

# **Die ophthalmologische Untersuchung des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger**

**Ein Online-Tutorial**

von Simone Zillig



Inaugural-Dissertation zur Erlangung der Doktorwürde der  
Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität  
München

**Die ophthalmologische Untersuchung des vorderen  
Augensegments beim Kleinsäuger**

**Ein Online-Tutorial**

von Simone Zillig  
aus Bamberg

München 2024



Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Aviäre Medizin und Chirurgie

Arbeit angefertigt unter der Leitung von  
Univ.-Prof. Dr. Rüdiger Korb



Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger Korbel

Korreferent: Priv.-Doz. Dr. Bettina Wollanke

Tag der Promotion: 10. Februar 2024





Für meine Familie



## INHALTSVERZEICHNIS

<b>ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS .....</b>	<b>9</b>
<b>BEDIENUNGSHINWEISE .....</b>	<b>11</b>
<b>I. EINLEITUNG .....</b>	<b>12</b>
<b>II. LITERATURÜBERSICHT .....</b>	<b>15</b>
<b>2.1. Anatomie und Physiologie des vorderen Augensegments mit Besonderheiten beim Kleinsäuger .....</b>	<b>15</b>
2.1.1 Augenhöhle - Orbita .....	16
2.1.2. Augenanhangsgebilde - Adnexale Strukturen .....	19
2.1.2.1 Muskeln des Auges - Musculi bulbi .....	19
2.1.2.2. Augenlider - Palpebrae.....	20
2.1.2.3 Bindehaut - Konjunktiva.....	22
2.1.2.4 Nickhaut - Membrana nictans.....	24
2.1.2.5. Drüsen des Auges - Glandulae.....	26
2.1.2.5.1 Tränendrüse - Glandula lacrimalis.....	26
2.1.2.5.2 Nickhautdrüse - Glandula palpebrae tertia (superficialis).....	30
2.1.2.5.3 Harder-Drüse - Glandula palpebrae tertia profunda .....	31
2.1.2.5.4 Meibom-Drüsen - Glandulae tarsales.....	37
2.1.2.5.5 Konjunktivale Becherzellen .....	39
2.1.2.5.6 Subkonjunktivale Talgdrüsen .....	40
2.1.2.5.7 Zeis-Drüsen .....	40
2.1.2.5.8 Glandula zygomatica.....	41
2.1.2.5.9 Infraorbitaldrüse des Kaninchens - Glandula infraorbitalis .....	41
2.1.2.6 Tränenapparat - Apparatus lacrimalis .....	42
2.1.2.6.1 Tränenbildendes System .....	42
2.1.2.6.2 Tränenfilm .....	42
2.1.2.6.3 Tränenableitendes System .....	45
2.1.3 Bulbus oculi.....	48
2.1.4 Äußere Augenhaut - Tunica externa bulbi.....	50
2.1.4.1 Hornhaut - Kornea.....	50
2.1.4.2 Lederhaut - Sklera.....	54

2.1.5	Mittlere Augenhaut - Tunica media bulbi.....	56
2.1.5.1	Regenbogenhaut und Pupille - Iris und Pupilla .....	56
2.1.5.2	Ziliarkörper - Corpus ciliare .....	59
2.1.6	Vordere Augenkammer - Camera anterior bulbi .....	62
2.1.6.1	Kammerwinkel - Angulus iridocornealis .....	64
2.1.6.2	Kammerwasser - Humor aquosus.....	66
2.1.7	Linse - Lens .....	70
<b>2.2</b>	<b>Die ophthalmologische Untersuchung .....</b>	<b>73</b>
2.2.1	Instrumente und Hilfsmittel.....	73
2.2.1.1	Lichtquelle und Vergrößerung.....	74
2.2.1.2	Tonometer.....	76
2.2.1.3	Fluoreszein .....	79
2.2.1.4	Schirmer-Tränentest und Phenolrot-Fadentest.....	80
2.2.1.5	Tupfer, Spatel und Cytobrush .....	81
2.2.1.6	Gonioskopielinsen.....	82
2.2.1.7	Weitere Hilfsmittel .....	83
2.2.1.8	Pharmakologisch-ophthalmologische Präparate .....	83
2.2.1.8.1	Mydriatika.....	85
2.2.1.8.2	Lokalanästhetika .....	90
2.2.2	Untersuchungstechniken mit fokaler Lichtquelle .....	93
2.2.2.1	Auflicht .....	93
2.2.2.2	Durchlicht .....	94
2.2.2.3	Spaltlicht .....	94
2.2.2.4	Reflektiertes Licht.....	95
2.2.2.5	Parallaktische Verschiebung.....	95
2.2.3	Untersuchungsraum.....	96
2.2.4	Anamnese .....	96
2.2.5	Handling und Fixation .....	97
2.2.6	Der ophthalmologische Untersuchungsgang .....	100
2.2.6.1	Adpektion aus der Distanz .....	100
2.2.6.2	Neuroophthalmologische Untersuchung .....	101
2.2.6.2.1	Untersuchung der Sehfähigkeit.....	102
2.2.6.2.2	Direkter und indirekter Pupillenreflex .....	105

---

2.2.6.2.3	"Swinging-Flashlight-Test" (Untersuchung im schwingenden Licht) .....	107
2.2.6.2.4	Blendreflex .....	107
2.2.6.2.5	Palpebralreflex .....	108
2.2.6.2.6	Kornealreflex .....	109
2.2.6.2.7	Vestibulookular Reflex .....	110
2.2.6.3	Untersuchung des Auges und seiner Adnexe .....	111
2.2.6.3.1	Orbita und Bulbus .....	111
2.2.6.3.2	Augenlider .....	112
2.2.6.3.3	Bindehaut .....	113
2.2.6.3.4	Nickhaut .....	115
2.2.6.3.5	Lederhaut .....	116
2.2.6.3.6	Hornhaut .....	116
2.2.6.3.7	Vordere Augenkammer .....	117
2.2.6.3.8	Regenbogenhaut und Pupille .....	119
2.2.6.3.9	Linse .....	121
2.2.7	Weiterführende Diagnostik .....	122
2.2.7.1	Gewinnung von Probenmaterial .....	122
2.2.7.2	Untersuchung des Tränenfilms .....	129
2.2.7.3	Fluoreszeinfärbung .....	134
2.2.7.4	Spülung des Tränennasenkanals .....	137
2.2.7.5	Messung des Augeninnendrucks .....	138
2.2.7.6	Untersuchung des Bindehautsacks und der Nickhaut .....	142
2.2.7.7	Gonioskopie .....	143
2.2.7.8	Weitere Möglichkeiten der Diagnostik .....	144
<b>2.3</b>	<b>E-Learning und Lernen...</b> .....	<b>148</b>
2.3.1	Begriff und Formen des E-Learning .....	148
2.3.2	Lernen und Gedächtnis .....	149
2.3.3	Multimediales Lernen .....	152
2.3.4	E-Learning in der tiermedizinischen Aus- und Weiterbildung .....	154
2.3.5	E-Learning als Beitrag zum Tierschutz .....	155
<b>III. MATERIAL UND METHODEN</b>	.....	<b>157</b>
<b>3.1</b>	<b>Konzept des Lernprogramms</b> .....	<b>157</b>

<b>3.2</b>	<b>Erstellung des Lernprogramms .....</b>	<b>161</b>
<b>3.3</b>	<b>Anfertigung des Bild- und Videomaterials.....</b>	<b>166</b>
<b>IV.</b>	<b>ERGEBNISSE .....</b>	<b>171</b>
<b>4.1</b>	<b>Das Online-Tutorial "Die ophthalmologische Untersuchung des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger .....</b>	<b>171</b>
<b>4.2</b>	<b>Bild- und Videomaterial .....</b>	<b>178</b>
<b>V.</b>	<b>DISKUSSION.....</b>	<b>182</b>
<b>5.1</b>	<b>Möglichkeiten und Grenzen des E-Learning .....</b>	<b>182</b>
<b>5.2</b>	<b>Die ophthalmologische Untersuchung des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger - Ein OnlineTutorial .....</b>	<b>185</b>
<b>VI.</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG.....</b>	<b>189</b>
<b>VII.</b>	<b>SUMMARY .....</b>	<b>190</b>
<b>VIII.</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS .....</b>	<b>192</b>
<b>IX.</b>	<b>ANHANG .....</b>	<b>215</b>
<b>9.1</b>	<b>Abbildungsverzeichnis.....</b>	<b>215</b>
<b>9.2</b>	<b>Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>216</b>
<b>9.3</b>	<b>Dateien .....</b>	<b>218</b>
<b>X.</b>	<b>DANKSAGUNG .....</b>	<b>219</b>

---

## ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

BMEL – Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft

CBT – Computer based-Training

CC – Creative Cloud

Cm – Zentimeter

CSS – Cascading Style Sheet

CT – Computertomografie

DGK – Deutsche Gesellschaft für Kleintiermedizin

DVG – Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft

EG – Europäische Gemeinschaft

G – Gauge

Gl. – Glandula

GII. – Glandulae

HTML – Hypertext Markup Language

IOD – Intraokularer Druck

JPEG – Joint Photographic Experts Group

KCS – Keratokonjunktivitis sicca

Lig. – Ligamentum

M. – Musculus

MC – Multiple Choice

MRT – Magnetresonanztomografie

mEq – Milliäquivalente

ml – Milliliter

mm – Millimeter

mm<sup>3</sup> – Kubikmeter

mmHg – Millimeter Quecksilbersäule

mp4 – Format MPEG-4 der Moving Picture Expert Group

N. – Nervus

nm – Nanometer

ph – potentia hydrogenii

PLR – Pupillenlichtreflex

PRT – Phenolrotfaden

spp. – species pluralis

TappV – Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten

TierSchG – Tierschutzgesetz

TNK – Tränennasenkanal

UHD – Ultra High Definition

VO – Verordnung

WBT – Web-based Training

μmol – Mikromol

μm – Mikrometer

≙ – Entspricht-Symbol



## Bedienungshinweise

Das Lernprogramm „Die ophthalmologische Untersuchung des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger – Ein Online-Tutorial“ befindet sich auf dem beiliegendem USB-Stick. Sollte das Lernprogramm nicht automatisch starten, kann es über das HTML Dokument „Index“ gestartet werden.

Zur optimalen Darstellung der multimedialen Elemente empfiehlt sich die Benutzung eines gängigen Webbrowsers. Eine korrekte Anzeige auf Tablets oder Smartphones kann nicht garantiert werden.

## I. EINLEITUNG

*„Hilf mir, es selbst zu tun. Zeig mir, wie es geht.*

*Tu es nicht für mich. Ich kann und will es allein tun.“*

*(Maria Montessori)*

In Deutschland werden rund fünf Millionen Kleinsäuger, davon 2,5 Millionen Heimtier-Kaninchen als Begleittiere gehalten (Anonymus, 2021; ZZF, 2021).

Auch in der tierärztlichen Praxis ist die Zahl der Kleinsäuger in den vergangenen Jahren gestiegen. Im Jahr 1967 wurden insgesamt 38 Kleinsäuger an ehem. der Medizinischen Tierklinik der Ludwig-Maximilians-Universität vorgestellt. Dies entsprach 1,7 Prozent aller Patienten. 1987 war der Anteil auf 4,1 Prozent, im Jahr 2002 auf 8,2 Prozent gestiegen (KRAFT, 2005).

In einer Erhebung aus dem Jahr 2006, waren elf Prozent der Patienten in tierärztlichen Praxen Kleinsäuger. Davon waren, mit 56,1 Prozent, mehr als die Hälfte Kaninchen. Neben der Gesundheitsvorsorge (19 %), waren ein gestörtes Allgemeinbefinden (18 %), dermatologische (18 %) und ophthalmologische (18 %) Erkrankungen die häufigsten Vorstellungsgründe (KLINGER, 2016).

Die Behandlung von Kleinsäufern setzt spezielle Kenntnisse und Fachwissen voraus. Neben besonderen Ansprüchen beim Transport und dem Umgang mit Kleinsäufern, weisen diese eine Vielzahl anatomischer und physiologischer Eigenarten auf.

Im Jahr 2020 gab es in Deutschland 15 Fachtierärzte für Heimtiere und 60 Tierärzte mit der Zusatzbezeichnung Heimtiere (BTK, 2021).

In der Fort- und Weiterbildung haben Kleinsäuger nur einen geringen Anteil. 1990 waren 9,3 Prozent aller Fortbildungsveranstaltungen reine Heimtierversammlungen, 1999 waren es 10,1 Prozent (RHEKER, 2001).

Zur Förderung des Wissens in Bezug auf Haltung, Verhalten, Fütterung, Prophylaxe, Diagnose und Therapie der Krankheiten von Kleinsäufern, wurde 2018 die Arbeitsgruppe „Kleinsäuger“ der Deutschen Gesellschaft für Kleintiermedizin (DGK) der Deutschen Veterinärmedizinischen Gesellschaft e.V. (DVG) gegründet (DGK-DVG, 2018).

Auch im Studium der Veterinärmedizin sind Kleinsäuger von untergeordneter Bedeutung (DVG, 2021). Zwar müssen sie gemäß der Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten (TappV), in den Prüfungsfächern Reproduktionsmedizin, Innere Medizin, sowie Chirurgie und Anästhesiologie berücksichtigt werden, aber es existieren große Unterschiede in der Anatomie und Physiologie zwischen Kleinsäufern und den anderen Tierarten, die Teil der Ausbildung sind. Fütterung und Haltungsbedingungen spielen bei Kleinsäufern eine entscheidendere Rolle für deren Gesundheitszustand und Wohlergehen. Die meisten Kleinsäuger, außer Frettchen, sind Fluchttiere, sodass deren Handhabung und Diagnostik mit großem Stress für die Tiere verbunden sind. Diese Tatsache begrenzt, aus tierschutzrechtlichen und tierethischen Gründen, den Einsatz lebender Kleinsäuger in der veterinärmedizinischen Ausbildung. Dennoch gilt es, die Ausbildung während des Studiums zu verbessern. Zum Einen sollen die Studierenden qualifiziert sein, Kleinsäuger fachgerecht zu untersuchen und zu behandeln. Zum Anderen, sollen die künftigen Tierärztinnen und Tierärzte eine fundierte Beratung bezüglich Krankheitsprophylaxe, Fütterung und Haltungsbedingungen leisten können.

Mehrere Studien haben gezeigt, dass die Effektivität des Lernens mit Lernprogrammen und die Akzeptanz von Studierenden gegenüber Lernprogrammen hoch ist (AMMON, 2013; BUDDE, 2017; EHLERS, 2009; FRIKER et al., 2001; IMHOF, 2020; KRAUSS, 2011; NIEHUES, 2018; REGULA, 1997; ROTH, 2022; WAHLE, 2016).

Computer- oder internetbasierte Lernprogramme bieten einige Vorteile. Sie ermöglichen die Darstellung von physiologischen und pathologischen Befunden mit einer Vielzahl an Bildern, wie es in klassischen Lehrbüchern schwer möglich ist. Zusätzlich ist die Veranschaulichung mittels

Videoaufnahmen möglich. Praktische Fertigkeiten können demonstriert und von den Studierenden beliebig oft betrachtet werden. Integrierte Erfolgskontrollen bieten außerdem die Möglichkeit, das erlernte Wissen zu überprüfen.

Mit Hilfe von Computerlernprogrammen können Studierende die Lehre am Patienten vorbereiten, wodurch die Übung am lebenden Patienten effektiver genutzt und die Belastung der Tiere reduziert wird (FRIKER et al., 2001).

Das erstellte Online-Lernprogramm „Der ophthalmologische Untersuchungsgang des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger – Ein Online-Tutorial“ soll auf die ophthalmologische Untersuchung bei Kleinsäufern vorbereiten und dient als Ergänzung zur herkömmlichen Lehre. Ein entsprechendes Tutorial zur Untersuchung des Augenhintergrundes beim Kleinsäuger ist in Vorbereitung (Vollmer in Vorb.). Inhalt des Lernprogramms sind die Anatomie und Physiologie des Auges, unter Berücksichtigung der Besonderheiten bei Kleinsäufern. Der ophthalmologische Untersuchungsgang wird stellvertretend am Kaninchen demonstriert. Es sollen die Handhabung der Instrumente, die Untersuchungstechniken und die physiologischen Befunde vermittelt werden. Als didaktische Mittel werden hochwertige Bild- und Videoaufnahmen, Grafiken, Simulationen und multiple Choice Fragen eingesetzt.

Das Lernprogramm soll im Rahmen des Wahlpflichtprogramms und der Tutoriensammlung „Die virtuelle Exotenklinik“ auf dem Server der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische der Tierärztlichen Fakultät der LMU München“ (<http://www.vogelklinik.net>) für die Studierenden bereitgestellt werden.

## II. LITERATURÜBERSICHT

### 2.1. Anatomie und Physiologie des vorderen Augensegments mit Besonderheiten beim Kleinsäuger

Das Auge ist ein einzigartiges Organ.

