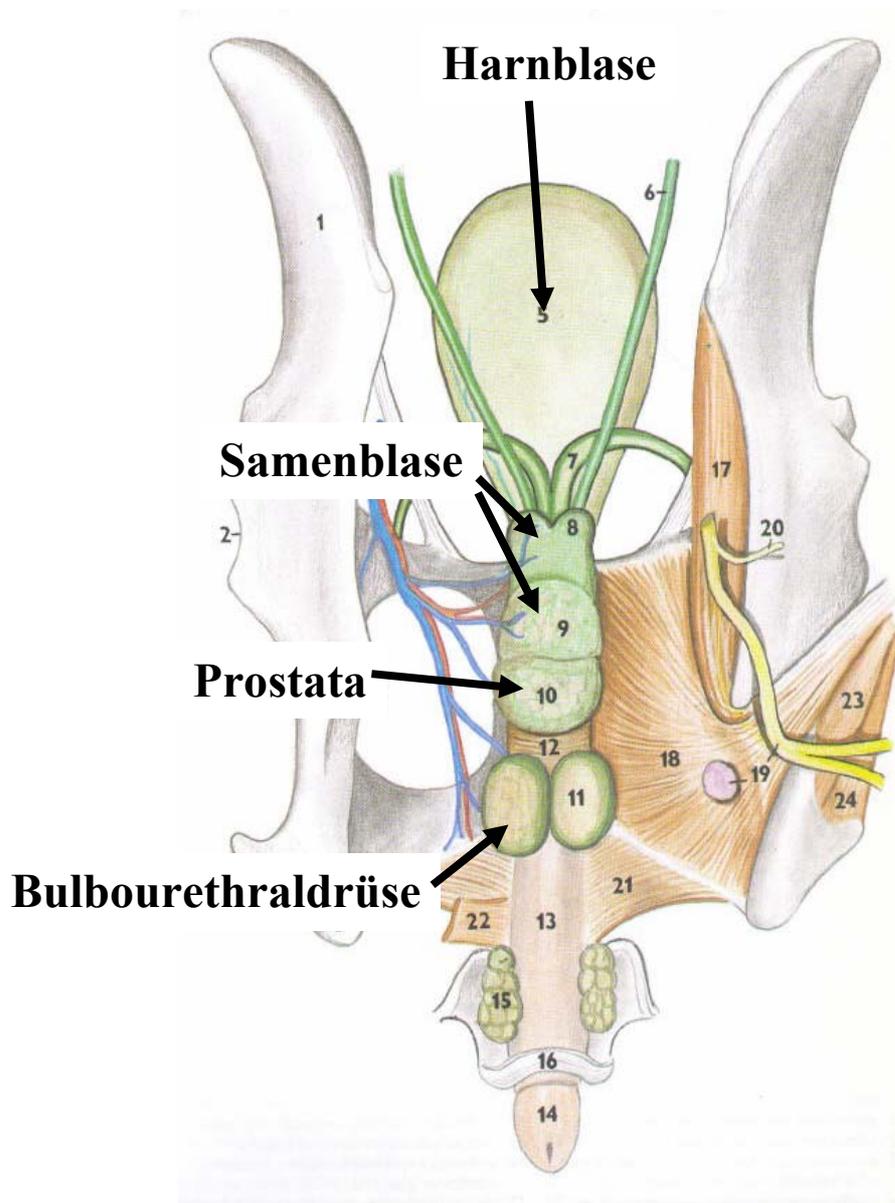
Hoden und Nebenhoden des Kaninchens zeigen eine ähnliche Anatomie wie die entsprechenden Organe von Maus und Ratte. Beim Kaninchen werden folgende akzessorische Geschlechtsdrüsen unterschieden:

Glandula vesicularis (Samenblase)

Glandula prostata (Prostata)

