

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

Institut für Pathologie
(Leiter: Univ.-Prof. Dr.med.vet. Herbert Weissenböck, Dipl. ECPHM)

**Präparate des pathologischen Museums der Vetmeduni Vienna zum Thema
"parasitäre Erkrankungen von Wiederkäuer und Schwein"**

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Flóra Hamar

Wien, im Februar 2021

Betreuerin:

Dr.ⁱⁿ med.vet. Barbara Richter, Dipl. ECVP
Institut für Pathologie
Department für Pathobiologie
Veterinärmedizinische Universität Wien

Begutachterin:

Univ.-Prof.ⁱⁿ Dr.ⁱⁿ med.vet. Anja Joachim, Dipl. EVPC
Institut für Parasitologie
Department für Pathobiologie
Veterinärmedizinische Universität Wien

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	1
1.1. Das Pathologische Museum	1
1.2. Zielsetzung	1
1.3. Bedeutung von Parasitosen	2
1.4. Im Pathologischen Museum ausgestellte Parasitosen und ihre Erreger	4
1.4.1. METAZOA	5
STAMM PLATYHELMINTHA	5
Klasse Cestoda	5
<i>Taenia saginata</i>	5
<i>Taenia hydatigena</i>	6
<i>Taenia solium</i>	6
<i>Taenia multiceps</i>	7
Gattung <i>Echinococcus</i>	7
Unterstamm Trematoda	7
<i>Fasciola hepatica</i>	8
<i>Dicrocoelium dendriticum</i>	8
STAMM NEMATODA	9
Gattung <i>Dictyocaulus</i>	9
Familie Protostrongylidae	10
Gattung <i>Metastrongylus</i>	10
<i>Ascaris suum</i>	11
<i>Gongylonema pulchrum</i>	11
<i>Trichuris suis</i> und <i>trichiura</i>	11
<i>Hyostromylus rubidus</i>	12
<i>Gnathostoma hispidum</i>	12
STAMM ACANTHOCEPHALA	12
<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i> (<i>Echinorhynchus gigas</i>)	12
STAMM ARTHROPODA	12

Unterklasse Acari.....	13
Gattung <i>Sarcoptes</i>	13
Gattung <i>Chorioptes</i>	13
Gattung <i>Demodex</i>	14
Klasse Insecta.....	14
<i>Haematopinus suis</i>	14
Gattung <i>Hypoderma</i>	15
Unterfamilie Oestrinae.....	15
1.4.2. PROTOZOA.....	16
Gattung <i>Eimeria</i>	16
Gattung <i>Sarcocystis</i>	17
Gattung <i>Theileria</i>	17
2. Material und Methode.....	18
3. Ergebnisse.....	26
Cysticercose (Gattung <i>Taenia</i>).....	26
Coenurose (Gattung <i>Taenia</i>).....	41
Echinococcose (Gattung <i>Echinococcus</i>).....	51
Leberegel (Unterstamm Trematoda).....	70
Lungenwürmer (Familie Protostrongylidae und Gattung <i>Metastrongylus</i>).....	77
Ascariose (<i>Ascaris suum</i>).....	80
<i>Gongylonema pulchrum</i>	84
<i>Trichuris trichiura</i>	85
<i>Hyostrongylus rubidus</i>	86
<i>Gnathostoma hispidum</i>	87
<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i> (<i>Echinorhynchus gigas</i>).....	88
Räudemilben (Gattung <i>Sarcoptes</i> und <i>Chorioptes</i>).....	92
Demodicose (Gattung <i>Demodex</i>).....	96
Läuse (<i>Haematopinus suis</i>).....	98
Dassellarven, Bremsenlarven (Gattung <i>Hypoderma</i> und Familia Oestridae).....	99
Coccidiosis (Gattung <i>Eimeria</i>).....	102

Sarcocystose (Gattung <i>Sarcocystis</i>).....	105
Theileriose (Gattung <i>Theileria</i>).....	108
4. Diskussion.....	113
4.1. Bedeutung der Präparate als Lehrmaterial.....	114
4.2. Verdachtsdiagnosen.....	115
4.3. Unstimmigkeiten.....	115
4.4. Nomenklatur.....	116
4.5. Exotische Präparate.....	117
4.6. <i>Sarcocystis</i> -Präparate.....	117
4.7. Die Kaiserling-Lösung.....	117
5. Zusammenfassung.....	119
6. Summary.....	120
Literaturverzeichnis.....	121
Abbildungsverzeichnis.....	127
Tabellenverzeichnis.....	129

Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung
AGES	Österreichische Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH
BMSGPK	Bundesministerium für Soziales, Gesundheit, Pflege und Konsumentenschutz
CDC	Centers for Disease Control and Prevention
h	Höhe
FIUVO	Fleischuntersuchungsverordnung
ITIS	Integrated Taxonomic Information System
MDS	Magen-Darm-Strongyliden
NCBI	National Center for Biotechnology Information
Nr.	Nummer
Präp.	Präparat
Syn.	Synonym
Tab.	Tabelle
TST	targeted selective treatment
Vetmeduni Vienna	Veterinärmedizinische Universität Wien
ZNS	Zentralnervensystem

1. Einleitung

1.1. Das Pathologische Museum

Im Keller des Festsaalgebäudes befindet sich die veterinärpathologische Sammlung des Pathologieinstituts. Mit 4500 Präparaten ist sie eine der größten ihrer Art auf der Welt. Das Alter der meisten Präparate bewegt sich zwischen 50 und 100 Jahre, manche stammen sogar vom Anfang des letzten Jahrhunderts und sind somit auch historisch sehr wertvoll. Die Aufgabe des Museums ist die Lehre und die Forschung zu unterstützen. Außerdem haben Besucher die Möglichkeit Organveränderungen von Krankheiten zu studieren, die in Mitteleuropa längst als ausgerottet gelten (Loupal 2018).

Die meisten der ausgestellten Stücke wurden von ehemaligen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern der Universität gesammelt. Einige, zumeist exotischere Präparate, waren auch Schenkungen von Kollegen aus dem Ausland.

Die meisten Präparate sind nach Organsystemen geordnet ausgestellt. Einige bedeutungsvolle Erkrankungen oder multisystemische Pathologien haben eine eigene Vitrine bekommen.

Damit die Gewebestücke und Organe ihre Form und oft Farbe erhalten, hat man unterschiedliche Fixierungs- und Konservierungsmethoden eingesetzt. Mit der Fixierung soll die Wirkung der Enzyme gestoppt werden, was zu einer Strukturverfestigung führt. So erhalten Gewebe und Organe ihre natürliche Form. Die Konservierung der Präparate ergänzt die Fixierung, indem in diesem Schritt für die Haltbarkeit der Präparate gesorgt wird. Durch Hemmung oder Vernichtung von Keimen werden sie über einen längeren Zeitraum haltbar (Steinmann 1982, Pschyrembel 2002).

Die Präparate sind fast alle in Kaiserling-Lösung, einige in Formaldehydlösung konserviert. Konkrement und Knochen sind als Trockenpräparate aufgehoben.

1.2. Zielsetzung

Das primäre Ziel dieser Arbeit war die Bestandsaufnahme der Präparate des Pathologischen Museums der Vetmeduni Vienna zum Thema „Parasitäre Erkrankungen von Wiederkäuer und Schwein“. Sie sollen mit einer Archivrecherche verbunden, neu katalogisiert und fotografiert werden.

Um einen Überblick über die in der Sammlung vorkommenden Parasitenarten zu schaffen, werden diese kurz vorgestellt. Es wird die Entwicklung, das Vorkommen und die Pathogenese beschrieben. Anschließend werden Abweichungen und Auffälligkeiten bei den Präparaten diskutiert.

1.3. Bedeutung von Parasitosen

Im Hinblick auf die weltweit steigenden Bevölkerungszahlen spielt der erhöhte Lebensmittelbedarf eine wesentliche Rolle. Parasitosen stellen hier ein wesentliches Problem dar (Vercruysse et al. 2018).

Eine europaweite Untersuchung zeigte, dass durch parasitäre Würmer ein Schaden alleine bei Wiederkäuern von rund 1,8 Milliarden Euro entsteht. Hierbei beliefen sich 81% auf Verluste durch geringere Produktivität und 19% auf Behandlungskosten. Auf der anderen Seite betragen die öffentlichen Forschungsausgaben zur Bekämpfung dieser Parasiten lediglich 0,15% der verursachten Kosten (Charlier et al. 2020). Darüber hinaus haben Parasiten eine große Auswirkung auf das Wohlergehen der Tiere (Schnieder et al. 2006, Deplazes et al. 2006, Bennett et al. 2015).

In der Haltung kleiner Wiederkäuer werden Eimeriosen und Helminthosen (MDS, Leberegel) als wichtige Ursachen für wirtschaftliche Verluste angesehen. So gaben beispielsweise 30 % der in Bayern befragten Milchschaft- und Milchziegenhalter an, häufig Probleme mit Parasitenbefall zu haben (Bazant 2008). In Österreich wurden Schafe in der Steiermark untersucht. Der Großteil der Tiere war, vor allem nach der Alpungsperiode, infiziert mit gastrointestinalen Strongyliden (Schoiswohl et al. 2017).

In Schweinebetrieben von heute sind in erster Linie *Cystoisospora suis*, *Ascaris suum*, *Oesophagostomum dentatum* und *Trichuris suis* von Relevanz. In zweiter Linie haben *Strongyloides ransomi*, *Hyostrogylus rubidus* (in Weidehaltung) und *Sarcoptes scabiei* var. *suis* Bedeutung (Joachim et al. 2001, Edmund et al. 2005, Eijck und Borgsteede 2005, Kochanowski et al. 2016, Salajpal et al. 2017).

Außerdem können Schweine Wirte für Trichinellen, Echinokokken und Toxoplasmen sein (Much et al. 2017). Cystocercose ist laut Daten der World Animal Health Information Database (WAHID) innerhalb Europas in Frankreich, Rumänien, Spanien und im Vereinigten Königreich präsent. Südamerika, Afrika und Asien sind teilweise stärker betroffen (OIE 2021). Deren Überwachung und Bekämpfung (und zusätzlich der von *A. suum*) kommt eine große

lebensmittelhygienische und -rechtliche Bedeutung zu, da es sich hierbei um Zoonosen handelt (Much et al. 2017, CDC 2020).

Das Ziel der Behandlung ist die Vorbeugung klinischer Probleme und Reduktion des Erregerdruckes unter Berücksichtigung negativer Folgeeffekte. Therapiemaßnahmen sind nämlich nicht nur kosten- und zeitaufwändig, sondern auch die Bildung von Resistenzen bei bestimmten Antiparasitika ist ein zunehmendes Problem (Fitzpatrick 2013, Vercruysse et al. 2018, Charlier et al. 2020).

Vercruysse et al. (2018) schlagen deshalb einen Vier-Punkte-Plan zur Bekämpfung von Helminthosen vor. Diese beinhalten diagnostische Verfahren, Impfungen und selektives Züchten robuster Rassen, die nachhaltige Nutzung von Antiparasitika sowie die Anwendung von multifaktoriellen Betrachtungsweisen zur Parasitenkontrolle, welche auch langfristige Folgen und Nebenwirkungen berücksichtigen (Vercruysse et al. 2018).

Ob der Befall zu klinischen Symptomen führt, hängt von vielen Faktoren ab. Die Abwehrkraft des Einzeltieres ist einer der wichtigsten davon. Jungtiere oder Individuen mit naivem oder geschwächtem (z.B. durch andere Erkrankungen, Mangelzuständen oder Stress) Immunsystem sind besonders gefährdet. Jungkalbinnen oder „Erstsömmrige“ auf stark mit Leberegel verseuchte Weiden zu setzen, kann Kümern bis hin zu Todesfällen zur Folge haben (Conraths 2006, Vercruysse et al. 2018).

Es gibt auch Faktoren, die unabhängig von den Tieren sind. Wetterverhältnisse (wie milder Winter, feuchter Sommer), Weideflächen (Feuchtstellen), gemeinsame Weidehaltung von mehreren Altersklassen und die hohe Besatzdichte erhöhen den Infektionsdruck und erleichtern somit eine Erkrankung (Conraths 2006, Barutzki et al. 2017). Außerdem kann durch die Futteraufbereitung der Erregerdruck reduziert werden (Conraths 2006).

Parasitosen sind darüber hinaus für das öffentliche Veterinärwesen und die Lebensmittelhygiene aufgrund der Gefahr von Zoonosen ein Thema. Hier ist zum Beispiel der Fuchsbandwurm zu nennen. So weisen mehrere Studien auf die zum Teil unterschätzten Gefahren ausgehend von diesem Parasiten hin (Eckert und Deplazes 2004, König und Romig 2010, Davidson et al. 2012, Wen et al. 2019).

Dementsprechend beschäftigen sich mehrere öffentliche Organisationen mit den Risiken von Zoonosen. Für die Lebensmittelkontrolle, die Tiergesundheit und den Tierschutz in Österreich ist das Bundesministerium für Soziales, Gesundheit, Pflege und Konsumentenschutz (BMSGPK) zuständig. Außerdem wurde mit dem Gesundheits- und Ernährungssicherheitsgesetz die Österreichische Agentur für Gesundheit und

Ernährungssicherheit GmbH (AGES) errichtet. Die AGES (www.ages.at) unterstützt das Bundesministerium unter anderem mit ihrer Arbeit als Untersuchungs- und Serviceeinrichtung für veterinärmedizinisch-diagnostische und epidemiologische Fragestellungen.

Vom BMSGPK (www.sozialministerium.at) wird die Jahresstatistik meldepflichtiger Infektionskrankheiten und von der AGES der Veterinärjahresbericht erstellt. Diese helfen bei der Überwachung zahlreicher Krankheitserreger: Bakterien, Viren und Parasiten. Es werden jedes Jahr die Fälle von humaner Trichinellose, Toxoplasmose und Echinokokkose erfasst (Much et al. 2017).

Weiters sind die Untersuchungen am Schlachthof gesetzlich geregelt. Die Durchführung der Untersuchung des Schlachtkörpers auf Cysticercose wird in §12 Absatz 1 Satz 3 Fleischuntersuchungsverordnung (FIUVO) erläutert. Die Trichinenuntersuchung hat entsprechend den Vorgaben der Durchführungsverordnung (EU) 2015/1375 zu erfolgen.

1.4. Im Pathologischen Museum ausgestellte Parasitosen und ihre Erreger

Nach Literaturrecherche wurden Entwicklung und Vorkommen der in der Sammlung vorgestellten Parasitenarten beschrieben. Die Museumspräparate zum Thema „Parasitäre Erkrankungen von Wiederkäuer und Schwein“ werden in Tabelle 1 (**Tab.1.**) aufgeführt. Sie werden taxonomisch geordnet besprochen, um eine bessere Übersicht zu bekommen. Die genauere Einteilung findet sich in Tabelle 2 (**Tab.2.**). Als Grundlage hat die 4. Auflage von 'Parasitologie für die Tiermedizin' gedient (Deplazes et al. 2020).

Parasitisch lebende Tiere werden – wie alle Tiere - in zwei großen Gruppen eingeteilt. Es gibt die Gruppen Metazoa und Protozoa (Deplazes et al. 2020).

Metazoa sind alle vielzelligen Tiere. Hierzu gehören die Helminthen (Parasitenwürmer), Milben und Insekten. Nahezu die Hälfte der Ausstellungsstücke des Museums sind Bandwurmpräparate, aus der Ordnung Cyclophillida. Bandwürmer (Cestodea) gehören in den Stamm der Plattwürmer (Platyhelmintha) (Deplazes et al. 2020).

Protozoen sind tierische Einzeller, die frei oder parasitär leben. Protozoen vermehren sich hauptsächlich ungeschlechtlich (Zwei- oder Vielteilung). Bei vielen kommt es aber auch zu einem Generationswechsel zwischen sexueller und asexueller Fortpflanzung (Deplazes et al. 2020).

1.4.1. METAZOA

STAMM PLATYHELMINTHA (PLATTWÜRMER)

Vertreter des Stammes sind zweiseitig symmetrische, abgeplattete, wirbellose Tiere (Schnieder et al. 2006). Zwei große Gruppen der Plattwürmer sind der Unterstamm Trematoda (Saugwürmer) und die Klasse Cestodea (Bandwürmer) aus dem Unterstamm Cercomeromorpha (Deplazes et al. 2020).

Klasse Cestoda (Bandwürmer)

Adulte Bandwürmer sind bandförmig und gegliedert. Ihre Größe variiert von Gattung zu Gattung. Der Körper besteht aus drei Teilen: dem Kopf (Scolex), dem dünnen Halsteil (Proliferationszone) und der gegliederten Kette (Strobila) mit Tausenden von Gliedern (Proglottiden) (Bauer 2006).

Bandwürmer sind Hermaphroditen (Zwitter) mit einer mehrwirtigen Entwicklung. Als Endwirte dienen oft Fleischfresser, aber auch Menschen und andere Allesfresser. In ihrem Dünndarm produzieren die Cestoden Zehntausende von Eiern, die dann frei oder in den Proglottiden ausgeschieden werden. Die Eier überleben monatelang im Freien (Schnieder et al. 2006). Die Verbreitung dieses Parasiten wird durch Faktoren wie Ernährung der Menschen (rohes oder nicht durchgekochtes Fleisch), Weideflächenhygiene, Abwassertrennung und Aufklärung der Menschen beeinflusst (Bauer 2006).

Die ersten Zwischenwirte infizieren sich durch die Aufnahme von Eiern (Oncosphären). Je nach Art können auch mehrere Zwischenwirte im Lebenszyklus eine Rolle spielen. Die Oncosphären gelangen über die Blutgefäße zu der quergestreiften Muskulatur in gut durchbluteten Organen. Im Körper des Zwischenwirts reifen die Eier zu infektiösen Larven. Die Stadien im Zwischenwirt werden Metacestoden oder Finnen genannt. Sie haben oft eigene Namen, die aber nicht der internationalen Nomenklatur entsprechen (Schnieder et al. 2006). Die Präparate im Museum enthalten diese Stadien oder präsentieren die durch die Metacestoden verursachten Läsionen in den Organen.

***Taenia saginata* (Rinderbandwurm)**

Der Rinderbandwurm ist ein zoonotischer Parasit, der weltweit vorkommt. Wiederkäuer - hauptsächlich Rinder und Büffel - sind natürliche Zwischenwirte und Menschen die Endwirte.

Das Finnenstadium heißt *Cysticercus bovis* (früher *C. inermis*) (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020). Sie kapseln sich in der Muskulatur ein. Um die 1-2 mm große Finne entzündet sich in weiterer Folge das Gewebe. Rund um die Finne entsteht später eine bindegewebige Kapsel. Wenn das Tier lange genug lebt, kann der Inhalt der Kapsel verkalken oder verkäsen. Der Abbauvorgang dauert über Monate (Schnieder 2006).

***Taenia hydatigena* (Fleischfresserbandwurm)**

Der Fleischfresserbandwurm befällt Schafe, Ziegen und Schweine als Zwischenwirt. Rinder sind seltener betroffen. Endwirte sind meistens Hunde und Füchse. Ihre Prävalenz ist in Südamerika und Asien am höchsten (Nguyen et al. 2016).

Die sogenannte „dünnhalsige Finne“ (*Cysticercus tenuicollis*) parasitiert in der Abdominalhöhle und hinterlässt blutige Bohrgänge in dem anliegenden Gewebe. Sie erzeugt bis zu faustgroße, schlaffe, flüssigkeitsgefüllte Blasen unter der Serosa der Organe. Oft kommt es zur fibrinösen Hepatitis oder Peritonitis. Schlussendlich verkalken die abgestorbene Finnen in der Leber oder es entstehen Nekroseherde (Joachim 2006).

***Taenia solium* (Schweinefinnenbandwurm)**

Der Schweinefinnenbandwurm hat heute hauptsächlich in den weniger entwickelten Regionen, wo die Abwasserhygiene nicht ausreichend ist, eine Bedeutung als Zoonose. Dort belastet er sowohl die Schweinepopulation als auch die Menschen. Diese sind nicht nur Zwischenwirte, sondern auch die einzigen Endwirte dieses Parasiten (CDC 2020).

Aus Südostasien berichtete man sogar, dass bis zu 50% der fokalen epileptischen Anfälle auf Neurocysticercose zurückzuführen sind. Taeniose war bei 6% der untersuchten Stuhlproben aus Südostasien nachweisbar (Rajshekhar et al. 2003).

Die erbsengroßen Finnen (*Cysticercus cellulosae*) sitzen in der Muskulatur und im Zentralnervensystem (ZNS). Sie treten hier am häufigsten als weiße oder graue Knötchen auf. Ältere Tiere haben oft eine stärkere Immunabwehr gegen den Parasiten und die Cysticerci sterben somit ab. Eine Infektion kann auch bis zur Schlachtung unauffällig bleiben oder lediglich zu lokalen Entzündungsherden führen, die sich dann abkapseln, selten verkalken (Joachim 2006).

***Taenia multiceps* (Schaf- oder Quesenbandwurm)**

Der Schaf- oder Quesenbandwurm ist der Verursacher der Drehkrankheit. *T. multiceps* kommt weltweit in Schafen und Ziegen vor. Die Verbreitung in Mitteleuropa ist allerdings nur gering. Als Endwirte spielen Hunde und Füchse eine wichtige Rolle (Schnieder et al. 2006).

Die Finne, *Coenurus cerebralis*, wächst als hühnereigroße, mit klarer Flüssigkeit gefüllte Blase im ZNS vom Zwischenwirt heran. In anderen Organen sterben sie ab und verkalken. Besonders im Gehirn von Jungtieren parasitieren die Finnen (Scala et al. 2007).

Ihr Wachstum im ZNS führt zu einer eitrig-nekrotisierenden Meningoenzephalitis. Die Symptome sind vorwiegend Fieber, Apathie und motorische Störungen (Kopfschiefhaltung, Kreisbewegung, Schielen), daher der Name *Drehkrankheit* (Schnieder et al. 2006).

Gattung *Echinococcus*

Die zwei bekanntesten Arten in der Gattung *Echinococcus* sind *E. granulosus* und *E. multilocularis*. *E. multilocularis* kommt auf der nördlichen Hemisphäre vor. *E. granulosus* umfasst unterschiedliche Stämme, die hauptsächlich nach den Zwischenwirten benannt sind. Einige dieser Stämme sind heute als eigene Arten anerkannt (Deplazes et al. 2020). *E. granulosus sensu lato* ist nahezu weltweit verbreitet. Endemiegebiete gibt es in Europa, Asien, Südamerika, Nordafrika und in Australien (Wen et al. 2019).

Der Lebenszyklus des Hundebandwurmes (*E. granulosus*) läuft vor allem zwischen Haus- und Wildhuftieren und Hunden ab. Nach oraler Aufnahme der Eier entwickeln sich die Metazestoden in der Leber und Lunge, seltener in anderen Organen (Milz, Niere, Herz). Bei der cystischen Echinococcose entstehen bis zu 20 cm große flüssigkeitsgefüllte Blasen (Hydatiden) (Deplazes et al. 2020).

Der Fuchsbandwurm (*E. multilocularis*) ist der Verursacher der alveolären Echinococcose. Er kommt bei Hunden, Katzen und Wildtieren, wie Füchsen und kleinen Nagern vor. Die Metazestode von *E. multilocularis* wird auch *E. alveolaris* genannt. Die Finnen wuchern erst in der Leber, sekundär auch in anderen Organen. Mehrere Zysten von unterschiedlichen Größen (bis 3 cm Durchmesser) bilden ein Konglomerat. Sie enthalten kaum Flüssigkeit. Das Finnengewebe wächst aber einem bösartigen Tumor ähnlich und bildet Metastasen in weiteren Organen (Deplazes et al. 2020).

Menschen sind im Lebenszyklus von beiden Echinococcen Fehlwirte. Obwohl die Parasitose bei Endwirten harmlos ist, kann es bei den Zwischen- und Fehlwirten schwerwiegende Symptome auslösen (Deplazes et al. 2020).

Die unbehandelte alveoläre Echinococcose ist eine gefährliche Zoonose. Bis 2010 sind ein bis drei humane Erkrankungen in Österreich pro Jahr gemeldet worden. Zwischen 2011 und 2017 hat es jährlich zehn neue Fälle im Durchschnitt gegeben (AGES 2018).

Unterstamm Trematoda (Saugwürmer)

Die meisten Saugwürmer sind flache, blattförmige Tiere mit Saugnäpfen. Ihre Fortpflanzung geschieht sexuell im Endwirt und in bestimmten Stadien auch asexuell im Zwischenwirt. Die meisten Vertreter sind Zwitter. Trematoden parasitieren neben Säugetiere auch in Vögeln und Fischen (Deplazes et al. 2020).