Es ermöglicht durch Emission und Reflexion von Licht die Wahrnehmung der Umwelt. Dabei ist die Fähigkeit zu Sehen eine der bedeutendsten Sinneswahrnehmungen (MILLER, 2013c; SAMUELSON, 2013).

Im Laufe der Evolution hat sich der Bauplan des Auges kaum verändert. Doch die Lebensräume und Lebensgewohnheiten der Tiere haben sich verändert und so haben auch die einzelnen Strukturen des Auges Veränderungen erlebt. Die Anpassung an das Vorhandensein und die Intensität des Lichts, war der wichtigste Faktor für die morphologischen und physiologischen Veränderungen des Auges.

Durch diese Anpassungen sind mehrere Formen hochentwickelter Augen entstanden.

Die vergleichende Ophthalmologie befasst sich mit den unterschiedlichen Strukturen des Auges, ihren Funktionen und ihrem Zusammenspiel. Dieses Wissen ist die Grundlage für die klinische Ophthalmologie. Wie in keinem anderen Fachbereich, können in der Ophthalmologie die meisten Diagnosen dadurch gestellt werden, zu erkennen was anatomisch korrekt ist oder abweicht (SAMUELSON, 2013). Damit sind die Anatomie und Physiologie des Auges für die Diagnostik ebenso von Bedeutung wie die anormale Anatomie und Pathophysiologie (GUM & MAC KAY, 2013; SAMUELSON, 2013).

Als Grundlage für eine fundierte ophthalmologische Untersuchung bei Kleinsäufern, soll nachfolgend die Anatomie und Physiologie des vorderen Augensegments, unter Berücksichtigung der Besonderheiten bei Kleinsäufern, erläutert werden.

### 2.1.1 Augenhöhle – *Orbita*

Die *Orbita* ist die knöcherner Vertiefung im Schädel, in der sich das Auge befindet. Durch sie ist das Auge von der Schädelhöhle getrennt (SAMUELSON, 2013). Abhängig von der Spezies wird die *Orbita* aus einer unterschiedlichen Anzahl von Knochen gebildet. Der Orbitarand ist geschlossen bzw. vollständig knöchern oder unvollständig knöchern und durch das *Lig. orbitale* geschlossen (LIEBICH & KÖNIG, 2012; SAMUELSON, 2013). Die Tiefe der *Orbita* trägt zum Schutz und zum Aussehen des Auges bei. Die Position der *Orbita* beeinflusst das Sehfeld (SAMUELSON, 2013). Liegen die *Orbitae* seitlich, nahezu 90° von der Mittellinie des Schädels entfernt, hat jedes Auge ein Sehfeld von beinahe 180° und das Sehen ist monokular. Monokulares Sehen ist sensibel für Bewegungen, aber die Fähigkeit zur Tiefenschärfe ist vermindert. Dadurch werden Bewegungen in der Umgebung von jedem Auge individuell wahrgenommen, Entfernungen dagegen schlecht. Liegen die *Orbitae* frontal, ist die Überlappung der Sehfelder eines jeden Auges größer. Diese Überlappung ermöglicht binokulares Sehen. Binokulares Sehen verbessert die Tiefenschärfe des Sehens (ELBROCH, 2006). Im Allgemeinen ist bei Herbivoren und Beutetieren die Position der Augen lateral. Bei Karnivoren liegen die Augen frontal am Schädel (PRINCE, 1956b).

Die knöcherner *Orbita* wird von einer Bindegewebsschicht ausgekleidet, der *Periorbita*. Innerhalb der *Periorbita* sind Faszien, Muskeln, Nerven und der Sehnerv in Fettpolster eingelagert (LIEBICH & KÖNIG, 2012). Die Anatomie der venösen Gefäße ist bei Nagern unterschiedlich entwickelt (TIMM, 1989).

#### Kaninchen

Kaninchen haben eine flache, 19 mm tiefe, geschlossene *Orbita* (DAVIS, 1929; WILLIAMS, 2013). Die Kontur der *Orbita* ist oval mit einem horizontalen Durchmesser von ca. 30 mm und einem vertikalen Durchmesser von ca. 25 mm. Der Orbitarand wird bei Kaninchen durch

einen Knorpel erweitert. Dadurch erscheint die *Orbita* rundlich und der horizontale und vertikale Durchmesser sind ca. 25 mm (DIESEM, 1964). Die *Orbitae* liegen bei Kaninchen weit lateral (WILLIAMS, 2002). Sie sind 80° bis 85° von der Mittellinie des Schädels entfernt (DAVIS, 1929; DIESEM, 1964). Die beiden *Orbitae* stehen über eine Öffnung von ca. fünf mm miteinander in Verbindung. Infektionen können so von einer Seite auf die andere übergehen (WILLIAMS, 2002). Aus der Position der *Orbitae* ergibt sich bei Kaninchen ein horizontales monokulares Sehfeld von 360°, mit einem binokularen Sehfeld von 30° und ein fast vollständiges Sehfeld nach oben (HUGHES, 1972; WILLIAMS, 2013). Die optische Achse und die orbitale Achse stimmen beim Kaninchen nahezu überein (DIESEM, 1964). Kaninchen haben ein großen, retrobulbär liegenden, Venenplexus (RUSKELL, 1954). Ein Plexus, ist ein Netzwerk aus Gefäßen, ein Sinus ist ein erweiterter Kanal oder ein Hohlraum ist (TIMM, 1989). PRINCE (1960b) bezeichnet die retrobulbär liegenden Gefäße als Venensinus, der das Auge von kaudal bis zum Bulbusäquator umschließt. Nach seiner Beschreibung handelt es sich um einen Venenplexus (PRINCE et al., 1960a).

In Stresssituationen kann es durch die Erhöhung des Blutdrucks zu einem beidseitigem Exophthalmus kommen (EWRINGMANN, 2016).

### Meerschweinchen

In der Literatur finden sich unterschiedliche Angaben zur *Orbita* von Meerschweinchen. So wird die *Orbita* bei einigen Autoren als geschlossen beschrieben (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012; WAGNER et al., 2000). Nach HOLMBERG (2013) ist die *Orbita* ventral offen, wird aber durch Gewebe begrenzt (COOPER & SCHILLER, 1975).

Die *Orbita* von Meerschweinchen ist flach und hat eine runde Form (MONTIANI-FERREIRA, 2009b; O`MALLEY, 2005).

Der Jochbeinbogen ist flach und hat eine konvexe Form. Der supraorbitale Rand besitzt einen spitzen Winkel und ragt weit nach lateral. Dadurch ist der intraorbitale Raum breiter (MONTIANI-FERREIRA, 2009b).

Nach COOPER & SCHILLER (1975) liegt in der *Orbita* ein Venenplexus, der das Auge umschließt (COOPER & SCHILLER, 1975). SAKAI (1981) erwähnen einen *Sinus venosus*.

Die *Orbitae* liegen weit lateral und sind 51° bis 55° von der Mittellinie des Schädels entfernt (HOLMBERG, 2013; PRINCE, 1956b). Meerschweinchen haben ein Sehfeld von 325° bis 340° mit einem binokularem Sehfeld von 20° bis 63° (PRINCE, 1956b).

### Chinchilla

Die *Orbita* ist flach und hat eine runde Form (HOLMBERG, 2013; MONTIANI-FERREIRA, 2009b). Wie bei Meerschweinchen ist der Jochbeinbogen flach und hat eine konvexe Form. Der supraorbitale Rand besitzt einen spitzen Winkel und ragt weit nach lateral, wodurch der intraorbitale Raum breiter ist (MONTIANI-FERREIRA, 2009b). Chinchillas haben ein Sehfeld von 144° mit einem binokulares Feld von 30° (HOLMBERG, 2013).

### Ratte und Maus

Nach PRINCE (1956a) haben alle Nager eine geschlossene *Orbita*.

Die *Orbitae* haben eine ovale Form. Der Jochbeinbogen ist länger und dünner als bei Meerschweinchen und Chinchillas (MONTIANI-FERREIRA, 2009b). Der supraorbitale Rand hat einen stumpfen Winkel, wodurch die *Orbita* flacher wird (LIMA et al., 2010).

Die *Orbita* der Maus ist fünf Millimeter tief (SMITH et al., 2002a). Mäuse haben einen trichterförmigen Venensinus, der das Auge umschließt (TIMM, 1989)

Ratten besitzen einen tief in der *Orbita* gelegenen Venenplexus, der aus zahlreich verzweigten Venen besteht (TIMM, 1979). Sie haben ein binokulares Sehfeld von 76° (WILLIAMS, 2012c).



### Goldhamster und Gerbil

Die *Orbitae* sind flach und haben eine ovale Form (LIMA et al., 2010; MONTIANI-FERREIRA, 2009b). Der Jochbeinbogen ist lang und dünn und hat eine konkave Form (MONTIANI-FERREIRA, 2009b). Beim Goldhamster hat der supraorbitale Rand einen stumpfen Winkel, beim Gerbil einen spitzen Winkel (LIMA et al., 2010).

Der Venensinus des Goldhamsters füllt die kaudale Hälfte, bis hin zu zwei Drittel, der *Orbita* aus (TIMM, 1989).

Der Gerbil hat einen großen, trichterförmigen Venensinus (TIMM, 1989). Dieser umschließt den intraorbitalen Teil des Teil des Auges vollständig, und ist ventro-lateral erweitert (SAKAI & YOHRO, 1981; TIMM, 1989).

### Frettchen

Die *Orbita* ist tief und hat eine konische Form. Der Orbitarand ist kaudo-lateral offen und durch ein fibröses Band geschlossen (MONTIANI-FERREIRA, 2009a). In der *Orbita* liegt ein Venenplexus (FOX et al., 1984). Die *Orbitae* liegen 32° von der Mittellinie des Schädels entfernt. Frettchen haben ein Sehfeld von 270°, mit einem binokularen Sehfeld von 40° (MILLER, 1997).

## **2.1.2 Augenanhangsgebilde – Adnexale Strukturen**

### **2.1.2.1 Muskeln des Augapfels – *Musculi bulbi***

Die Muskeln des Augapfels dienen der Bewegung des Augapfels. Es gibt vier gerade Augenmuskeln: dies sind nach ihrer Lage am Augapfel der *M. rectus dorsalis*, *M. rectus lateralis*, *M. rectus ventralis* und *M. rectus lateralis*. Daneben gibt es zwei schiefe Augenmuskeln: den oberen *M. obliquus dorsalis* und den unteren *M. obliquus ventralis*. Zusätzlich gibt es den *M. retractor bulbi* und den *M. levator palpebrae superioris* (LIEBICH & KÖNIG, 2012). Die vier geraden Augenmuskeln bewirken die vertikale und

horizontale Bewegung des Auges. Eine gleichzeitige Kontraktion der vier Muskeln bewirkt das Zurückziehen des Augapfels. Die beiden schiefen Augenmuskeln unterstützen die Bewegung des Augapfels, bewirken eine Drehbewegung um die Augenachse und dienen der Stabilisierung des Augapfels in seiner Längsachse, während der horizontalen und vertikalen Bewegung. Der *M. retractor bulbi* bewirkt ein Zurückziehen des Augapfels in die Augenhöhle. Der *M. levator palpebrae superioris* zieht flächenhaft in das obere Augenlid und bewirkt das Hochziehen des oberen Augenlids (LIEBICH & KÖNIG, 2012; PRINCE et al., 1960d; SIMOENS & GILLE, 2015).

Die Augenmuskeln sind bei allen Säugetieren vorhanden, einzig den Primaten fehlt der *M. retractor bulbi*. Die Länge, Größe und Ansatzstelle der Muskeln unterscheiden sich bei den verschiedenen Spezies. Daraus entstehen Unterschiede in der Möglichkeit der Augenbewegung (PRINCE, 1956c; PRINCE et al., 1960d).

### Kaninchen

Sie besitzen einen zusätzlichen Augenmuskel, den *M. depressor palpebrae inferioris*. Er bewirkt das Herunterziehen des unteren Augenlids. Diese Funktion übernimmt bei anderen Spezies eine Sehne des *M. rectus ventralis*. Der *M. retractor bulbi* hat eine geringe Wirkung. Eine Retraktion des Bulbus ist nur in geringem Maße möglich, da der Augapfel den Großteil der *Orbita* ausfüllt und nur wenig Raum für eine Retraktion ist. Der *M. levator palpebrae superioris* teilt sich in seinem Verlauf. Ein Anteil inseriert am oberen Rand der Nickhaut. Er bewirkt die Retraktion der Nickhaut und wird auch als *M. retractor palpebrae tertia* bezeichnet (PRINCE et al., 1960a). Der *M. rectus dorsalis* ist durch die obere bulbäre Konjunktiva sichtbar (KERN, 1997).

### Meerschweinchen

Die externen Augenmuskeln haben ihren Ansatz in der Nähe des Limbus (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Frettchen

Die Beweglichkeit der Augen ist nur schwach entwickelt. Frettchen verfolgen bewegliche Objekte durch Bewegungen des Kopfes (IVEY & MORRISEY, 1999).

### **2.1.2.2 Augenlider – *Palpebrae***

Die Augenlider sind zwei bewegliche Hautfalten mit einer faserreichen Lidfaszie als Grundlage (HANSEN, 1997e; LIEBICH & KÖNIG, 2012). Von außen sind sie meist mit behaarter Haut bedeckt. Die Innenflächen sind von Lidbindehaut bedeckt (LIEBICH & KÖNIG, 2012). Sie liegen dem Auge auf und gleiten beim Blinzeln darüber. Die Haut der Augenlider ist dünn (PETERSEN-JONES, 2002a). Der Lidrand ist frei von Haaren, glatt, glänzend und meist pigmentiert (PETERSEN-JONES, 2002a; STADES et al., 2006). Am mukokutanen Übergang befinden sich Zilien. Zilien sind lange, breite Haare die sich nach vorne biegen. Sie bilden ein bewegliches Netz um die Kornea zu schützen (SMITH et al., 2002b). Das obere Augenlid ist bei Säugetieren beweglicher als das untere (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die wichtigste Aufgabe der Augenlider ist der Schutz des Auges (HANSEN, 1997e). Durch das Blinzeln wird das Auge vor Verletzungen geschützt, der Tränenfilm über das Auge verteilt und die Austrocknung verhindert (MAGGS, 2013a).

### Kaninchen

Der Lidspalt ist durchschnittlich 16 mm lang und 10 mm hoch. Das obere Augenlid ist kürzer und dicker als das Untere. Der Lidrand ist pigmentiert

(DAVIS, 1929). Die *Zilien* sind bei Kaninchen am Oberlid nach hinten gerichtet. Die Zilien am unteren Lid sind gerade ausgerichtet (DAVIS, 1929). Am Oberlid ist die Anzahl und Länge der Zilien größer als am Unterlid (PRINCE et al., 1960a).

### Meerschweinchen

Das Ober- und Unterlid sind gleich groß (CAFARO et al., 2009). Der Lidspalt ist ca. einen cm lang. Der Lidrand ist abgerundet und pigmentiert. Am Oberlid sind zwei Zilienreihen entwickelt, am unteren Rand nur eine Reihe (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Chinchilla

Der Lidspalt ist  $1,44 \pm 0,11$ cm lang (LIMA et al., 2010). Der Lidrand ist bei Chinchillas mit grauem oder dunklem Fell braun pigmentiert. Bei Tieren mit hellem Fell ist er rosafarben (MÜLLER et al., 2010). Chinchillas haben am oberen und unteren Augenlid feine Zilien (PFEIFFER & JOHNSON, 1980).

### Maus

Die Zilien liegen vor dem Lidrand (SMITH et al., 2002b).

### **2.1.2.3 Bindehaut – *Konjunktiva***

Die Konjunktiva ist eine dünne, semi-transparente, unterschiedlich pigmentierte Schleimhaut, durch welche die Sklera und das subkonjunktivale Bindegewebe durchscheinen (CRISPIN, 2002a; STADES et al., 2006). Sie besteht aus drei Anteilen, die ineinander übergehen: Die Konjunktiva der Augenlider, die Konjunktiva des Bulbus und die Konjunktiva der Nickhaut (TURNER, 2008). Sie bedecken die

Innen- und Außenseite der Nickhaut, die Innenseite der Augenlider, einen Teil der Sklera (MAGGS, 2013e). Sie kleiden den Raum zwischen Lidern, Augapfel und der *Orbita* aus und bilden den Konjunktivalsack (HANSEN, 1997f; MAGGS, 2013e). Die Konjunktiva sorgt für die Beweglichkeit des Augapfels und ist ein mechanischer Schutz gegen das Eindringen von Keimen und Fremdkörpern (HANSEN, 1997f). Im nasalen Augenwinkel liegt die Tränenkarunkel (*Caruncula lacrimalis*), die von der Konjunktiva bedeckt ist (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

### Kaninchen

Die Konjunktiva enthält lymphatisches Gewebe, welches sich erst postnatal entwickelt (AXELROD & CHANDLER, 1979). Die *Caruncula lacrimalis* ist an der Basis etwa fünf Millimeter breit und von der Basis zur Spitze zwei mm lang (DAVIS, 1929).