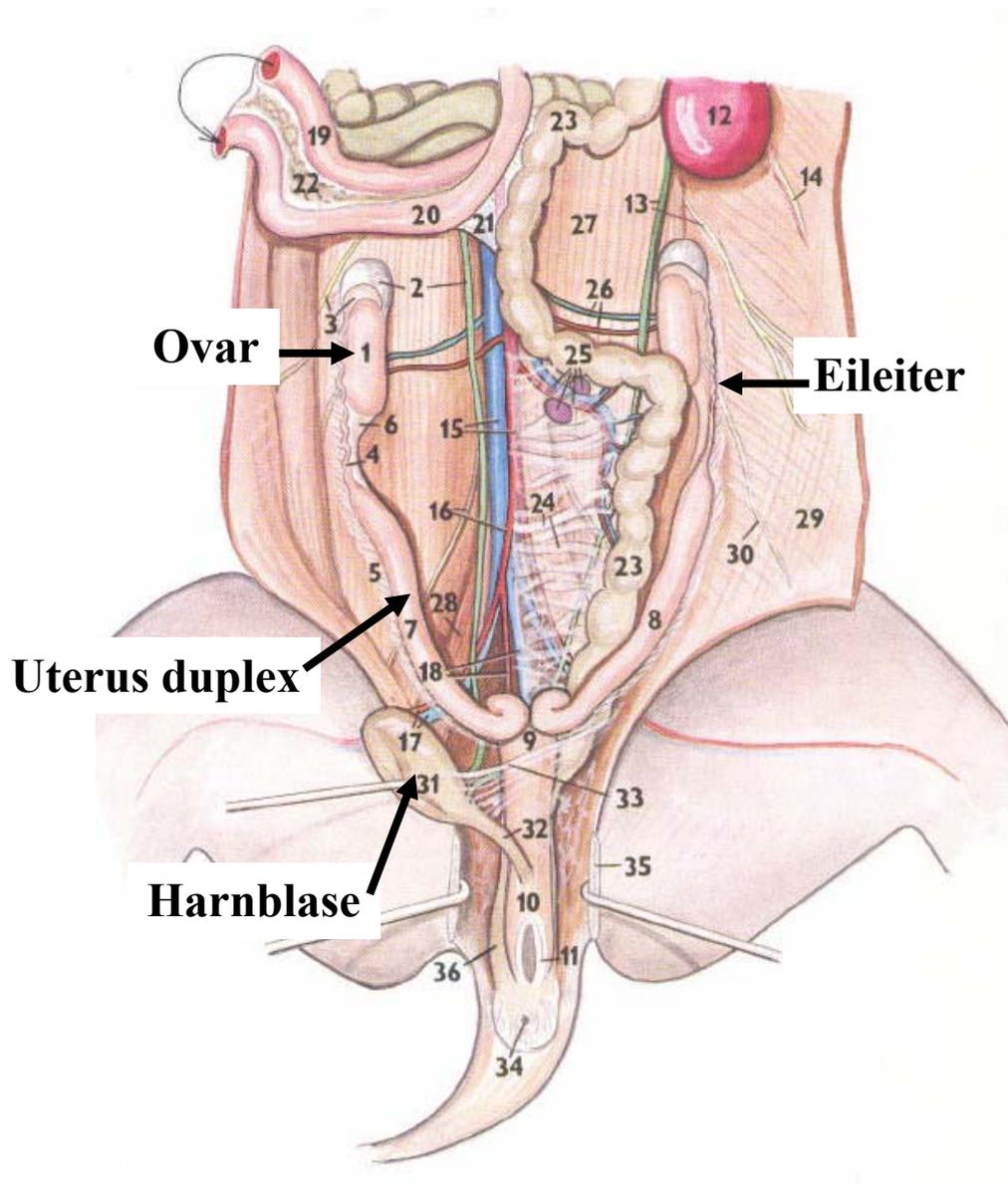
Glandula bulbourethralis (Bulbourethraldrüse)

Eine Koagulationsdrüse fehlt den Kaninchen.



### Weiblicher Urogenitaltrakt:

Die Anatomie von Ovar und Eileiter entspricht der von Maus und Ratte. Wie die Nagetiere verfügen auch die Hasenartigen (Leporidae) über einen Uterus duplex, i.e. die Innenräume des rechten und linken Uterus sind vollständig voneinander getrennt. Die beiden Gebärmüttern münden mit jeweils einer eigenen Öffnung in die Scheide (Vagina) ein. Die Harnröhre mündet beim Kaninchen in die Scheide ein.



## Praktische Übungen 4. Praktikumstag: Kaninchen (4 Stunden)

(Es steht für 2 Arbeitsgruppen zu 2 Personen nur 1 Kaninchen zur Verfügung.)