Bei Nutztieren sind unter anderem der große und der kleine Leberegel (*Fasciola hepatica* und *Dicrocoelium dendriticum*) wichtig. Wegen ihrer Zwischenwirte, der Schnecken, sind sie häufig in feuchten Gebieten der gemäßigten Klimazone. Eine Infektion kann in Verbindung mit Weidehaltung in der Nähe von Süßgewässern stehen (Deplazes et al. 2013).

Fasciola hepatica

Der große Leberegel braucht pflanzenfressende Säuger als Endwirt. Sie gelangen vom Dünndarm in die Leber, wo sie nach der Geschlechtsreife in den Gallengängen Eier legen. Die Galle - inklusive der Eier - wird in weiterer Folge mit dem Kot ausgeschieden. In feuchter Umgebung entwickelt sich eine Larve im Ei (Miracidium). Diese wird von Schnecken aufgenommen und entwickelt sich in deren Körper weiter. Nach zwei Monaten verlassen die Parasiten im Cercarienstadium den Zwischenwirt. Sie werden vom Endwirt mit der Nahrung, meistens mit Gras, aufgenommen. Durch richtige Lagerung des Heus oder in Silage kann die Belastung mit Metacercarien vermindert werden (John et al. 2019).

Im Endwirt verursachen die jungen Trematoden auf dem Weg zur Leber Fibrinauflagerungen und Verklebungen im Bauchraum. In der Leber wird das Parenchym zerstört, die Bohrgänge vernarben und verhärten später. In den Gallengängen kommt es zusätzlich zur Hyperplasie des Gangepithels durch mechanische und toxische Reize. Ein starker Befall kann mit klinischer Anämie einhergehen. Menschen können sich mit kontaminiertem Wasser und Pflanzen infizieren (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020).

Dicrocoelium dendriticum

Der kleine Leberegel braucht zwei Zwischenwirte für seine Entwicklung. Die Eier aus der Umgebung werden von Landlungenschnecken aufgenommen und entwickeln sich in ihren

Körpern zu Zerkarien. Diese werden in einem Schleimballen ausgestoßen und von Ameisen aufgenommen. Hier nisten sich die Parasiten in das Nervensystem ein. Wenn das Metacercarienstadium erreicht ist, wird das Verhalten der Ameisen von den Parasiten beeinflusst. Dies führt dazu, dass die Ameisen, statt abends zurück zu ihrem Bau zu gehen, sich an Grasspitzen festbeißen. In der Früh werden sie dann von Pflanzenfressern gefressen. Die Jungegel werden im Körper des Endwirtes frei, dringen über den Ductus choleodochus in die Gallengänge und legen dort Eier. Im Gegensatz zum Großen Leberegel beschränken sie sich fast ausschließlich auf die Gallengänge. Es kommt zur nicht-eitrigen Cholangitis, Cholangiektasie oder Leberfibrose (Schnieder 2006).

STAMM NEMATODA

Nematoden sind die Faden- oder Rundwürmer. Die meisten Vertreter des Stammes sind spindel- oder fadenförmige Würmer. Ihre Körperlänge variiert von Millimeter- bis Meterbereich. Die Reproduktion erfolgt meist geschlechtlich. Die Entwicklung findet teilweise in der Umwelt und in einem oder mehreren Wirten statt (Deplazes et al. 2020).

Durch die Hypobiose (verzögerte Entwicklung) können sich die Parasiten besser anpassen. Induziert von Wetter, Übervölkerung aber auch von Antiparasitika können sie in bestimmten Stadien eine Ruhepause einlegen. Im Wirt parasitieren sie hauptsächlich im Gastrointestinal- und Respirationstrakt, oft führen sie eine Körperwanderung durch (Schnieder 2006, Deplazes et al. 2020).

Gattung *Dictyocaulus*

Die großen Lungenwürmer des Rindes (*Dictyocaulus viviparus*) und der kleinen Wiederkäuer (*Dictyocaulus filaria*) sind 3-9 cm lange, weißliche, drehrunde Nematoden. Sie parasitieren zwischen mittleren Bronchien und der Trachea des Endwirts (Schnieder 2006).

In den luftführenden Bereichen werden embryonierte Eier gelegt, die dann aufgehustet und verschluckt werden. Im Kot werden L1-Larven (erstes Larvalstadium) ausgeschieden. In der Umgebung entwickeln sie sich bis zum infektiösen L3 Stadium weiter (Schnieder 2006).

In ihrer Ausbreitung nutzen sie die Sporangien (Fruchtträger) einer im Kot lebenden Pilzgattung (*Pilobolus*). Dadurch werden sie vom Kuhfladen durch den Wind wegtransportiert. Sonnenlicht und Wärme bewirken, dass die Sporangien weggeschleudert werden. Nach der Aufnahme wandern die Parasiten aus dem Darm über Lymph- und Blutgefäße in Richtung Herz und Lunge (Deplazes et al. 2020).

Eine Infektion verursacht je nach Stadium unterschiedliche Läsionen. Während der Penetrationsphase wandern die Würmer aus dem Dünndarm in die Lunge. In den Bronchien kommt es zu Zilienverlust, Epitheldefekten und Ersatz des funktionellen Alveolarepithels durch kubische Zellen, die vermehrt Bronchialschleim sezernieren. Die Trümmerteile zerstörter Zellen, verdickte Schleimhäute und verstärkte Sekretion führen zu einer Obstruktion der Atemwege. Die Dystelektase einzelner Bronchienareale lässt Alveolen platzen, es kommt zum interstitiellen Emphysem. Die Veränderungen in der Lunge erleichtern bakterielle Infektionen und erschweren den Gasaustausch. Da in der Rinderlunge die Läppchen vollständig getrennt sind, ist die befallene Lunge mit atelektatischen und pneumotischen Arealen marmoriert (Schnieder 2006).

Familie Protostrongylidae

Die häufigsten kleinen Lungenwurmart der kleinen Hauswiederkäuer sind *Protostrongylus rufescens* und *brevispiculum*, *Muellerius capillaris*, *Cystocaulus ocreatus*, *Neostrongylus linearis* (Deplazes et al. 2020).

Die Vertreter der Familie brauchen Schnecken als Zwischenwirte. Die L1-Larven bohren sich in ihren Körper ein und entwickeln sich bis zum L3-Zustand. Die Endwirte infizieren sich, wenn sie diese Schnecken beim Grasens aufnehmen. Die Körperwanderung im Endwirt ähnelt der der großen Lungenwürmer. Aus dem Darm gehen sie über Lymph- und Blutwege in das rechte Herz und letztendlich in die Lunge. In der Regel liegt eine Mischinfektion mit mehreren Lungenwurmart vor (Schnieder 2006).

Gattung Metastrongylus

Lungenwürmer des Schweins sind in der Weidehaltung bedeutsam. Am häufigsten findet man folgende *Metastrongylus*-Arten beim Schwein: *M. apri* (syn. *M. elongatus*), *M. pudendotectus* und *M. salmi* (Deplazes et al. 2020).

Als Zwischenwirt brauchen sie unterschiedliche Regenwurmart. In ihrem Körper entwickelt sich das infektiöse L3-Stadium. Nach Aufnahme von Regenwürmern oder Eiern aus toten Regenwürmern läuft der Lebenszyklus von *Metastrongylus* spp. ähnlich der des *Dictyocaulus* spp. ab. Die L3-Larven wandern aus dem Dünndarm über die Lymphgefäße und das Herz in Richtung Lunge (Deplazes et al. 2020).

Ein Befall kann in Abhängigkeit von der Wanderphase und Infektionsstärke unterschiedliche Läsionen hervorrufen. Diese reichen von Entzündung der Darmmukosa über geschwollene

Mesenteriallymphknoten bis zu chronischer Bronchitis und lobulärem Emphysem (Joachim 2006).

Ascaris suum

Der Schweinespulwurm ist neben dem Schwein für Menschen und Wiederkäuer infektiös. Eier mit dem L3-Stadium werden aus der Umgebung aufgenommen. Die Larven schlüpfen und bohren sich durch die Darmwand in das Pfortadersystem. Sie befinden sich bereits Stunden nach der Infektion in der Leber. Hier wachsen und wandern sie, wodurch die typischen „milk spots“, bindegewebige Narben im Parenchym, entstehen (*Hepatitis interstitialis parasitaria multiplex*) (Deplazes et al. 2020).

Nach der Leber machen sie sich auf den Weg zur Lunge und Trachea. Sie werden aufgehustet und anschließend abgeschluckt um zurück in den Dünndarm zu gelangen. Im Dünndarm vermehren sie sich. Neben den Leberveränderungen sind die Parasiten für unbedeutendere Läsionen in der Darmschleimhaut und fokale Hämorrhagien der Lunge verantwortlich (Joachim 2006).

Gongylonema pulchrum

Ein seltener Parasit von Schafen und Ziegen ist *G. pulchrum*. Er kommt weltweit vor. Als Zwischenwirte benötigt er koprophage Käfer. Im Endwirt (Wiederkäuer) befällt er den Ösophagus und die Vormägen. Die adulten Parasiten bohren sich nach oraler Aufnahme ins Epithel des Ösophagus und legen dort Eier. Sie bilden enge, meanderförmige Windungen in der Schleimhaut. Mit den abschilfernden Epithelien gelangen die Eier durch den Verdauungstrakt wieder in die Umwelt (Schnieder 2006).

Trichuris suis* und *trichiura

Der Peitschenwurm des Schweins, *Trichuris suis* ist in der Extensivhaltung weltweit bekannt. Eine humane Infektion resultiert aus dem Verzehr von nicht gewaschenem oder durchgekochtem Gemüse (CDC 2020).

In feuchter Erde überleben die Eier über sechs Monate lang. Beim Wühlen nehmen die Schweine die L1-Larven in den Eiern auf. Sie schlüpfen im Darm und entwickeln sich in der Mukosa von Caecum und Colon. Die adulten Würmer ernähren sich teilweise vom Blut des Wirtes, was aber nur zu geringen Blutverlusten führt. Die Schleimhauterosionen sind hingegen mehr von Bedeutung. In den betroffenen Darmbereichen kann bei starkem Befall eine

katarrhalische bis hämorrhagische Entzündung mit diphtheroiden Auflagerungen auftreten (Deplazes et al. 2020).

Der Peitschenwurm des Menschen ist *T. trichiura*. Seine Entwicklung läuft ähnlich zu dem von *T. suis* ab (CDC 2020, Deplazes et al. 2020).

Hyostrogylus rubidus

Der rote Magenwurm parasitiert weltweit in Haus- und Wildschweinen. Die blutsaugenden Adulte legen im Magen ihre Eier. Mit dem Kot gelangen sie in die Außenwelt, wo sich die infektiösen L3-Larven entwickeln. Nach der Aufnahme häuten sie sich in den Fundusdrüsen zweimal, bevor sie geschlechtsreif werden und sich vermehren (Joachim 2006).

Sie verursachen linsen- bis haselnussgroße Knötchen in der Schleimhaut. Hierbei werden die Belegzellen der Drüsen zerstört. Neben mechanischen Schäden kommt es auch zu einer Übersäuerung des Magens (Joachim 2006).

Bei der Sektion findet man oft chronisch-katarrhalische bis akute ulzerative Gastritis. Bei starkem Befall kann es zur kruppösen bis diphtheroiden Entzündung der Magenschleimhaut kommen. Die Würmer liegen in flachen mit flockigem Schleim gefüllten Geschwüren (Joachim 2006).

Gnathostoma hispidum

Der dreifarbige Magenwurm hat seinen Namen aufgrund seiner rötlichen Vorderhälfte sowie der grauen und gelben Hinterhälfte erhalten. Außer in Amerika kommt er weltweit vor. Als Zwischenwirte dienen Kleinkrebse. Die Würmer verursachen beim Schwein Ulzera in der Magenmukosa (Joachim 2006).

STAMM ACANTHOCEPHALA (KRATZER)

In Tieren parasitierende Kratzerarten befallen oft den Darmtrakt von Fischen und Vögeln. In der Veterinärmedizin sind sie selten bedeutungsvoll (Deplazes et al. 2020).

Macracanthorhynchus hirudinaceus (Echinorhynchus gigas)

Der Riesenkratzer befällt Schweine in der Weidehaltung in Südeuropa. Die Zwischenwirte sind bestimmte Käferarten (Maikäfer, Dungkäfer). Die adulten Parasiten leben in der Mukosa des Dünndarmes. Dort verursachen sie Hämorrhagien und Bindegewebsproliferation. Unter Umständen wird die Darmwand perforiert und es kommt zur Peritonitis (Joachim 2006).

STAMM ARTHROPODA (GLIEDERFÜSSER)

Gliederfüßer sind Ektoparasiten, die Tiere und Menschen befallen. In der Veterinärmedizin haben sie als Vektor für andere Erreger, als Schädlinge im Futtersvorrat oder als Gifttiere Bedeutung. Die Tiere haben ein Chitin-haltiges Außenskelett und ihr Körper ist in Segmente unterteilt, die Extremitäten sind gegliedert. Sie pflanzen sich meist sexuell fort. Zecken, Milben, Läuse, Käfer, Fliegen und Flöhe sind bekannte Vertreter des Stammes (Deplazes et al. 2020).

Unterklasse Acari (Milben)

Milben aus den Gattungen *Sarcoptes* (Grabmilben), *Chorioptes* (Nagemilben) und *Psoroptes* (Saugmilben) sind für die Räude der Wiederkäuer verantwortlich, für die Schweineräude sind *Sarcoptes*-Milben von Bedeutung. Das Krankheitsbild mag ähnlich sein, es bestehen aber morphologische und biologische Unterschiede zwischen den Gattungen (Schnieder et al. 2006).

Gattung *Sarcoptes*

Sarcoptes scabiei ist die einzige Art der Gattung *Sarcoptes*. Sie gehört zur Familie der Grabmilben (Sarcoptidae). Sie leben in der Epidermis und können eine Reihe von Wirten befallen. Manche Varietäten können bei Menschen Pseudoscabies verursachen. Sie vermehren sich - mit der Ausnahme von *Sarcoptes scabiei* var. *hominis* - nicht in der Menschenhaut. Die Parasiten legen ihre Eier in den Grabgängen. Die Paarung geschieht auf der Oberfläche von dünn behaarter Hautregionen (Deplazes et al. 2020).

Es entstehen Erytheme, papulöse bis papulovesikuläre Effloreszenzen, die in Parakeratose oder Hyperkeratose übergehen. Die befallenen Tiere leiden an extremem Juckreiz. An den alopetischen Scheuerstellen kann es zu sekundärer Pyodermie kommen (Deplazes et al. 2020).

Gattung *Chorioptes*

Die Gattungen *Chorioptes* und *Psoroptes* gehören zu der Familie Psoroptidae. *Chorioptes*-Milben kommen weltweit bei Wiederkäuer, Pferd und Kaninchen vor (Deplazes et al., 2020).

Die Übertragung geschieht durch direkten Kontakt oder mittels unbelebter Vektoren. Längere Haare und Stallhaltung im Winter begünstigen ihr Auftreten. Alle Stadien ernähren sich von der Haut (*Psoroptes* von Gewebsflüssigkeit, *Chorioptes* von abgeschilferten Hautstückchen).

Auf die Milbenantigene reagieren die Wirtstiere mit einer allergisch bedingten perivaskulären, exsudativen Dermatitis. Sekundär treten Verkrustungen und Selbstverletzungen wegen starken Juckreizes auf (Pfister 2006, Deplazes et al. 2020).

Die *Chorioptes*-Milben bevorzugen die Schwanzgegend. *Psoroptes* findet man am ganzen Körper. Bei der Ziege ist *P. cuniculi* der Erreger der Ohrräude. Der borkig-krustige Belag am Ohrgrund kann auch den Gehörgang verstopfen (Pfister 2006, Deplazes et al. 2020).

In der Mastrinderhaltung hat *Psoroptes ovis* große Bedeutung. Die hoch kontagiöse Form verursacht große Leistungseinbußen (Pfister 2006).

Gattung *Demodex*

Die *Demodex*-Milben sind zigarrenförmige Arthropoden. Sie befallen bevorzugt die Haarfollikel an Kopf, Schulter, Brust und Augenlidern. Nach der Eiphasse durchlaufen sie ein Larvenstadium und zwei Nymphenstadien bis zur Adultform (Rehbein 2006).

Demodikose kommt bei fast jeder Säugetierart vor, jedoch sind die *Demodex*-Arten sehr wirtsspezifisch (Deplazes et al., 2013). Beim Hausschwein findet man *D. phylloides*, diesen aber auch nur selten (Nemeséri und Székely 1966, Fryderyk und Izdebska 2001).

Beim Hausrind kann *D. bovis* vorkommen. Hier ist der verursachte Lederschaden von Bedeutung (Smith 1967).

Von der Hautoberfläche aus in die Haarfollikel und Talgdrüsen wandernd zerstören sie die Haarwurzel. An den betroffenen Stellen entsteht eine chronische squamöse (schuppige) oder granulomatöse Follikulitis (Pfister 2006).

Der Demodikoseerreger vom Schaf ist *D. ovis*. Bei der Ziege findet man *D. caprae* (Deplazes et al. 2020).

Klasse Insecta (Insekten)

Grundmerkmale von Insekten sind der dreiegegliederte Körper, sowie drei Paar Beine und ein Paar Fühler. Ihre Entwicklung stellt eine unvollkommene Verwandlung dar. Larven-, Puppen- und Imagostadien sind gut abgrenzbar (Deplazes et al. 2020).

Haematopinus suis

Die Schweinelaus lebt auf der Hautoberfläche und ernährt sich vom Blut des Wirtes. Die Weibchen heften ihre Eier an die Borsten. Aus diesen entwickelt sich nach drei Larvenstadien

die Adultform (Imago). Die Infektion geht mit starkem Juckreiz einher. Dieser resultiert in Erosionen, Exkorationen und Stress für die Tiere (Rehbein 2006).

Gattung *Hypoderma*

Die bei den europäischen Hausrindern vorkommende Hautdasselfliegen sind *Hypoderma bovis* (große Dasselfliege) und *H. lineatum* (kleine Dasselfliege) (Pfister 2006, Deplazes et al. 2020).

Die Eier werden an die Haare der Wirtstiere gelegt, wo die Larve I (erstes Larvenstadium) schlüpft. Die Larve der großen Dasselfliege wandert von den distaleren Körperteilen Richtung Wirbelkanal. Im Epiduralfett durchläuft sie eine Ruhephase. Die kleine Dasselfliegenlarve bevorzugt den Ösophagus. Sie gelangt durch die Halsmuskulatur oder nach Abschlecken der Haare in den Körper. Im Ösophagus kommt es zu Ödemen, fibrinöse Entzündung und Blutungen (Pfister 2006).

Nach einer Ruhephase bohren sich die Larven beider Arten weiter, mit dem Ziel zur Haut des Rückens zu gelangen. Hier nisten sie sich ein. Der Gasaustausch erfolgt über ein Atemloch. Sie häuten sich zweimal bis zum dritten Larvenstadium. Bis zu dieser Phase können sie eine Entzündung der Haut mit Exsudation und Fistelbildung verursachen. Die erhabenen Stellen auf dem Rücken, wo sich die Larven eingenistet haben, nennt man Dasselbeule. Im Stadium III verlassen die Larven die Rückenhaut, fallen zu Boden und verpuppen sich. Die daraus geschlüpften Imagines leben nur wenige Tage, mit dem einzigen Ziel, sich zu paaren (Pfister 2006).

Die Parasiten verursachen nicht nur wirtschaftliche Schäden, sondern belasten auch die Tiere stark. Durch Überwachungsprogramme ist die Prophylaxe effektiver geworden (Frangipane di Regalbono et al. 2003).

Unterfamilie Oestrinae (Nasen-, Rachenfliegen)

In Europa werden kleine Wiederkäuer häufig von *Oestrus ovis* aus der Unterfamilie Oestrinae befallen (Bauer et al. 2002). Die Weibchen setzen Larven um die Nasenöffnung. Zwei Larvenstadien später verlassen sie aktiv oder passiv (Niesen, Husten) den Wirt. Diese verpuppen sich im Boden. Die adulten Fliegen schlüpfen einige Wochen später (Deplazes et al. 2020).

Im Wirt verursachen die Larven eine Entzündung der Nasenhöhlen, Nasenausfluss, Niesen, Husten. Mit Sekundärerregern führt der Befall zu schwerwiegenden Erkrankungen, wie Meningitis, Tracheitis oder Bronchitis (Deplazes et al. 2020).

1.4.2. PROTOZOA

Stamm Alveolata

Die in der Sammlung vorhandenen Protozoenpräparate gehören alle zu dem Stamm Alveolata. Eimerien und Sarcocysten sind beide aus der Klasse der Coccidea. Theilerien gehören mit Babesien zur Ordnung Piroplasmida, Klasse Haematozoa (Deplazes et al. 2020).

Coccidien vermehren sich zuerst ungeschlechtlich in den Wirtszellen (Merogonie) und zerstören dabei die Zelle. Die so entstandenen Merozoiten (Tochterzellen) befallen dann weitere Zellen. Anzahl und Muster der Teilung sind artspezifisch. Im Anschluss an die Merogonie werden Geschlechtszellen gebildet (Gametogonie): große Makrogameten und begeißelte Mikrogameten. Es erfolgt nun eine sexuelle Fortpflanzung. Die befruchtete weibliche Zelle wird von einer Hülle umgeben, es entsteht die Oozyste. Sie wird mit dem Kot ausgeschieden. In der Umwelt bilden sich erst mittels Meiose Sporen (Sporogonie), danach mittels Mitose infektiöse Sporozoiten (Deplazes et al. 2020).

Gattung *Eimeria*

Die Coccidiose der Wiederkäuer wird von *Eimeria*-Arten verursacht. Beim Rind sind weltweit 21, beim Schaf 15, bei der Ziege 13 Arten bekannt. Allerdings lösen nicht alle klinische Erkrankungen aus. Der Ablauf einer Infektion hängt neben der Virulenz auch vom Befallsgrad und dem Immunstatus des Tieres ab (Tenter 2006).

Beim Rind zählen *E. bovis* und *E. zuernii* als die pathogensten Arten (Marshall et al. 1998, Ernst und Benz 1986). Außerdem hat *E. alabamensis* in Mitteleuropa eine größere Bedeutung (Tenter 2006).

Eimerienmeronten bevorzugen Dünn- und Dickdarmzellen. Die pathologischen Befunde sind meistens katarrhalische Enteritis nach herdförmigem Epithelverlust und Schleimhautnekrosen. Erkrankte Tiere können dünnflüssigen Kot, Anorexie, Fieber, Tenesmus und blutigen Kot mit Schleimhautstückchen aufweisen (Tenter 2006).

Gattung *Sarcocystis*

Die Gattung *Sarcocystis* ist heteroxen. Die Sporulation geschieht bereits im Endwirt, welcher üblicherweise Fleischfresser oder Menschen sind. Die Oozystenhülle platzt vor Verlassen des Darms auf und die Sporozysten werden ausgeschieden (Deplazes et al. 2020).

Die Zwischenwirte sind Pflanzenfresser oder Schweine. In ihrem Körper erfolgen die Merogoniezyklen. Letztendlich bilden sich septierte Zysten in der Muskulatur (selten im ZNS). Diese werden als Sarcocysten oder Mieschersche Schläuche bezeichnet (Deplazes et al. 2020).

Die klinischen Symptome sind bei den Zwischenwirten unspezifisch, wie Apathie, Fieber, Inappetenz, Anämie und Aborte. Beim chronischen Verlauf kommt es meist nicht zu Symptomen (Deplazes et al. 2020).

Ordnung Piropasmida

In diese Ordnung gehören wichtige Blutparasiten, wie die Babesiidae und Theileriidae. Die Übertragung erfolgt durch Schildzecken. Die Einzellerparasiten vermehren sich durch Merogonie intrazellulär in Erythrozyten oder Leukozyten (Deplazes et al. 2020).

Gattung *Theileria*

Bei Rindern sind sie der Erreger von East Coast Fever. In den Lymphozyten teilen sich die Makromeronten (Entwicklungsstadium aus den Sporozoiten) und regen die Wirtszelle ebenfalls zur Teilung an. Es werden Merozoiten frei, die dann Erythrozyten befallen. Für die Weiterentwicklung brauchen Theilerien Zeckenlarven oder Nymphen (Deplazes et al. 2020).

Bei den Säugetierwirten verursachen einige *Theileria*-Arten durch Proliferation lymphoider Zellen lymphomähnliche Wucherungen. Betroffene Organe sind Lymphknoten, Milz, Leber, Niere, Knochenmark, Labmagen der Wiederkäuer und Darm. Später greift dann das Immunsystem ein und zerstört infizierte Zellen. Dies geht mit Fieber und chronischen Entzündungen einher (Deplazes et al. 2020).