### Meerschweinchen

Die Konjunktiva der Augenlider ist reich an lymphatischem Gewebe und ausgeprägter als bei Kaninchen, Ratten und Mäusen (DWYER, 1983). Bei Reizung des Auges bilden sich papillomartige Vorwölbungen (WAGNER et al., 2000). Nach DWYER (1983) dient das lymphatische Gewebe, auf Grund der niedrigen Blinzelfrequenz und der niedrigen Sensibilität, dem Schutz des äußeren Auges. Die Tränenkarunkel befindet sich in Form einer Erhöhung im medialen Augenwinkel. Sie besitzt viele Haarfollikel und ist stark pigmentiert (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Chinchilla

Die *Caruncula lacrimale* ist fleischig (PFEIFFER & JOHNSON, 1980). Trichiasen der Karunkel sind beim Chinchilla physiologisch und führen nicht zwangsläufig zu Irritationen (MÜLLER et al., 2010).

### Ratte und Maus

Die Konjunktiva enthält lymphatisches Gewebe, welches wie beim Meerschweinchen bereits pränatal entwickelt ist (MC MASTER et al., 1967). Die Tränenkarunkel der Ratte ist einen Millimeter dick. Ihre Oberfläche ist mit behaarter Haut, die Unterseite mit Konjunktiva bedeckt (HEBEL & STROMBERG, 1996).

Mäuse besitzen einen großen Bindehautsack (WILLIAMS & with contribution by GUM, 2013).

### Frettchen

Sie besitzen einen großen Bindehautsack (WILLIAMS, 2012e)

#### **2.1.2.4 Nickhaut – *Membrana nictans* – Drittes Augenlid**

Die Nickhaut ist eine senkrecht stehende, sichelförmige Bindehautfalte im nasalen Augenwinkel (LIEBICH & KÖNIG, 2012). Sie ist beweglich und besteht aus dem Blinzknorpel, der Nickhautdrüse, der Konjunktiva, welche die innere und äußere Oberfläche bedeckt und zahlreichen Lymphfollikeln enthält (MAGGS, 2013d). Der Blinzknorpel ist eine T-förmige Platte. Er hat eine konkave Form, um sich der Kontur der Kornea anzupassen. Bei einigen Tierarten ist der Blinzknorpel aus hyalinem Knorpel, bei anderen aus Faserknorpel (PRINCE et al., 1960c). Die Nickhaut reguliert den präkornealen Tränenfilm und schützt die Kornea. . Die Nickhautdrüse trägt zur Produktion des Tränenfilms bei (MAGGS, 2013d). Der Bewegungsverlauf ist, anders als beim Vogel, von dorso-nasal nach ventro-temporal gerichtet.

### Kaninchen

Die Nickhaut kann mehr als zwei Drittel des Auges bedecken. Der freie Rand der Nickhaut ist, außer bei weißen Kaninchen, pigmentiert (DAVIS, 1929). Der Blinzknorpel besteht aus hyalinem Knorpel (PRINCE et al., 1960a).

### Meerschweinchen

Die Nickhaut ist nur eine leicht pigmentierte, rudimentäre Bindehautfalte (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Chinchilla

Die Nickhaut ist nur rudimentär entwickelt und wird von einem hyalinen Knorpel gestützt (PFEIFFER & JOHNSON, 1980; VOIGT et al., 2012).

### Ratte

Die Nickhaut bedeckt nur einen kleinen Teil des Auges. Der Blinzknorpel ist ankerförmig und besteht aus hyalinem Knorpel (HEBEL & STROMBERG, 1996).

### Maus

Die Nickhaut ist groß und wird von einem hyalinen Knorpel gestützt (SMITH et al., 2002b).

### Gerbil

Die rudimentäre Nickhaut enthält einen spatelförmigen hyalinen Knorpel (SAKAI, 1981; SAKAI & YOHRO, 1981).

## Frettchen

Die Nickhaut enthält den Blinzknorpel und die Nickhautdrüse. Der freie Rand kann pigmentiert oder unpigmentiert sein (MONTIANI-FERREIRA, 2009a).

### **2.1.2.5 Drüsen des Auges – *Glandulae***

#### **2.1.2.5.1 Tränendrüse – *Glandula Lacrimalis***

Die Tränendrüse liegt innerhalb der *Orbita* und liegt dem Augapfel dorso-lateral auf (SIMOENS & GILLE, 2015). Sie besitzt 15 bis 20 Ausführungsgänge, die im Fornix des oberen Augenlids münden. Die Tränendrüse produziert einen großen Teil des wässrigen Anteils des Tränenfilms (SAMUELSON, 2013).

## Kaninchen

Einige Autoren unterscheiden bei Kaninchen eine kleine Tränendrüse (*Gl. lacrimalis*) und eine große akzessorische Tränendrüse (*Gl. lacrimalis accessoria*) (BARONE et al., 1973; JANSSENS et al., 1999; POPESKO et al., 2002). Die Tränendrüse des Kaninchens ist klein, flach und liegt dorso-lateral in der *Orbita*, unter dem oberen Augenbogen (JANSSENS et al., 1999; WALDE & NELL, 2008). Sie hat eine blass-rote Farbe (WILLIAMS, 2013). Der Ausführungsgang mündet im oberen Fornix (WALDE & NELL, 2008). Die *Gl. lacrimalis accessoria* liegt ringförmig entlang des ventralen und temporalen Augenbogens. Der Ausführungsgang mündet, ausgehend vom Mittelteil der Drüse, im unteren lateralen Lidwinkel (WALDE & NELL, 2008).

Andere Autoren beschreiben diese beiden Drüsen als eine große Tränendrüse, mit einem kleinen, dorsalen und einem großen, ventralen Anteil (DAVIS, 1929; PRINCE et al., 1960a).



Bei MICHELUZZI (1967) gibt es beim Kaninchen drei Tränendrüsen. Die *Gl. lacrimalis superior*, *Gl. lacrimalis inferior* und die *Gl. lacrimalis accessoria*. Die *Gl. lacrimalis superior* liegt temporal neben dem Auge. Sie mündet mit einem Ausführungsgang im oberen Augenlid, ca. einen mm vom temporalen Augenwinkel entfernt. Die *Gl. lacrimalis accessoria* liegt neben dem temporalen Augenwinkel. Sie ist klein und flach. Ihr Ausführungsgang mündet in den Ausführungsgang der *Gl. lacrimalis inferior*. Die *Gl. lacrimalis inferior* schließt sich ventral an die *Gl. lacrimalis accessoria* an und reicht bis an den Orbitalrand. Sie zieht als rundlicher Strang in Richtung des medialen Augenwinkels. Ihr Ausführungsgang mündet im temporalen Augenwinkel im unteren Augenlid (MICHELUZZI, 1967).

Bei Kaninchen sezerniert die Tränendrüse auch muköses Sekret (SAMUELSON, 2013). Für die Bildung des Schmierfilms hat sie nur eine geringe Bedeutung (WILLIAMS, 2013).

### Meerschweinchen

In der älteren Literatur wird die Tränendrüse bei Meerschweinchen in zwei Anteile unterteilt: Die *Gl. infraorbitalis* oder *intraorbitalis* und die *Gl. extraorbitalis* oder *exorbitalis* (KITTEL, 1962; LORBER, 1993).

Nach KITTEL (1962) liegt die kleine *Gl. extraorbitalis* am vorderen Rand der Ohrmuschelbasis und hat eine ovale, abgeflachte Form. Die *Gl. infraorbitalis* hat die Form eines Dreiecks, dessen Basis am ventro-kaudalen Rand der *Orbita* liegt. Beide Drüsen münden mit einem gemeinsamen Ausführungsgang im Bindehautsack.

Nach jüngerer Literatur besitzen Meerschweinchen nur eine Tränendrüse (COOPER & SCHILLER, 1975; GASSER et al., 2011; WALDE & NELL, 2008). Sie hat die Form eines Halbmondes und nimmt den lateralen und ventralen Teil der *Orbita* ein (COOPER & SCHILLER, 1975; WALDE & NELL, 2008). Der Hauptteil liegt tempero-ventral in der *Orbita* und teilt sich in zwei Äste: Der größere Ast, liegt dem infraorbitalen Rand und der

Innenseite des Jochbeins an. Der kleinere Ast erstreckt sich zum temporalen Augenwinkel (GASSER et al., 2011).

Die Farbe der Tränendrüse ist nach COOPER & SCHILLER (1975) grau, nach GASSER et al (2011) hell pink bis hellbraun.

### Chinchilla

Die Tränendrüse liegt im lateralen Augenwinkel. Sie ist halbmondförmig und hat eine rötliche Farbe. Sie ist an der Bildung der Muzinschicht des Tränenfilms beteiligt (VOIGT et al., 2012).

### Ratte, Maus, Hamster

Ratten, Mäuse und Hamster besitzen eine extraorbitale/ exorbitale Tränendrüse und eine intraorbitale/ infraorbitale Tränendrüse (KITTEL, 1962; LORBER, 1993).

### Ratte

Bei der Ratte ist die extraorbitale Tränendrüse flach und bohnen- oder birnenförmig (HEBEL & STROMBERG, 1996; KITTEL, 1962; VENEABLE & GRAFFLIN, 1940). Sie hat eine dorso-ventrale Länge von einem Zentimeter und eine Breite von 0,6 cm (KITTEL, 1962) Sie liegt unterhalb des Ohres im Bereich der Ohrspeicheldrüse (HEBEL & STROMBERG, 1996; VENEABLE & GRAFFLIN, 1940).

Die Intraorbitaldrüse der Ratte ist groß und liegt zwischen dem Jochbeinbogen und dem Augapfel. Sie hat die Form eines Dreiecks und zieht in die Tiefe, bis zur darunterliegenden Harder-Drüse und der *Orbita* (HEBEL & STROMBERG, 1996; KITTEL, 1962; VENEABLE & GRAFFLIN, 1940).

Beide Drüsen münden mit einem gemeinsamen Ausführungsgang im dorsalen Bindehautsack des lateralen Augenwinkels (HEBEL & STROMBERG, 1996).

Das Sekret der Tränendrüsen ist mukös (SAMUELSON, 2013).

### Maus

Die extraorbitale Tränendrüse ist klein und hat einen Durchmesser von 0,4 cm. Sie liegt der Ohrmuschelbasis an und wird nach kaudal von der Ohrspeicheldrüse begrenzt. Die Form der extraorbitalen Tränendrüse variiert zwischen den Mäusearten (KITTEL, 1962).

Die intraorbitale Tränendrüse ist klein und liegt im lateralen Augenwinkel (KITTEL, 1962). Wie bei der Ratte, münden beide Drüsen mit einem gemeinsamen Ausführungsgang im dorsalen Bindehautsack des lateralen Augenwinkels (SMITH et al., 2002b).

### Hamster

Beim Goldhamster liegt die extraorbitale Tränendrüse im Bereich der Ohrspeicheldrüse und liegt dem *M. masseter* und dem *M. temporalis* auf. Sie hat eine konvexe Außenfläche und eine konkave Innenfläche. Der dorsoventrale Durchmesser ist 0,8 cm, der kaudo-kraniale 0,6 cm (KITTEL, 1962).

Die Intraorbitaldrüse hat die Form eines Dreiecks. Die Basis zeigt in Richtung des Auges, die Spitze in Richtung des Ohres. Der ventrale Schenkel liegt am Jochbein, die Innenfläche liegt dem *M. temporalis* an (KITTEL, 1962).

Beide Drüsen münden mit einem gemeinsamen Ausführungsgang im dorsalen Bindehautsack des lateralen Augenwinkels (KITTEL, 1962).

Die Infraorbitaldrüse von Ratten, Mäusen und Hamstern ist von der Infraorbitaldrüse bei Kaninchen zu unterscheiden. Siehe Punkt 2.1.2.5.9 dieser Arbeit.

#### **2.1.2.5.2 Nickhautdrüse – *Glandula palpebrae tertiae (superficialis)***

Die Nickhautdrüse ist eine akzessorische Tränendrüse (SAKAI, 1981). Sie liegt im Stroma der Nickhaut und besitzt multiple Ausführungsgänge auf der bulbären Seite der Nickhaut (MILLER, 2013b).

##### Kaninchen

Die Nickhautdrüse ist nur wenige Millimeter lang und umgibt das Ende des Blinkknorpels (JANSSENS et al., 1999; PRINCE et al., 1960a). Sie ist dünn und flach und besitzt mehrere Ausführungsgänge, die an der Innenfläche der Nickhaut münden (DAVIS, 1929).

##### Meerschweinchen, Chinchilla, Ratte, Maus

Sie besitzen keine Nickhautdrüse (SAKAI, 1981; VOIGT et al., 2012; WALDE & NELL, 2008; WILLIAMS & with contribution by GUM, 2013).

##### Gerbil und Frettchen

Eine Nickhautdrüse ist vorhanden (MONTIANI-FERREIRA, 2009a; SAKAI, 1981).

### 2.1.2.5.3 Harder-Drüse – *Glandula palpebrae tertiae profunda*

Die Harder-Drüse liegt für gewöhnlich im inneren Augenwinkel nahe der Nickhaut. Das Vorhandensein der Harder-Drüse, die Zahl der Ausführungsgänge und die Lokalisation der Mündungen variieren bei den verschiedenen Spezies. Ihr Vorkommen ist unabhängig von der Nickhaut (SAKAI, 1981). Abhängig von der Spezies, sind nur die Nickhautdrüse, nur die Harder-Drüse oder beide Drüsen vorhanden (PRINCE et al., 1960d). Alle Lagomorpha und *Rodentia* besitzen eine Harder-Drüse (SAKAI, 1981). Die Funktionen der Harder-Drüse sind unterschiedlich und noch nicht vollständig geklärt (DJERIDANE, 1994; GASSER et al., 2011). Bekannte Funktionen der Harder-Drüse und ihres Sekrets sind die Gleitwirkung für Augenlider und Nickhaut, Teil der Immunantwort, Beteiligung an der Thermoregulation, eine photoprotektive Wirkung, Wirkung als extraretinaler Photorezeptor und die Bereitstellung von Wachstumsfaktoren (BAYRAKTAROGLU & ERGÜN, 2010; COHN, 1955; DJERIDANE, 1996; SHIRAMA et al., 1988a; THIESSEN & KITTRELL, 1980; WETTERBERG et al., 1970; YOKOYAMA et al., 1989; YOKOYAMA et al., 1992).

Das Sekret der Harder-Drüse enthält Lipide, die den größten Teil des Sekrets bilden (DJERIDANE et al., 1998; PAYNE, 1994; WATANABE, 1980). Die Zusammensetzung der Lipide variiert zwischen den Spezies (REIS et al., 2005). Durch die Lipide hat das Sekret der Harder-Drüse eine Schutz- und Schmierwirkung (COHN, 1955).

Bei Ratten, Mäusen, Gerbilen und Hamstern ist Porphyrin ein weiterer großer Bestandteil des Sekrets der Harder-Drüse (COHN, 1955; DJERIDANE, 1994; JOHNSTON et al., 1983; PAYNE, 1994; SAKAI, 1981). Bei Kaninchen und Meerschweinchen wurde Porphyrin in der Harder-Drüse nicht nachgewiesen (GRAFFLIN, 1942). Der Porphyringehalt der Harder-Drüse unterscheidet sich bei den verschiedenen Arten und zwischen den Geschlechtern (BUZZELL et al., 1994; JOHNSTON et al., 1987; JOHNSTON et al., 1985; JOHNSTON et al., 1983; SHIRAMA et al., 1981).

Porphyrin ist ein rot-braunes, unter UV-Licht fluoreszierendes Pigment (COHN, 1955; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2014). Es absorbiert ultraviolettes Licht (UV-Licht) und strahlt rotes Licht ab. Die Funktionen des Porphyrins zum einen ein Beitrag zur Quantität und Qualität des Lichts, das auf die *Retina* trifft. Die Oberfläche des Auges ist mit porphyrinhaltigem Sekret bedeckt und die Rückseite des Augapfels ist von der Harder-Drüse umgeben, die fluoresziert, wenn UV-Licht auf sie trifft (PAYNE, 1994). Zum anderen wirkt das porphyrinhaltige Sekret als Schutz für das Auge und die Konjunktiva, indem es schädliches UV-Licht absorbiert und so immunkompetenten Zellen, vor dem schädlichen UV-Licht schützt (HUGO et al., 1987).

Bei Stress, Augenreizungen und Infektionen der oberen Atemwege zeigen viele Nager, insbesondere Ratten, rote Verkrustungen und Verfärbungen, infolge einer Hypersekretion oder mangelndem Putzverhalten, im Bereich der Augen und Nasenöffnungen (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2014; WILLIAMS & with contribution by GUM, 2013).

Weiterer Bestandteil des Sekrets sind Indole, wozu Melatonin gehört (BUBENIK et al., 1976; DJERIDANE et al., 1998).