### Liste der Übungen

#### -Fixierungstechniken (Nackengriff)

#### -durchzuführende Applikations- und Blutentnahmetechniken:

##### Anmerkungen:

Die Herzpunktion darf ausschließlich in Narkose durchgeführt werden. Herzpunktionen stellen terminale Eingriffe dar, d.h. die Tiere sind noch in Narkose zu töten. Injektionstechniken (s.c., i.d., i.v., i.p., i.m.) und Blutentnahmen an der Ohrarterie oder Ohrvene werden üblicherweise an wachen Tieren durchgeführt. Im Rahmen des Praktikums sollen sie überwiegend in Anästhesie praktiziert werden: subcutane, intracutane und intramuskuläre Injektionen sollen am wachen Tier erfolgen; die intramuskuläre Injektion wird genutzt, um das Tier in Injektionsnarkose zu verbringen. Die Injektionsnarkose ist so durchzuführen, dass die Tiere nicht mehr erwachen (terminale Anästhesie).

Trainingsintensive Übungen wie i.v. Injektion, i.p. Injektion, Blutentnahmen an den Ohrgefäßen und Herzpunktion beim Kaninchen können im Rahmen des versuchstierkundlichen Praktikums nicht sicher bei den Teilnehmern vermittelt werden. Ziel des Kurses ist es vielmehr, den Teilnehmern die richtigen Techniken zu demonstrieren bzw. sie auf methodische Mängel hinzuweisen.

##### subcutan (s.c.):

- vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff
- bei Ungeübten alternativ in Ketamin / Xylazin-Narkose
- gelbe Kanüle, 2 ml Spritze
- Verwendung einer Farbstofflösung
- maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 5 ml (im Praktikum: 1 ml!)
- maximal 4 Versuche pro Tier (Position der Einstichstellen für die Sektion dokumentieren)

**intradermal (i.c.):**

- vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff
- bei Ungeübten alternativ in Ketamin / Xylazin-Narkose
- graue Kanüle, 1 ml Spritze
- Verwendung einer Farbstofflösung
- maximales Injektionsvolumen: 0,1 ml
- maximal 4 Versuche pro Tier (Position der Einstichstellen für die Sektion dokumentieren)

**intramuskulär (i.m.)**

- vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff
- bei Ungeübten alternativ in Ketamin / Xylazin-Narkose
- schwarze Kanüle, 2 ml Spritze
- Verwendung einer Farbstofflösung
- maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 1,5 ml
- maximal 2 Versuche pro Tier

**intraperitoneal (i.p.)**

- vorzugsweise ohne Anästhesie bei Fixierung durch Nackengriff und durch Greifen der Hinterextremitäten
- bei Ungeübten alternativ in Ketamin / Xylazin-Narkose
- schwarze Kanüle, 2 ml Spritze
- Verwendung einer öligen Farbstofflösung
- maximales Injektionsvolumen: prinzipiell 5 ml (im Praktikum 1 ml !)
- maximal 2 Versuche pro Tier

**intravenös (i.v.):**

- dazu gründliche Rasur des Ohrblattes
- prinzipiell ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff (gegebenenfalls Infrarot-Lampenerwärmung oder Hyperämisierung mittels Xylol)
- bei Ungeübten alternativ in Ketanest / Rompun Narkose
- Legen einer blauen Braunüle auf der einen Seite
- Legen eines grünen Butterflys auf der anderen Seite
- Verwendung von physiologischer Kochsalzlösung
- maximales Injektionsvolumen: prinzipiell ca 3 ml (im Praktikum: lediglich Prüfung, ob die Technik erfolgreich angewandt wurde)

### **Blutgewinnung aus der Ohrarterie**

- prinzipiell ohne Anästhesie bei Fixierung im Nackengriff (gegebenenfalls Infrarot-Lampenerwärmung)
- bei Ungeübten alternativ in Ketanest / Rompun Narkose
- Punktion der Ohrarterie mit einer gelben Kanüle ohne aufgesetzte Spritze mit Eppendorf-Reaktionsgefäß

### **Herzpunktion (Einstich von der Seite)**

- nur in Ketanest / Rompun Narkose!
- gelbe Kanüle, 5 ml Spritze

### **-Narkose:**

Ketaminehydrochlorid / Xylazin Injektionsanästhesie: Die genauen Dosierungsangaben sowie die Anleitung zur Herstellung des verwandten Anästhetika-Gemischs findet sich in der theoretischen Einführung zum 5. Praktikumstag. Das Gemisch aus Ketamin und Xylazin wird von den Kursbetreuern zur Verfügung gestellt (Beschriftung!). Die Dosierung erfolgt nach Gewicht.