2. Material und Methode

Präparate im Museum

Ursprünglich war die Auswertung von 90 Präparaten geplant (Tab.1.). Allerdings waren drei nicht auffindbar (Tab.3.) und drei zusätzliche mussten ausgeschlossen werden (Tab.4.). Die 84 Exponate von Rind, Schaf, Ziege und Schwein wurden fotografiert und katalogisiert. Neunundsiebzig davon sind in Kaiserling-Lösung fixiert, drei getrocknet und zwei in Formalin fixiert.

Da eine genaue Messung der Gewebestücke ohne die Öffnung des Glases nicht möglich gewesen wäre, wurde lediglich die Behälterhöhe abgemessen. Dieser Wert (h) befindet sich jeweils unter dem Präparatetitel mit einer Angabe in Zentimetern (cm).

Im historischen Archiv der Universitätsbibliothek wurde recherchiert und die Protokollbücher von 1904 bis 1955 wurden verwendet. Neunundzwanzig Präparaten konnte ein Originalbericht zugeordnet werden. Der zum ausgestellten Präparat passende Berichtsabschnitt steht im Folgenden in Kursivschrift in der Beschreibung. Der Großteil der Originaltexte war handgeschrieben und die Schrift oft schwer zu entschlüsseln. Deswegen fehlen an manchen Stellen im Zitat einige Wörter.

Die vor dem Namen des Präparats aufgeführte Nummer ist die aktuelle Identifikationsnummer. Diese stimmen nicht in jedem Fall mit denen im Archiv überein. Hier wurden die Exponate anhand des Datums und der Beschreibung identifiziert.

In weiterer Folge wurden die Errger der Parasitosen tabellarisch aufbereitet (Tab.2.). Hierfür wurde als Quelle Deplazes et al. (2020) verwendet.

Tabelle 1. Präparate im Museum zum Thema „Parasitäre Erkrankungen von Wiederkäuer und Schwein“

Präp.- Nr.	Präparat (Beschriftung am Behälter)	Tierart	Gewebe	Jahr	Archiv- Nr.	Fixierung	Bericht im Archiv
Cysticercose (Gattung <i>Taenia</i>)							
804	<i>Cysticercus inermis</i>	Rind	Herz	1931	51	Kaiserling	ja
807	<i>Cysticercus cellulosae</i>	Schwein	Herz	1928	68	Kaiserling	
826	<i>Cysticercus inermis</i>	Kalb	Herz	1913	64	Kaiserling	ja
835	Herz mit Finnen	Schwein	Herz	1905	3499	Kaiserling	
839	<i>Cysticercus cellulosae</i>	Schwein	Herz		993	Kaiserling	
848	<i>Cysticercus cellulosae</i>	Schwein	Herz			Kaiserling	
1879	<i>Cysticercus tenuicollis</i>	Rind	Netz	1928		Kaiserling	
1950	Bohrgänge von <i>Cysticercus tenuicollis</i>	Schwein	Leber	1921		Kaiserling	
1956	<i>Cysticercus tenuicollis</i>	Schwein	Leber	1927		Kaiserling	
1965	Bohrgänge durch <i>Cysticercus tenuicollis</i>	Schwein	Leber	1930	696	Kaiserling	ja
2466	Finnen (<i>Cysticercus cellulosae</i>)	Schwein	Zunge	1922	17	Kaiserling	
2486	Finnen	Schwein	Zunge			Kaiserling	
3228	Finnen	Schwein	Muskel			Kaiserling	
3241	<i>Cysticercus cellulosae</i>		Bauchmuskel	1928	69	Kaiserling	
3271	<i>Cysticercus cellulosae</i>	Schwein	Gehirn	1930		Kaiserling	
3289	Finnen im Gehirn	Schwein	Gehirn	1914		Kaiserling	

3395	Finnen	Schwein	Auge			Kaiserling	
Coenurose (Gattung <i>Taenia</i>)							
3273	<i>Coenurus cerebralis</i>	Rind	Gehirn	1930	1028	Kaiserling	ja
3277	Coenurusblase	Schaf	Gehirn	1923	2759	Kaiserling	
3282	Coenurusblasen	Schaf	Gehirn	1924	1804	Kaiserling	
3285	<i>Coenurus cerebralis</i>	Schaf	Gehirn	1906	1183	Kaiserling	
3286	<i>Coenurus cerebralis</i>	Schaf	Gehirn			Kaiserling	
3304	<i>Coenurus cerebralis</i> verkalkt	Rind	Gehirn	1913		Kaiserling	
3356	<i>Coenurus cerebralis</i>	Rind	Hirnventrikel		562	Kaiserling	ja
3470	Atrophie des Stirnbeines bei <i>Coenurus cerebralis</i>	Ziege	Schädel		2624	Trockenpräparat	
3478	Atrophie des Stirnbeins	Ziege	Schädel		867	Trockenpräparat	
3903	<i>Coenurus cerebralis</i>	Schaf	Gehirn			Kaiserling	
Echinococcose (Gattung <i>Echinococcus</i>)							
142	Echinokken	Rind	Lunge	1912		Kaiserling	
638	verkalkte Echinokokkenblase	Rind				Kaiserling	
644	Echinokokkose	Schwein	Lunge, Leber	1929	1520	Kaiserling	ja
670	Echinokokken	Schaf	Lunge			Kaiserling	

676	Echinokokken	Rind	Lunge	1911		Kaiserling	
718	Echinokokkus	Schwein	Herz	1931	52	Kaiserling	
806	Echinokokkenblase im Herzen	Rind	Herz	1904	1725	Kaiserling	
825	Echinokokkus re.Herz	Schwein	Herz	1927	98	Kaiserling	
830	Echinokokkenblase in d. Scheidewand d.li. Kammer	Rind	Herz	1907	2573	Kaiserling	
842	Echinokokkus	Rind	Herz	1914		Kaiserling	
948	Echinokokken	Rind	Milz	1923		Kaiserling	
954	Echinokokken	Schwein	Milz	1928		Kaiserling	
1723	Echinokokken	Rind	Humerus	1934	1959	Kaiserling	ja
1724	Echinokokken	Rind	Humerus	1934	1959	Kaiserling	ja
1919	<i>Echinococcus alveolaris</i> (<i>E. multilocularis</i>)	Rind	Leber	1923		Kaiserling	
1928	Echinokokken	Schwein	Leber	1928	492	Kaiserling	ja
1946	Echinokokken	Schwein	Leber	1904	2030	Kaiserling	
1955	<i>Echinococcus alveolaris</i> (<i>E. multilocularis</i>)	Rind	Leber	1921		Kaiserling	
1968	Alveoläre Echinokokkose	Schwein	Leber			Kaiserling	
Leberegel (Klasse Trematoda)							
1844	Gallengangsektasie. <i>Fasciola hepatica</i>	Schaf	Leber	1944	229	Kaiserling	ja

1866	Inkrustation der Gallengänge nach Distomatose		Leber	1927	3440	Kaiserling	
1867	Gallengangsektasie. <i>Fasciola hepatica</i>	Schaf	Leber	1944	229	Kaiserling	ja
1930	Leberegelseuche durch <i>Fasciola hepatica</i> und <i>Dicrocoelium lanceolatum</i>	Schaf	Leber	1940	1264	Kaiserling	ja
1947	Leberegelbefall. Perforation der Leberserosa	Ziege	Leber	1927	1003	Kaiserling	ja
1953	Leberegel	Rind	Leber	1927		Kaiserling	
1954	Leberegelseuche	Schaf	Leber	1941	1184	Kaiserling	ja
Lungenwürmer (Familie Protostrongylidae und Gattung Metastrongylus)							
647	Pneumonia verminosa	Rind	Lunge			Kaiserling	
661	Lungenwurmknotten	Schaf	Lunge	1916	40	Kaiserling	ja
668	Lungenwurmseuche	Schwein	Lunge	1955	0	Kaiserling	
Ascariose (<i>Ascaris suum</i>)							
1960	Multiple interstitielle parasitäre Hepatitis	Schwein	Leber	1930		Kaiserling	
2029	Ascariden in Gallengängen	Ferkel	Leber	1936	1879	Kaiserling	ja
2035	Ascariden im Gallengang	Schwein	Leber	1926		Kaiserling	ja
<i>Gongylonema pulchrum</i>							
2382	<i>Gongylonema pulchrum</i>	Schaf	Ösophagus	1937	1369	Kaiserling	

<i>Trichuris trichuria</i>							
2090	<i>Trichuris trichiura</i> aus dem Blinddarm	Schwein		1917	138	Kaiserling	ja
<i>Hyostrongylus rubidus</i>							
2263	Kruppös-diphteroide Gastritis durch <i>Hyostrongylus rubitus</i>	Schwein	Magen			Kaiserling	ja
<i>Gnathostoma hispidum</i>							
2264	Gastritis bei <i>Gnathostoma hispidum</i>	Schwein	Magen	1934	530	Kaiserling	ja
<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus (Echinorhynchus gigas)</i>							
24	<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i> (<i>Echinorhynchus gigas</i>)	Schwein	Darm			Formalin	
2032	<i>Echinorhynchus gigas</i>		Darmwand			Kaiserling	
2106	<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>	Schwein	Darm	1930		Kaiserling	
2108	<i>Echinorhynchus gigas</i>	Schwein	Darm			Kaiserling	
Räudemilben (Gattung <i>Sarcoptes</i> und <i>Chorioptes</i>)							
1533	Sarcoptesräude	Schwein	Haut	1928	470	Kaiserling	ja
1551	Sarcoptesräude	Ziege	Haut	1914	421	Kaiserling	ja
1568	Chorioptesräude	Ziege	Haut	1913	46	Kaiserling	ja
1586	Sarkoptesräude	Ferkel	Haut	1921	145	Kaiserling	ja

Demodicose (Gattung <i>Demodex</i>)							
1561	Demodicosis	Schwein	Kopfhaut	1913	924	Kaiserling	ja, nur Diagnose
1574	Demodicosis	Schwein	Haut	1928		Kaiserling	
Läuse (<i>Haematopinus suis</i>)							
1590	Läuse und Nissen (<i>Haematopinus suis</i>)	Schwein	Haut	1912	497	Kaiserling	ja
Dassellarven, Bremsenlarven (Gattung <i>Hypoderma</i> und Familia Oestridae)							
1430	Dassellarven	Rind	Haut			Kaiserling	
1745	Dassellarven aus epiduralem Fettgewebe	Rind		1951	692	Trockenpräparat	ja, nur Diagnose
3275	Entzündung der harten Hirnhaut infolge Bremsenlarven	Schaf	Harte Hirnhaut und Cranium	1906	1462	Kaiserling	
Coccidiosis (Gattung <i>Eimeria</i>)							
29	Coccidiose	Rind	Dickdarm	1928	1105	Formalin	ja
2019	Coccidiose	Rind	Darm			Kaiserling	
2097	Coccidiose	Ziege	Dünndarm			Kaiserling	
2240	Kokzidiose		Darm		223	Kaiserling	

Sarcocystose (Gattung <i>Sarcocystis</i>)							
2319	<i>Sarcocystis tenella</i>	Ziege	Ösophagus	1928	827	Kaiserling	ja
2403	<i>Sarcocystis tenella</i>	Ziege	Ösophagus			Kaiserling	
3231	Mieschersche Schläuche	Schwein	Muskel	1921	64	Kaiserling	
Theileriose (Gattung <i>Theileria</i>)							
983	Theileriose durch <i>Theileria ovis</i>	Schaf	Milz und Lymphknoten	1937	1371	Kaiserling	
1063	Theileriose durch <i>Theileria ovis</i>	Schaf	Niere	1937	1373	Kaiserling	
1252	Theileriose durch <i>Theileria ovis</i>	Schaf	Hoden	1937	1372	Kaiserling	
Ausgeschlossene Abortuspräparate							
369	Infektiöser Abortus	Schaf	Plazenta	1941	1018	Kaiserling	
1372	Abortus infek. Cotyledon	Rind	Uterus			Kaiserling	
1375	Infektiöser Abortus	Rind	Uterus			Kaiserling	

3. Ergebnisse

Im Folgenden sollen die im Pathologischen Museum ausgestellten Parasitosenpräparate von Rind, Schaf, Ziege und Schwein vorgestellt werden.

Cysticercose (Gattung *Taenia*)

804 „*Cysticercus inermis*“



Abb. 1 Nr. 804 (h = 10 cm)

Präparat: fünf Herzstücke in Kaiserling-Lösung. Rind (30.04.1931).

In mehreren Herzgewebsstücken sind haselnussgroße Finnenblasen. Sie sind von einer weißlichen Bindegewebskapsel umhüllt, deswegen erscheint die Blasenwand verdickt.

Anmerkung: *C. inermis* ist die Finne des Rinderbandwurmes, *T. saginata*.

807 „*Cysticercus cellulosae*“

Abb. 2 Nr. 807 (h = 14 cm)

Präparat: linke Herzhälfte in Kaiserling-Lösung. Schwein (24.06.1928)

In der aufgeschnittenen linken Herzhälfte ist gut sichtbar, dass die Finnenblasen sowohl in der Muskulatur als auch im Epikard zu finden sind. Die Herzoberfläche ist dicht mit erbsengroßen Zysten übersät. Unter dem Herzohr ist das Gewebe punktuell mit einem weißen Fibrinbelag bedeckt.

Anmerkung: *C. cellulosae* ist die Finne des Schweinebandwurmes, *T. solium*. Der Fibrinbelag deutet auf einen entzündlichen Prozess hin.

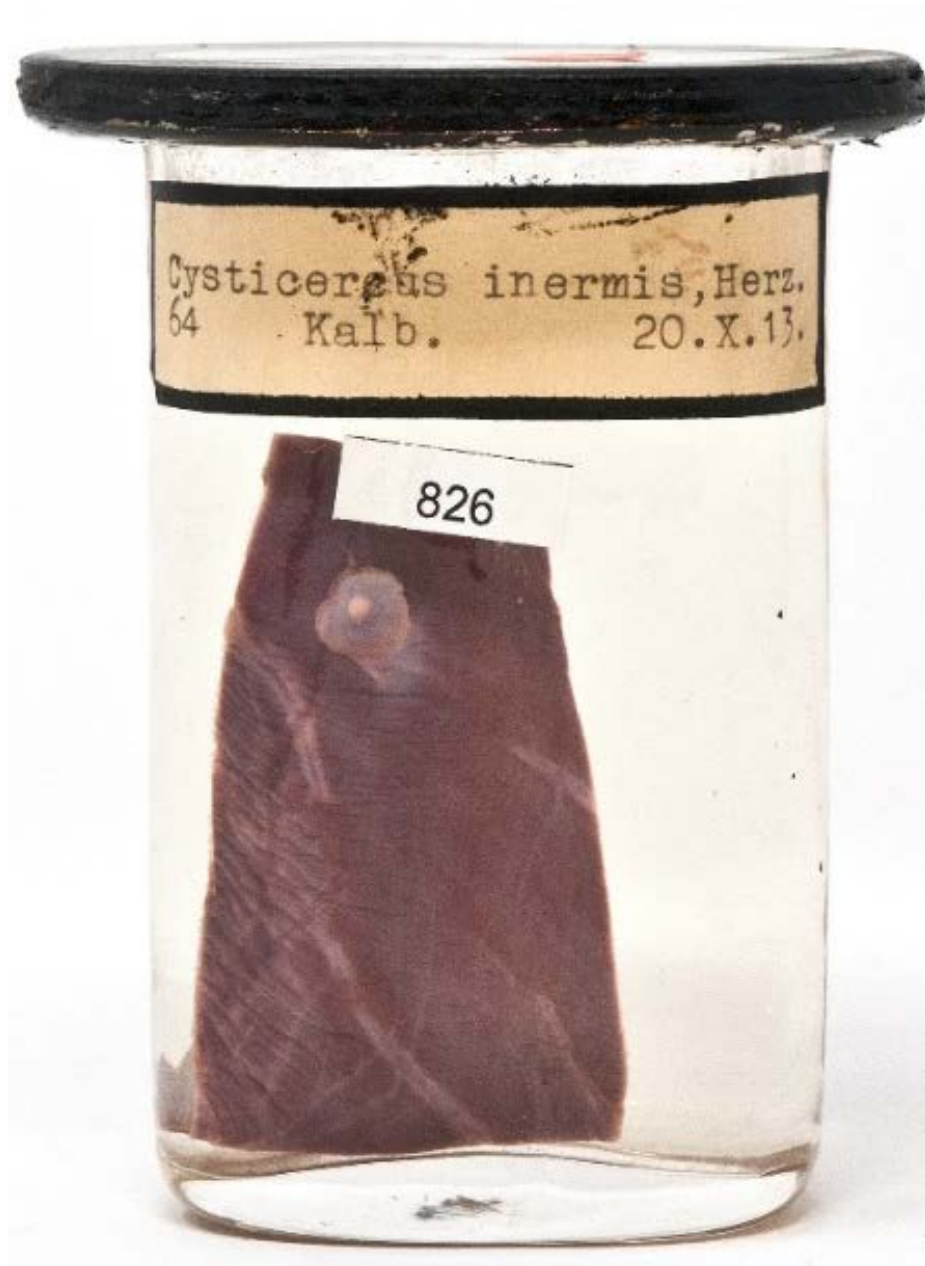
826 „*Cysticercus inermis*“

Abb. 3 Nr. 826 (h = 9,5 cm)

Präparat: Herzschnitt in Kaiserling-Lösung. Rind (20.10.1913).

Eine erbsengroße Finne befindet sich unterhalb des viszerale Epikardes. In der dünnwandigen, mit durchsichtiger Flüssigkeit gefüllten Finnenblase ist der weißliche, senfkorngroße Scolex in der Mitte zu sehen.

Anmerkung: *C. inermis* ist die Finne des Rinderbandwurmes, *T. saginata*.

835 „Herz mit Finnen“

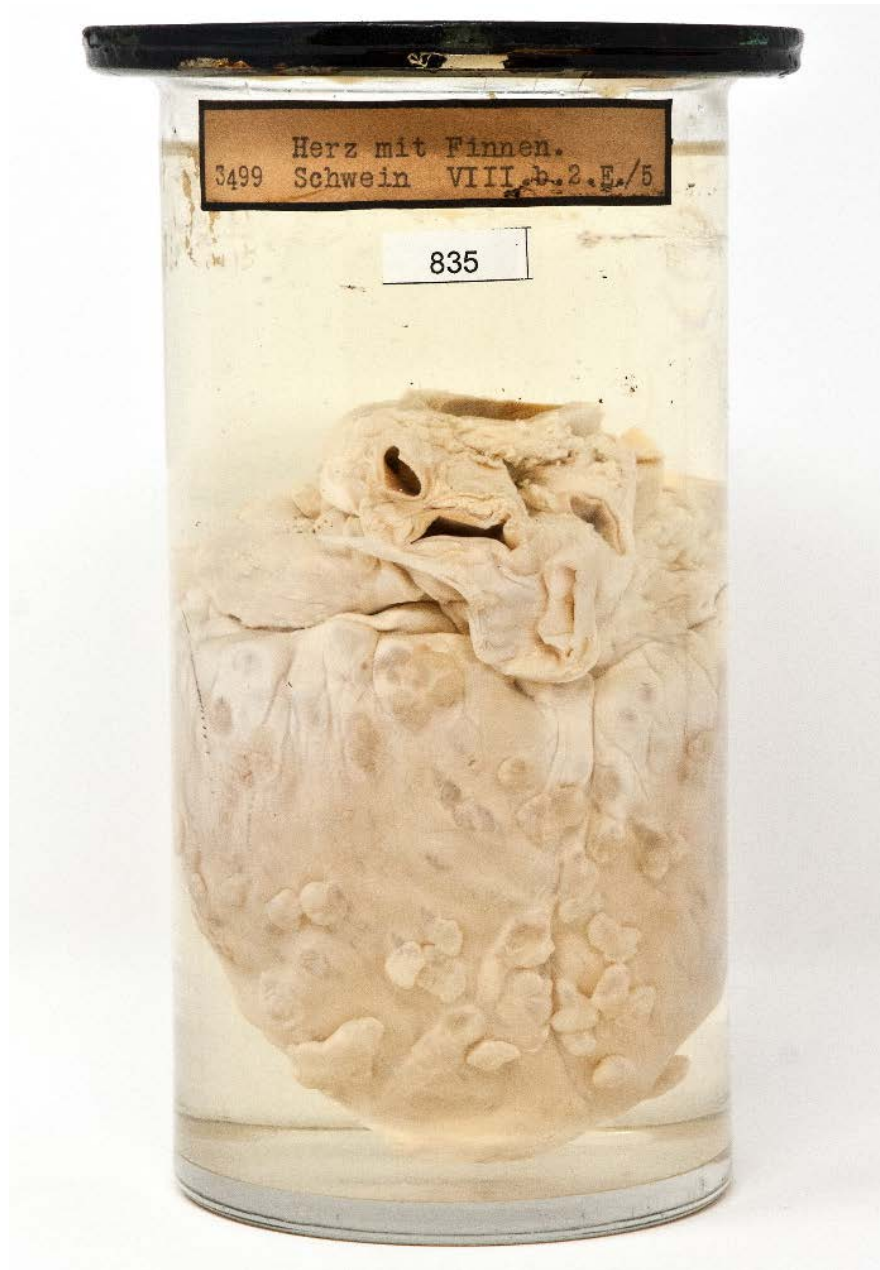


Abb. 4 Nr. 835 (h = 17,5 cm)

Präparat: ganzes Herz in Kaiserling-Lösung. Schwein (1905).

An der gesamten Herzoberfläche befinden sich die Blasen diffus verteilt. Die Finnen von unterschiedlichen Formen sind pfefferkorn- bis erbsengroß. Sie liegen unter dem Epikard.

Anmerkung: Die Veränderung und Tierart sind charakteristisch für *T. hydatigena* oder für den Schweindebandwurm, *T. solium*.

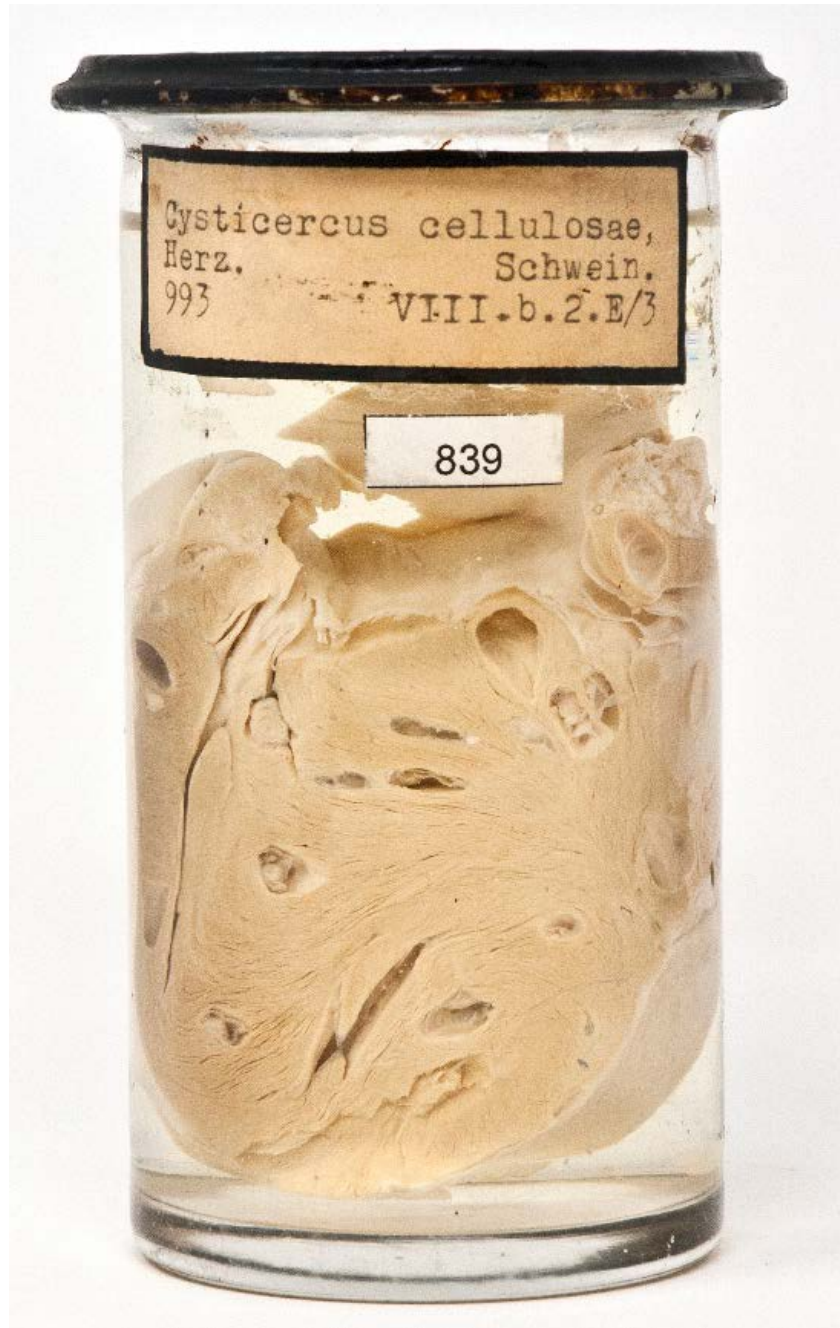
839 „*Cysticercus cellulosae*“

Abb. 5 Nr. 839 (h = 12 cm)

Präparat: Herzschnitt in Kaiserling-Lösung. Schwein (Datum unbekannt).