Die genaue Funktion des Melatonins der Harder-Drüse ist noch ungeklärt (DJERIDANE et al., 1998). Eine protektive bzw. photoprotektive Wirkung für das Gewebe wird vermutet (DJERIDANE, 1996; SHIRAMA et al., 1988a). Durch die Porphyrinsynthese entstehen freie Radikale, welche gewebeschädigend sind. Melatonin besitzt radikalfangende Eigenschaften. Auch eine autokrine oder parakrine sowie eine hormonelle Funktion des Melatonins sind möglich (DJERIDANE et al., 1998).

### Kaninchen

Die Harder-Drüse ist groß, nierenförmig und zweigeteilt. Sie besteht aus einem unteren, großen, pinkfarbenem Anteil und einem oberen, kleinen, weißen Anteil. Der Ausführungsgang mündet auf der Innenseite der Nickhaut (DAVIS, 1929).

Bei den Lipiden im Sekret der Harder-Drüse dominieren ungesättigte Glycerinäther. Es wird eine feuchtigkeitbindende, antibiotische und wundheilende Wirkung vermutet (KÜHNEL, 1971). Als Teil der Immunantwort befinden sich Plasmazellen in der Harder-Drüse (BAYRAKTAROGLU & ERGÜN, 2010).

### Meerschweinchen

Bei Meerschweinchen, Ratte, Maus, Hamster und Gerbil ist die Harder-Drüse stark entwickelt und nimmt einen großen Teil der *Orbita* ein (SAKAI, 1981).

Die Harder-Drüse füllt beinahe die gesamte *Orbita* aus und liegt direkt hinter dem Augapfel. Sie entspricht der Hälfte bis Zwei-Drittel des Volumens des Augapfels. Die Vorderseite der Harder-Drüse ist konkav, die Hinterseite konvex. Ihre Farbe ist weißliche bis hell pink (GASSER et al., 2011). Je nach Literaturangabe, mündet der Ausführungsgang auf der Innenseite oder der Außenseite der rudimentären Nickhaut (KITTEL, 1962; WALDE & NELL, 2008).

Im Sekret der Harder-Drüse von Meerschweinchen wurde der Wachstumsfaktor HGDGF (Harderian gland-derived growth factor) nachgewiesen. Dieser spielt nach Ansicht der Autoren eine Rolle bei der Heilung der Kornea bei Verletzung und fördert das Wachstum von Zellen der Harder-Drüse (YOKOYAMA et al., 1989; YOKOYAMA et al., 1992). Die Lipide im Sekret wirken als Lösungsmittel (YOKOYAMA et al., 1989).

### Chinchilla

Chinchillas besitzen eine ovale, ca. 0,9 cm lange Harder-Drüse. Sie liegt mit ihrer konkaven Vorderfläche direkt hinter dem Bulbus. Ihre konvexe Hinterfläche liegt tief in der *Orbita*. Das Sekret der Harder-Drüse trägt zur Bildung der Lipidschicht des Tränenfilms bei (VOIGT et al., 2012).

### Ratte

Die Harder-Drüse eine unregelmäßige Form. Der größte Anteil der Harder-Drüse liegt tief in der *Orbita*, hinter dem *Bulbus oculi*. Sie bedeckt dort siebenachtel des Bulbusumfangs und ist dort in vier Arme unterteilt (siehe Abb.). Ein weiterer Anteil erstreckt sich nach kranial, zwischen den Bulbus und den Orbitarand (VENEABLE & GRAFFLIN, 1940). Der Ausführungsgang der Harder-Drüse mündet bei Ratten auf der Innenseite der Nickhaut (DJERIDANE, 1994).

Im Sekret der Harder-Drüse wurde Melatonin nachgewiesen (DJERIDANE et al., 1998). Zusätzlich dient die Harder-Drüse als extraretinaler Photorezeptor zur Steuerung der Serotoninsekretion der Epiphyse (WETTERBERG et al., 1970).

### Maus

Die Harder-Drüse ist hufeisenförmig und liegt tief in der *Orbita*. Der untere Schenkel ist ca. doppelt so lang wie der Obere. Die Harder-Drüse ist sieben bis neun mm lang, drei bis fünf mm breit und ein bis fünf mm dick. (COHN, 1955; WOODHOUSE & RHODIN, 1963). Die Farbe der Harder-Drüse ist nach WOODHOUSE & RHODIN (1963) grau-weiß mit grauen Punkten auf der Oberfläch. Nach COHN (1955) und SMITH et al. (2002a) hat sie eine pink-graue Farbe, mit kleinen, dunklen, pigmentierten Einlagerungen. Die Menge an Pigment ist abhängig von Alter und Geschlecht, mit einer stärkeren Die Pigmentierung bei weiblichen Tieren (COHN, 1955). Der Ausführungsgang mündet auf der Innenseite der Nickhaut (COHN, 1955; STRUM & SHEAR, 1982).

Als Teil der Immunantwort sind Mastzellen und Makrophagen Teil der Harder-Drüse (JOHNSTON et al., 1985; SHIRAMA et al., 1988a; SHIRAMA et al., 1988b). Zusätzlich sind Melanozyten zu finden, die ein photoprotektive Funktion besitzen (DJERIDANE, 1996; SHIRAMA et al., 1988a).



Bei weiblichen Mäusen, hat das Sekret einen höheren Porphyringehalt als bei den männlichen Tieren (JOHNSTON et al., 1987; JOHNSTON et al., 1985).

### Hamster

Die Harder-Drüse des Goldhamsters liegt zum größten Teil im medialen Augenwinkel der *Orbita*. Zungenförmige Lappen ziehen zur dorsalen, medialen und ventralen Orbitawand. Bei Goldhamstern zeigt die Harder-Drüse einen morphologischen Geschlechtsdimorphismus. Bei weiblichen Tieren hat die Harder-Drüse eine intensive braun-schwarze Pigmentierung, die bei männlichen Tieren nicht vorkommt (BUCANA & NADEKAVUKAREN, 1972; KITTEL, 1962). Bei Goldhamstern besteht auch ein Geschlechtsdimorphismus bezüglich der Histologie der Harder-Drüse und des Sekrets (BUCANA & NADEKAVUKAREN, 1972; BUZZELL et al., 1995; PAYNE, 1979). Bei Dschungarischen Hamstern besteht kein Geschlechtsdimorphismus hinsichtlich der Histologie (BUZZELL et al., 1995) Der Ausführungsgang mündet bei Hamstern auf der Innenseite der Nickhaut (KITTEL, 1962).

Bei Hamstern wurde eine hormonelle Steuerung der Sekretion der Harder-Drüse nachgewiesen (BUZZELL et al., 1994). Als Teil der Immunantwort wurden Mastzellen im Gewebe der Harder-Drüse nachgewiesen (PAYNE et al., 1982). Zusätzlich wurden bei weiblichen Hamstern Makrophagen gefunden (JOHNSTON et al., 1985). Bei weiblichen Hamstern hat das Sekret einen höheren Porphyringehalt als bei den männlichen Tieren (BUZZELL et al., 1994). Melatonin wurde im Sekret der Harder-Drüse nachgewiesen (DJERIDANE et al., 1998). Außerdem enthält das Sekret der Harder-Drüsen Pheromone, die Einfluss auf das Aggressions- und Sexualverhalten haben (PAYNE, 1977, 1979).

### Gerbil

Die Harder-Drüse ist halbmondförmig und hat eine schwarz-braune Farbe (JOHNSTON et al., 1983). Nach JOHNSTON et al (1983) und SAKAI & YOHRO (1981) mündet der Ausführungsgang auf der nasalen Oberfläche der Nickhaut. Nach DJERIDANE (1996) mündet er auf der Innenseite der Nickhaut.

Die Lipide im Sekret der Harder-Drüse haben eine thermoregulierende Wirkung. Die Lipide isolieren gegen Kälte und Feuchtigkeit. (THIESSEN & KITTRELL, 1980). Bei hohen Temperaturen sinkt die Sekretionsmenge der Harder-Drüse, während bei niedrigen Temperaturen die Sekretionsmenge steigt (THIESSEN, 1992) Zudem färbt das Sekret der Harder-Drüse das Fell dunkel und erhöht so die Absorption von Wärme durch Strahlung (THIESSEN et al., 1982). Bei weiblichen Tieren hat das Sekret einen höheren Porphyringehalt als bei den männlichen (JOHNSTON et al., 1983). Im Gewebe der Harder-Drüse konnten Melanozyten nachgewiesen werden, welche der Drüse eine dunkelbraune Farbe geben und dadurch dem Schutz vor Sonneneinstrahlung und einer damit verbundenen Gewebeschädigung dienen (DJERIDANE, 1996; JOHNSTON et al., 1983). Zusätzlich enthält das Sekret Melatonin (DJERIDANE et al., 1998). Das Sekret der Harder-Drüsen enthält auch Pheromone, welche das Aggressions- und Sexualverhalten beeinflussen (HARRIMAN & THIESSEN, 1985; THIESSEN et al., 1976; THIESSEN & HARRIMAN, 1986). Einige Autoren sind der Ansicht, dass die Lipide im Sekret der Harder-Drüse als Pheromone wirken (SEYAMA & UCHIJIMA, 2007).

### Frettchen

Frettchen besitzen keine Harder-Drüse (MONTIANI-FERREIRA, 2009a).

#### **2.1.2.5.4 Meibom-Drüsen – *Glandulae tarsales***

Die Meibom-Drüsen (*Gll. tarsales*) sind modifizierte Talgdrüsen (LIEBICH & KÖNIG, 2012; SIMOENS & GILLE, 2015). Sie liegen nahe des Lidrandes beider Augenlider (SAMUELSON, 2013). Ihre Anzahl und Gestalt ist bei jeder Tierart unterschiedlich (VOIGT et al., 2012). Meist sind die Drüsen im Oberlid ausgeprägter als im Unterlid (SAMUELSON, 2013). Die Ausführungsgänge münden in einer Rinne, zwischen der vorderen und hinteren Lidkante. Das fettige, talgige Sekret trägt zur Bildung der Lipidschicht des Tränenfilms bei und überzieht die freie Lidkante der Augenlider, wodurch es das Überfließen der Tränenflüssigkeit über den Lidrand verhindert (LIEBICH & KÖNIG, 2012; SIMOENS & GILLE, 2015).

#### Kaninchen

In jedem Augenlid befinden sich 40 bis 50 Meibom-Drüsen. Die Ausführungsgänge münden in den Konjunktiven im Bereich der Lidränder und sind makroskopisch zu sehen (PRINCE et al., 1960a).

#### Meerschweinchen

Im Oberlid sind  $27,1 \pm 3,0$  Meibom-Drüsen, im Unterlid  $25,7 \pm 2,3$  Meibom-Drüsen mit je einem Ausführungsgang vorhanden (GASSER et al., 2011). Nach KITTEL (1962) sind in jedem Augenlid 25 Drüsen vorhanden (KITTEL, 1962). Die Ausführungsgänge sind meist makroskopisch, jedoch immer mikroskopisch (Spaltlampenmikroskop) zu erkennen. Bei einem dunkel pigmentierten Lidrand sind sie als helle Punkte, bei einem unpigmentierten Lidrand als dunkle Punkte sichtbar. In jedem Augenlid ist der am weitesten lateral liegende Ausführungsgang etwas größer als die anderen (GASSER et al., 2011). Eine Erweiterung der Drüsenkomplexe ist nach KITTEL (1962) vorhanden, während nach GASSER et al (2011) keine erweiterten Drüsenkomplexe zu finden sind. Die Ausführungsgänge münden in den Konjunktiven der Lidränder (GASSER et al., 2011).

### Chinchilla

Die Meibom-Drüsen liegen entlang des gesamten Lidrandes des Ober- und Unterlids. Die Drüsenkomplexe erweitern sich in Richtung des temporalen Augenwinkels und sind in diesem Bereich, makroskopisch, durch die Konjunktiva hindurch, sichtbar. Die Ausführungsgänge münden in den Konjunktiven der Augenlider und sind weder makroskopisch, noch mikroskopische (Spaltlampenmikroskop) zu erkennen (VOIGT et al., 2012).

### Ratte

In jedem Augenlid sind Zwölf bis fünfzehn Meibom-Drüsen, sind entlang des gesamten Lidrandes, vorhanden (HEBEL & STROMBERG, 1996; ZEISS et al., 2017). Bei Albino-Ratten sind die Ausführungsgänge nur schwer zu erkennen, während sie bei Ratten mit pigmentiertem Fell, mit Hilfe einer Spaltlampe deutlicher zu erkennen sind (DONG et al., 2018).

### Maus

In jedem Augenlid sind, entlang des gesamten Lidrands, zehn bis zwölf Meibom-Drüsen vorhanden (KITTEL, 1962; SMITH et al., 2002b; ZEISS et al., 2017). Die Ausführungsgänge münden an den Lidrändern in die Konjunktiva und sind nur schwer zu erkennen (DONG et al., 2018; ZEISS et al., 2017).

### Hamster

Goldhamster besitzen in jedem Augenlid , entlang des Lidrandes acht bis zehn Meibom-Drüsen (KITTEL, 1962).

### **2.1.2.5.5 Konjunktivale Becherzellen**

Die konjunktivalen Becherzellen liegen in der Konjunktiva. Sie kommen tierartlich unterschiedlich einzeln oder in Gruppen vor. Die Becherzellen produzieren, als Reaktion auf Histamin und Antigene sowie auf mechanische, neuronale oder immunstimulierende Reize, Mucin. Zudem produzieren sie Lysozyme, die eine antibakterielle und antimykotische Wirkung besitzen (GUM & MAC KAY, 2013).

#### Kaninchen

Die Becherzellen treten einzeln auf. Die meisten Becherzellen sind im Bereich des Fornix vorhanden (GIPSON & TISDALE, 1997; PRINCE et al., 1960a).

#### Meerschweinchen

Die Becherzellen kommen einzeln vor, ihre Anzahl ist im nasalen Bereich der bulbären und palpebralen Konjunktiva am höchsten (GASSER et al., 2011).

#### Chinchilla

Die Becherzellen treten einzeln auf. Am häufigsten treten sie im nasalen und temporalen Bereich der Konjunktiven beider Augenlider auf (VOIGT et al., 2012).

#### Ratte und Maus

Die konjunktivalen Becherzellen kommen in Gruppen vor (GIPSON & TISDALE, 1997; HUANG et al., 1988). Die meisten Becherzellen finden sich im Fornix (HUANG et al., 1988; SMITH et al., 2002b). Bei der Ratte wurden kleine Gruppen von Becherzellen auch in der Nickhaut gefunden (HUANG et al., 1988).

## Gerbil

Die Becherzellen treten einzeln oder in Gruppen auf (MICALI et al., 1998). Sie produzieren Muzin als Reaktion auf Histamine und Antigene, sowie mechanische, neuronale oder immunstimulierende Reize. Zudem produzieren sie Lysozyme, die eine antibakterielle und antimykotische Wirkung besitzen (GUM & MAC KAY, 2013).

### **2.1.2.5.6 Subkonjunktivale Talgdrüsen**

#### Meerschweinchen

Nur bei Meerschweinchen sind im temporalen Augenwinkel zwei subkonjunktivale Talgdrüsen vorhanden (GASSER et al., 2011; WALDE & NELL, 2008). Sie liegen unter der Konjunktiva im Bindegewebe des Augenlides und sind makroskopisch zu erkennen. Sie sind cremefarben, haben die Form eines Dreiecks und sind ca. 2,5 x 2 x 1 mm groß. Jede Drüse besitzt einen Ausführungsgang der am Lidrand, am Übergang zwischen Haut und Konjunktiva mündet (GASSER et al., 2011).

### **2.1.2.5.7 Zeis-Drüsen**

Die Zeis-Drüsen sind kleine Talgdrüsen (GASSER et al., 2011). Im Gegensatz zu den Meibom-Drüsen stehen die Zeis-Drüsen immer in Verbindung mit den Follikeln von Haaren oder Zilien, in welche ihr Ausführungsgang mündet (GASSER et al., 2011; PRINCE et al., 1960a; SAMUELSON, 2013; SMITH et al., 2002b; VOIGT et al., 2012). Die Zeis-Drüsen tragen zur Lipidschicht des Tränenfilms bei und verhindern das Austrocknen der Zilien (GASSER et al., 2011; SAMUELSON, 2013).

Die Zeis-Drüsen kommen bei Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchillas, Mäusen, Ratten und Nagern der Gattung Mikrotus vor (GASSER et al., 2011; HEBEL & STROMBERG, 1996; PRINCE et al., 1960a; SMITH et al., 2002b; VOIGT et al., 2012). Bei Meerschweinchen befinden sie sich unter der Haut der Augenlider (GASSER et al., 2011).