### **-Tötung:**

Die Sektion darf nur an toten Tieren durchgeführt werden. Die Tötung erfolgt durch CO<sub>2</sub> Exposition in tiefer Narkose.

## 5. Praktikumstag: Operative Techniken

### Theoretische Einführung: 5. Praktikumstag (1 Stunde):

Für den 5. Praktikumstag sollten die Manuskripte

„9. Grundlagen chirurgischen Arbeitens“ und

„7.2 Narkose und Schmerzausschaltung bei kleinen Laboratoriumstieren“  
erarbeitet worden sein.

#### Isofluran Inhalationskurzanästhesie bei Maus und Ratte

Zur Inhalationsanästhesie werden die Tiere in eine durchsichtige Kammer eingebracht, die ein Gemisch aus Isofluran und Luft enthält. Zur Erzeugung dieses Gemischs werden ca. 1 - 2 ml Isofluran in die Kammer eingebracht, wobei die Einbringung zur Beschleunigung der Isofluranverdampfung in einen Gazetupfer erfolgt. Ein direkter Kontakt der Tiere mit flüssigem Isofluran ist zu vermeiden. Anschließend wird die Kammer verschlossen. Nach Verlust des Stellreflexes muss das berauschte Tier unverzüglich aus der Kammer entnommen werden. Das aufgeführte Narkoseverfahren eignet sich lediglich zur kurzen Berausung von kleinen Versuchstieren (z.B. zur Durchführung von Injektionen oder Blutentnahmen). Sollen Tiere längerfristig mit Isofluran anästhesiert werden, ist ein Narkosegerät erforderlich.

Beim Umgang mit Inhalationsanästhetika muss ein ausreichender Arbeitsschutz gewährleistet werden.

#### Ketamin / Xylazin Narkose bei Maus, Ratte und Kaninchen

##### Maus:

Absolute Dosis:

107 - 125 mg Ketaminehydrochlorid / kg Körpergewicht

17,1 - 20 mg Xylazin / kg Körpergewicht

Praktische Durchführung:

- In 5 ml Mischspritze aufziehen:

0,8 ml 2% Xylazinhydrochlorid-Lsg (Rompun)

+1,0 ml 10% Ketaminehydrochlorid-Lsg (100 mg /ml)

+1,0 ml A bidest. oder physiol. NaCl-Lsg

(Lagerung der Gebrauchslösung bei Raumtemperatur für maximal etwa 14 Tage)

- davon pro 10 g Maus etwa 30 µl (bei niedriger Dosierung) bzw. 35 µl (bei hoher Dosierung) subcutan verabreichen  
Niedrige Dosierung erhalten beispielsweise B6 Inzuchtmäuse und B6 x DBA Hybriden.  
Hohe Dosierung erhalten beispielsweise NMRI Auszuchtmäuse.
- üblicherweise erfolgt die Dosierung pauschal:  
pro adultem Auszucht tier: ca. 80 – 100 µl Gebrauchslösung  
pro adulter C57BL/6 Maus: ca. 50 - 60 µl

**Ratte:**

Absolute Dosis bei i.m. Applikation:

78 mg Ketaminehydrochlorid / kg Körpergewicht

12,5 mg Xylazin / kg Körpergewicht

Praktische Durchführung:

- In Mischspritze aufziehen:  
1 ml Ketavet (100 mg Ketaminehydrochlorid / ml = 10%)  
+ 0,8 ml Rompun (2% Xylazin)  
(Lagerung der Gebrauchslösung bei Raumtemperatur für maximal etwa 14 Tage)
- davon 0,140 ml / 100 g bei i.m. Applikation
- davon 0,112 ml / 100 g bei i.p. oder s.c. (entspricht 80% der i.m.-Dosis)

(Der Wirkungseintritt ist bei i.m. und i.p. Injektion sehr schnell)