Mehrere, dünnwandige Finnen befinden sich im Myokard. An der Schnittfläche sind die Blasenhüllen und die weißlichen Scolices in der Mitte sichtbar.

Anmerkung: *C. cellulosae* ist die Finne des Schweinebandwurmes, *T. solium*.

1879 „*Cysticercus tenuicollis*“



Abb. 6 Nr. 1879 (h = 26 cm)

Präparat: Stück vom Netz (Omentum majus/ minus) in Kaiserling-Lösung. Rind (20.06.1928).

Mehrere, bis zu hühnereigroße, dünnwandige Finnenbläschen von *Cysticercus tenuicollis* sind mit dem Netz verwachsen. In ihren Wänden sind die pfefferkorngroßen, weißlichen Scolices zu sehen.

Anmerkung: *C. tenuicollis* ist die Finne von *T. hydatigena*.

1950 „*Cysticercus tenuicollis*“



Abb. 7 Nr. 1950 (h = 11 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (1921).

Das Parenchym ist mit stecknadelkopf- bis senfkorngroßen Metazestoden durchsetzt. An der Oberfläche zeigen sie sich als leicht erhabene Stellen. Um diese Stellen ist die Leberkapsel verdickt und getrübt. Manche oberflächlichen Zysten sind bereits geplatzt, die Hüllenreste dieser hängen an der Leber.

Anmerkung: *C. tenuicollis* ist die Finne von *T. hydatigena*.

1956 „*Cysticercus tenuicollis*“



Abb. 8 Nr. 1956 (h = 18 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (1927).

Im Glas befindet sich ein Leberstück mit drei gut sichtbaren *Cysticerci* an der Oberfläche. Die haselnuss- bis kirschgroßen Zysten sind leicht erhaben in die Leber eingebettet. Durch die dünne Blasenwand sind die gelblich-weißlichen, pfefferkorngroßen Scolices zu sehen.

Anmerkung: *C. tenuicollis* ist die Finne von *T. hydatigena*.

1965 „*Cysticercus tenuicollis*“



Abb. 9 Nr. 1965 (h = 10 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (1930).

Unebene Oberfläche und streifenförmige Verfärbungen infolge von Blutungen in den Bohrgängen. „An der Leberoberfläche der eingeschnittenen Leber zerfließende, weiße 1-2 mm lange bläschenförmige Gebilde (*Cysticercen*). In der Leber zahlreiche oft oberflächlich liegende Exemplare. Die Leber selbst unterschiedlich stark mit Bohrgängen durchsetzt. D: Bohrgänge d. *C. tenuicollis*“. Protokollbericht Nr. 696 aus dem Jahr 1930

Anmerkung: *C. tenuicollis* ist die Finne von *T. hydatigena*.

2466 „Finnen – *Cycticercus cellulosae*“

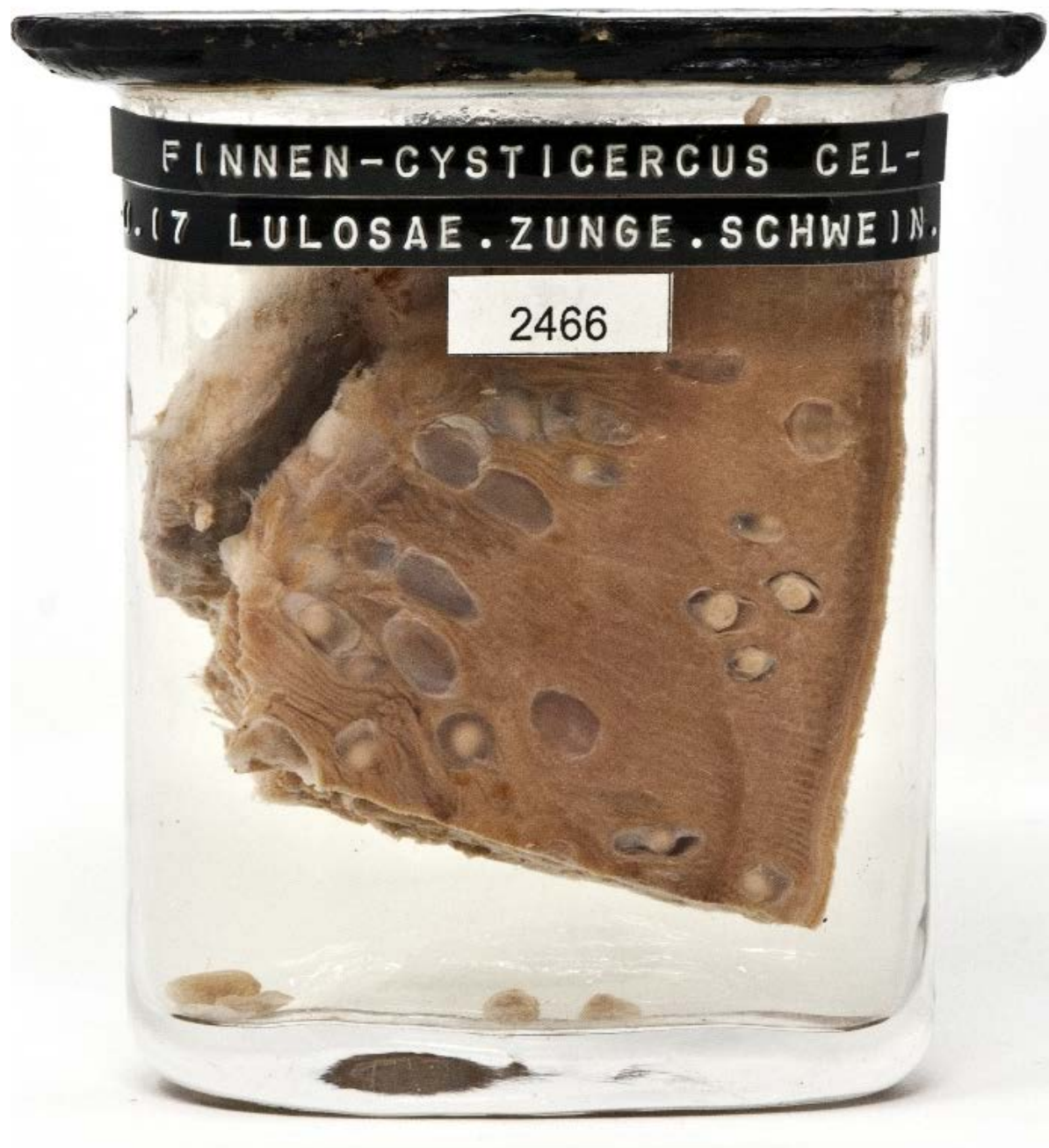


Abb. 10 Nr. 2466 (h = 10 cm)

Präparat: Zungenstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (08.02.1922).

Die Muskulatur ist reich mit hirsekorn- bis erbsengroßen Blasen übersät. Die meisten Blasen haben weißliche Scolices in der Mitte.

Anmerkung: *C. cellulosae* ist die Finne des Schweinebandwurmes, *T. solium*.

2486 „Finnen“



Abb. 11 Nr. 2486 (h = 18 cm)

Präparat: Zungenhälfte in Kaiserling-Lösung. Schwein (Datum unbekannt).

Zahlreiche, bis zu erbsengroße Finnenblasen mit dem senfkornähnlichen Scolex sind in der Muskulatur zu sehen.

Anmerkung: Die Veränderung und Tierart sind charakteristisch für *T. hydatigena* oder für den Schweindebandwurm, *T. solium*.

3228 „Finnen“



Abb. 12 Nr. 3228 (h = 13 cm)

Präparat: Muskelstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (Datum unbekannt).

Das Gewebe ist stark mit Finnenbläschen durchsetzt. In den meisten findet man den senfkorngroßen Scolex in der dünnwandigen, durchsichtigen Bläschenhülle, die der Körper mit weißem Bindegewebe abgekapselt hat.

Anmerkung: Die Veränderung und Tierart sind charakteristisch für *T. hydatigena* oder für den Schweindebandwurm, *T. solium*.

3241 „*Cysticercus cellulosae*“



Abb. 13 Nr. 3241 (h = 22 cm)

Präparat: Bauchmuskelstück in Kaiserling-Lösung. Tierart unbekannt (24.06.1928).

Erbsengroße Finnen sitzen im Muskelgewebe. An der Oberfläche sind sie teils leicht erhaben, teils abgeflacht. Sie sind dünnwandig und mit leicht getrübbter Flüssigkeit gefüllt. Der weißliche, eingestülpte Scolex ist in den meisten Bläschen sichtbar.

Anmerkung: *C. cellulosae* ist die Finne des Schweinebandwurmes, *T. solium*, was vermuten lässt, dass das Gewebe von einem Schwein ist.

3271 „*Cysticercus cellulosae*“



Abb. 14 Nr. 3271 (h = 10 cm)

Präparat: Gehirn in Kaiserling-Lösung. Schwein (1930).

Die Gehirnhälften sind asymmetrisch. Die linke ist breiter, als die rechte, links an der Oberfläche sind mehr Cysticercusblasen zu sehen. Die Blasen sind erbsengroß, dünnwandig und flüssigkeitsgefüllt. Ungefähr in der Mitte sitzt jeweils ein senfkorngroßer, weißlicher, eingestülpter Scolex.

Anmerkung: *C. cellulosae* ist die Finne des Schweinebandwurmes, *T. solium*.

3289 „Finnen im Gehirn“



Abb. 15 Nr. 3289 (h = 12 cm)

Präparat: Gehirnschnitt in Kaiserling- Lösung. Schwein (02.05.1914).

Zahlreiche, hirse- bis pfefferkorngroße Blasen liegen in den Gewebestücken. In einigen befindet sich noch ein weißer, hirsekorngroßer Finnenscolex.

Anmerkung: Die Veränderung und Tierart sind charakteristisch für *T. hydatigena* oder für den Schweindebandwurm, *T. solium*.

Coenurose (Gattung *Taenia*)

3273 „*Coenurus cerebralis*“



Abb. 16 Nr. 3273 (h = 16 cm)

Präparat: Gehirn in Kaiserling-Lösung. Rind (17.07.1930).

In der rechten Hemisphäre ist der zusammengefallene Rest der Coenurusblase zu sehen.

„In der r. Hemisphäre die größer als die li. u. abgeflacht ist findet sich eine ca. faustgr. dünnwandige, durchsichtige, mit klarer Flüssigkeit gefüllte Blase die an der Innenwand zahlreiche hirsekorngr. weiße Gebilde aufweist. Die Blase ragt über die Hemisphäre vor, ist nur von der Dura mater bedeckt, mit der sie an groschengroßen Stellen verwachsen ist. Die Innenfläche des Os frontale stark verdünnt, mit mehreren 10 groschen bis schillinggr. Öffnungen die in die Stirnhöhle führen. D. Coenurus cerebralis.“ Protokollbericht Nr. 1028 aus dem Jahr 1930.

3277 „Coenurusblase im Gehirn“



Abb. 17 Nr. 3277 (h = 15 cm)

Präparat: Schädel (teilweise eröffnet) mit Gehirn in Kaiserling-Lösung. Schaf (1923).

Das teilweise eröffnete Schädelstück umfasst das Gehirn mit der leeren Stelle einer eigroßen Coenurusblase in der rechten Hemisphäre.

3282 „Coenurusblasen im Gehirn“

Abb. 18 Nr. 3282 (h = 12 cm)

Präparat: Gehirn in Kaiserling-Lösung. Schaf (1924).

In beiden Großhirnhälften sind erbsen- bis haselnussgroße Finnenblasen oder ihre leere Höhlen. Gehirnstruktur ist stark beschädigt und deformiert durch die wachsenden Finnen.

3285 „*Coenurus cerebralis*“

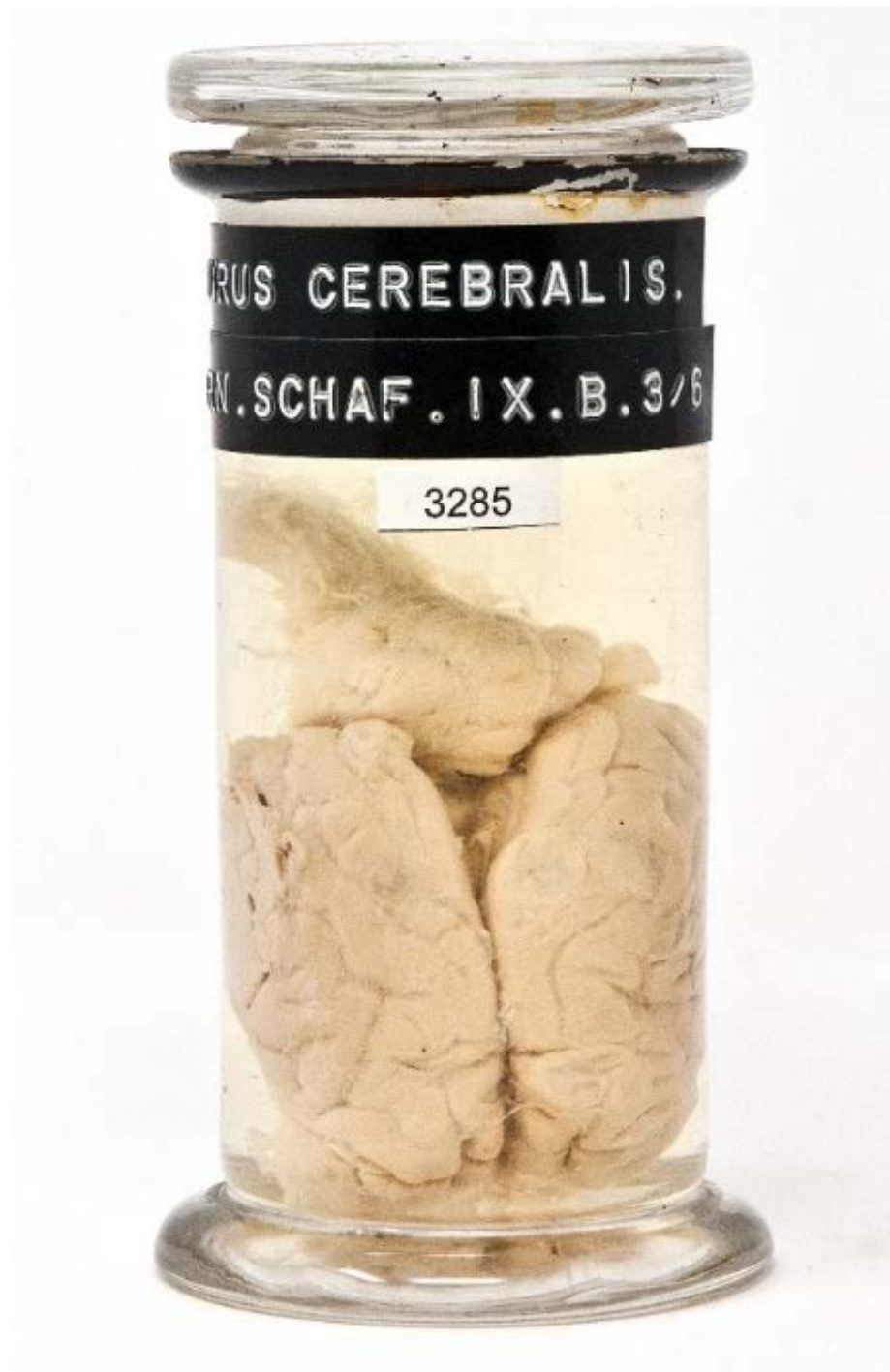


Abb. 19 Nr. 3285 (*h* = 13 cm)

Präparat: Gehirn in Kaiserling-Lösung. Schaf (1906).

Mehrere erbsen- bis haselnussgroße dünnwandige Blasenreste bzw. ihre leeren Höhlen sind an der Hirnoberfläche verstreut.

3286 „*Coenurus cerebralis*“Abb. 20 Nr. 3286 ($h = 15\text{ cm}$)

Präparat: Gehirn in Kaiserling-Lösung. Schaf (Datum unbekannt).

Das Gehirn ist horizontal durchgeschnitten, damit die in der rechten Hemisphäre sitzende Coenurusblase zu sehen ist. Die Blase hat vermutlich beide lateralen Hirnventrikel ausgefüllt und aufgrund dessen ist das innere Gehirngewebe atrophiert. An der Schnittfläche wird die ca. 1 cm dünne komprimierte Großhirnschicht sichtbar.

3304 „*Coenurus cerebralis*“



Abb. 21 Nr. 3304 (h = 14 cm)

Präparat: Gehirnstück in Kaiserling-Lösung. Rind (27.09.1913).

Die teilweise verkalkten Reste einer rupturierten walnussgroßen Finnenblase sind zu sehen. Die Oberfläche ist grob höckrig. Die Blase befindet sich lateral der Seitenventrikel.

Anmerkung: Die Verkalkung deutet auf einen Abbauvorgang hin.

3356 „*Coenurus cerebralis*“

Abb. 22 Nr. 3356 (h = 18 cm)

Präparat: Coenurusblase aus dem Hirnventrikel in Kaiserling-Lösung. Rind (10.1941).

Im Behälter ist die Coenurusblase selbst zu sehen. An der feinen Hüllenwand kleben zahlreiche stecknadelkopfgröße hellbraune Gebilde. Dies sind Protoscolices, aus jedem einzelnen kann sich ein Bandwurm entwickeln. „*Geringe Erhabenheit über d. linken Stirnhöhle. Lappenschnitt über d. r. Hirnhöhle, nach Freilegung d. Schädeldaches Eröffnung d. äußeren Lamellen u. Belassen eines Knochenlappens. Eröffnung d. inneren Lamellen u. Eröffnung d. frei zutage liegenden Coenurus, dessen Sitz in d. li Hirnhälfte liegt.*“

Anamnese: *Mit Einverständnis d. Buiatrischen Klinik, zeigt f. Coenurus typ. Gehirnsymptome“.*
Protokollbericht Nr. 562 aus dem Jahr 1941

3470 „Atrophie des Stirnbeines bei *Coenurus cerebralis*“



Abb. 23 Nr. 3470 (h = 10 cm)

Präparat: ganzer Schädel als Trockenpräparat. Ziege (Datum unbekannt).

Kaudal der Hörner sind drei Löcher im Knochen zu sehen. Sie sind durch Druckatrophie, verursacht von der Finnenblase von *T. multiceps*, entstanden.

3478 „Atrophie des Stirnbeines bei *Coenurus cerebralis*“



Abb. 24 Nr. 3478 (h = 8 cm)

Präparat: ganzer Schädel als Trockenpräparat. Ziege (Datum unbekannt).

Medial der linken Hornbasis zeigt das Stirnbein eine deutliche Verdünnung. Das Knochengewebe ist durch den Druck von der Coenurusblase atrophiert. An zwei Stellen mit 0,2 und 1 cm Durchmesser fehlt der Knochen.

3903 „*Coenurus cerebralis*“



Abb. 25 Nr. 3903 (h = 10 cm)

Präparat: Gehirn in Kaiserling-Lösung. Schaf (Datum unbekannt).

Vier haselnussgroße Höhlen von Finnen befinden sich am Präparat. Die Gehirnstrukturen weisen eine leichte Asymmetrie auf, bedingt durch das destruktive Wachstum der Finnen.

Echinococcose (Gattung *Echinococcus*)

142 „Echinokokken“



Abb. 26 Nr. 142 (h = 14 cm)

Präparat: Lungenstück in Kaiserling-Lösung. Rind (28.10.1912).

Das Lungengewebe liegt fleischähnlich um die walnuss- bis enteneigroßen Zysten kapseln. Wegen der großen Echinokokkus-Zysten wurden die umliegenden Lungenteile nicht belüftet. An der dickeren Kapsel sieht man noch vereinzelt die feinen Zysten hüllenreste. Manche kleineren Zysten (unten) sind verkalkt.

Anmerkung: Das befallene Organ und Tier, so wie auch die großen einzelnstehenden Zysten sind typisch für *E. granulosus*.

638 „Verkalkte Echinokokkusblase“



Abb. 27 Nr. 638 (h = 10 cm)

Präparat: undefiniertes Gewebe in Kaiserling-Lösung. Rind (Datum unbekannt).

Kindsfaustgroße Blaskenhöhle einer *Echinococcus*-Finne. Die Blaskenhülle ist zusammengefallen an der rechten Seite und teilweise verkalkt.

Anmerkung: An der Rückseite entspricht das Präparat einem Muskelgewebe. Die Dimension der Zyste in Verbindung mit der Tierart ist typisch für *E. granulosus*.

644 „Echinokokkose“



Abb. 28 Nr. 644 (h = 16 cm)

Präparat: Lungenstück (oben) und Leberstück (unten) in Kaiserling-Lösung. Schwein (16.11.1929).

Die Beschreibung entspricht derjenigen im Originalprotokoll: „In den Lungen beidseits zahlreiche hanfkorngrosse bis erbsengrosse Echinokokkenblasen die z. T. leicht blutig gefärbten Inhalt aufweisen. Die Leber stark vergrößert (Gewicht 9kg) und mit dicht sitzenden Echinokokkenblasen von Erbsengröße übersät.“ Protokollbericht Nr. 1520 aus dem Jahr 1929.

Anmerkung: Die Veränderungen sind charakteristisch für *E. multilocularis*.

670 „Echinokokken“



Abb. 29 Nr. 670 (h = 13 cm)

Präparat: drei Lungenschnitte. Schaf (Datum unbekannt).

In drei Lungenschnitten sind haselnuss- bis kirschgroße Zysten von *Echinococcus*-Finnen zu sehen.

Anmerkung: Die Veränderungen sind nicht eindeutig einer *Echinococcus*-Art zuzuordnen.

676 „Echinokokken“



Abb. 30 Nr. 676 (h = 23 cm)

Präparat: zwei Schnitte einer Lunge in Kaiserling-Lösung. Rind (1911).

Im Präparat sind bis zu walnussgroße Hohlräume, die leeren Finnenblasen, zu sehen. Das Lungengewebe rundherum ist leberähnlich komprimiert und dystelektatisch.