#### **2.1.2.5.8 *Glandula zygomatica***

COOPER und SCHILLER (1975) beschreiben beim Meerschweinchen eine *Gl. zygomatica*. Sie liegt innerhalb der *Orbita*, ventral am Auge. Sie ist gelappt, blass gelb-bräunlich und pyramidenförmig. Es ist eine Speicheldrüse, die mit mehreren Ausführungsgängen im Bereich der oberen Backenzähne mündet (COOPER & SCHILLER, 1975). Gasser et al (2011) konnten eine solche Drüse bei ihren Untersuchungen nicht finden.

#### **2.1.2.5.9 Infraorbitaldrüse des Kaninchens – *Glandula infraorbitalis***

PRINCE et al. (1960b) und MICHELUZZI (1967) beschreiben beim Kaninchen eine *Gl. infraorbitalis*. Sie liegt am Boden der *Orbita* und hat Kontakt mit dem unteren Anteil der Tränendrüse. Die *Gl. infraorbitalis* des Kaninchens ist klein und hat die Form eines Dreiecks. Es handelt sich um eine Speicheldrüse, die auf der Höhe der dritten Molaren in der Backenschleimhaut mündet (KITTEL, 1962; MICHELUZZI, 1967; PRINCE et al., 1960a). Bei DAVIS (1929) wird diese Drüse beim Kaninchen nicht beschrieben.

### **2.1.2.6 Tränenapparat – *Apparatus lacrimalis***

Der Tränenapparat umfasst die tränenbildenden Anteile, den Tränenfilm und die tränenableitenden Anteile.

#### **2.1.2.6.1 Tränenbildendes System**

Zu den tränenbildenden Anteilen gehören die bereits besprochenen Drüsen. Diese sind: Die Tränendrüse, die Harder-Drüse, die Nickhautdrüse, die Meibom-Drüsen, die Zeis-Drüsen und die Becherzellen der Konjunktiva.

#### **2.1.2.6.2 Tränenfilm**

Nach der allgemeinen Annahme besteht der Tränenfilm aus drei Schichten. Die obersten Lipidschicht, der mittleren wässrigen Schicht und der untersten Muzinschicht (GUM & MAC KAY, 2013).

Die Lipidschicht ist die äußerste Schicht des Tränenfilms und ist ca. 0,1 µm dick. Sie wird von den Meibom-Drüsen produziert und verhindert die Verdunstung der tieferen Schichten des Tränenfilms sowie ein Überlaufen des Tränenfilms über den Lidrand. (GUM & MAC KAY, 2013).

Die wässrige Schicht des Tränenfilms ist ca. sieben µm dick und bildet, mit mehr als 60 %, den größten Anteil des Tränenfilms. Sie besteht zu 98 % aus Wasser und zu zwei Prozent aus Feststoffen, bei denen es sich hauptsächlich um Proteine handelt. Die wässrige Schicht setzt sich aus den Sekreten der Tränendrüse, der Nickhautdrüse, der Harder Drüse und den akzessorischen Drüsen in der Konjunktiva zusammen (GUM & MAC KAY, 2013).

Die Muzinschicht des Tränenfilms ist ungefähr 0,02 – 0,05 µm dick und wird von den Becherzellen der Konjunktiva und der Harder-Drüse



produziert. Sie dient als Schmiermittel für die Oberfläche der Kornea. Zudem stabilisiert sie den Tränenfilm durch Senkung der Oberflächenspannung und ermöglicht dessen Verteilung durch das Blinzeln (GUM & MAC KAY, 2013).

Der Tränenfilm bedeckt die Kornea und die Konjunktiva. Er schafft eine glatte optische Oberfläche, liefert Nährstoffe und Wachstumsfaktoren und hält die Elektrolytbalance aufrecht. Zudem schützt er die Oberfläche des Auges vor Austrocknung und Bakterien, schwemmt Verschmutzungen von der Augenoberfläche und sorgt für die Gleitfähigkeit der Augenlider (MILLER, 2013b).

Das normale Blinzeln mit den Augenlidern bewahrt die physiologische Dicke des Tränenfilms (GUM & MAC KAY, 2013; TROST et al., 2007). Kaninchen und Nager haben eine niedrige Blinzelfrequenz (LIMA et al., 2010; TROST et al., 2007).

Tabelle 1: Blinzelfrequenzen bei verschiedenen Spezien

Spezies	Blinzelfrequenz	
Kaninchen	1x innerhalb von 10 Minuten (0,19x/ min)	(KORB et al., 1998)
Meerschweinchen	2-5 x innerhalb von 20 Minuten	(TROST et al., 2007)
Chinchilla	2-4x innerhalb von 10 Minuten (2,6 ± 0,84/ 10 min)	(LIMA et al., 2010)
Hamster	1,2-2,4x pro Minute 1,68 ± 0,43/ min	(RAJAEI et al., 2016b)

Hund	3-5x pro Minute	(GUM & MAC KAY, 2013)
Katze	1-5x pro 5 Minuten	(GUM & MAC KAY, 2013)
Mensch	8,56x pro Minute	(KORB et al., 1998)

Die niedrige Blinzelfrequenz kann eine evolutionäre Adaption sein (LIMA et al., 2010). Wegen der niedrigen Blinzelfrequenz und fehlender Anzeichen einer Austrocknung der Kornea, scheint die Lipid- und Muzinschicht bei Kaninchen und Nagern eine andere Quantität und Qualität zu haben (LIMA et al., 2010; TROST et al., 2007).

### Kaninchen

Abhängig von der verwendeten Messmethode, wird die Dicke des Tränenfilms mit  $18,2 \pm 5,31 \mu\text{m}$  (Scheimpflug System),  $11,8 \pm 0,4 \mu\text{m}$  (Interferometer) und  $9,6 \pm 0,7 \mu\text{m}$  (Konfokalmikroskop) angegeben (DONG et al., 2013; PRYDAL & CAMPBELL, 1992).

Die Lipidschicht des Tränenfilms ist  $> 180 \text{ nm}$  dick und damit dicker und stabiler als bei Menschen, mit durchschnittlich  $78,59 \text{ nm}$  (KORB et al., 1998). Nach KORB et al. (1998) erlaubt die Lipidschicht den Kaninchen eine niedrigere Blinzelfrequenz.

### Meerschweinchen

Die Muzinschicht ist  $0,6$  bis  $1,0 \mu\text{m}$  dick (NICHOLS et al., 1985). Nach NICHOLS et al (1985) ist die Muzinschicht für die Stabilität, die Verteilung und die Kohärenz des Tränenfilms verantwortlich.

### Chinchilla

Zur Zusammensetzung des Tränenfilms von Chinchillas fehlen genauere Studien (VOIGT et al., 2012).

### Ratte

Die Dicke des Tränenfilms wird, abhängig von der Messmethode, mit  $11,4 \pm 0,6 \mu\text{m}$  (Interferometer) und  $11,4 \pm 0,4 \mu\text{m}$  (Konfokalmikroskop) angegeben (PRYDAL & CAMPBELL, 1992).

Nach CHEN et al (1997) besteht der Tränenfilm von Ratten nicht, wie allgemein angenommen, aus drei Schichten, sondern aus zwei Schichten: Einer zwei bis sechs Nanometer dicken Muzinschicht und einer zwölf Nanometer dicken Lipidschicht, welche über der Muzinschicht liegt. Eine freie wässrige Schicht fehlt (CHEN et al., 1997). Bei den Untersuchungen von PRYDAL et al (1997) konnte ebenfalls keine frei wässrige Schicht nachgewiesen werden. Nach CHEN et al (1998) liegt das Sekret der Becherzellen (Muzin) in gelöster Form vor. Als Lösungsmittel wirkt das Sekret der Tränendrüse (CHEN et al., 1998).

#### **2.1.2.6.3 Tränenableitendes System**

Zum Tränenableitenden System gehören die die Tränenpunkte, die Tränenröhrchen, der Tränensack und der Tränennasengang.

Die Tränenpunkte (*Puncta lacrimalis*) sind der Beginn des tränenableitenden Systems. Es existieren ein oberer und ein unterer Tränenpunkt. Die Tränenpunkte sind kleine Öffnungen und liegen im medialen Augenwinkel, in der palpebralen Konjunktiva des oberen und unteren Augenlides. Durch die Bewegung der Augenlider wird überschüssige Tränenflüssigkeit durch die Tränenpunkte abgeführt. Die Tränenpunkte sind von glatter Muskulatur umgeben. Durch die Kontraktion der Muskulatur wird das Zurückfließen der Tränenflüssigkeit verhindert

(MAGGS, 2013e; SAMUELSON, 2013). Bei einigen Tieren ist der freie Rand der Tränenpunkte pigmentiert (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Von den Tränenpunkten ausgehend, führen ein oberes und ein unteres Tränenröhrchen (*Canaliculus lacrimalis*) in Richtung des medialen Augenwinkels. Sie verlaufen unter der Konjunktiva, parallel zum Lidrand, und verbinden sich zum Tränensack (*Saccus lacrimalis*), der in der *Fossa lacrimalis* des Tränenbeins liegt (SAMUELSON, 2013; SIMOENS & GILLE, 2015).

Aus dem Tränensack entspringt der häutige Tränen-Nasen-Gang (*Ductus lacrimalis*), welcher in den knöchernen Tränenkanal eintritt. Der Tränen-Nasen-Gang mündet am *Ostium nasolacrimale*, welches in der Nasenhöhle bzw. im Nasenvorhof liegt. Der Verlauf, die Lage und der Durchmesser des Tränenkanals sind tierartlich und individuell unterschiedlich (MAGGS, 2013c; SIMOENS & GILLE, 2015).

### Kaninchen

Kaninchen besitzen nur einen schlitzförmigen, 0,50 bis 0,75 mm langen, unteren Tränenpunkt. Er liegt im medialen Augenwinkel, zwei bis vier Millimeter vom Lidrand entfernt (BARANDUN & PALMER, 1982; BRUCKNER, 1924; DAVIS, 1929; PRINCE et al., 1960a). Das Tränenröhrchen ist kurz und verläuft horizontal nach Vorne. Es mündet in den zwei bis drei Millimeter langen, zylinderförmigen Tränensack (BARANDUN & PALMER, 1982). Nach BRUCKNER (1924) und DAVIS (1929) handelt es sich nicht um einen echten Tränensack, sondern um eine Erweiterung, die in den Tränennasengang übergeht (DAVIS, 1929). Nach dem Durchtritt durch das *Ostium lacrimale* läuft der Tränennasengang im knöchernen Tränennasenkanal nach kranio-ventral, zu den Wurzelspitzen des ersten Incisivi. Hier macht er eine Wendung, läuft über das Zahnfach des ersten Incisivi hinweg und mündet kranial der vordersten Nasenmuschel, lateral am Nasenboden (BARANDUN & PALMER, 1982).

Nach DAVIS (1929) ist der Tränenkanal drei bis vier cm lang, nach BRUCKNER (1924) 34 mm. Bei BURLING et al. (1991) wird seine Länge mit durchschnittlich 5,46 cm angegeben. Der Tränennasengang hat einen kleinen und variablen Durchmesser. In seinem Verlauf hat er zwei Engstellen mit Richtungswechsel. Eine liegt innerhalb der *Maxilla*, die andere Engstelle liegt oberhalb der Zahnwurzeln der Incisivi. An beiden Stellen verringert sich der Durchmesser von zwei Millimeter auf weniger als einen Millimeter (BURLING et al., 1991). Der Tränennasengang ist mit einem einschichtigen Epithel ausgekleidet und von einem Schwellkörper umgeben (PAULSEN et al., 2002). BARADUN & PALMER (1982) bezeichnen den Schwellkörper als Venenplexus.

### Meerschweinchen

Es gibt einen oberen und einen unteren Tränenpunkt, mit einer rundliche Form (BRUCKNER, 1924; COOPER & SCHILLER, 1975). Die Tränenröhrchen sind 2,5 mm lang und münden in den Tränensack. Dieser besitzt eine verdickte Wand und hat einen Durchmesser von 0,75 mm. Der Tränennasengang hat einen S-förmigen Verlauf mit einer Länge von 14 bis 15 mm und einem Durchmesser von durchschnittlich 0,25 mm (BRUCKNER, 1924).

### Chinchilla

Es gibt zwei Tränenpunkte, die nach kurzer Distanz in den gemeinsamen Tränennasengang münden. Der Tränennasengang läuft diagonal nach kranio-ventral, vorbei an den Wurzeln der vordersten Backenzähne, weiter in Richtung der Zahnwurzeln der Incisivi. Im Bereich der Incisivi verengt sich der Tränennasengang und wechselt in kranio-dorsale Richtung, bevor er in der Nasenhöhle mündet (CROSSLEY & ROXBURTH, 1999).

### Ratte

Die beiden Tränenpunkte haben eine ovale Form. Der obere Tränenpunkt ist 0,28 x 0,45 mm, der untere 0,31 x 0,67 mm groß. Sie liegen nahe am Lidrand und sind 0,7 bis 0,9 mm vom medialen Augenwinkel entfernt. Die Tränenröhrchen sind 1,2 bis 1,5 mm lang und münden in den Tränenkanal. Ein Tränensack ist nicht ausgebildet. Der Tränennasengang beginnt mit einer Erweiterung und zieht zunächst nach nasal, bevor er durch die *Fissura orbitalis* tritt. Danach wendet er sich nach kranio-ventral und verläuft im knöchernen Tränennasengang. Im Bereich der Incisivi wendet er sich nach kranio-medial und liegt ventral der Zahnalveole. Er verläuft einen kurzen Weg nach kranio-dorsal und tritt aus dem Tränennasengang aus. Danach zieht er nach kranio-ventral und verringert seinen Durchmesser. Er mündet schlitzförmig am medialen Septum und läuft 1,9 mm von der Nasenspitze entfernt in einer Rinne aus. In seinem gesamten Verlauf hat der Tränennasengang eine doppelte S-Form und eine Gesamtlänge von 21,8 bis 22,2 mm (TILGNER, 1968). Der Tränennasengang ist mit einem mehrschichtigen Epithel ausgekleidet. Ein Schwellkörper fehlt (PAULSEN et al., 2002).

### Maus

Sie besitzen zwei Tränenpunkte (SMITH et al., 2002b).

### Frettchen

Es gibt einen kleineren, oberen und einen größeren, unteren Tränenpunkt (EWRINGMANN, 2015).

#### **2.1.3 Augapfel – *Bulbus oculi***

Der *Bulbus oculi* besteht aus drei Häuten. Der *Tunica externa bulbi* (*Tunica fibrosa bulbi* / Äußere Augenhaut), der *Tunica media bulbi* (*Tunica*

*vasculosa bulbi* / Mittlere Augenhaut oder *Uvea*) und der *Tunica interna bulbi* (Innere Augenhaut / *Retina* oder Netzhaut). Diese Häute umschließen einen Raum, der die vordere und die hintere Augenkammern, die Linse und den Glaskörper beinhaltet (LIEBICH & KÖNIG, 2012).

### Kaninchen

Der Bulbus hat eine asphärische Form (EWRINGMANN, 2016). Von kranial nach kaudal hat er einen Durchmesser von 16,0 mm (TRIPATHI, 1974). Die axiale Länge von der *Retina* bis zur Kornea ist  $17,12 \pm 0,41$  mm (TONI et al., 2010). Die Breite des Bulbus ist 18 – 20 mm und die Höhe 17 – 18 mm (KNOTT, 2014).

Der Bulbus ragt weit über den Orbitalrand hinaus und ist in der axialen Länge verkürzt. Hinter dem Bulbus liegt ein retrobulbärer Venenplexus. Steigt in Folge einer Stressreaktion der arterielle Blutdruck, wird durch den Venenplexus Druck auf den Bulbus ausgeübt und es kommt zum Exophthalmus, woraus eine Erweiterung des Sehfeldes resultiert (KNOTT, 2014).

### Meerschweinchen

Die Form des *Bulbus oculi* ist rundlich, mit einem kranio-kaudalen Durchmesser von 9,5 – 10,0 mm (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Chinchilla

Der *Bulbus oculi* ist in seiner Form vergleichbar mit einer Eichel. Der kranio-kaudale Durchmesser ist durchschnittlich 13,5 mm. Im vertikalen und horizontalen Durchmesser hat der Bulbus eine Länge von ungefähr 13,6 mm (DETWILER, 1949) Die axiale Länge des Bulbus ist  $1,14 \pm 0,07$  cm (LIMA et al., 2010).

### Ratte

Der *Bulbus oculi* hat einen horizontalen Durchmesser von 5,64 – 5,69 mm und einen vertikalen Durchmesser von 5,58 – 5,59 mm. Die axiale Länge ist 5,46 – 6,30 mm (CHAUDHURI et al., 1983; HEBEL & STROMBERG, 1996; HUGES, 1977).

### Maus

Die axiale Länge des *Bulbus oculi* ist 3,379 mm (REMTULLA & HALLETT, 1985).

### Frettchen

Das Auge des Frettchens ist absolut und proportional klein (MONTIANI-FERREIRA, 2009a). Die axiale Länge des *Bulbus oculi* ist von der Kornea bis zur Retina  $7,0 \pm 0,24$  mm (HERNANDEZ-GUERRA et al., 2007).