Körpergewicht (g)	Volumen (ml) i.m.	Volumen (ml) bei i.p. oder s.c.
100	0,140	0,112
110	0,154	0,123
120	0,168	0,134
130	0,182	0,146
140	0,196	0,157
150	0,210	0,168
160	0,224	0,179
170	0,238	0,190
180	0,252	0,202
190	0,266	0,213
200	0,280	0,224
210	0,294	0,235
220	0,308	0,246
230	0,322	0,258
240	0,336	0,269
250	0,350	0,280
260	0,364	0,291
270	0,378	0,302
280	0,392	0,314

290	0,406	0,325
300	0,420	0,336
310	0,434	0,347
320	0,448	0,358
330	0,462	0,370
340	0,476	0,381
350	0,490	0,392
360	0,504	0,403
370	0,518	0,414
380	0,532	0,426
390	0,546	0,437
400	0,560	0,448

**Kaninchen:**

Absolute Dosis:

50 mg Ketaminehydrochlorid / kg Körpergewicht

4 mg Xylazin / kg Körpergewicht

Praktische Durchführung:

- In 5 ml Mischspritze aufziehen:

2,5 ml 10% Ketaminehydrochlorid-Lsg (100 mg /ml)

+1,0 ml 2% Xylazinhydrochlorid-Lsg (Rompun)

(Lagerung der Gebrauchslösung bei Raumtemperatur für maximal etwa 14 Tage)

- davon pro 1 kg Kaninchen 0,7 ml intramuskulär oder subcutan verabreichen

**Nachdosierungen der Ketamin / Xylazin Narkose bei Maus, Ratte und Kaninchen:**

Bei Nachdosierungen ca. 30% der Menge an Ketamin / Xylazin einsetzen, wie für die Einleitung erforderlich war.

**Narkosestadien nach Güdel**

Nach Güdel werden bei der Narkose die Stadien der Analgesie, der Exzitation, der Toleranz und der Asphyxie unterschieden. Die ersten drei Güdelschen Narkosestadien konnten mit hoher Regelmäßigkeit bei der mittlerweile obsoleten Chloroform Anästhesie beobachtet werden. Beim zunächst durchlaufenen Stadium der Analgesie war der Proband bei vollem Bewusstsein, wies jedoch eine Schmerzunempfindlichkeit auf. Beim darauf folgenden unerwünschten Stadium der Exzitation kam es zu einer starken Überempfindlichkeit gegenüber Sinneseindrücken, in deren Folge unkontrollierte heftige Reaktionen des Probanden auftreten konnten. Erst nach Durchlaufen des unangenehmen Exzitationsstadiums wurde das Stadium der Toleranz erreicht, welches die charakteristischen Narkosekriterien des Bewußtseinsverlusts, der Analgesie

(Ausschaltung der Schmerzempfindung), der Muskelrelaxation und der Reflexbeeinträchtigung aufwies und somit zur Durchführung operativer Eingriffe geeignet ist.

Bei den heute üblicherweise in der Human- und Tiermedizin eingesetzten Anästhesien wird in der Regel kein unerwünschtes Exzitationsstadium mehr zu beobachten sein. Das Auftreten eines Exzitationsstadiums kann aber andererseits nie mit Sicherheit ausgeschlossen werden. Aus diesem Grund sollten Versuchstiere, bei denen eine Narkose (insbesondere eine Ketamin / Xylazin Narkose) eingeleitet wurde, nie bis zum Erreichen des Toleranzstadiums unbeaufsichtigt werden.

### **Beurteilung des Narkoseverlaufs und Überwachung der Narkosetiefe:**

Hierzu werden folgende Kriterien herangezogen:

- Verlust von Reflexreaktionen:

Stellreflex

Lid- und Hornhautreflex

Schwanz- und Zwischenzehenreflex

- Atmung:

Die Registrierung der Atemfrequenz bleibt Spezialanwendungen vorbehalten.

Beurteilung der Regelmäßigkeit und Tiefe:

- **Erhöhung der Frequenz: Narkose zu flach, Tier wird wach**
- **Erniedrigung der Frequenz, Atmung flach: Narkose sehr tief**

Bei albinotischen Tieren: Beurteilung der Farbe von Nasenspiegel und Pfoten (erwünscht: hellrosa)

- Kreislauf

Die Registrierung von Pulsfrequenz und Blutdruck bleibt Spezialanwendungen vorbehalten.