Anmerkung: Tierart, Veränderung und Lokalisation typisch für *E. granulosus*

718 „Echinokokkus“

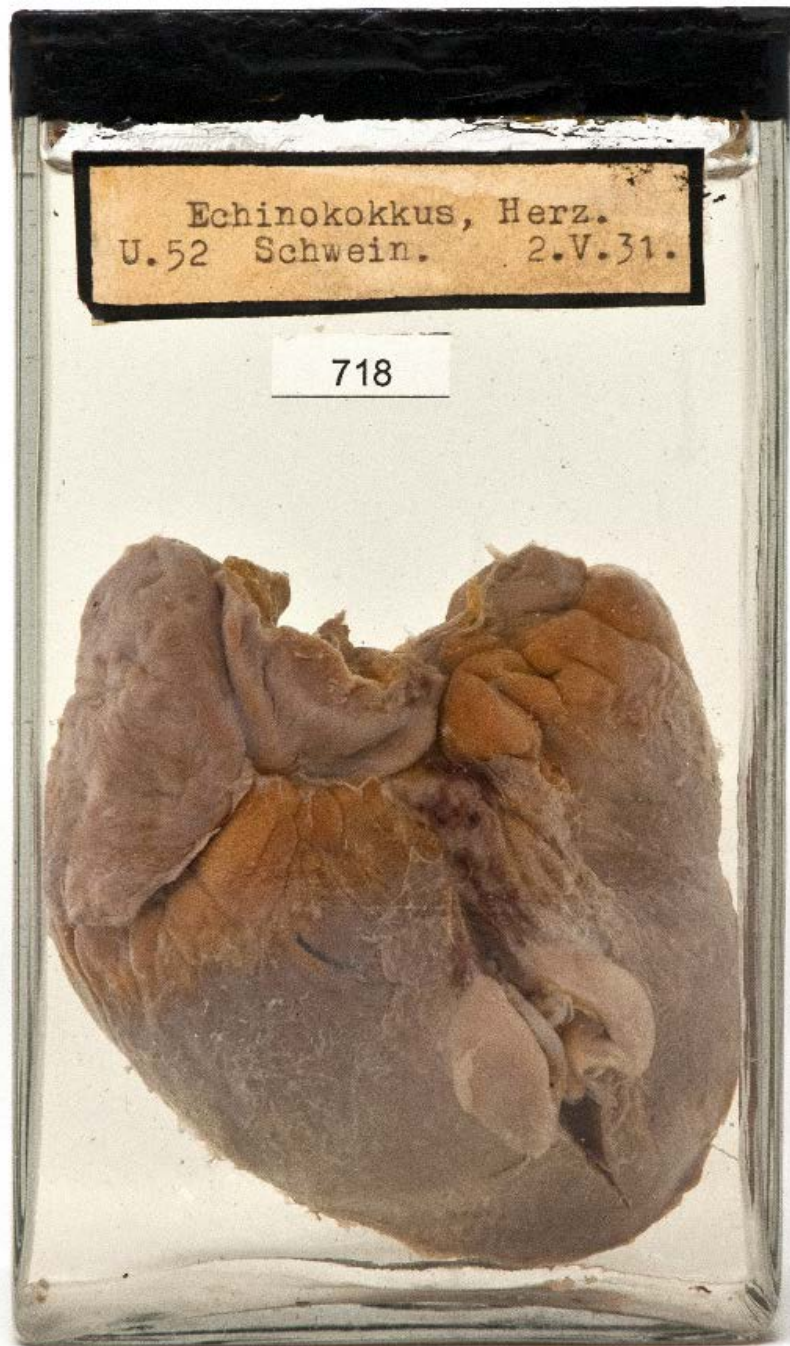


Abb. 31 Nr 718 (h = 15 cm)

Präparat: Herzhälfte in Kaiserling-Lösung. Schwein (1931).

Unter dem viszeralen Perikard liegt eine walnussgroße Echinokokkusblase. Durch die Schnittöffnung werden die durchsichtigen Blasenhüllenreste sichtbar.

806 „Echinococccenblase im I. Herzen“



Abb. 32 Nr. 806 (h = 10 cm)

Präparat: Herzstück in Kaiserling-Lösung. Rind (1904).

Die taubeneigroße Blase liegt in der linken Herzkammer unter dem Endokard. Sie wurde aufgeschnitten, sodass dünnwandige, zusammenfallende Tochterblasen sichtbar sind.

825 „Echinokokkus“



Abb. 33 Nr. 825 (h = 10 cm)

Präparat: rechte Herzhälfte in Kaiserling-Lösung. Schwein (1927).

An der Basis vom Musculus papillaris ist die kirschgroße Blase aufgeschnitten. Sie befindet sich unter dem Endokard.

830 „Echinococcenblase in d. Scheidewand der linken Kammer“



Abb. 34 Nr. 830 (h = 23 cm)

Präparat: Longitudinalschnitt der linken Herzhälfte in Kaiserling-Lösung. Rind (1907).

Eine faustgroße Raumforderung liegt im Septum der linken Herzkammer. Es ist eine abgestorbene *Echinococcus*-Metacestode. Die einst flüssigkeitsgefüllte Zyste ist nun zum Großteil verkalkt. Die käsige, bröckelige Masse wird von einer verdickten Kapsel umhüllt und liegt unter dem Endokard.

842 „Echinokokkus“

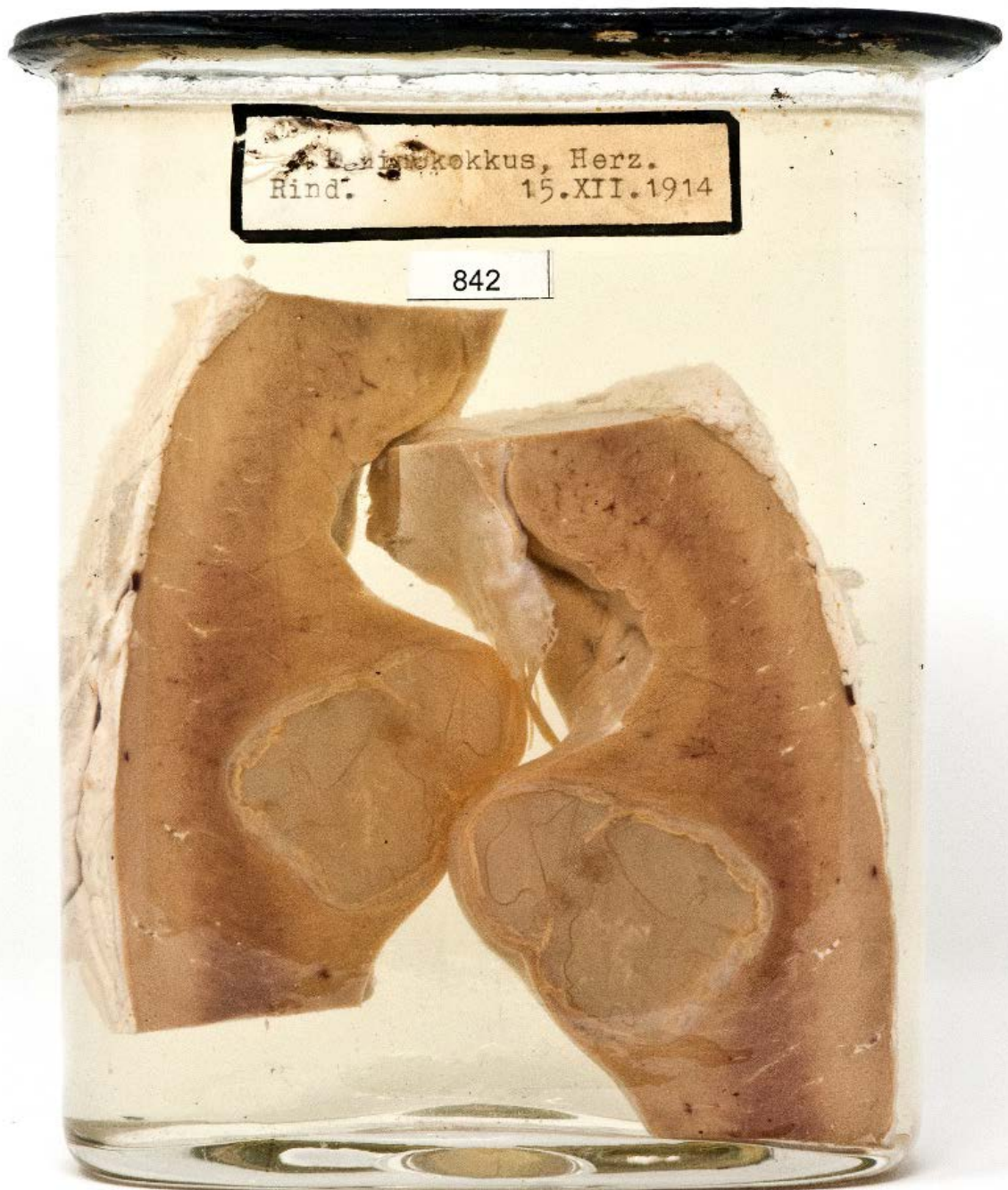


Abb. 35 Nr. 842 (h = 17 cm)

Präparat: Schnitte eines Herzes in Kaiserling-Lösung. Rind (15. 12.1914).

Eine hühnereigroße Blase ist durchgeschnitten. Sie ist mit festem, weißlich trübem Inhalt gefüllt. Feine Häutchen von Tochterblasen sind innen sichtbar.

842 „Echinokokken“



Abb. 36 Nr. 948 (h = 19 cm)

Präparat: Milzschnitt in Kaiserling-Lösung. Rind (11.12.1923).

In dem Milzstück sind zwei walnussgroße Blasen angeschnitten. Die feine, durchsichtige Finnenblasenhülle klebt noch in der Blasenhöhle.

Anmerkung: Tierart und Veränderung typisch für *E. granulosus*.

954 „Echinokokken“



Abb. 37 Nr. 954 (h = 17 cm)

Präparat: Milzstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (10.01.1928).

Das Parenchym zeigt mehrere kirsch- bis wallnussgroße Vorwölbungen. Das Gewebe in der Mitte der erhabenen Stellen ist dünner und liegt in Falten.

Anmerkung: Tierart und Veränderung charakteristisch für *E. multilocularis*.

1723 und 1724 „Echinokokken“



Abb. 38 Nr. 1723 (h = 18 cm)

Präparat: Humerus in mehrere Stücke geschnitten in Kaiserling-Lösung. Rind (11.12.1934).

Nr. 1723: distale Epiphyse, am Foto der Condylus humeri sichtbar. In den zwei Präparatbehältern sind Stücke von einem Oberarmknochen zu sehen. In der Markhöhle sind Reste von Echinokokkenblasen. Sie sind dünnwandig, durchsichtig und flüssigkeitsgefüllt. Den eingestülpten Scolex sieht man bei manchen als weißlichen Fleck an der Bläschenwand. „Der Markraum zur Gänze mit Echinokokkenblasen versch. Größe ausgefüllt.“ Protokollbericht Nr. 1959 aus dem Jahr 1934.

Anmerkung: Lokalisation in der Markhöhle ist typisch für *Echinococcus granulosus*.



Abb. 39 Nr. 1723 (h = 18 cm)

Nr. 1724: zwei Stücke des Humerusschaftes, Corpus humeri

1919 „*Echinococcus alveolaris*“



Abb. 40 Nr. 1919 (h = 16 cm)

Präparat: zwei Leberstücke in Kaiserling-Lösung. Rind (27.06.1923).

An der Organoberfläche zeigen beide Organstücke blumenkohlartige Wucherungen. Oben nur erhaben, wölbt sich die Umfangsvermehrung unten stark vor und erhebt sich von der Leberoberfläche. An der Hinterseite sieht man im Inneren das infiltrative, tumorähnliche Wachstum. Das Konvolut der senfkorn- bis haselnussgroßen Finnenzysten involviert auch Blutgefäße und Gallengänge.

Anmerkung: *E. alveolaris* ist ein Synonym für *E. multilocularis*.

1928 „Echinokokken“

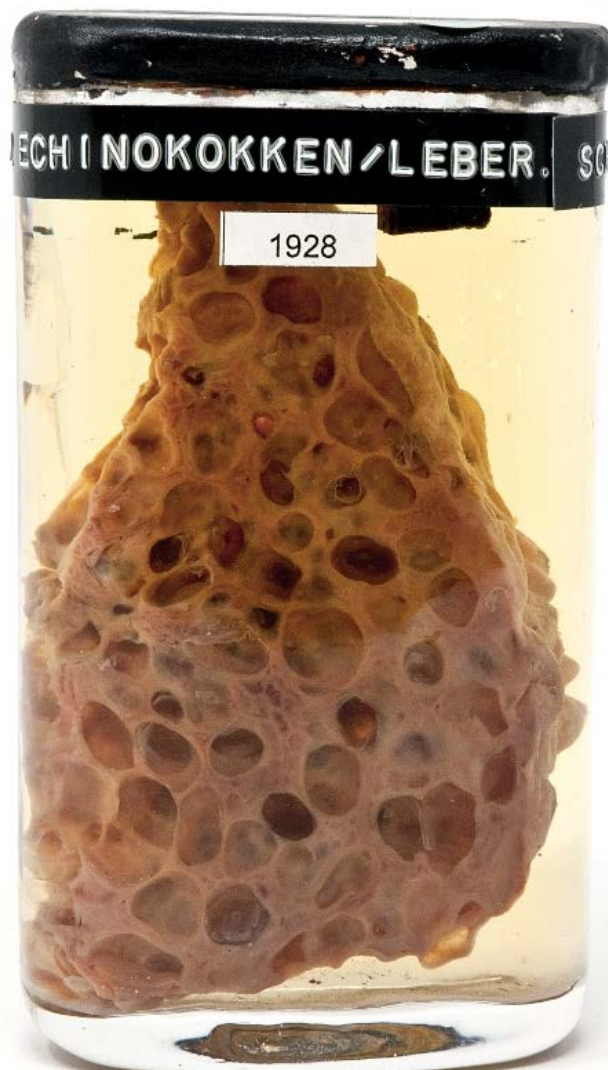


Abb. 41 Nr. 1928 (h = 14,5 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (14.04.1928).

Das Gewebe ist fast zur Gänze von Echinokokkenblasen durchsetzt. Sie sind kirsch- bis erbsengroß. Vom Leberparenchym ist kaum etwas sichtbar, zwischen den Zysten befinden sich feine Bindegewebssepten. „Ein 7 kg schwerer Leberlappen einer 22 kg schweren Leber eines 52 kg schweren Schweines (ohne Eingeweide), auch in der Milz und in der Lunge sollen einzelne Blasen vorhanden gewesen sein. Der eingesandte Lappen ist über und über mit Echinokokkenblasen übersät. Diagnose: Echinokokkose der Leber.“ Protokollbericht Nr. 492 aus dem Jahr 1928.

Anmerkung: Die Lokalisation, Tierart und Veränderung sind typisch für *E. multilocularis*.

1928 „Echinokokken“

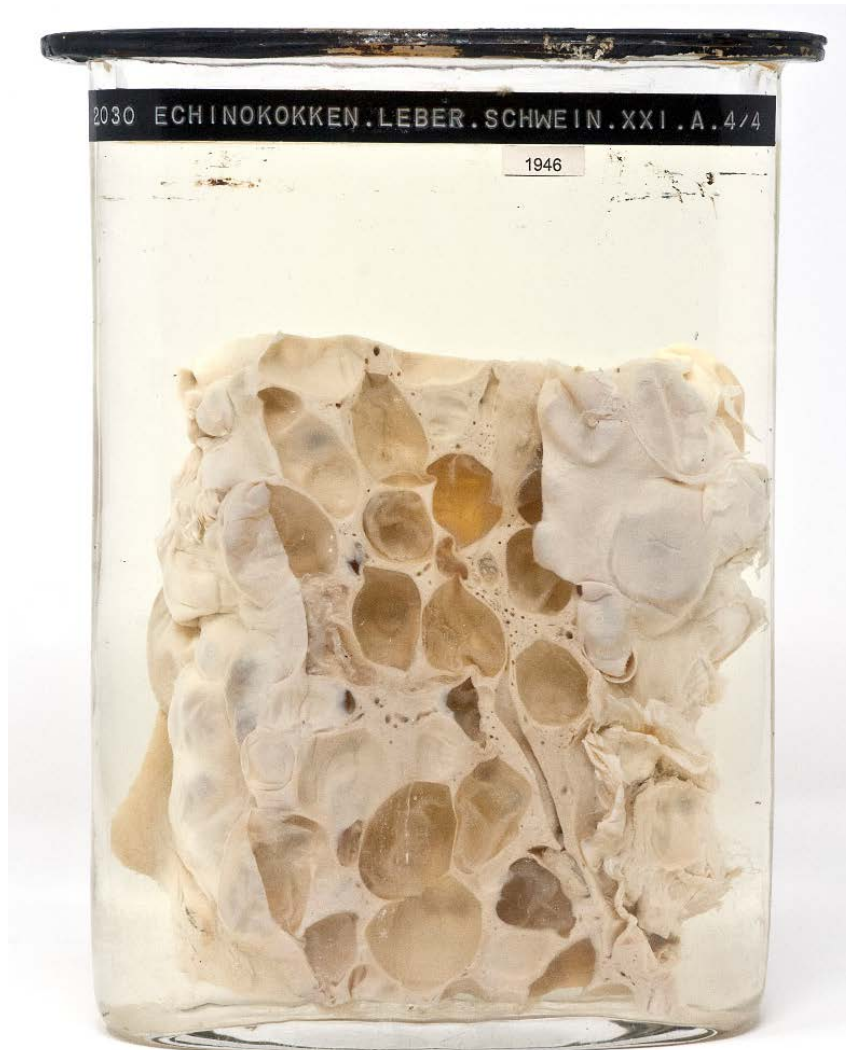


Abb. 42 Nr. 1946 (h = 26 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (1904).

Das Präparat ist stark ausgebleicht, trotz der Kaiserling-Lösung, in der es aufbewahrt ist. Das Organstück ist von zahlreichen Echinokokkenzysten durchsetzt. Durch Druckatrophie ist kaum mehr Parenchym sichtbar, sondern nur dünne Bindegewebsstreifen. Die Blasen sind walnuss- bis erbsengroß. An der angeschnittenen Seite erkennt man dünne, durchsichtige Blasenhüllenreste und die feinen, weißen Knötchen an ihren Innenwänden. Dies sind die Brutkapseln, die die Protoscolices enthalten. Aus einem Protoscolex entwickelt sich der Kopf des Parasiten.

Anmerkung: Die Lokalisation, Tierart und Veränderung sind typisch für *E. multilocularis*.

1955 „*Echinococcus alveolaris*“



Abb. 43 Nr. 1955 (h = 18 cm)

Präparat: zwei Leberschnitte. Rind (30.12.1921).

Das Leberparenchym ist fast zur Gänze durch einen Echinokokkenherd ersetzt. Die vielkammrige Wucherung besteht aus unterschiedlich großen Zysten, kirsch- bis pfefferkorngroß. Die meisten Metazestoden waren zum Zeitpunkt der Sektion bereits abgestorben. Ihre Blasen sind mit einer käsigen, bröckeligen Masse gefüllt.

Anmerkung: *Echinococcus alveolaris* ist ein Synonym für *E. multilocularis*.

1968 „Alveoläre Echinokokkose“



Abb. 44 Nr. 1968 (h = 15 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (Datum unbekannt).

Das Leberstück ist dicht mit den Zysten von *Echinococcus multilocularis* durchsetzt. Die Leberzellen sind druckatrophisch geworden und statt Parenchym ist größtenteils Bindegewebe zu sehen. Die Finnenblasen sind von unterschiedlicher Größe (hirsekorn- bis haselnussgroß). Sie sind dünnwandig und flüssigkeitsgefüllt.

Anmerkung: Alveoläre Echinokokkose wird durch *E. multilocularis* verursacht.

Leberegel (Unterstamm Trematoda)

1866 „Inkrustation der Gallengänge nach Distomatose“



Abb. 45 Nr. 1866 (h = 15 cm)

Präparat: Leberstück. Tierart unbekannt (1927).

Die Gallengänge sind hochgradig vergrößert, ihre Wände verdickt und mit Krusten bedeckt. In manchen Gängen sind Reste von *Fasciola hepatica* zu sehen.

1844 + 1867 „Gallengangsektasien“



Abb. 46 Nr. 1844 (h = 15 cm)

Präparat 1844: zwei angeschnittene Leberstücke in Kaiserling-Lösung. Präparat 1867: ein aufgeschnittenes Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schaf (27.02.1944).

Nr. 1844: Die Gallengänge sind stark erweitert, ihre Wände verdickt. An manchen Stellen misst man bis zu 0,5 cm Wanddicke. Im Lumen sind mehrere Exemplare von *Fasciola hepatica* zu sehen.



Abb. 47 Nr. 1867 (h = 16 cm)

Nr. 1867: Die Gallengänge sind hochgradig erweitert und die Wände verdickt. Aus einem Gallengang ist ein faustgroßer Hohlraum entstanden. In den Gängen befindet sich eine große Anzahl von Leberegeln. „Die Leber vergrößert, Gallengänge zu Kavernen erweitert und mit *Fasciola hepatica* gefüllt. Zahlreiche Exemplare auch in der Gallenblase.“ Protokollbericht Nr. 229 aus dem Jahr 1944.

1930 „Leberegelseuche durch *Fasciola hepatica* und *Dicrocoelium lanceolatum*“

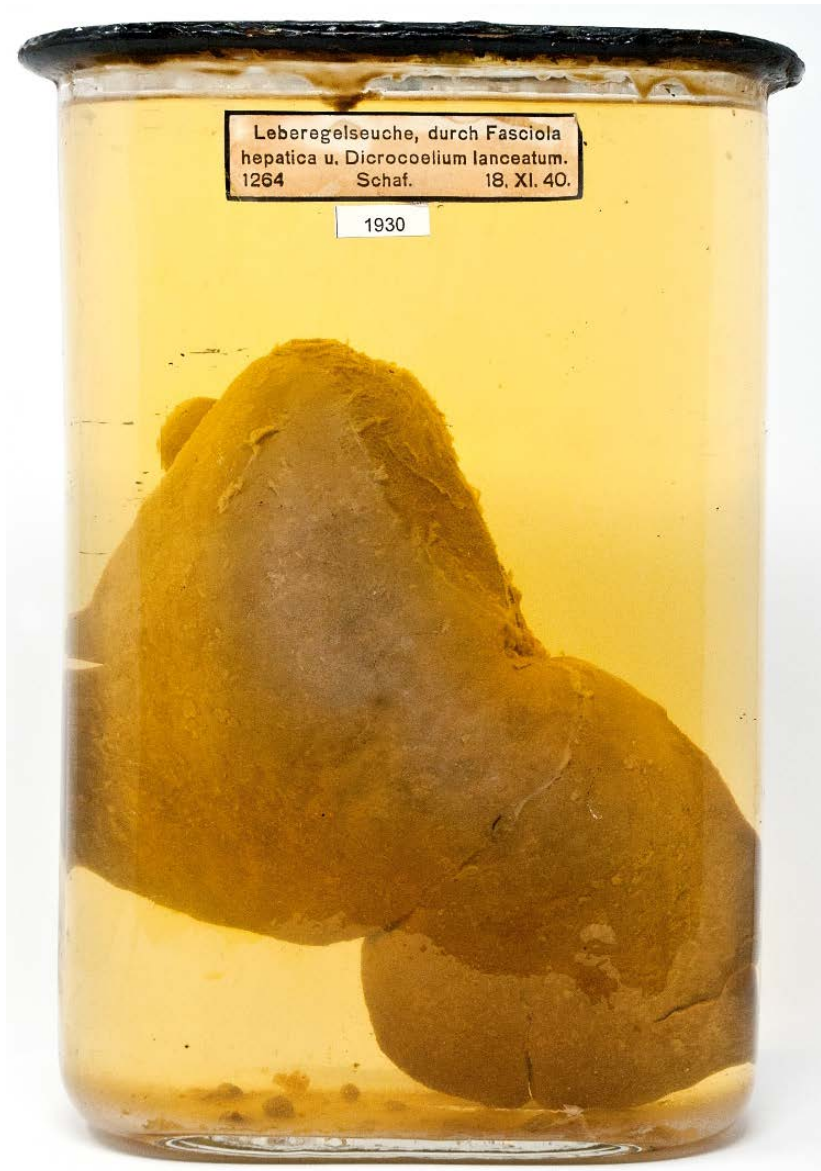


Abb. 48 Nr. 1930 (h = 26 cm)

Präparat: Stück einer Leber in Kaiserling-Lösung. Schaf (18.11.1940).

Im Behälter befindet sich eine von den im Protokollbericht beschriebenen zwei Schafslebern. „Die bd. Lebern vergrößert und ganz durchgesetzt von grauen, bis erbsengroßen Flecken und streifenförmigen Zügen. Außer den grauen Zügen finden sich auch mit Blut gefüllte Kanäle. D: Hepatitis dystomatose, durch Larven d. *Fasciola hepatica*.“ Protokollbericht Nr.1264 aus dem Jahr 1940.

Anmerkung: Distomatose ist die Erkrankung, verursacht durch Trematodenbefall.

1947 „Leberegelbefall, Perforation der Leberserosa“



Abb. 49 Nr. 1947 (h = 17 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Ziege (20.08.1927).

Die Leberegel haben die Leberserosa perforiert und damit eine fibrinöse Perihepatitis verursacht. Nach Organisation des Fibrins sind weiße, mit der Leberserosa fest verbundene Filamente zurückgeblieben. „Trübe rötliche Flüssigkeit in der Bauchhöhle, in der zahlreiche verschieden große Leberegel herumschwimmen. Die Leber ist an ihrer Oberfläche von vielen Löchern durchbohrt, aus denen z.T. Leberegel herausragen. Die Leber selbst ist fleckig, die Gallengänge erweitert und verdickt. In der Gallenblase Leberegel.“ Protokollbericht Nr.1003 aus dem Jahr 1927.

1953 „Leberegel“



Abb. 50 Nr. 1953 (h = 13 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Rind (18.07.1927).