## **2.1.4 Äußere Augenhaut – *Tunica externa bulbi***

### **2.1.4.1 Hornhaut – *Kornea***

Der transparente, vordere Teil der äußeren Augenhaut ist die Hornhaut (LIEBICH & KÖNIG, 2012). Die Kornea wird bedeckt vom Tränenfilm und besteht aus fünf Schichten (LIEBICH & KÖNIG, 2012; STADES et al., 2006). Von außen nach innen sind dies: das Hornhautepithel, die Bowman-Membran, das Stroma, die Descement-Membran und das Hornhautendothel (LIEBICH & KÖNIG, 2012). Der Limbus (*Limbus cornea*) ist der Übergang zur Konjunktiva und Sklera. In diesem Bereich geht das unverhornte Plattenepithel der Kornea, in das Epithel der Konjunktiva über. Das Stroma der Kornea geht in das Stroma der Konjunktiva und in die Sklera über (HANSEN, 1997c). Der Limbus ist als



derber, ungefähr einen Millimeter breiter, schwach pigmentierter Bereich, rings um die periphere Kornea zu erkennen (RAMSEY, 2002).

Bei den meisten Säugetieren ist die Kornea oval, mit einem größeren horizontalen und einem kleineren vertikalen Durchmesser (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die Dicke der Kornea variiert zwischen den verschiedenen Spezies und innerhalb der Kornea (MAGGS, 2013b).

Zusammen mit der Sklera gibt die Kornea dem Augapfel seine Form und hält den Augeninnendruck aufrecht. Die Sensitivität der Kornea ist ein wichtiger Faktor für den Schutz des Auges. Bei Berührung oder Reizung der Kornea werden das Blinzeln der Augenlider, die Retraktion des Bulbus und das Vorlagern der Nickhaut ausgelöst. Die Sensitivität der Kornea variiert zwischen den verschiedenen Spezies und innerhalb der Kornea (GUM & MAC KAY, 2013). Die Kornea ist Teil des lichtbrechenden Apparates des Auges und dient als Infektions- und Diffusionsbarriere des Auges (HANSEN, 1997c). Zusammen mit dem Tränenfilm ist sie die größte lichtbrechende Oberfläche des Auges. Die Transparenz der Kornea entsteht durch die glatte optische Oberfläche, fehlende Keratinisierung (Verhornung) der Zellen, das Fehlen von Blutgefäßen, Melanin und anderer Pigmente, eine niedrige Zelldichte, die Aufrechterhaltung eines dehydrierten Zustandes und eine streng reguläre Anordnung der Stromalen Kollagenfasern. Die Versorgung der Kornea erfolgt über das Kammerwasser, den präkornealen Tränenfilm, die Atmosphäre und die angrenzenden Gefäße (MAGGS, 2013b). Die Gesundheit der Kornea wird durch den Tränenfilm, das Kammerwasser, den Augendruck und die Augenlider beeinflusst (SAMUELSON, 2013). Die Kornea variiert zwischen den Spezies, in Abhängigkeit von der Lichtmenge, die für das Sehen benötigt wird, in ihrer Größe und ihrer lichtbrechenden Eigenschaft. Die Größe der Kornea steht in Zusammenhang mit der Sensitivität der *Retina*. Nachtaktive Tiere haben im Verhältnis zur Größe des Auges, eine große Kornea. Sie ermöglicht, zusammen mit einer dilatierten Pupille, einen großen Lichteinfall in das Auge und bietet so einen Vorteil beim Sehen in der Dunkelheit (PRINCE, 1956a).

Faktoren, welche die Brechkraft der Kornea beeinflussen, sind der Lichtbrechungsindex und der Krümmungsradius. Flache Korneae haben eine geringere Brechkraft als stark gekrümmte Korneae. Allgemein ist die Krümmung im Zentrum der Kornea eine andere als in der Peripherie, was zu einer unterschiedlichen Brechkraft führt (OFRI, 2013a).

### Kaninchen

Die Kornea bedeckt 30 % des Augapfels (PRINCE, 1956a). Die Form der Kornea ist oval, mit einem horizontalen Durchmesser von 15,0 mm bis 15,6 mm und einem vertikale Durchmesser von 13,8 mm (DAVIS, 1929; PRINCE et al., 1960a). Die Kornea folgt in ihrer Form der Sklera, ohne die Bildung eines skleralen Sulkus (DAVIS, 1929).

In der Literatur finden sich unterschiedliche Angaben zum Krümmungsradius der Kornea: 7,3 mm (DAVIS, 1929), 7,0 – 7,5 mm (PRINCE, 1964); 7,3 mm – 7,8 mm (HUGHES, 1972). Die Sie hat eine Brechkraft 44,6 Dioptrien (HUGES, 1977).

Die zentrale Korneadicke wird in der Literatur mit 0,37 mm bei DAVIS (1929), 0,36 mm bei SCHULZ et al (2003) und 0,35 mm bei REICHARD et al. (2010) angegeben. Neuere Messungen ergeben eine zentrale Korneadicke von  $388,8 \pm 9,5 \mu\text{m}$  (Scheimpflug System), und  $385,6 \pm 4,47 \mu\text{m}$  (Optische Kohärenztomografie) (DONG et al., 2013; WANG & WU, 2013). Am Limbus ist die Kornea im Durchschnitt 0,45 mm dick (DAVIS, 1929). Bei farbigen Kaninchen enthalten die Basalzellen des Epitheliums im Bereich des Limbus Pigmente, während die äußeren Zellen nur vereinzelt Pigmente besitzen. Sie sind als dunkler Ring zu erkennen, der die Kornea umgibt (DAVIS, 1929). Die Intensität ist abhängig von der Gesamtpigmentation des Kaninchens. Bei weißen Kaninchen sind am Limbus die Blutgefäße zu erkennen (PRINCE et al., 1960a).

### Meerschweinchen

Die Kornea bedeckt die vorderen drei Zehntel des Auges und 85 – 90 % des geöffneten Lidspalts (CAFARO et al., 2009; COOPER & SCHILLER, 1975). Sie hat eine Brechkraft von 83,9 Dioptrien. Die Kornea hat einen Durchmesser von 7,0 bis 7,5 mm und ist mit ca. 0,5 mm gleichmäßig dick. Sie besitzt eine pigmenthaltige Umrandung, welche bei albinotischen Tieren nicht vorhanden ist (COOPER & SCHILLER, 1975). Am Limbus befinden sich Gefäßarkaden (CAFARO et al., 2009).

### Chinchilla

Die Kornea bedeckt 40 % des Augapfels und ist im Zentrum 0,34 mm ± 0,03 mm dick (LIMA et al., 2010; PRINCE, 1956a).

### Ratte

Die Kornea bedecken rund 50 % des Bulbus (MERTE, 1958). Sie hat eine Dicke von 0,16 mm bis 0,17 mm und eine Brechkraft von 112,7 Dioptrien (HUGES, 1977; REICHARD et al., 2010; SCHULZ et al., 2003).

Die äußere Korneaoberfläche hat einen Krümmungsradius von 2,97 mm bis 3,05 mm, die innere Oberfläche einen Krümmungsradius von 2,82 mm bis 2,96 mm (CHAUDHURI et al., 1983; HUGHES, 1979).

### Maus

Die Kornea bedecken rund 50 % des Bulbus und ist 0,11 mm bis 0,12 mm dick (PRINCE, 1956a; REICHARD et al., 2010; SCHULZ et al., 2003).

Der Krümmungsradius der äußeren Korneaoberfläche ist 1,52 mm bis 1,53 mm (MERTE, 1958; REMTULLA & HALLETT, 1985). Der Krümmungsradius der Hinterfläche ist 1,49 mm (MERTE, 1958).

### Hamster

Beim Goldhamster hat die Kornea im Zentrum eine Dicke von 0,04 mm, am Limbus sind es 0,06 mm (MERTE, 1958).

### Frettchen

Die Kornea hat eine große Oberfläche und eine Dicke von 0,337 mm (MONTIANI-FERREIRA, 2009a; MONTIANI-FERREIRA et al., 2006).

#### **2.1.4.2 Lederhaut – Sklera**

Die Sklera ist, wie die Kornea, Teil der *Tunica externa bulbi* (*Tunica fibrosa bulbi*) und bedeckt den hinteren Teil des Augapfels. Sie besteht hauptsächlich aus kollagenen Fasern und ist zum Teil von elastischen Fasern durchsetzt (LIEBICH & KÖNIG, 2012; SIMOENS & GILLE, 2015). Die Kollagenfasern geben der Sklera ihre weiße Farbe und halten den Widerstand gegen den Augeninnendruck und die Zugspannung der Augenmuskeln, wodurch die Sklera dem Auge Stabilität verleiht (HANSEN, 1997a; SIMOENS & GILLE, 2015). Der Übergang zur Kornea, der Korneoskleralfalz (*Sulcus sclerae*), ist von außen als kleine, flache Rinne zu erkennen (SIMOENS & GILLE, 2015). Der vordere Bereich der Sklera, wird von der Konjunktiva bedeckt (LIEBICH & KÖNIG, 2012).

Die Dicke der Sklera variiert. Im vorderen Randbereich verdickt sich die Sklera und bildet den Skleralwulst. Im Äquatorbereich ist die Sklera dünn und wird am hinteren Augenpol dicker. An der Innenseite des Skleralwulstes liegt ein kollagen-elastischer Bindegewebsring, der *Annulus sclerae* (LIEBICH & KÖNIG, 2012; SIMOENS & GILLE, 2015). Auf ihm ist der *M. ciliaris* verankert (SIMOENS & GILLE, 2015). Die *Sklera* selbst ist gefäßarm, wird aber von einigen Gefäßen durchzogen (SIMOENS & GILLE, 2015), Durch diese können auch entzündliche, infektiöse oder neoplastische Prozesse in das Auge eindringen oder vom

Auge aus übergehen (MAGGS, 2013b). Im Bereich des Skleralwulstes liegt der *Plexus venosus sclerae*, über welchen das Kammerwasser abfließt (SIMOENS & GILLE, 2015). Ernährt wird die Sklera von den Gefäßen der Episklera. Die Episklera (*Lamina episcleralis*) ist eine lockere, dünne, elastische, vaskuläre Membran (PRINCE et al., 1960b). Sie bedeckt die *Sklera* von außen und ist durch einen Spaltraum (*Spatium episclerale*) mit der *vagina Bulbi* verbunden. Diese lockere Verbindung erlaubt die Beweglichkeit des *Bulbus oculi* (SIMOENS & GILLE, 2015).

### Kaninchen

Die Sklera hat in verschiedenen Bereichen eine unterschiedliche Dicke. Im Bereich des Ziliarkörpers ist sie am dicksten und wird zum Sehnerv hin dünner. Am Limbus ist sie 0,5 mm dick, am Äquator 0,25 mm und am hinteren Pol 0,18 mm. Es gibt keinen korneoskleralen Sulkus (DAVIS, 1929). Der Grad an Pigmentation der Sklera ist abhängig von der Pigmentation des Kaninchens. Es ist zu erwarten, dass bei weißen und albinotischen Kaninchen keine Pigmente vorhanden sind (PRINCE et al., 1960a). Die Sklera selbst ist gefäßarm, wird aber von Gefäßen, zur Versorgung anderer anatomischer Strukturen, durchzogen (DAVIS, 1929).

### Meerschweinchen

Die Sklera hat eine Dicke von 0,175 mm, am Äquator 0,10 mm (MERTE, 1958).

### Ratte und Maus

Die Sklera im vorderen Augensegment sehr dünn. Die darunter liegende *Uvea* kann durch die *Sklera* hindurch betrachtet werden. Die in der Episklera liegende Nervenschlaufen, können als Pigmentpunkte in der Sklera erkannt werden. (SMITH et al., 2002b; ZEISS et al., 2017).

### **2.1.5 Mittlere Augenhaut – *Tunica media bulbi***

Die Regenbogenhaut (*Iris*), der Ziliarkörper (*Corpus Ciliaris*) und die Aderhaut (*Choroidea*) bilden zusammen die Mittlere Augenhaut (*Uvea / Tunica media bulbi / Tunica vasculosa bulbi*) (PRINCE et al., 1960b). Letztere gehört zum hinteren Augensegment und wird hier nicht weiter erläutert.

#### **2.1.5.1 Regenbogenhaut und Pupille – *Iris* und *Pupilla***

Die Iris ist der vorderste Abschnitt der *Uvea* und die Fortsetzung des Ziliarkörpers. Sie bedeckt teilweise die Vorderfläche der Linse und formt mit ihrem freien Rand die Pupille (LIEBICH & KÖNIG, 2012). Die Iris trennt den vorderen, zwischen Kornea und Linse liegenden, Raum des Auges in die vordere Augenkammer und die hintere Augenkammer (SIMOENS & GILLE, 2015). Die Irisvorderfläche wird durch die Iriskrause (Iriskolarette) in den zentralen Pupillaranteil und den peripheren Ziliaranteil geteilt (NELL & WALDE, 2018). Der äußere Rand der Iris wird auch als Iriswurzel bezeichnet. Und hängt am Ziliarkörper (ZEISS et al., 2017).

Die Vorderfläche bildet kleine radiäre und konzentrische Falten. Diese sind im ziliaren Bereich ausgeprägter als im pupillaren Bereich (SIMOENS & GILLE, 2015). Der größte Arterienkreis ist als erhabene, wellige Linie, nahe der Irisbasis sichtbar. Der kleine Arterienkreis ist gelegentlich nahe des Pupillenrandes sichtbar (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die Irisfarbe und die Pupillengröße sind tierartlich unterschiedlich. Bei jungen Tieren ist die Irisfarbe häufig eine Andere als bei erwachsenen Tieren (GUM & MAC KAY, 2013). Die Farbe der Iris wird durch den Pigmentgehalt der Melanozyten im Irisstroma bestimmt (HANSEN, 1997b). Bei leicht pigmentierten Rassen ist die Iris blau. Albinos haben pinke bis weiße Iriden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Der Pupillaranteil ist meist dunkler als der Ziliaranteil (CRISPIN, 2002b). Die Menge an Melanin, und damit die Farbe der Iris, haben Einfluss auf die Wirkung vieler pharmakologischer Wirkstoffe (GUM & MAC KAY, 2013).

Die Pupillengröße wird von zwei antagonistischen Muskeln reguliert. Dem zirkulär verlaufenden *M. sphincter pupillae* und dem radiär verlaufenden *M. dilatator pupillae*. Der *M. sphincter pupillae* ist der stärkere Muskel. Er wird vom *N. oculomotorius* (III. Gehirnnerv) innerviert und ist für die Verengung (Miosis) der Pupille verantwortlich. Der *M. dilatator pupillae* wird von sympathischen Nervenfasern innerviert und ist für Weitstellung der Pupille (Mydriasis) verantwortlich (GUM & MAC KAY, 2013). Der *M. sphincter pupillae* liegt im Irisstroma, nahe des Pupillarrandes (SIMOENS & GILLE, 2015). Der *M. dilatator pupillae* inseriert am Ziliarkörper (COOPER & SCHILLER, 1975). Die Iris ist flach oder leicht nach vorne gewölbt (HANSEN, 1997b).

Die Iris dient als Blende und reguliert den Lichteinfall ins Auge (CRISPIN, 2002b; HANSEN, 1997b). Durch die Verengung der Pupille wird beim Nahsehen die Tiefenschärfe verbessert und optische Abweichungen minimiert (CRISPIN, 2002b). Die Iris ist Teil der Blut-Kammerwasser-Schranke und der Immunabwehr (HANSEN, 1997b).

### Kaninchen

Die Iris hat einen Durchmesser von 4,5 – 5,0 mm (SHEPPARD, 1962). Sie ist im Zentrum ca. 270 µm, an der Iriswurzel, dem Übergang zum Ziliarkörper, 250 µm und am Pupillarrand 90 µm dick (PRINCE & EGLITIS, 1964). Auf der Vorderfläche der Iris befinden sich radiäre Streifen und flache Krypten. Die Hinterfläche der Iris ist faltig. Die Irisfarbe variiert, in Abhängigkeit von der Farbe des Fells, zwischen einem hellen bis dunklen braun. Eine Ausnahme bilden Kaninchen mit weißem Fell. Allgemein ist die Pigmentation im Pupillarbereich stärker (PRINCE et al., 1960a).

Die Form der Pupille variiert zwischen rund bis vertikal oval. Bei einigen Kaninchen hat die Pupille bei Engstellung und Dilatation eine vertikal ovale Form, bei anderen Tieren ist sie bei voller Dilatation rund. Der Pupillendurchmesser ist ca. sieben Millimeter. Bei Kontraktion durch Lichteinfall hat die Pupille einen Durchmesser von ca. fünf Millimeter, bei Dilatation durch Aufregung elf Millimeter (PRINCE & EGLITIS, 1964).