Beurteilung der Regelmäßigkeit:

- **Erhöhung der Herzfrequenz: Narkose zu flach oder zu tief, Kreislaufprobleme z.B. aufgrund eines größeren Blutverlustes (Schock)**
- **Erniedrigung der Herzfrequenz: Einfluss von Narkosemitteln**

- Körpertemperatur

Die Körpertemperatur kann während der Narkose um mehrere Grade absinken; auch wenn keine Körperhöhlen eröffnet wurden. Deshalb muss eine Auskühlung durch Wärmekissen und / oder Wärmelampen vermieden werden.

Die Erläuterung von Nahttechniken erfolgt anhand der Broschüre der Fa Ethicon.

Praktische Übungen 5. Praktikumstag: Operative Techniken (4 Stunden):

(Es stehen pro Arbeitsgruppe zu 2 Personen insgesamt 3 Mäuse zur Verfügung. An jeder Maus sollen beide operativen Übungen durchgeführt werden.)

Optional vor Operationsbeginn: Training der i.v. Injektionstechnik bei der Maus

## **Operation: Subcutane „Tumor“-Applikation bei der Maus**

- Tiefe Narkose durch i.p.-Injektion von Ketanest / Rompun
- Beachte: 1 Person kontrolliert anhand der Stärke des Zwischenzehenreflexes sowie anhand der Regelmäßigkeit der Atmung und des Herzschlags kontinuierlich den Narkoseverlauf und die Narkosetiefe. Hierüber wird ein Protokoll geführt (siehe Formblatt). Diese Person ist verantwortlich für die adäquate Nachdosierung von Narkosemitteln.
- Gründliche Rasur und Desinfektion (mit 70 % Alkohol) des Rückenbereichs
- mit grober Schere ca. 1 cm Hautschnitt am Rücken
- durch stumpfe Präparation eine Hauttasche bilden
- Einführung eines Gewebe-Imitats in die Hauttasche
- Wundverschluss mit Michel-Klammern
- dieselbe Maus für den 2. Eingriff benutzen

### **Medianer Rückenhautschnitt an der betäubten, rasierten und desinfizierten Maus**



## Einbringen des Tumor-Imitats



## Wundverschluss mit Michel-Klammern



## Operation: Laparotomie und Vasektomie bei der Maus

- Tiefe Narkose durch IP-Injektion von Ketanest / Rompun
- Beachte: 1 Person kontrolliert anhand der Stärke des Zwischenzehenreflexes sowie anhand der Regelmäßigkeit der Atmung und des Herzschlags kontinuierlich den Narkoseverlauf und die Narkosetiefe. Hierüber wird ein Protokoll geführt (siehe Formblatt). Diese Person ist verantwortlich für die adäquate Nachdosierung von Narkosemitteln.
- Gründliche Rasur und Desinfektion (mit 70 % Alkohol) des Bauchbereichs
- Hautschnitt am unteren Bauch
- Laparotomie entlang der Linea alba
- Vorlagerung des Hodens und Präparation des Samenleiters
- Anbringung von 2 Ligationen um den Samenleiter
- Durchtrennung des Samenleiters zwischen den Ligationen
- Rücklagerung de Hodens in die Bauchhöhle
- Wiederholung des Eingriffs auf der anderen Seite
- Bauchhöhlenverschluss mit Knopfnähten
- Hautverschluss mit Michel-Klammern
- Tötung durch Cervikaldislokation
- optional: Sektion der OP-Areale

**links) Rasur und Desinfektion der Bauchhaut an der narkotisierten Maus**

**rechts) Hautschnitt**



**links) Eröffnung der Bauchhöhle**

**rechts) Vorlagerung des Hodens**



**links) fortlaufende Naht der Bauchhöhle**

**rechts) Hautverschluss mit Michel-Klammern**



## **Literatur**

1. Krinke GJ (2000) The handbook of experimental animals: the laboratory rat, Academic Press, London
2. Popesko P, Rajtova V, Horak J. (1992) Anatomy of small laboratory animals Volume one: rabbit, guinea pig, Wolfe Publishing Ltd, London
3. Popesko P, Rajtova V, Horak J. (1992) Anatomy of small laboratory animals Volume two: rat, mouse, hamster, Wolfe Publishing Ltd, London