An der Vorderseite ist eine walnussgroße, erhabene Umfangsvermehrung angeschnitten worden. Unter der bindegewebigen Leberkapsel und dünnen Parenchymschicht tritt eine dunkelrote Masse mit Leberegeln (*F. hepatica*) hervor. An der Seite sind ebenfalls Leberegel zu sehen, die sich in den vergrößerten, verdickten Gallengängen befinden.

Anmerkung: Das Leberparenchym erscheint wegen einer hochgradigen Anämie hell.

1954 „Leberegelseuche“



Abb. 51 Nr. 1943 (h = 14 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schaf (05.12.1941).

Im Originalbericht wird das Präparat umfassend beschrieben: „Die Leber zeigt in allen Lappen an der Oberfläche und Schnittfläche gelbe Flecken und Streifen, die teilweise von roten Höfen umgeben sind. ...In der Leber Jugendformen von *Fasciola hepatica* nachweisbar.“
Protokollbericht Nr. 1184 aus dem Jahr 1941.

Lungenwürmer (Familie Protostrongylidae und Gattung *Metastrongylus*)

647 „*Pneumonia verminosa*“



Abb. 52 Nr. 647 (h = 23 cm)

Präparat: Lungenstück mit Bronchus in Kaiserling-Lösung. Rind (Datum unbekannt).

In der Mitte ist ein Bronchus aufgeklappt, damit zahlreiche Lungenwürmer sichtbar sind. Manche Abzweigungen zu weiteren Bronchioli sind ebenfalls mit fadenähnlichen, weißen Würmern gefüllt.

Anmerkung: Die befallene Tierart und Organ, beziehungsweise die Morphologie der Würmer ist charakteristisch für *Dictyocaulus* spp.

661 „Lungenwurmknoten“



Abb. 53 Nr. 661 (h = 26 cm)

Präparat: Lunge in Kaiserling-Lösung. Schaf (6.10.1916).

An der Lungenoberfläche sind senfkorngroße, erhabene Knoten zu sehen. *„Lungen mit teils größeren Infiltraten vorwiegend aber disseminierten hanfkorngroßen Knötchen von graudurchscheinendem Aussehen und teilweise mit käsig-nekrotischem Zentrum. Lungenwürmer.“* Protokollbericht Nr. 40 aus dem Jahr 1916.

668 „Lungenwurmseuche“



Abb. 54 Nr. 668 (h = 13 cm)

Präparat: Lungenstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (1955).

Zahlreiche weiße, fadenförmige *Metastrongylus*-Würmer füllen die Bronchiolen aus.

Ascariose (*Ascaris suum*)

1960 „Multiple interstitielle parasitäre Hepatitis“

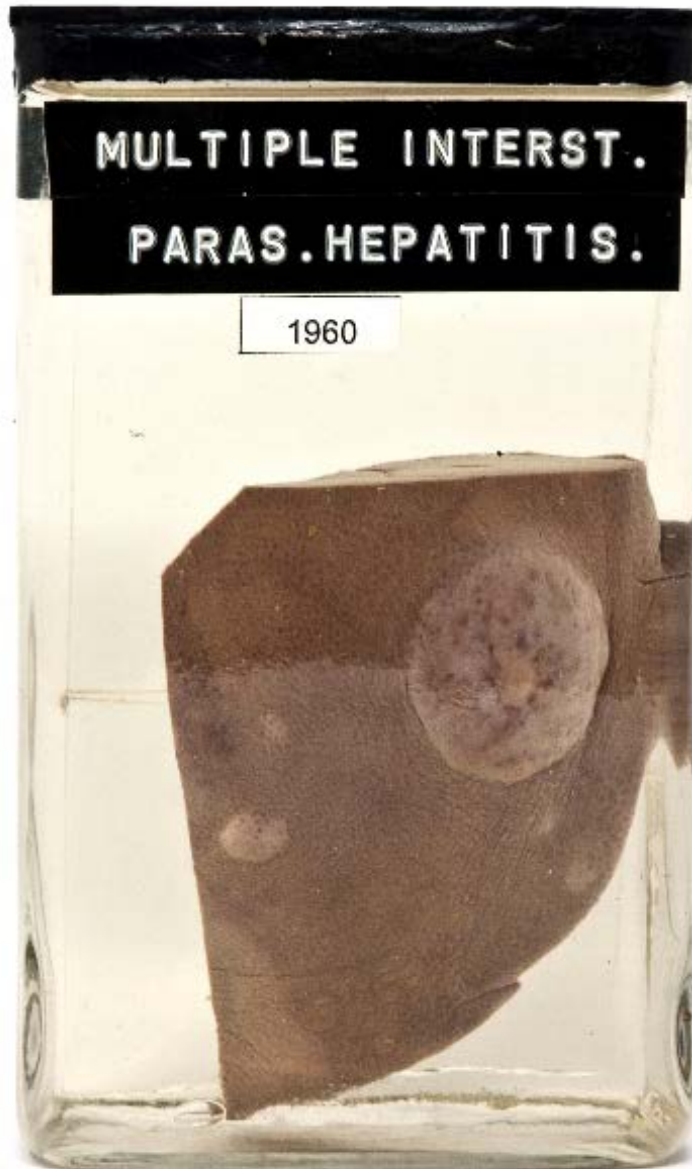


Abb. 55 Nr. 1960 (h = 15 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (1930).

An der Organoberfläche sind mehrere pfefferkorn- bis erbsengroße und eine walnussgroße erhabene Stelle. An der Schnittfläche sind erweiterte Gallengänge mit verdickter Wand.

Anmerkung: Hepatitis interstitialis parasitaria multiplex beschreibt das Bild des *Ascaris*-Befalls der Leber.



Abb. 56 Nr. 1960 (Rückseite)

2029 „Ascariden“

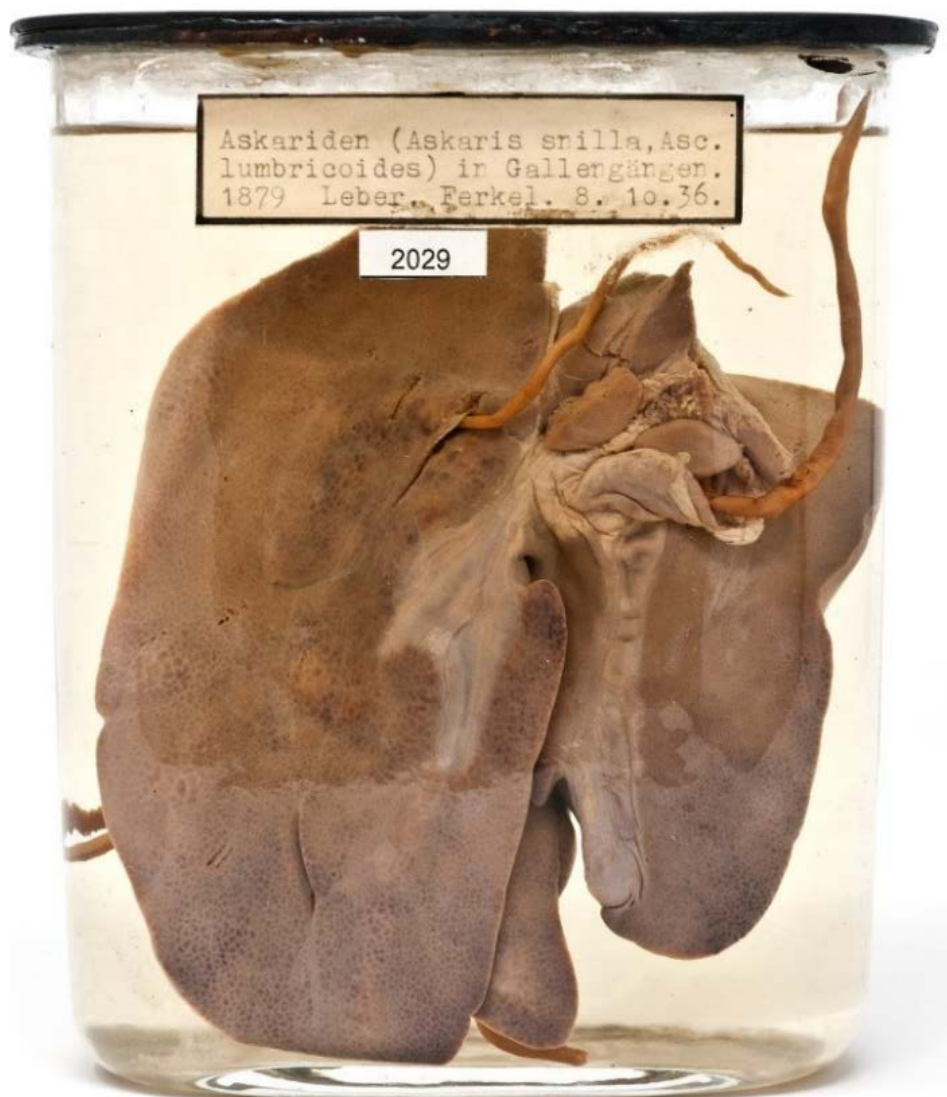


Abb. 57 Nr. 2029 (h = 17 cm)

Präparat: ganze Leber in Kaiserling-Lösung. Ferkel (08.10.1936).

Die Leberoberfläche zeigt die für Schweine typische Läppchenzeichnung mit dunklerem Zentrum. An manchen Stellen ist sie mit milchig-weißen Flecken bedeckt. „*Hepatitis eosinophila*, in den verdickten Gallengängen Spulwürmer, vereinzelt eitrig Herde.“ Protokollbericht Nr. 1879 aus dem Jahr 1936.

Anmerkung: Die sogenannten *milk spots* sind eine bindegewebige Entzündungsreaktion auf die wandernden Ascaris-Larven. Die in dieser Leber gefundenen Spulwürmer sind als *A. snilla* und *A. lumbricoides* diagnostiziert worden.

2035 „Ascariden im Gallengang“



Abb. 58 Nr. 2035 (h = 18 cm)

Präparat: Leberstück in Kaiserling-Lösung. Ferkel (1926).

In dem geöffneten Gallengang sind 2-3 hellbraune, zahnstocherdicke Würmer zu sehen. „*Der Gallengang ist stark erweitert, in ihm liegen einige Spulwürmer.*“ Protokollbericht Nr. 1411 aus dem Jahr 1926.

Gongylonematose

2382 „*Gongylonema pulchrum*“

Abb. 59 Nr. 2382 (h = 10 cm)

Präparat: Speiseröhre in Kaiserling-Lösung. Schaf (13.09.1937, Ankara).

In der Schleimhaut sind feine, mäanderförmige Windungen von 2-3 mm Breite sichtbar. Die fadenartigen, 3-6 cm langen Würmer befinden sich unter diesen Windungen im Gewebe.

Trichuris trichiura

2090 „*Trichuris trichiura* aus dem Blinddarm“



Abb. 60 Nr. 2090 (h = 9 cm)

Präparat: 5 Exemplare von *Trichuris trichiura* in Kaiserling-Lösung. Schwein (30.10.1917).

Im Glas befinden sich vier ca. 5 cm lange, weiße Würmer. Ihr fadenähnlicher Vorderkörper endet im dickeren und kürzeren Hinterteil. „Im Blinddarm zahlreiche Exemplare von *Trichocephalus crenatus*. In der Blind- und Grimmdarmschleimhaut verstreut sitzen über stecknadelkopfgrosse, grau-gelbe Knöpfe von denen einzelne unregelmässig geformt sind und mit solchen in der Nachbarschaft konfluieren.“ Protokollbericht Nr. 138 aus dem Jahr 1917.

Hyostrongylus rubidus**2263 „Krupös-diphtheroide Gastritis“**

Abb. 61 Nr. 2263 (h = 22 cm)

Präparat: Magen in Kaiserling-Lösung. Schwein (23.10.1926).

Fibrinöse Entzündung der Magenschleimhaut ausgelöst von *Hyostrongylus rubidus*. Einige Exemplare stecken in den Bohrlöchern in der Schleimhaut, die von anhaftenden, fibrinösen Auflagerungen bedeckt ist. „Die Magenschleimhaut ist geschwollen, mit milchigen gelben diphtheritischen Massen belegt, aus denen sich zahlreiche kleine rote Würmer (Strong.) herausziehen lassen.“ Protokollbericht Nr. 1199 aus dem Jahr 1926.

*Gnathostoma hispidum*2264 „Gastritis bei *Gnathostoma hispidum*“

Abb. 62 Nr. 2264 (h = 17 cm)

Präparat: Magen. Schwein 1934.

„Im Fundusteil des Magens zahlreiche, tief in der Schleimhaut eingebohrt bis 2 cm lange graugelbliche Würmer (*Gnathostoma hispidum*, Magen in Kaiserling). Die Schleimhaut des Fundusteiles stark in schwer verstreichbare Falten gelegt, stark verdickt u. rauh. In ihr zahlreiche frische u. ältere Bohrdefekte.“ Protokollbericht Nr. 530 aus dem Jahr 1934.

Anmerkung: An dem Behälter steht die falsche Jahreszahl.

***Macracanthorhynchus hirudinaceus* (*Echinorhynchus gigas*)**

24 „*Macracanthorhynchus hirudinaceus*“



Abb. 63 Nr. 24 (h = 21 cm)

Präparat: Darmstück im Formalin. Schwein (Datum unbekannt).

In dem ca. 20 cm langen Darmstück befindet sich ein geschlängelttes Exemplar von *Echinorhynchus gigas*. Der Wurm ist ca. 40 cm lang und strohhalmdick. Er ist blassrosa-beige und hat leichte Querfalten.

2032 „*Echinorhynchus gigas*“



Abb. 64 Nr. 2032 (h = 12 cm)

Präparat: Darmstück in Kaiserling-Lösung. Tierart unbekannt (Datum unbekannt).

Ein ca. 4cm langes Exemplar hat sich beinahe gänzlich durch die Darmwand durchgebohrt.

Anmerkung: Das Gewebestück stammt vermutlich von einem Schwein.

2106 „*Macracanthorhynchus hirudinaceus*“



Abb. 65 Nr. 2106 (h = 17 cm)

Präparat: Darmstück mit zwei Exemplaren von *M. hirudinaceus*. Schwein (02.06.1930).

An der Darmwand haben sich zwei ca. 3 und 15 cm lange, weißgelbe Würmer festgebohrt. An diesen Stellen erscheint die Schleimhaut leicht erhaben und dunkler.

2108 „*Echinorhynchus gigas*“



Abb. 66 Nr. 2108 (h = 15 cm)

Präparat: Darmstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (Datum unbekannt).

Zwei ca. 3 und 10 cm lange strohhalmdicke Würmer haben sich in die Darmwand eingebohrt. Auf der Mukosa des Darmes liegt ein bräunlicher bröckeliger Belag.

Räudemilben (Gattung *Sarcoptes* und *Chorioptes*)

1533 „*Sarcoptesraeude S. var. suis*“



Abb. 67 Nr. 1533 (h = 26 cm)

Präparat: Hautstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (11.04.1928).

Das im Behälter ausgestellte Hautstück zeigt starke Borkenbildung bedingt durch *Sarcoptes*milben-Befall. „Hautstück von der Größe 20 zu 35 cm. $\frac{3}{4}$ der Haut ist mit einigen mm dicken schrundigen Krusten bedeckt. In den Krusten zahlreiche *Sarcoptes*milben v. *suis* nachweisbar.“ Protokollbericht Nr. 470 aus dem Jahr 1928.

Anmerkung: Der offizielle Name des Erregers ist heute *Sarcoptes scabiei* var. *suis*.

1551 „Sarkoptesraeude S. var. caprae“



Abb. 68 Nr. 1551 (h = 19 cm)

Präparat: median geschnittener Kopf, weiteres Hautstück in Kaiserling-Lösung. Ziege (5.2.1914).

Der Kopf der Ziege zeigt hochgradig krustös veränderte Haut, beginnend von den Körperöffnungen und nach kaudal fortlaufend. An der Schnittfläche des Hautstückes ist die Dicke der Krustenschicht gut sichtbar. Stellenweise misst man sogar 3 mm. „Über die ganze Körperoberfläche ausgebreitetes Räude-Ekzem; die Haut um das Maul, Nasenöffnungen, die Augen und am Halsrücken in Falten gelegt, haarlos und mit mächtigen, harten, trockenen Borken bedeckt; am übrigen Körper die Haare nur teilweise ausgefallen, dabei aber auch eine dicke Borkenlage auf der Haut; die Haut an der Stirne wund gescheuert.“ Protokollbericht Nr. 421 aus dem Jahr 1914.

Anmerkung: Für die Ziege typische *Sarcoptes*-Milbe ist *Sarcoptes scabiei* var. *rupicaprae*.

1568 „Chorioptesraeude“



Abb. 69 Nr. 1568 (h = 17 cm)

Präparat: Hautstück und Ohrmuschel in Kaiserling-Lösung. Ziege (16.10.1913).

Das Hautstück und die Ohrmuschel (an der Außenseite) sind hochgradig verkrustet. „Am Nasenrücken, an den Ohren, über den ganzen Rumpf, speziell an der Unterseite teils haarlose, teils sehr schütter behaarte, mit mächtigen Borkenlagen bedeckte und sehr stark schuppene Hautstellen, desgleichen an den Extremitäten, hier mit Rhagadenbildung in den Gelenksbeugen.“ Protokollbericht Nr. 46 aus dem Jahr 1913.

1586 „Sarkoptesraeude S. var. suis“



Abb. 70 Nr. 1586 (h = 15 cm)

Präparat: Hautstück (12x6cm) in Kaiserling-Lösung. Ferkel (2.11.1921).

Das Hautstück ist hochgradig krustös verändert. „Die ganze Hautoberfläche mit graubraunen Krusten bedeckt; die Haut verdickt. ... Mikroskopischer Befund der Hautkrusten: Sarkoptesmilben.“ Protokollbericht Nr. 145 aus dem Jahr 1921.

Demodicose (Gattung *Demodex*)

1561 „Demodicosis“



Abb. 71 Nr. 1561 (h = 17 cm)

Präparat: Haut vom Kopf in Kaiserling-Lösung. Schwein (21.05.1913).

Die Haarfollikeln sind vor allem um das Auge und um die Maulöffnung betroffen. Demodex-Milben haben diese verstopft. Außerdem haben sie eine Entzündung herbeigeführt. Die Haut ist dicht mit Komedonen und Furunkeln durchsetzt. Letztere zeigen sich als mehrere hirse- bis senfkorngroße, erhabene, gelblich-weißliche Knötchen. An manchen Stellen sieht man nur leere oder mit Talg gefüllte, erweiterte, schwärzliche Komedone.

1574 „Demodicosis“



Abb. 72 Nr. 1574 (h = 15 cm)

Präparat: Hautstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (16.11.1928).

Demodex-Milben haben die Haarfollikel und Talgdrüsen verstopft. Außerdem haben sie eine Entzündung der Haarbälge herbeigeführt. Komedone und Furunkeln sind entstanden. Letztere zeigen sich als mehrere hirse- bis senfkorngroße, erhabene, gelblich-weißliche Knötchen. An der Schnittfläche an der Seite sieht man diese auch tiefer im subkutanen Fettgewebe.

Anmerkung: Die dunklen streifenförmigen Stellen an der Oberfläche sind vermutlich Scheuerstellen.

Läuse (*Haematopinus suis*)

1590 „Läuse und Nissen“

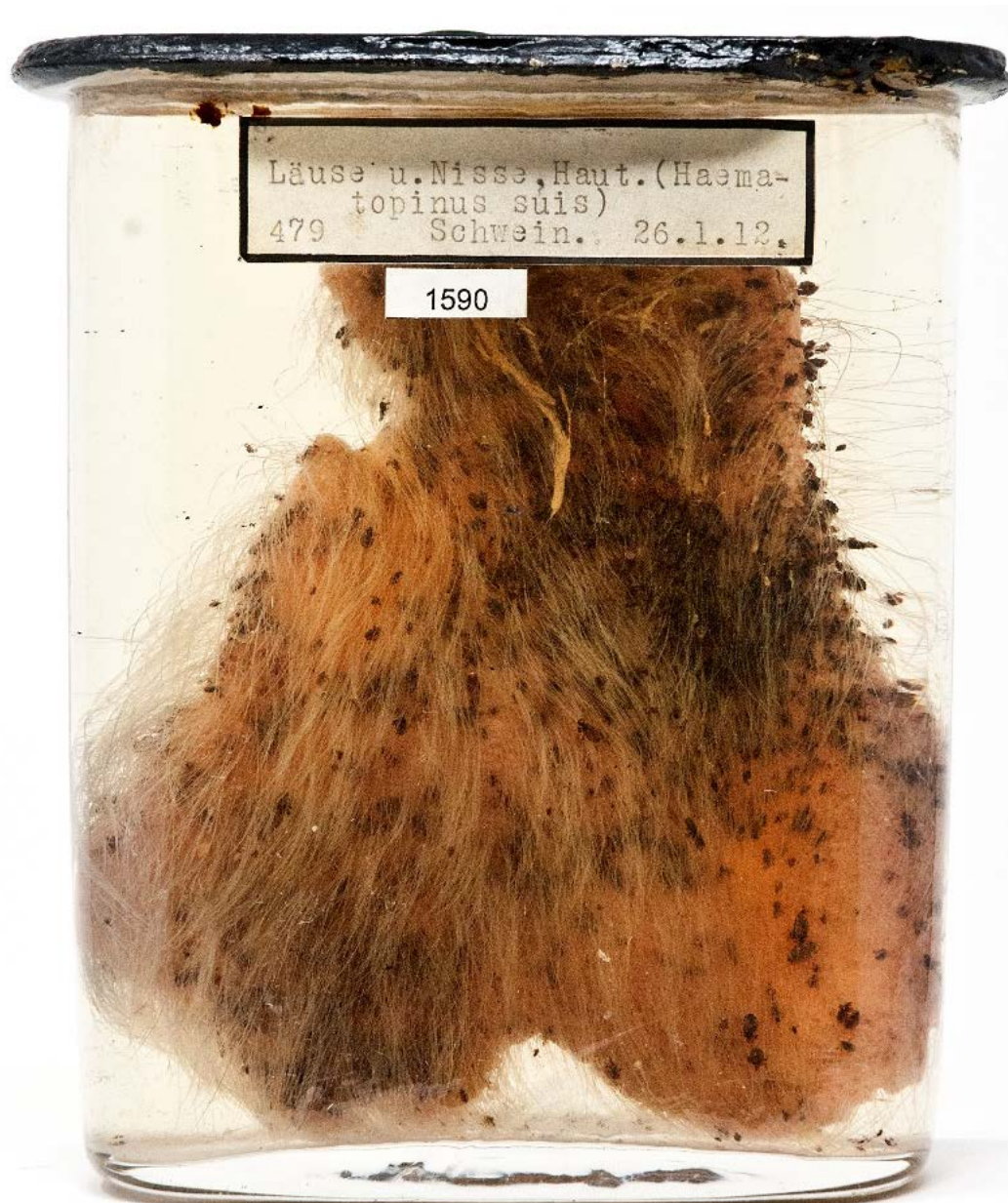


Abb. 73 Nr. 1590 (h = 17 cm)

Präparat: Hautstück in Kaiserling-Lösung. Schwein (26.01.1912).

Das Gewebestück ist hochgradig von *Haematopinus suis* befallen. Die 5-6 mm großen Adulte und die kleineren Nymphen befinden sich an der Haut unter dem Borstenkleid. Die Nissen an den Borsten sind schwer zu sehen. Die Hautoberfläche ist stark verkrustet.

Dassellarven, Bremsenlarven (Gattung *Hypoderma* und Familie Oestridae)

1430 „Dassellarven“



Abb. 74 Nr. 1430 (h = 18 cm)

Präparat: Hautstück in Kaiserling-Lösung. Rind (Datum unbekannt).

Zahlreiche Dasselbeulen in der Subcutis. Die Larven selbst sind mit ein paar Ausnahmen noch tief in der Haut eingebohrt. Die Larven von *Hypoderma bovis* werden bis zu 2 cm lang und kleinfingerdick. Am unteren Hautstück sieht man das linsengroße Atemloch der Parasiten. Oben sind manche Dassellarven mit dem Abzug der Haut auch teilweise aus dem subkutanen Fettgewebe gerissen worden.

1745 „Dassellarven aus dem epiduralen Fettgewebe“

Abb. 75 Nr. 1745 (h = 9 cm)

Präparat: Larven als Trockenpräparat. Rind (18.04.1951).

16 Stück weiße, ca. 1 cm lange, reiskornförmige Larven von *Hypoderma* spp. aus dem epiduralen Fettgewebe.

3275 „Entzündung d. harten Hirnhaut u. d. Craniums infolge Bremsenlarven i. d. Stirnhöhle“



Abb. 76 Nr. 3275 (h = 18 cm)

Präparat: Schädelstück und abgelöste *Dura mater*, weiteres Schädelstück mit eröffneter Stirnhöhle in Kaiserling-Lösung. Schaf (1906).