### Meerschweinchen

Die Iris hat eine dunkelbraune Farbe. Die Pupille hat eine runde Form (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Chinchilla

Die Iriden sind reich an Melaninpigmenten (DETWILER, 1949). Die Irisfarbe ist bei Chinchillas mit braunem oder grauem Fell dunkelbraun. Bei Tieren mit weißlichem oder beigen Fell ist die Iris schwach pigmentiert (LIMA et al., 2010). Bei hellem Fell variiert die Irisfarbe zwischen braun, blau, braun-blau, braun-albinotisch oder albinotisch. Eine unterschiedliche Irisfarbe auf beiden Augen ist möglich. Daneben treten braun-blaue Farbkombination, mit unterschiedlicher Verteilung der Pigmente, auf. Die Pigmente können als radiale Streifen, konzentrische Kreise oder Flecken auftreten (MÜLLER et al., 2010). Bei Tieren mit hellen oder albinotischen Iriden ist der große Arterienkreis in der Iris zu sehen (LIMA et al., 2010; WAGNER & FEHR, 2008).

Die Pupille hat eine vertikal schlitzförmige bis vertikal ovale Form. Bei Chinchillas mit braunem Fell hat die Pupille die Form eines vertikalen Schlitzes. Bei Tieren mit hellem Fell ist die Form der Pupille vertikal oval (LIMA et al., 2010). Bei Tageslicht ist die Pupille am ventralen Ende tropfenförmig erweitert. Bei sehr starkem Licht hat die Pupille die Form eines Striches und kann nahezu vollständig geschlossen werden. Bei gedimmtem Licht ist die Pupille schlitzförmig-oval, und vertikal-oval bei vollständiger Dunkelheit. Die teilweise geöffnete Pupille zeigt eine pigmentierte Krause (DETWILER, 1949). Die Pupille reagiert schwach auf pharmakologische Weitstellung. Bei Tieren mit braunen Iriden ist die Wirkung besser als bei Tieren mit hellen Iriden (LIMA et al., 2010).

### Ratte und Maus

Die Pupille hat eine runde Form (ZEISS et al., 2017). Der Pupillarrand der Iris berührt die vordere Linsenkapsel (SMITH et al., 2002b; ZEISS et al.,



2017). Das Kammerwasser kann dennoch durch die Pupille in die vordere Augenkammer fließen (SMITH et al., 2002b). Die Pupille der Ratte hat bei Tageslicht einen Durchmesser von 0,5 – 1,0 mm (HEBEL & STROMBERG, 1996). Die Pupillengröße der Maus ist  $2,26 \pm 0,26$  mm (SCHAEFFEL & BURKHARDT, 2005).

### Degu

Sie besitzen eine schlitzförmige Pupille (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012).

### Frettchen

Die Iriden haben eine braune Farbe. Bei albinotischen Tieren ist die Farbe der Iris rot bis pink (MONTIANI-FERREIRA, 2009a). Die Form der Pupille ist horizontal schlitzförmig bis oval (HOLMBERG, 2013; IVEY & MORRISEY, 1999; MILLER, 1997).

#### **2.1.5.2 Ziliarkörper – *Corpus ciliare***

Der Ziliarkörper oder Strahlenkörper liegt kaudal der Iris und erstreckt sich von der Irisbasis bis zur *Ora serrata* (MILLER, 2013d; SIMOENS & GILLE, 2015). Er liegt der Sklera innen an und bildet den, zirkulär um die Linse verlaufenden, Skleralwulst (SIMOENS & GILLE, 2015). Der Ziliarkörper besteht aus reich pigmentiertem Bindegewebe, Blutgefäßen sowie Nerven und enthält den Ziliarmuskel (*M. ciliaris*) (MILLER, 2013d; SIMOENS & GILLE, 2015).

Die hintere Fläche des Ziliarkörpers ist gefaltet und wird in zwei Bereiche unterteilt: diese sind die *Pars plana* und die *Pars plicata* (CRISPIN, 2002b; SIMOENS & GILLE, 2015).

Als *Pars plana* oder Zilierring (*Orbiculus ciliaris*) wird der periphere, ringförmige Randbereich bezeichnet. Die hier liegenden, meridional verlaufenden, Ziliarfalten sind fein und flach. Als *Pars plicata* wird der zentrale Bereich bezeichnet. Die Ziliarfalten der *Pars plicata* sind stärker und verlaufen radiär. Diese Falten werden auch Ziliarfortsätze genannt und bilden insgesamt den Ziliarkranz (*Corona ciliaris*) (SIMOENS & GILLE, 2015).

Die Ziliarfortsätze produzieren das Kammerwasser, welches in die hintere Augenkammer abgegeben wird und Nährstoffe für die lichtbrechenden Strukturen liefert (SAMUELSON, 1999; SIMOENS & GILLE, 2015). Die Ziliarfortsätze sind bei Spezies mit einer großen vorderen Augenkammer ausgeprägter als bei Spezies mit einer kleinen vorderen Augenkammer (SAMUELSON, 1999). Die vorderen Fortsätze können auf die Hinterfläche der Iris übergehen (SIMOENS & GILLE, 2015). An den Ziliarfortsätzen sind die Zonulafasern verankert, welche die Linse am Ziliarkörper befestigen und den Aufhängeapparat der Linse bilden (PRINCE et al., 1960b; SAMUELSON, 1999; SIMOENS & GILLE, 2015).

Der vordere Teil des Ziliarkörpers ist in zwei Anteile geteilt. Der äußere Teil liegt der Sklera an und enthält Muskulatur. Der innere Teil verbindet sich mit der Iris. Er besteht aus Bindegewebe oder Muskulatur. Der zwischen den beiden Anteil liegende Raum wird als Ziliarspalt bezeichnet. In der Literatur wird er auch Ziliarkanal, Fontana-Räume, Fontanakanal oder *Sinus venosus sclerae* bezeichnet. Der Ziliarspalt ist eine Ausdehnung der vorderen Augenkammer und variiert in seiner Tiefe zwischen den Spezies (TRIPATHI, 1974).

Der Ziliarmuskel ist bei Säugetieren fast immer geteilt. Es gibt einen äußeren und einen inneren Anteil. Der äußere Teil verläuft von der Verbindungsstelle zwischen Kornea und Sklera bis zur *Ora serrata* und liegt der Sklera innen an (FASCHINGER & NELL, 2007). Der innere Teil ist, abhängig von der Spezies, unterschiedlich stark ausgebildet. Je schwächer er ausgebildet ist, desto geringer ist die Fähigkeit zur Akkommodation und desto größer ist der Ziliarspalt (FASCHINGER & NELL, 2007). Bei domestizierten Haustieren ist der *M. ciliaris* schwach

entwickelt und hat bei der Akkommodation nur eine geringe Funktion (CRISPIN, 2002b). Bei Kontraktion des Ziliarmuskels kommt es zur Entspannung der Zonulafasern und zur Spannungsminderung an der Linse. Die Linse nimmt eine rundere Form ein, wodurch die Brechkraft verstärkt und das Nahsehen verbessert wird (HANSEN, 1997b; MILLER, 2013d).

### Kaninchen

Der Ziliarkörper ist nur schwach entwickelt (PRINCE et al., 1960a). Von der *Ora Serrata* bis zur Iriswurzel ist er 1,5 – 1,7 mm lang (SHEPPARD, 1962). An der dicksten Stelle ist er 0,3 mm dick (PRINCE et al., 1960a). Die Ziliarfortsätze sind beinahe symmetrisch angeordnet und haben eine Länge von 2,5 – 5,0 mm und einen Durchmesser von durchschnittlich 0,5 mm. Jeder Ziliarfortsatz hat die Form eines Dreiecks. Die Basis des Dreiecks ist der Ursprung des Ziliarfortsatzes am Ziliarkörper. Die Spitze liegt am Äquator der Linse an (SHEPPARD, 1962).

Er besitzt wenige Muskelfasern, weshalb Kaninchen nur geringgradig zur Akkommodation fähig sind (PRINCE et al., 1960a; SHEPPARD, 1962).

### Meerschweinchen

Der kaudale Teil des Ziliarkörpers ist dünn und wird nach Vorne, im Bereich des Ziliarmuskels, dicker. Die Ziliarfortsätzen sind ausgeprägt (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Chinchilla

Der Ziliarkörper ist gut entwickelt. Es existieren ungefähr 130 - 135 Ziliarfortsätze. Diese bilden starke Ausdehnungen, die mit der Iris verschmelzen. Die Zonulafasern sind zahlreich und gut entwickelt. Chinchillas besitzen keinen Ziliarmuskel und sind nach DETWILER (1949)

kaum oder nur gering zur Akkommodation fähig. Sie können allein durch die Verengung der Pupille scharf sehen (DETWILER, 1949).

### Ratte

Der Ziliarkörper ist zweigeteilt und ist 0,04 – 0,05 mm breit. Der Ziliarkranz der *pars plicata* besteht aus durchschnittlich 120 Ziliarfortsätzen, die 0,14 – 0,14 mm lang sind (HEBEL & STROMBERG, 1996).

Nach HEBEL & STROMBERG (1996) besteht der Ziliarmuskel aus wenigen einzelnen Muskelfasern oder kleinen Faserbündeln. Auch die Zonulafasern sind nur schwach entwickelt, weshalb Ratten nur in geringem Maß zur Akkommodation fähig sind. Nach DETWILER (1949) besitzen Ratten keinen Ziliarmuskel und die Ziliarfortsätze sind rudimentär ohne Ausdehnungen zur Iris.

### Maus

Der Ziliarkörper ist zweigeteilt (OVERBY et al., 2014). Eine *Pars plana* ist nur rudimentär oder gar nicht vorhanden. Die Falten der *Pars plicata* gehen in die Retina über. Einige Zonulafasern entspringen am vorderen Ziliarkörper. Die meisten Zonulafasern entspringen am distalen Teil der *Pars plicata*, nahe am Übergang zur Retina (SHI et al., 2013). Der Ziliarmuskel ist klein und hat eine zylindrische Form (SMITH et al., 2002b). Nach den Autoren sind Mäuse nicht zur Akkommodation fähig (SHI et al., 2013; SMITH et al., 2002b).

### **2.1.6 Vordere Augenkammer – *Camera anterior bulbi***

Die vordere Augenkammer wird von der Hinterfläche der Kornea, der Vorderfläche der Iris und von der Linse begrenzt. Die hintere Begrenzung wird als Iris-Linsen-Diaphragma bezeichnet. Über die Pupille stehen die

vordere und die hintere Augenkammer in Verbindung. Beide Kammern sind mit Kammerwasser gefüllt (NELL & WALDE, 2018).

In der Peripherie dehnt sich die vordere Augenkammer zwischen der Irisbasis und dem *Limbus cornea* in den Ziliarkörper aus und bildet den Kammerwinkel (Iridokornealwinkel) (SIMOENS & GILLE, 2015).

Die vordere Augenkammer hat eine Barrierefunktion. Gemeinsam mit der hinteren Augenkammer bildet sie eine Schranke zwischen Blut und Extrazellularraum und dem Inneren des Auges, die sogenannte Blut-Kammerwasserschranke (HANSEN, 1997d).

### Kaninchen

Die vordere Augenkammer ist im Zentrum tief und in der Peripherie sehr flach (DAVIS, 1929). Sie hat eine Tiefe von  $2,90 \pm 0,36$  mm und ein Volumen von 0,25 - 0,30 ml (GWON, 2008). Nach TRIPATHI (1974) ist sie 3,5 mm tief und hat ein Volumen von 0,25 – 0,35 ml.

### Meerschweinchen

Die vordere Augenkammer hat eine Tiefe von ein bis zwei Millimeter (COOPER & SCHILLER, 1975).

### Chinchilla

Die Tiefe der vorderen Augenkammer ist  $2,01 \pm 0,10$  mm (LIMA et al., 2010).

### Ratte

Die vordere Augenkammer ist im Zentrum 0,56 – 0,65 mm tief und einen strahlenförmigen Durchmesser von 5,7 – 6 mm (HEBEL & STROMBERG, 1996). Nach Hebel & STROMBERG (1996) hat sie ein Volumen von 15 mm<sup>3</sup>, nach TRIPATHI (1974) von weniger als 0,1 ml (TRIPATHI, 1974).

## Frettchen

Die vordere Augenkammer hat eine Tiefe von  $1,31 \pm 0,16$  mm (HERNANDEZ-GUERRA et al., 2007). Im Vergleich zu anderen Karnivoren ist sie flach (IVEY & MORRISEY, 1999).

### **2.1.6.1 Kammerwinkel – *Angulus iridocornealis***

Der Kammerwinkel wird von der Sklera, der Kornea, dem Ziliarkörper und der Iris begrenzt und wird daher auch als Iridokornealwinkel bezeichnet (SHEPPARD, 1962; SIMOENS & GILLE, 2015). Über den Kammerwinkel erfolgt der Abfluss des Kammerwassers. Zudem dient er der Regulation des intraokularen Drucks (SIMOENS & GILLE, 2015). Die Größe des Kammerwinkels ist bei den verschiedenen Spezies unterschiedlich. (SAMUELSON, 1999).

Die Morphologie des Kammerwinkels ist abhängig von der Ausbildung und dem Grad der Entwicklung des *M. ciliaris* und der Teilung des Ziliarkörpers im vorderen Bereich. Grundsätzlich können drei Typen unterschieden werden (TRIPATHI, 1974).

Im Ziliarspalt verlaufen Bindegewebestrabekel, die vom Rand der Iris zum peripheren Rand der Kornea ziehen, die sogenannten Irisfortsätze. Sie dienen der Halterung der Iris. Diese Fortsätze bilden insgesamt das *Lig. pectinatum* (SIMOENS & GILLE, 2015).

Das *Lig. pectinatum* bildet die Grenze zwischen der vorderen Augenkammer und dem Ziliarspalt. Auf Grund der irregulären Anordnung der einzelnen Fortsätze entstehen innerhalb *des Lig. pectinatum* kleine Zwischenräume, durch welche das Kammerwasser aus der vorderen Augenkammer in den Ziliarspalt fließt (TRIPATHI, 1974). Dahinter liegt ein Maschenwerk aus feinen Trabekeln und kleinen Hohlräumen (SIMOENS & GILLE, 2015). Bei Säugetieren ist dieses Maschenwerk in zwei Bereiche unterteilt. Ein inneres uveales Trabekelwerk und ein äußeres korneosklerales Trabekelwerk (SAMUELSON, 2013; TRIPATHI, 1974).

Das uveale Trabekelwerk entspringt am inneren Anteil Ziliarkörper (das innere Blatt) und verbindet sich mit dem hinteren Anteil des korneoskleralen Trabekelwerks. Enthält der innere Anteil des Ziliarkörpers Muskelfasern, verbinden sich viele der Trabekel mit den Muskelfasern. Das tiefer im Ziliarspalt gelegene Trabekelwerk wird dichter.

Das korneosklerale Trabekelwerk entspringt zum Teil an der Sklera und ist ebenfalls Ansatzpunkt für die Muskelfasern (TRIPATHI, 1974). Es ist gekennzeichnet durch kleine Trabekel mit kleinen Zwischenräumen und wirkt wie ein Filter für Partikel, welche in das Trabekelwerk gelangen (SAMUELSON, 2013). In diesem Bereich der Sklera liegt ein Plexus aus Gefäßen, der *Plexus venosus sclerae* (SAMUELSON, 2013).

### Kaninchen

Der Kammerwinkel ist schmal (TRONCOSO & CASTROVIEJO, 1936). Er ist wegen der Wölbung der Iris zur Kornea hin, nur schwer einzusehen (PRINCE et al., 1960a). Das *Lig. pectinatum* besteht aus kurzen, kräftigen, konischen Fasern (TRONCOSO & CASTROVIEJO, 1936). Das Trabekelwerk ist flacher, aber ausgeprägter als bei anderen Säugetieren (PRINCE, 1964). Partikel mit einer Größe von einem Mikrometer oder größer, gelangen nicht durch das Trabekelwerk (MC MASTER & MACRI, 1968).

### Meerschweinchen

COPPER & SCHILLER (1975) beschreiben beim Meerschweinchen ein Trabekelwerk und einen Schlemmschen Kanal.

### Ratte

Das Trabekelwerk ist schlecht entwickelt. Die Trabekel ziehen zum Skleralsporn. Die Fontana-Räume erweitern sich im vorderen Teil des Kammerwinkels. Nach VAN DER ZYPEN (1977) sind Ratten, auf Grund

der Anatomie des Kammerwinkels, nur in geringem Maße zu einer Anpassung an einen geänderten Augeninnendruck fähig. Im Vergleich zu Primaten oder Menschen, fehlen sehnenartige Trabekel, welche vom Ziliarmuskel zum Trabekelwerk ziehen und an der Regulation des Kammerwasserabflusses beteiligt sind. Nach VAN DER ZYPEN (1977) fehlt bei pigmentierten Ratten ein echtes *Lig. pectinatum*, während nach BISARIA (1973) bei Albino Ratten ein *Lig. pectinatum* in unterschiedlicher Ausprägung vorhanden ist. Ratten besitzen einen zirkulär verlaufenden, abgeflachten Schlemmschen Kanal (BISARIA, 1973; VAN DER ZYPEN, 1977).