Die *Dura mater* ist vom Knochen abgelöst. Das Schädelknochenstück ist breitflächig mit weißlichen perivaskulären, feinkörnigen Veränderungen bedeckt. Im zweiten Schädelstück ist eine Bremsenlarve in der eitrigen Stirnhöhle sichtbar.

Anmerkung: Die Tierart, Lokalisation und Pathologie sind typisch für Fliegen aus der Familie Oestridae. Die Trübung der *Dura mater* deutet auf eine fibrinös-eitrige Meningitis hin.

Coccidiose (Gattung *Eimeria*)

29 „Coccidiose“

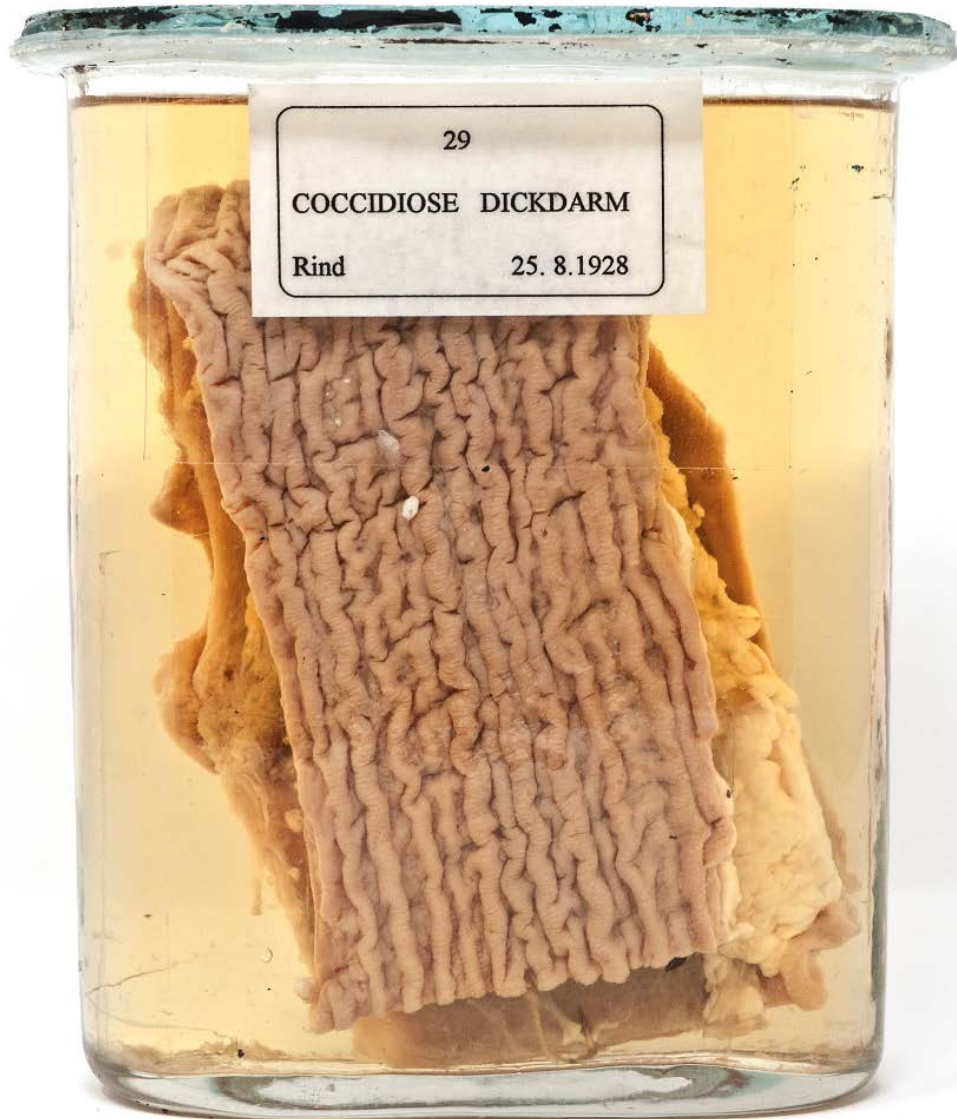


Abb. 77 Nr. 29 (h = 17 cm)

Präparat: Dickdarmstück im Formalin. Rind (25.08.1928).

Das Gewebestück wird im Originalbericht umfassend beschrieben: „Die beiden Dickdarmstücke weisen eine starke Schwellung und hochrote Verfärbung der Schleimhaut auf, die stark in Falten gelegt ist. Der Inhalt nur weißlicher, graugelblicher Schleim. Im Nativpräparat sind zahlreiche Kokzidien nachweisbar. Darm histologisch: Kokzidienmassen in den Darmdrüsen. Histolog. Kokzidien Mastdarm.“ Protokollbericht Nr. 1105 aus dem Jahr 1928.

2019 „Coccidiose“

Abb. 78 Nr. 2019 (h = 16 cm)

Präparat: Darmstück in Kaiserling-Lösung. Rind (Datum unbekannt).

Die Darmschleimhaut ist stark in hirnwindungsähnliche Falten gelegt und verdickt.

2097 „Coccidiose“

Abb. 79 Nr. 2097 (h = 16 cm)

Präparat: zwei Dünndarmstücke. Ziege (Datum unbekannt).

Die Schleimhaut des Dünndarmes ist leicht getrübt, vermutlich bedingt durch eine Ödemisierung. Außerdem befinden sich hirsekorngroße, schwarze Nekrosen in der Schleimhaut.

Sarcocystose (Gattung *Sarcocystis*)

2319 „*Sarcocystis tenella*“



Abb. 80 Nr. 2319 (h = 22 cm)

Präparat: Speiseröhre in Kaiserling-Lösung. Ziege (18.06.1928).

Mehrere, bis zu 1 cm lange, ovale, erhabene Stellen sind an der Schleimhautseite zu sehen. Die Zysten liegen unterhalb der Mukosa, manche in der Muskulatur. Sie sind dünnwandig und mit klarer Flüssigkeit gefüllt. „... *ausgebreitete Mieschersche Schläuche an Außenteilen des Ösophagus.*“ Protokollbericht Nr. 827 aus dem Jahr 1928.

2403 „*Sarcocystis tenella*“

Abb. 81 Nr. 2403 (h = 14 cm)

Präparat: Speiseröhre in Kaiserling-Lösung. Ziege (Datum unbekannt).

Zahlreiche, bis zu 1 cm lange, ovale, erhabene Stellen sind an der Schleimhautseite zu sehen.
Die Zysten liegen unterhalb oder in der Mukosa.

3231 „Miescher'sche Schläuche“



Abb. 82 Nr. 3231 (h = 10 cm)

Präparat: Muskulatur. Schwein (21.10.1921).

Die Muskulatur ist dicht durchsetzt von weißen, 1-2 mm langen zigarrenförmigen Streifen.

Theileriose (Gattung *Theileria*)

983 „Theileriose durch *Theileria ovis*“



Abb. 83 Nr. 983 (h = 17 cm)

Präparat: zwei Milzstücke (oben) und Lymphknoten (unten) in Kaiserling-Lösung. Schaf (13.09.1937, Ankara).

In der Milz ist eine follikuläre Hyperplasie zu erkennen. Das Organ ist stumpfrandig, die Schnittfläche ragt leicht nach vorne. Der Lymphknoten zeigt eine dunkle Verfärbung im Rand- und Sinusbereich.

1063 „Theileriose durch *Theileria ovis*“



Abb. 84 Nr. 1063 (h = 16 cm)

Präparat: Niere Longitudinalschnitt in Kaiserling-Lösung. Schaf (13.09.1937, Ankara).

Im Bereich der Nierenrinde sind dunkelrote, disseminierte Punkte zu sehen. Das Nierenbecken füllt eine käsige-bröckelige Masse aus.

Anmerkung: Lymphozyteninfiltrate um die Glomeruli sind typische Veränderung bei Theileriose. Die Masse im Becken könnte der Rest einer Pyelonephritis sein.

1252 „Theileriose durch *Theileria ovis*“

Abb. 85 Nr. 1252 (h = 13 cm)

Präparat: Hoden in Kaiserling-Lösung. Schaf (13.09.1937, Ankara).

In der Hodenhälfte sind multiple Hämorrhagien als dunkle Stellen im Parenchym zu sehen.

Tabelle 2. In der Sammlung vorgestellte Parasitenarten

	STAMM	KLASSE	ORDNUNG	FAMILIE	GATTUNG	SPEZIES	R	kiW	S
Metazoa	Platyhelmintha	Cestoda	Cyclophyllida	Taeniidae	<i>Taenia</i>	<i>saginata, multiceps, hydatigena, solium</i>	6	6	13
					<i>Echinococcus</i>	<i>multilocularis, granulosus</i>	11	1	7
		(Unterstamm Trematoda) Digenea	Echinostomida	Fasciolidae	<i>Fasciola</i>	<i>hepatica</i>	1	5	
			Plagiorchiida	Dicrocoeliidae	<i>Dicrocoelium</i>	<i>dendriticum</i>			
	Acanthocephala		Oligacanthorhynchida		<i>Macracanthorhynchus</i>	<i>hirudinaceus</i>			3
	Nematoda	Secernentea	Strongylida	Dictyocaulidae	<i>Dictyocaulus</i>	<i>filaria, viviparus</i>	1	1	
				Metastrongylidae	<i>Metastrongylus</i>	<i>apri, salmi, pudendotectus</i>			1
				Protostrongylidae	<i>Protostrongylus</i>	<i>Rufescens, brevispiculum</i>			
				Trichostrongylidae	<i>Hyostrongylus</i>	<i>rubidus</i>			1
			Spirurida	Gongylonematidae	<i>Gongylonema</i>	<i>pulchrum</i>		1	

Protozoa	Alveolata	Coccidea	Eimeriida	Sarcocystidae	<i>Sarcocystis</i>	<i>tenella</i>		2	1
				Eimeriidae	<i>Eimeria</i>	<i>zuernii, bovis</i>	2	1	
		Haematozoa	Piroplasmida	Theileriidae	<i>Theileria</i>	<i>ovis</i>		3	
	Arthropoda	Adenophorea	Enoplida	Gnathostomatidae	<i>Gnathostoma</i>	<i>hispidum</i>			1
				Ascaridida	Ascarididae	<i>Ascaris</i>	<i>suum</i>		2
				Trichuridae	<i>Trichuris</i>	<i>trichuria</i>			1
		Arachnida (Unterklasse Acari)	Sarcoptiformes (Astigmata)	Sarcoptidae	<i>Sarcoptes</i>	<i>Scabiei</i> (var. <i>suis</i> und <i>rupicaprae</i>)		1	2
				Psoroptidae	<i>Chorioptes</i>	<i>bovis</i>		1	
			Trombidiformes (Prostigmata)	Demodicidae	<i>Demodex</i>	<i>phylloides</i>			2
		Insecta	Diptera	Oestridae	<i>Hypoderma</i>	<i>bovis, lineatum</i>			
					<i>Oestrus</i>	<i>ovis</i>		1	
			Phthiraptera	Haematopinidae	<i>Haematopinus</i>	<i>suis</i>			1
		Insecta	Diptera	Oestridae	<i>Hypoderma</i>	<i>bovis, lineatum</i>			
					<i>Oestrus</i>	<i>ovis</i>		1	

R = Rind kl W = Schaf und Ziege S = Schwein Grauschattierung markiert die im Originalprotokoll diagnostizierten Arten.

4. Diskussion

Primärziel der Arbeit war die Katalogisierung der Präparate. Zum Thema „Parasitäre Erkrankungen von Wiederkäuer und Schwein“ gibt es 90 Präparate laut Bestandsliste. Drei davon waren nicht auffindbar (Tab.3.).

Tabelle 3. Fehlende Präparate

Präparate -Nr.	Präparat	Tierart	Gewebe	Jahr	Alte/Archiv -Nr.	Fixierung
2240	Kokzidiose		Darm		223	
3395	Finnen	Schwein	Auge			K
848	<i>Cysticercus cellulosae</i>	Schwein	Herz			K

Weitere drei werden in dieser Arbeit nicht angeführt (Tab.4.). Bei Nr. 369 erwies sich die angenommene Parasitose als nicht zutreffend. Tatsächlich handelte es sich laut Originalprotokoll um eine Salmonelleninfektion. Zu den Präparaten 1372 und 1375 stehen zu wenig Information zur Verfügung. Laut Bestandsliste handelt es sich bei diesen um infektiöses Abortmaterial. Aufgrund des Zustandes der Präparate sind keine Rückschlüsse anhand der Morphologie möglich. Als parasitäre Erkrankung steht *Neospora canis* als Verdachtsdiagnose für beide Fälle an erster Stelle. Andere Infektionserreger, z.B. bakterielle oder mykotische, sind jedoch nicht auszuschließen.

Tabelle 4. Ausgeschlossene Präparate

Präp- Nr.	Präparat	Tierart	Gewebe	Jahr	Alte/Archiv -Nr.	Fixierung
369	Infektiöser Abortus	Schaf	Plazenta	1941	1018	K
1372	Abortus infek. Cotyledon	Rind	Uterus			
1375	Infektiöser Abortus	Rind	Uterus			

1.1. Bedeutung der Präparate als Lehrmaterial

Die vorhandenen Präparate stehen nicht unbedingt in Zusammenhang mit der Häufigkeit oder medizinischen Relevanz der Erreger. Selten gewordene Parasitosen sind durch ihren

historischen Wert besonders. Andere, auch heute aktuelle Erreger zeigen, welches Ausmaß ein Parasitenbefall erreichen kann. Für die heutige Lehre sind die Ausstellungsstücke in beiden Fällen wertvoll. Viele Parasitosen, die in der Sammlung ausgestellt sind, haben keine praktische Relevanz mehr. In der Intensivtierhaltung, wo Tiere oft ohne Auslauf, getrennt von Wildtieren gehalten werden, sind klinische Parasitenprobleme seltener geworden. Zahlreiche antiparasitische Wirkstoffe für die Tiere und für die Umgebung stehen den Tierhaltern zur Verfügung. Häufige Infektionsgründe sind Zukäufe und ungenügende Biosecurity-Maßnahmen. Viele der Parasitosen sind heute eher bei Wildtieren und nur manchmal bei Haustieren in Weidehaltung zu finden (Schnieder et al. 2006, Vercruysse et al. 2018, Deplazes et al. 2020).

Die Cysticercose des Rindes ist in Belgien in den neunziger Jahren untersucht worden. 3% der Schlachttiere waren seropositiv. Bei der Fleischuntersuchung waren 0,26% der Körper auffällig (Dorny et al. 2000). Die Coenurose ist in Anatolien untersucht worden. 0,47% der Rinder hatten Zysten (Avcioglu et al. 2011).

E. granulosus gilt in Österreich als ausgestorben. *E. multilocularis* kommt vorwiegend bei Wildtieren vor. Zwischen 2011 und 2017 hat es jährlich zehn neue humane Echinococcose-Fälle in Österreich gegeben (Much et al. 2017). Im Jahr 2019 sind 36 humane Erkrankungen registriert worden (AGES 2020). Damit sind die Bandwurmfälle eher als seltene, ausgefallene Pathologien von Interesse.

In der Schweinehaltung können *Ascaris suum*, *Trichuris trichuria* und *Hyostrogylus rubidus* mit Antiparasitika und Hygienemaßnahmen bekämpft werden (Deplazes et al. 2020). Eine dänische Studie aus den achtziger Jahren meldet 88% Prävalenz für *A. suum*, 58% für *Oesophagostomum* spp. und 23% für *T. suis* (Roepstorff und Jorsal 1989).

Leberegel bei Rindern sind in der Weidehaltung von Bedeutung. Die Prävalenz von *F. hepatica* hat eine Schweizer Studie 2006 auf 18% geschätzt (Rapsch et al. 2006).

Ektoparasiten sind weiterhin präsent in der Tierhaltung. Einen Befall in dem Ausmaß wie bei den ausgestellten Präparaten zu übersehen, wäre tierschutzrelevant.

Von den Protozoenpräparaten sind die Coccidiose-Fälle besonders relevant. Diese Parasiten sind in der Intensivtierhaltung bis heute ein wichtiges Thema (Deplazes et al. 2020). Die Ausstellungsstücke zeigen typische Veränderungen. Daher eignen sie sich gut als Lehrmaterial.

4.2. Verdachtsdiagnosen

Zu vielen Exponaten gibt es im Archiv oder laut Bestandsliste keine nähere Bestimmung der Parasitenart. Der Parasitenbefall stellt sich oft nur als Nebenbefund der Sektion dar. Deswegen steht in den Beschreibungen oft nur „Finnen“ oder „Echinokokkose“ anstatt der konkreten Bezeichnung der Art.

Für diese nicht kategorisierten Fälle wurde versucht anhand der Lokalisation, Verteilung und Größe der Veränderung oder Zysten und der befallenen Tierart eine Verdachtsdiagnose zu stellen. Dort wo es möglich war, steht es jeweils als Anmerkung in der Beschreibung, welche Parasitenart für die Pathologien in Frage kommen könnte.

Verdachtsdiagnosen kamen am häufigsten bei Echinokokken (*E. multilocularis*, *E. granulosus*) und Finnen (*T. saginata*, *T. solium*, *T. hydatigena*) vor. Auch zwei Coenurus-Präparate sind nicht genau bestimmt. Hier kann angemerkt werden, dass das Schaf für *T. multiceps* (die Finne heißt *Coenurus cerebralis*) oft als Zwischenwirt dient (Marchiondo et al. 2019).

Bei Nr. 1960 ist kein Erreger identifiziert worden. Als Diagnose steht „multiple interstitielle parasitäre Hepatitis“ sowohl auf dem Behälter als auch auf der Bestandsliste. Ein Originalprotokoll wurde dazu nicht gefunden. Der vorliegende Fall zeigt die Läsionen einer Ascaridose, die sogenannten milk spots, wenn auch nicht eindeutig und typisch. Die Beschreibung „Hepatitis interstitialis parasitaria multiplex“ steht für die Entzündung der Leber infolge eines Spulwurmbefalls (Dahme und Weiss 2007).

4.3. Unstimmigkeiten

In manchen Fällen sind auch Unstimmigkeiten entdeckt worden. In Nr. 826 befindet sich eine erbsengroße Finne unterhalb des viszeralen Epikardes. Im Protokollbuch hingegen war das Präparat anders beschrieben: „Am Herzen eine Finne unter dem Endocard“ (Protokollbericht Nr. 64 aus dem Jahr 1913).

An dem Behälter von Nr. 2264 steht die falsche Jahreszahl (1930 statt 1934). Der Text der Originalberichte (Nr. 530 aus dem Jahr 1934) war größtenteils handgeschrieben und die Schrift oft schwer zu entschlüsseln. In diesem Fall fehlen deswegen Wörter in dem Zitat an einer Stelle.

Bei Nr. 3275 ist die Originaldiagnose „*Entzündung d. harten Hirnhaut u. d. Craniums infolge Bremsenlarven i. d. Stirnhöhle*“. Wobei Bremsen (Familie Tabanidae) sich in der Umgebung, wie Schlamm oder im Boden, entwickeln und nur für Blutmahlzeiten Weidetiere aufsuchen (Deplazes et al. 2020).

Vertreter der Familie Oestridae hingegen brauchen Säugetiere für die Larvenentwicklung (Pfister 2006, Deplazes et al. 2020). Die Unterfamilie Oestrinae, die Nasen- und Rachenfliegen, befallen in Europa kleine Wiederkäuer. Die Larven werden an der Nasenöffnung abgesetzt und entwickeln sich in den Kopf- und Nasenhöhlen. Aufgrund des mechanischen Reizes lösen die Larven Entzündungsreaktionen aus. Abhängig von Sekundärerregern und Lokalisation führt der Befall zu unterschiedlichen Symptomen (Pfister 2006, Deplazes et al. 2020). Die Tierart, Lokalisation und Pathologie in Nr. 3275 ist charakteristisch für einen Befall mit Nasen-Rachenfliegen.

4.4. Nomenklatur

Die Taxonomie der Lebewesen ist im ständigen Wandel (Raupach und Knebelsberger 2015). Aktuell werden dank neuer wissenschaftlicher Methoden vermehrt Organismen neu kategorisiert. Außerdem kann die zeitnahe Entdeckung von Arten durch mehrere Forscher zu zahlreichen differenten Benennungen führen, was vor allem früher ein häufiges Problem war. In der Sammlung des Museums ist der Riesenkratzer ein gutes Beispiel dafür (Nr. 24, 2032, 2106, 2108) Neben *Macracanthorhynchus hirudinaceus* und *Echinorhynchus gigas* sind *Gigantorhynchus gigas*, *Hormorhynchus gigas*, *Echinorhynchus hirudinaceus*, *Gigantorhynchus hirudinaceus*, *Taenia hirudinacea* und *Taenia haeruca* weitere, seltenere Synonyme (ITIS 2020).

Zu Nr. 2090 steht im Protokollbericht *Trichocephalus crenatus*, auf dem Behälter hingegen *Trichuris trichiura*. Hier handelt es sich um Synonyme. Verbreitet hat sich der letztere Name, den zuerst Linné verwendet hat (Tarczyński 1961). Der Peitschenwurmart des Schweines ist *Trichuris suis*. *T. trichiura* befällt in der Regel Menschen, wobei eine Übertragung auf Schweine möglich ist (Hawash et al. 2016, Deplazes et al. 2020).

4.5. Exotische Präparate

Die *Theileria*- und *Gongylonema*-Präparate hat Professor Rudolf Baumann, ehemaliger Leiter des Instituts, in Ankara gesammelt. Exotische Sammlungstücke regen die Studierenden dazu an, sich mit weniger bekannten Erkrankungen zu beschäftigen. Durch Klimawandel und

globalisierten Handel kann sich das Vorkommen dieser Erreger in Zukunft ändern (Skuce et al. 2013).

Manche dieser Stücke zeigen charakteristische Veränderungen, andere sind eher untypisch. In Nr. 983 sind keine für Theileriose typische Lymphknotennekrosen sichtbar, stattdessen deutet die dunkle Verfärbung im Rand- und Sinusbereich auf eine Blutresorption hin.

Die käsig-bröckelige Masse im Nierenbecken bei Nr. 1063 deutet auf eine vermutlich bakterielle Pyelonephritis hin. Die Entzündung könnte unabhängig von der Theileriose aufgetreten sein. Die disseminierten dunkelroten Punkte in der Rinde markieren die Glomeruli. Bei Theileriose kommen Lymphozytenansammlungen um die Bowmannschen Kapsel vor. In der wegen Anämie blassen Niere erscheinen sie dunkler als das umliegende Gewebe (Maxie 2007).

4.6. Sarcocystis-Präparate

Unter den *Sarcocystis*-Präparaten gibt es deutliche Unterschiede. Zwei Ösophagi, Nr. 2319 und Nr. 2403, sind von *S. tenella* befallen und zeigen ca. 1 cm lange, ovale Zysten auf.

Das dritte Ausstellungsstück (Nr. 3231) stammt vom Schwein. Die sogenannten Miescherschen Schläuche sind auch Zysten von Sarkosporidien. Die beim Schwein vorkommende *Sarcocystis*-Arten sind im Millimeterbereich angesiedelt. Die Zysten von *S. miescheriana* können 1100 x 90 µm, die von *S. suis* 1500 x 100 µm groß werden (Dahme und Weiss 2007).

4.7. Die Kaiserling-Lösung

Vier der Präparate erscheinen ausgebleichen, obwohl sie laut Protokoll in Kaiserling-Lösung (Mischung aus Glycerin und Kaliumacetat in destilliertem Wasser) eingelegt sind, welche als farbschonend gilt (Bakıcı et al. 2017).

Bei dieser Methode kommt das Organstück zuerst für einige Tage zur Fixierung in eine formaldehyd- und kaliumhaltige Lösung, wobei es etwas an Farbe verliert. Um dem Farbverlust ein wenig entgegen zu wirken, wurden sie üblicherweise für acht bis zwölf Stunden in 80-90%igen Alkohol eingelegt (Orth 1917).

Bei diesem Schritt ist es wichtig, die Organe nicht zu lange in der Alkohollösung zu lassen. Nachdem sie bis zu gewissem Maße ihre Farbe wiedererlangt haben, werden sie vom Alkohol irreversibel gebleicht (Pulvertaft 1950). Am Ende kamen die Präparate in die Kaiserling-Lösung. Es gibt allerdings zahlreiche Modifikationen dieser Rezeptur (Orth 1917).

Eine andere Option ist, dass die Präparate durch Sonnenlicht ausgebleichen sind. Dieser These widerspricht hingegen die Einheitlichkeit der Blässe.

Nr. 835 und Nr. 839 sind auffällig weißlich im Vergleich zu anderen ähnlichen Präparaten. Ursache dafür könnte die längere Fixierung in Formalin sein.

Bei Nr. 1946 ist das Leberparenchym fast zur Gänze durch Echinococcus-Zysten ersetzt. Zwischen den Zysten sind die Leberzellen wegen der Druckatrophie geschwunden. Es ist vermutlich nur mehr Bindegewebe übriggeblieben.

In Nr. 1745 scheinen die getrockneten Dassellarven untypisch klein und hell zu sein. Das könnte durch Folgendes erklärt werden: diese Larven stammen aus dem Epiduralfettgewebe eines Rindes. Die Larven von *Hypoderma bovis* entwickeln sich an dieser Stelle während des Winters. In dieser Lebensphase sind sie 12-16 mm groß (Dahme und Weiss 2007). Außerdem können die Austrocknung und lange Lagerung ihr Aussehen beeinflusst haben.

5. Zusammenfassung

Das Pathologische Museum der Veterinärmedizinischen Universität Wien beherbergt eine Sammlung von über 4000 Präparaten. Diese sind nach Organsystem oder Krankheit geordnet. Insgesamt beinhaltet der Bestand des Museums zahlreiche lehrreiche Exemplare heimischer und exotischer Parasitosen bei Wiederkäuern und Schweinen. Ziel dieser Diplomarbeit war den Bestand zum Thema „Parasitäre Erkrankungen von Wiederkäuer und Schwein“ zu erfassen und für künftige Jahrgänge zu erhalten.

Insgesamt gab es 90 Präparate zum Thema, sechs mussten ausgeschlossen werden. Nach Archivrecherche in der Universitätsbibliothek wurden 84 der ausgestellten Organstücke und Parasiten beschrieben und im Rahmen einer laufenden Digitalisierung des Museums fotografiert.

Um einen besseren Überblick zu schaffen, wurden die in den Präparaten vorkommenden Erreger taxonomisch geordnet und kurz vorgestellt. Zu mehreren Präparaten wurde eine Verdachtsdiagnose bezüglich der Parasitenarten gestellt. Da Parasitosen oft nur Neben- oder Zufallsbefunde der Sektionen sind, waren viele Präparate bislang mit „Coenurose“, „Echinokokkose“ oder „Finnen“ gekennzeichnet. Diese Bezeichnungen können für mehrere unterschiedliche Arten stehen. Für einzelne dieser Präparate konnte eine Verdachtsdiagnose gestellt werden.

Die meisten der in dieser Arbeit gesichteten Präparate zeigen ausgeprägten Veränderungen. Diese Veränderungen waren in der Regel typisch für die jeweilige Erkrankung, zum Teil mit unterschiedlichen Organmanifestationen.

Mithilfe der Originalberichte aus dem Universitätsarchiv oder der Literatur wurden veraltete wissenschaftliche Namen und untypische Veränderungen diskutiert. Die wissenschaftlichen Namen haben sich im Laufe der Geschichte verändert, manche Namen waren veraltet, andere gelten als seltene Synonyme.

Mit der Neukatalogisierung dieser Präparate wurde zu ihrer Erhaltung beigetragen. Die systematische Aufbereitung stellt eine vereinfachte Nutzung der Präparate für Studierende und Lehrende sicher.

6. Summary

The Pathology Museum of the University of Veterinary Medicine Vienna houses a collection of over 4000 specimens. These are classified according to organ system or disease. Overall, the collection of the museum contains numerous instructive specimens of domestic and exotic parasitoses in ruminants and pigs. The aim of this thesis was to record the population on the topic of "Parasitic diseases of ruminants and pigs" and to preserve them for the future.

Altogether there were 90 pieces, six of them had to be excluded. After a research in the archive of the university library, 84 of the exhibited organ pieces and parasites were described and photographed as part of the ongoing digitization of the museum.

To provide a better overview, the pathogens occurring in the preparations were classified taxonomically and briefly presented. A suspected diagnosis of parasite species was made for several preparations. Since parasitoses are often only additional or incidental findings in the postmortem examinations, many specimens were previously labeled with "coenurosis", "echinococcosis". These terms can stand for various species. For some of them a suspected diagnosis could be given.

Most of the preparations examined in this study show well-marked pathologies. Most of them were typical for the specific disease, some had different organ manifestations.

Outdated scientific names and atypical pathologies were discussed with the help of the original reports from the university archives or the current literature. Nomenclature and classification are changing over the course of history. Some of the specimens had names out-of-date or less known synonymes were used.

The new recataloging of these specimens contributed to their preservation. The systematic processing ensures that the preparations are easier to use for students and teachers.

Literaturverzeichnis

- AGES - Österreichische Agentur für Ernährungssicherheit GmbH. 2018. Fuchsbandwurm Der kleine Fuchsbandwurm - Alveoläre Echinokokkose. Erste Auflage. Wien: AGES.
- Avcioglu H, Yildirim A, Duzlu O, Inci A, Kapakin Terim K A, Balkaya I. 2011. Prevalence and molecular characterization of bovine coenurosis from Eastern Anatolian region of Turkey. *Veterinary Parasitology*, 176(1), 59–64. DOI 10.1016/j.vetpar.2010.10.033.
- Bakıcı C, Akgün R, Ekim O, Oto Ç, Özen D. 2017. Is Kaiserling Solution a Convenient Fixative For Mammalian Organ Specimens? Evaluation Of Morphometric, Colorimetric And Volumetric Properties. *Bulgarian Journal of Veterinary Medicine*, 20, 62–67.
- Barutzki D, Dyachenko V, Schaper R. 2017. Lungworms in Germany 2002–2016: is there an increase in occurrence and geographical spread? *Parasitology Research*, 116(1), 11–30. DOI 10.1007/s00436-017-5488-9.
- Bauer C. 2006. Parasitenstadien als umwelthygienisches Problem. In: Schnieder T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. Sechste Auflage. Stuttgart: Parey, 105-118.
- Bauer C, Steng G, Prevot F, Dorchies P. 2002. Seroprevalence of Oestrus ovis infection in sheep in southwestern Germany. *Veterinary Parasitology*, 110, 137–143. DOI 10.1016/S0304-4017(02)00317-5.
- Bazant M. 2008. Erhebungen zum Arzneimiteleinsatz in bayerischen Milchkuhhaltungen unter Berücksichtigung betrieblicher Gegebenheiten [Dissertation]. München: Ludwig-Maximilians-Universität.
- Bennett J E, Dolin R, Blaser M J, Hrsg. 2015. Mandell, Douglas, and Bennett's Principles and Practice of Infectious Diseases. Band 2. Achte Auflage. Philadelphia: Saunders. DOI 10.1016/C2012-1-00075-6.
- CDC - Parasites. Centers for Disease Control and Prevention - Parasites website: <https://www.cdc.gov/parasites/> (Zugriff: 13.02.2021).
- Charlier J, Rinaldi L, Musella V, Ploeger H W, Chartier C, Vineer H R, Hinney B, von Samson-Himmelstjerna G, Băcescu B, Mickiewicz M, Mateus T L, Martinez-Valladares M, Quealy S, Azaizeh H, Sekovska B, Akkari H, Petkevicius S, Hektoen L, Höglund J, Morgan E R, Bartley D J, Claerebout E. 2020. Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Preventive Veterinary Medicine*, 182, 105103. DOI 10.1016/j.prevetmed.2020.105103.
- Conraths F J. (2006). Grundlagen der Epidemiologie und Parasitenbekämpfung. In: Schnieder

- T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste Auflage. Stuttgart: Parey, 74-83.
- Dahme E, Weiss E. 2007. Grundriss der speziellen pathologischen Anatomie der Haustiere. Fünfte Auflage. Stuttgart: Enke Verlag.
- Davidson R K, Romig T, Jenkins E, Tryland M, Robertson L J. 2012. The impact of globalisation on the distribution of *Echinococcus multilocularis*. *Trends in Parasitology*, 28(6), 239–247. DOI 10.1016/j.pt.2012.03.004.
- Deplazes P, Eckert J, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2013. Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Dritte Auflage. Stuttgart: Enke.
- Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2020. Parasitologie für die Tiermedizin. Vierte Auflage. Stuttgart: Thieme.
- Dorny P, Vercammen F, Brandt J, Vansteenkiste W, Berkvens D, Geerts S. 2000. Sero-epidemiological study of *Taenia saginata* cysticercosis in Belgian cattle. *Veterinary Parasitology*, 88(1), 43–49. DOI 10.1016/S0304-4017(99)00196-X.
- Eckert J, Deplazes P. 2004. Biological, Epidemiological and Clinical Aspects of Echinococcosis, a Zoonosis of Increasing Concern. *Clinical Microbiology Reviews*, 17(1), 107 LP – 135. DOI 10.1128/CMR.17.1.107-135.2004.
- Edmund C C M, Sani R A, Goh Y M, Maizatul-Akmal M. 2005. Gastrointestinal parasites in pigs: prevalence and diagnosis. *Jurnal Veterinar Malaysia*, 17, 33–36.
- Eijck I A J M, Borgsteede F H M. 2005. A Survey of Gastrointestinal Pig Parasites on Free-range, Organic and Conventional Pig Farms in The Netherlands. *Veterinary Research Communications*, 29(5), 407–414. DOI 10.1007/s11259-005-1201-z.
- Ernst J V, Benz G W. 1986. Intestinal Coccidiosis in Cattle. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 2(2), 283–291. DOI 10.1016/S0749-0720(15)31238-X.
- Fitzpatrick J L. 2013. Global food security: The impact of veterinary parasites and parasitologists. *Veterinary Parasitology*, 195(3), 233–248. DOI 10.1016/j.vetpar.2013.04.005.
- Frangipane di Regalbono A, Capelli G, Otranto D, Pietrobelli M. 2003. Assessment of cattle grub (*Hypoderma* spp.) prevalence in northeastern Italy: an immunoepidemiological survey on bulk milk samples using ELISA. *Veterinary Parasitology*, 111(4), 343–350. DOI 10.1016/S0304-4017(02)00387-4.
- Fryderyk S, Izdebska J N. 2001. *Demodex phylloides* [Acari, Demodecidae] as a specific parasite of *Sus scrofa* [Mammalia, Artiodactyla]. *Wiadomości Parazytologiczne*, 47(4).
- Hawash M B F, Betson M, Al-Jubury A, Ketzis J, LeeWillingham A, Bertelsen M F, Nejsun P.

2016. Whipworms in humans and pigs: origins and demography. *Parasites & Vectors*, 9, 37. DOI 10.1186/s13071-016-1325-8.
- IT IS - Integrated Taxonomic Information System on-line database. <https://www.itis.gov/> (Zugriff 12.12.2020).
- Joachim A, Dülmer N, Daugschies A, Roepstorff A. 2001. Occurrence of helminths in pig fattening units with different management systems in Northern Germany. *Veterinary Parasitology*, 96(2), 135–146. DOI 10.1016/S0304-4017(00)00431-3.
- Joachim A. 2006. Helminthosen des Schweines. In: Schnieder T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. *Veterinärmedizinische Parasitologie*. Sechste Auflage. Stuttgart: Parey, 369-398.
- John B C, Davies D R, Williams D J L, Hodgkinson J E. 2019. A review of our current understanding of parasite survival in silage and stored forages, with a focus on *Fasciola hepatica* metacercariae. *Grass and Forage Science*, 74(2), 211–217. DOI 10.1111/gfs.12429.
- Kochanowski M, Karamon J, Dąbrowska J, Dors A, Czyżewska-Dors E, Cencek T. 2016. Occurrence of intestinal parasites in pigs in Poland - the influence of factors related to the production system. *Journal of Veterinary Research*, 61(4), 459–466. DOI 10.1515/jvetres-2017-0053.
- König A, Romig T. 2010. Fox tapeworm *Echinococcus multilocularis*, an underestimated threat: a model for estimating risk of contact. *Wildlife Biology*, 16(3), 258–266. DOI 10.2981/09-059.
- Loupal G. 2018. Das veterinärpathologische Museum in Wien. <https://www.vetmeduni.ac.at/de/pathologie/ueber-uns/museum/> (Zugriff 08.08.2020)
- Marchiondo A A, Cruthers L R, Fourie J J, Hrs. 2019. *Parasiticide Screening*. Band 2. Erste Auflage. Academic Press, 1-133. DOI 10.1016/B978-0-12-816577-5.00006-5.
- Marshall R N, Catchpole J, Green J A, Webster K A. 1998. Bovine coccidiosis in calves following turnout. *Veterinary Record*, 143(13), 366 LP – 367. DOI 10.1136/vr.143.13.366.
- Maxie G M, Hrsg. 2007. Jubb, Kennedy and Palmer's pathology of domestic animals. Band 3. Fünfte Auflage. Edinburgh: Elsevier Saunders, 306-308.
- Much P, Arrouas M, Herzog U. 2017. *Zoonosen und ihre Erreger in Österreich*. Erste Auflage. Wien: AGES.
- Nemeséri L, Széky A. 1966. Demodicosis of swine. *Acta Veterinaria Academiae Scientiarum Hungaricae*, 16.
- Nguyen M T T, Gabriél S, Abatih E N, Dorny P. 2016. A systematic review on the global

- occurrence of *Taenia hydatigena* in pigs and cattle. *Veterinary Parasitology*, 226, 97–103. DOI 10.1016/j.vetpar.2016.06.034.
- OIE -WAHIS Interface. Porcine cysticercosis.
https://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Diseaseinformation/Diseasetimelines
 (Zugriff 11.02.2021).
- Orth J. 1917. Pathologisch-anatomische Diagnostik: nebst Anleitung zur Ausführung von Obduktionen sowie von pathologisch-histologischen Untersuchungen. Achte Auflage. Berlin: August Hirschwald.
- Pfister K. 2006. Arthropodenbefall bei Wiederkäuern. In: Schnieder T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste Auflage. Stuttgart : Parey, 235-292.
- Pschyrembel W, Begr, Hildebrandt H, Hrsg. 2002. Pschyrembel Klinisches Wörterbuch. 259te Auflage. Berlin - New York: de Gruyter.
- Pulvertaft R J V 1950. Museum techniques; a review. *Journal of Clinical Pathology*, 3(1), 1–23. DOI 10.1136/jcp.3.1.1.
- Rajshekhar V, Joshi D D, Doanh N Q, van De N, Xiaonong Z. 2003. *Taenia solium* taeniosis/cysticercosis in Asia: epidemiology, impact and issues. *Acta Tropica*, 87(1), 53–60. DOI 10.1016/S0001-706X(03)00055-X.
- Rapsch C, Schweizer G, Grimm F, Kohler L, Bauer C, Deplazes P, Braun U, Torgerson P R. 2006. Estimating the true prevalence of *Fasciola hepatica* in cattle slaughtered in Switzerland in the absence of an absolute diagnostic test. *International Journal for Parasitology*, 36(10), 1153–1158. DOI 10.1016/j.ijpara.2006.06.001.
- Raupach M J, Knebelsberger T. 2015. Taxonomie im Wandel: Von wegen “antiquiert”. *Biologie in Unserer Zeit*, 45(5), 315–321.
- Rehbein S. 2006. Arthropodenbefall beim Schwein. In: Schnieder T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste Auflage. Stuttgart : Parey, 399-408.
- Roepstorff A, Jorsal S E. 1989. Prevalence of helminth infections in swine in Denmark. *Veterinary Parasitology*, 33(3), 231–239. DOI 10.1016/0304-4017(89)90133-7.
- Salajpal K, Karolyi D, Beck R, Šaran T, Luković Z, Škorput D, Vnučec I, Mahnet Ž, Klišanić V. 2017. Occurrence of Gastrointestinal Parasites after Exposure to Natural Infection in Outdoor Reared Turopolje Pig. *Agriculturae Conspectus Scientificus*, 82(3), 231–234.
- Scala A, Cancedda G M, Varcasia A, Ligios C, Garippa G, Genchi C. 2007. A survey of *Taenia multiceps* coenurosis in Sardinian sheep. *Veterinary Parasitology*, 143(3), 294–298. DOI

- 10.1016/j.vetpar.2006.08.020.
- Schnieder T. 2006. Helminthosen der Wiederkäuer. In: Schnieder T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste Auflage. Stuttgart: Parey, 166-234.
- Schnieder T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. 2006. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste Auflage. Stuttgart: Parey.
- Schoiswohl J, Joachim A, Hinney B, Tichy A, Bauer K, Stanitznig A, Krametter-Frötscher R. 2017. Influence of communal alpine pasturing in Styria, Austria, on the development of gastrointestinal strongylid infections over the grazing season in sheep – a pilot study. Berliner Und Münchener Tierärztliche Wochenschrift, 130, 494–500. DOI 10.2376/0005-9366-16058.
- Skuce P J, Morgan E R, Van Dijk J, Mitchell M. 2013. Animal health aspects of adaptation to climate change: beating the heat and parasites in a warming Europe. Animal, 7, 333–345.
- Smith H J. 1967. Bovine demodicidosis-lesions and the resulting damage to hides and leather. Wiadomości Parazytologiczne, 13(4–5).
- Steinmann W F. 1982. Makroskopische präparationsmethoden in der Medizin. Stuttgart: Thieme.
- Tarczyński S. 1961. Parasitic worms of swine and wild boars in Poland. Vol. 60. National Science Foundation and the Department of Agriculture.
- Tenter A M. 2006. Protozoeninfektionen der Wiederkäuer. In: Schnieder T, Hrsg, Boch J, Supperer R, Bauer C. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste Auflage. Stuttgart: Parey, 119-165.
- Vercruysse J, Charlier J, Van Dijk J, Morgan E R, Geary T, von Samson-Himmelstjerna G, Claerebout E. 2018. Control of helminth ruminant infections by 2030. Parasitology, 145(13), 1655–1664. DOI 10.1017/S003118201700227X.
- Wen H, Vuitton L, Tuxun T, Li J, Vuitton D A, Zhang W, McManus D P. 2019. Echinococcosis: Advances in the 21st Century. Clinical Microbiology Reviews, 32(2), DOI 10.1128/CMR.00075-18.

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1 Nr. 804 (h = 10 cm).....	26
Abb. 2 Nr. 807 (h = 14 cm).....	27
Abb. 3 Nr. 826 (h = 9,5 cm).....	28
Abb. 4 Nr. 835 (h = 17,5 cm).....	29
Abb. 5 Nr. 839 (h = 12 cm).....	30
Abb. 6 Nr. 1879 (h = 26 cm).....	31
Abb. 7 Nr. 1950 (h = 11 cm).....	32
Abb. 8 Nr. 1956 (h = 18 cm).....	33
Abb. 9 Nr. 1965 (h = 10 cm).....	34
Abb. 10 Nr. 2466 (h = 10 cm).....	35
Abb. 11 Nr. 2486 (h = 18 cm).....	36
Abb. 12 Nr. 3228 (h = 13 cm).....	37
Abb. 13 Nr. 3241 (h = 22 cm).....	38
Abb. 14 Nr. 3271 (h = 10 cm).....	39
Abb. 15 Nr. 3289 (h = 12 cm).....	40
Abb. 16 Nr. 3273 (h = 16 cm).....	41
Abb. 17 Nr. 3277 (h = 15 cm).....	42
Abb. 18 Nr. 3282 (h = 12 cm).....	43
Abb. 19 Nr. 3285 (h = 13 cm).....	44
Abb. 20 Nr. 3286 (h = 15 cm).....	45
Abb. 21 Nr. 3304 (h = 14 cm).....	46
Abb. 22 Nr. 3356 (h = 18 cm).....	47
Abb. 23 Nr. 3470 (h = 10 cm).....	48
Abb. 24 Nr. 3478 (h = 8 cm).....	49
Abb. 25 Nr. 3903 (h = 10 cm).....	50
Abb. 26 Nr. 142 (h = 14 cm).....	51
Abb. 27 Nr. 638 (h = 10 cm).....	52
Abb. 28 Nr. 644 (h = 16 cm).....	53
Abb. 29 Nr. 670 (h = 13 cm).....	54
Abb. 30 Nr. 676 (h = 23 cm).....	55
Abb. 31 Nr 718 (h = 15 cm).....	56
Abb. 32 Nr. 806 (h = 10 cm).....	57

Abb. 33 Nr. 825 (h = 10 cm).....	58
Abb. 34 Nr. 830 (h = 23 cm).....	59
Abb. 35 Nr. 842 (h = 17 cm).....	60
Abb. 36 Nr. 948 (h = 19 cm).....	61
Abb. 37 Nr. 954 (h = 17 cm).....	62
Abb. 38 Nr. 1723 (h = 18 cm).....	63
Abb. 39 Nr. 1723 (h = 18 cm).....	64
Abb. 40 Nr. 1919 (h = 16 cm).....	65
Abb. 41 Nr. 1928 (h = 14,5 cm).....	66
Abb. 42 Nr. 1946 (h = 26 cm).....	67
Abb. 43 Nr. 1955 (h = 18 cm).....	68
Abb. 44 Nr. 1968 (h = 15 cm).....	69
Abb. 45 Nr. 1866 (h = 15 cm).....	70
Abb. 46 Nr. 1844 (h = 15 cm).....	71
Abb. 47 Nr. 1867 (h = 16 cm).....	72
Abb. 48 Nr. 1930 (h = 26 cm).....	73
Abb. 49 Nr. 1947 (h = 17 cm).....	74
Abb. 50 Nr. 1953 (h = 13 cm).....	75
Abb. 51 Nr. 1943 (h = 14 cm).....	76
Abb. 52 Nr. 647 (h = 23 cm).....	77
Abb. 53 Nr. 661 (h = 26 cm).....	78
Abb. 54 Nr. 668 (h = 13 cm).....	79
Abb. 55 Nr. 1960 (h = 15 cm).....	80
Abb. 56 Nr. 1960 (Rückseite).....	81
Abb. 57 Nr. 2029 (h = 17 cm).....	82
Abb. 58 Nr. 2035 (h = 18 cm).....	83
Abb. 59 Nr. 2382 (h = 10 cm).....	84
Abb. 60 Nr. 2090 (h = 9 cm).....	85
Abb. 61 Nr. 2263 (h = 22 cm).....	86
Abb. 62 Nr. 2264 (h = 17 cm).....	87
Abb. 63 Nr. 24 (h = 21 cm).....	88
Abb. 64 Nr. 2032 (h = 12 cm).....	89
Abb. 65 Nr. 2106 (h = 17 cm).....	90
Abb. 66 Nr. 2108 (h = 15 cm).....	91

Abb. 67 Nr. 1533 (h = 26 cm).....	92
Abb. 68 Nr. 1551 (h = 19 cm).....	93
Abb. 69 Nr. 1568 (h = 17 cm).....	94
Abb. 70 Nr. 1586 (h = 15 cm).....	95
Abb. 71 Nr. 1561 (h = 17 cm).....	96
Abb. 72 Nr. 1574 (h = 15 cm).....	97
Abb. 73 Nr. 1590 (h = 17 cm).....	98
Abb. 74 Nr. 1430 (h = 18 cm).....	99
Abb. 75 Nr. 1745 (h = 9 cm).....	100
Abb. 76 Nr. 3275 (h = 18 cm).....	101
Abb. 77 Nr. 29 (h = 17 cm).....	102
Abb. 78 Nr. 2019 (h = 16 cm).....	103
Abb. 79 Nr. 2097 (h = 16 cm).....	104
Abb. 80 Nr. 2319 (h = 22 cm).....	105
Abb. 81 Nr. 2403 (h = 14 cm).....	106
Abb. 82 Nr. 3231 (h = 10 cm).....	107
Abb. 83 Nr. 983 (h = 17 cm).....	108
Abb. 84 Nr. 1063 (h = 16 cm).....	109
Abb. 85 Nr. 1252 (h = 13 cm).....	110

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1. Präparate im Museum zum Thema „Parasitäre Erkrankungen von Wiederkäuer und Schwein“	19
Tabelle 2. In der Sammlung vorgestellte Parasitenarten	111
Tabelle 3. Fehlende Präparate	113
Tabelle 4. Ausgeschlossene Präparate	113

Danksagung

Vielen lieben Dank an Frau Dr. Barbara Richter, meine Betreuerin, für die Unterstützung und nette Emails.

Herzlichen Dank an Herrn Bittermann, der die Präparate professionell fotografiert hat.

Dani und Isa, eure scharfen Augen und die großartigen Tipps haben mir richtig viel geholfen. Dankeschön!

Kedves Szüleim,

fáztak a füleim,

küldtetek sapkát,

csókoltam a macskát...

Köszönöm Nektek az elmúlt éveket, különösen az utóbbi hatot!

Robert, köszönöm, hogy vagy nekem.