### Maus

Der vordere Anteil des Trabekelwerks besteht aus drei bis vier Trabekeln, der hintere Anteil aus sieben bis zehn. Die Räume zwischen den Trabekeln sind im vorderen Teil größer als im hinteren (SMITH et al., 2001). Die Trabekel im hinteren Teil sind dicker als im Vorderen (SMITH et al., 2002b) Mäuse besitzen wie Primaten und Menschen einen gut entwickelten Schlemmschen Kanal. Vom Ziliarmuskel ausgehende Sehnen ziehen zum Trabekelwerk. Eine Kontraktion des Ziliarmuskels bewirkt eine Dehnung des Trabekelwerks und somit einen gesteigerten Abfluss des Kammerwassers (OVERBY et al., 2014). Nach OVERBY et al. (2014) sind Mäuse demzufolge zu einer Regulierung des Kammerwasserabflusses fähig.

#### **2.1.6.2 Kammerwasser – *Humor aquosus***

Das Kammerwasser ist eine transparente Flüssigkeit, welche die vordere Augenkammer, die Pupille und die hintere Augenkammer ausfüllt (GUM & MAC KAY, 2013; HANSEN, 1997d).

In seiner Zusammensetzung ähnelt es einem Ultrafiltrat des Blutplasmas (GUM & MAC KAY, 2013).



Es dient der Lichtbrechung, der Ernährung der avaskulären Kornea und Linse sowie dem Abtransport von Metaboliten und der Immunabwehr (HANSEN, 1997d; MILLER, 2013a; RENWICK, 2002; SIMOENS & GILLE, 2015).

Das Kammerwasser wird an den Fortsätzen des Ziliarkörpers produziert und fließt von der hinteren Augenkammer durch die Pupille in die vordere Augenkammer (GUM & MAC KAY, 2013; RENWICK, 2002). Die Bildungsrate ist tierartlich unterschiedlich (GUM & MAC KAY, 2013).

Der Abfluss des Kammerwassers erfolgt auf unterschiedlichen Wegen. Man unterscheidet den konventionellen oder korneoskleralen und den unkonventionellen oder uveoskleralen Weg. Der größere Anteil des Kammerwassers fließt über den konventionellen Weg ab, ein geringerer, tierartlich unterschiedlicher Anteil über den uveoskleralen Weg.

Der konventionelle Abflussweg ist abhängig vom Augeninnendruck und vom Druck in den episkleralen Gefäßen. Der Abflussweg des Kammerwassers erfolgt aus der vorderen Augenkammer in den Kammerwinkel (GUM & MAC KAY, 2013). Durch das *Lig. pectinatum* tritt das Kammerwasser in das Trabekelwerk (SIMOENS & GILLE, 2015). Von dort fließt es über Sammelgefäße ab. Diese Gefäße bilden bei den meisten Säugetieren ein venöses Netzwerk und werden als Kammerwasserplexus bezeichnet (SAMUELSON, 2013). Bei Menschen, Primaten und einigen Säugetieren ist hingegen ein einzelner Kanal vorhanden, der sogenannte Schlemmsche Kanal (GUM & MAC KAY, 2013; SAMUELSON, 2013). Aus dem Kammerwasserplexus oder Schlemmschen Kanal, gelangt das Kammerwasser über Gefäße, welche auch als skleraler und episkleraler Plexus bezeichnet werden, in den *Plexus venosus sclerae* (TRIPATHI, 1974). Durch Kontraktionen des Ziliarmuskels werden die extrazellulären Räume verkleinert und der Abfluss reduziert (GUM & MAC KAY, 2013).

Der uveosklerale Abfluss erfolgt mittels Diffusion, durch die Iris, den Ziliarkörper und den Glaskörper. Er ist unabhängig vom Augeninnendruck, wird aber durch den Ziliarkörper und dem hydrostatischen Druck, der

zwischen der vorderen Augenkammer und dem *suprachoroidalen* Raum herrscht, reguliert (GUM & MAC KAY, 2013).

Die Bildungsrate des Kammerwassers entspricht der Abflussrate und bestimmt somit den Augeninnendruck (GUM & MAC KAY, 2013).

### Kaninchen

Die Bildungsrate des Kammerwassers ist 1,84  $\mu\text{l}/\text{min}$  (GUM & MAC KAY, 2013). Die Zusammensetzung des Kammerwassers ist in nachstehender Tabelle 2 aufgeführt.

Kaninchen besitzen keinen Schlemmschen Kanal, wie er bei Primaten vorhanden ist. Stattdessen existiert ein Raum mit einem Lumen von sieben bis zwölf  $\mu\text{m}$  (SHEPPARD, 1962). SHEPPARD (1962) bezeichnet diesen Raum als Trabekelkanal, während ihn TRONCOSO (1942) als Trabekelvene bezeichnet.

Bei Kaninchen ist kein intraskleraler Plexus vorhanden. Stattdessen existieren lange schmale Gefäße, welche, an der Grenze zwischen Sklera und Trabekelwerk, Blindschleifen bilden und keine Verbindung zum Kammerwinkel haben. Diese Gefäße führen zum episkleralen Plexus (ROHEN & FUNK, 1994). Dieser breite episklerale Plexus besteht zum Großteil aus großlumigen Venen, welche Kammerwasser, aber kein oder nur wenig Blut führen. Lange Arteriolen aus den *Aa. Ciliares anteriores* ziehen zum episkleralen Plexus und anastomosieren mit den Venolen, ein Kapillarnetzwerk ist nicht ausgebildet. Diese Anastomosen verbinden sich trichterförmig mit den Venen des episkleralen Plexus (FUNK & ROHEN, 1994; ROHEN & FUNK, 1994). Pro Quadratmillimeter sind 20 – 30 Anastomosen ausgebildet (SELBACH et al., 1998). Die arteriovenösen Anastomosen dienen der Regulation des Kammerwasserabflusses und des Augeninnendrucks:

Bei steigendem Augeninnendruck, kommt es zur Konstriktion der Arteriolen. Dadurch fließt weniger Blut und mehr Kammerwasser in den Venen. Die Rate des Kammerwasserabflusses steigt. Sinkt der

Augeninnendruck, erweitern sich die Anastomosen und es fließt mehr Blut und weniger Kammerwasser in die Venen. Die Abflussrate des Kammerwassers sinkt (FUNK & ROHEN, 1994; ROHEN & FUNK, 1994). Unter normalen Bedingungen sind 80 bis 90 % der Anastomosen geschlossen (FUNK & ROHEN, 1994).

Der uveosklerale Abfluss hat einen Anteil von 13 – 25 % am gesamten Abfluss des Kammerwassers (BARRIE et al., 1985; GUM & MAC KAY, 2013). Er führt in den suprachoroidalen Raum, die Iris, den Ziliarkörper, die Ziliarkörperarterien, die choroidalen Gefäße und die Vortex Venen (FOWLKS & HAVENER, 1964; MC MASTER & MACRI, 1968).

Tabelle 2: Zusammensetzung von Kammerwasser und Blutplasma bei Kaninchen (GUM & MAC KAY, 2013)

	Kammerwasser	Blutplasma
Ascorbat $\mu\text{mol/ ml}$	0,96	0,04
Glukose $\mu\text{mol/ ml}$	6,9	7,2
Hyaluronat $\mu\text{g/ ml}$	<3,0	10,3
Lactat $\mu\text{mol/ ml}$	12,1	8,2
Protein mg/ 100ml	25,9	-
Harnstoff $\mu\text{mol/ ml}$	7,0	9,1
Bikarbonat $\mu\text{mol/ ml}$	33,6	27,4
Kalzium mEq/ l	3,5	6,2
Chlorid mEq/ l	105,1	111,8
Sauerstoff mmHg	30	77
Phosphat $\mu\text{mol/ ml}$	0,89	1,49
Kalium mEq/ l	5,2	5,5
Natrium mEq/ L	143	146

## Ratten

Auch bei Ratten sind arteriovenöse Anastomosen ausgebildet, die in den episkleralen Plexus führen. Es sind vier bis zehn Anastomosen pro Quadratmillimeter ausgebildet. Das Kammerwasser fließt aus dem Schlemmschen Kanal, über die kammerwasserführenden Gefäße in den episkleralen Plexus (SELBACH et al., 1998).

### **2.1.7 Linse – Lens**

Die Linse liegt zwischen den Augenkammern und dem Glaskörper (SIMOENS & GILLE, 2015). Die Form der Linse ist bikonvex, sie ist frei von Gefäßen und transparent (OFRI, 2013b; STADES et al., 2006). Die Linsenvorderfläche ist flacher als die Hinterfläche und liegt der Iris im Pupillarbereich an (OFRI, 2013b; SIMOENS & GILLE, 2015). Die Linsenhinterfläche ist in den Glaskörper, in die sogenannte Linsengrube, eingebettet (SIMOENS & GILLE, 2015). Der Glaskörper und die Linse sind fest miteinander verbunden (STADES et al., 2006). Die Zentren der Linsenvorderfläche und Linsenhinterfläche werden als Linsenpole bezeichnet, der Linsenumfang als Linsenäquator (OFRI, 2013b). Von außen nach innen wird die Linse in den Linsenkortex und den Linsenkern unterteilt. Sie besteht aus der Linsenkapsel, dem Linsenepithel und den Linsenfasern (PETERSEN-JONES, 2002b). Neue Linsenfasern werden das ganze Leben lang im Äquatorbereich des Kortex gebildet (OFRI, 2013b; STADES et al., 2006). Die Fasern werden länger, legen sich von außen an und treffen im Bereich der Linsenpole aufeinander. An den Polen entstehen Verbindungsnähte, die auf der Linsenvorderfläche ein aufrechtes „Y“ und auf der Linsenhinterfläche ein umgekehrtes „Y“ bilden (STADES et al., 2006). Die älteren Fasern im Linsenkern sind dichter und weniger transparent. Je älter ein Tier wird, desto deutlicher ist die Trübung innerhalb der Linse zu erkennen. Diese Trübung wird als Nukleosklerose bezeichnet (OFRI, 2013c). Durch die Zonulafasern wird die Linse in ihrer Position gehalten. Die Zonulafasern entspringen am Ziliarkörper und

inserieren vor und hinter dem Linsenäquator (PETERSEN-JONES, 2002b).

Die Linse bündelt die einfallenden Lichtstrahlen. Durch die bikonvexe Form, die Lichtdurchlässigkeit und die Fähigkeit zur Akkommodation, entstehen scharfe Abbildungen auf der Retina (HANSEN, 1997d).

### Kaninchen

Die Linse hat eine nahezu kugelige Form (PRINCE et al., 1960a). Die Linsenkapsel ist eine harte, glasartige Membran die vom vorderen Pol über den Äquator bis zum hinteren Pol dünner wird (DAVIS, 1929). Der Krümmungsradius der Linsenhinterfläche ist 5,0 mm, der Krümmungsradius der Vorderfläche ist 5,3 mm. Der äquatoriale Linsendurchmesser ist neun bis elf Millimeter (PRINCE et al., 1960a). Der axiale Durchmesser der Linse ist 7,0 mm bis 7,6 mm (DAVIS, 1929; PRINCE et al., 1960a). Sie besitzt eine Brechkraft von 75,0 Dioptrie (HUGES, 1977). Die Linsennähte bilden kein „Y“, sondern eine einfache Linien. Auf der Linsenvorderfläche verläuft die Linie vertikal, auf der Linsenhinterfläche horizontal (DAVIS, 1929).

### Meerschweinchen

Die Linse hat eine kugelige Form und ist an den Polen abgeflacht (COOPER & SCHILLER, 1975). Der axiale Linsendurchmesser ist 4,0 mm und der äquatoriale Durchmesser ist 5,5 mm (COOPER & SCHILLER, 1975). Sie besitzt eine Brechkraft von 160 Dioptrie (OFRI, 2013a).

### Chinchilla

Die Linse hat eine fast kugelige Form. Der axiale Durchmesser ist 8,5 mm bis 8,7 mm (DETWILER, 1949). Die Linse nimmt ca. 50 % des gesamten Bulbus ein (LIMA et al., 2010). Die Zonulafasern sind ausgeprägt und zahlreich (DETWILER, 1949).

### Ratte

Die Linse hat nahezu die Form einer Kugel (HEBEL & STROMBERG, 1996).

Das Linsenvolumen ist bei juvenilen Ratten ein Viertel und bei adulten Ratten ein Drittel des Augapfels (HEBEL & STROMBERG, 1996). Nach HUGHES (1979) hat die Linse eine Dicke von  $3,71 \pm 0,007$  mm, nach CHAUDHURI et. al (1983) ist sie 3,814 mm dick. Die Linsenvorderfläche hat einen Krümmungsradius von 2,34 mm bis 2,53 mm, die Linsenhinterfläche von 2,34 bis 2,44 mm (CHAUDHURI et al., 1983; HEBEL & STROMBERG, 1996; HUGHES, 1979). Sie hat eine Brechkraft von 243,9 Dioptrie (HUGES, 1977). Die vordere Linsennaht hat die Form eines vertikal aufrechten „Y“, das bei einigen Tieren mit dem unteren Schenkel nach nasal geneigt ist (BRÜCKNER, 1951). Die Morphologie der Linse, lässt vermuten, dass in dunkler Umgebung, möglichst viel Licht eingefangen werden soll (HEBEL & STROMBERG, 1996).

### Maus

Der axiale Linsendurchmesser ist 0,48 mm und der äquatoriale Linsendurchmesser 0,78 mm (SHUPE et al., 2005).

### Frettchen

Die Linse ist im Verhältnis zum Augapfel relativ groß (WILLIAMS & KERN, 2008). Die Linse hat eine beinahe runde Form und eine Dicke von  $3,42 \pm 0,15$  mm (HERNANDEZ-GUERRA et al., 2007; MILLER, 1997).

## **2.2 Die Ophthalmologische Untersuchung**

Die ophthalmologische Untersuchung erfolgt als Teil der allgemeinen klinischen Untersuchung (WALDE & SCHÄFER, 2008). Bei dem Verdacht auf eine Augenerkrankung, sollte die allgemeine klinische Untersuchung zusätzlich durchgeführt werden (STADES et al., 2006), da Symptome am Auge auch Folge systemischer Erkrankungen sein können (WAGNER et al., 1998). Oft kann allein durch die Untersuchung eine Diagnose gestellt werden (MOULD, 2002). Die Untersuchung erfolgt vollständig, geordnet und zügig, nach einem strikt einzuhaltendem Schema (NELL et al., 2014; OLLIVIER et al., 2008; WALDE & SCHÄFER, 2008). Zur Unterstützung kann ein Untersuchungsprotokoll verwendet werden (STADES et al., 2006), auf dem alle Befunde dokumentiert werden können.

Die ophthalmologische Untersuchung beim Kleinsäuger kann mit der von Hund und Katze verglichen werden. Wesentliche Unterschiede und Schwierigkeiten entstehen durch die geringe Größe der Augen bei den Kleinsäufern (WILLIAMS, 2012a; WILLIAMS & with contribution by GUM, 2013). Weiterhin ist zu erwähnen, dass insbesondere hinsichtlich der spezifischen Untersuchungsmethoden und hierbei notwendigen Miniaturisierung, verfahrenstechnisch viele Anleihen aus der, seit Mitte der 80er Jahre des letzten Jahrhunderts, entwickelten Vogel- und Reptilienophthalmologie gegeben sind (REESE et al., 2016).

### **2.2.1. Instrumente und Hilfsmittel**

Für eine standardisierte Augenuntersuchung sind bestimmte Instrumente und Hilfsmittel nötig (STADES et al., 2006). Diese werden im Folgenden vorgestellt.

### 2.2.1.1 Lichtquelle und Vergrößerung

Als Lichtquelle können ein Handspaltlampen-Biomikroskop, ein direktes Ophthalmoskop, eine Stiftlampe, der Diaskleralkegel oder ein Otoskoplämpchen verwendet werden.

Das Handspaltlampen-Biomikroskop ist für die Untersuchung des vorderen Augensegments und der Adnexe am besten geeignet (MOULD, 2002).

Das Handspaltlampen-Biomikroskop ist eine Kombination aus einem binokularen Mikroskop mit einer Vergrößerungsoptik und einer vielseitigen Beleuchtungseinheit, die seitlich davon auf einem schwenkbarem Arm angebracht ist und einen variablen Winkel zur Blickrichtung des Untersuchers einnehmen kann (BRAUS, 2012; FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; NELL et al., 2014).

Für das Licht gibt es grundsätzlich zwei Einstellungsmöglichkeiten. Ein fokales, rundes Licht und ein Spaltlicht (BRAUS, 2012). Zusätzlich kann die Lichtintensität, die Länge und Breite des Lichtstrahls sowie die Lichtfarbe eingestellt werden. Abhängig vom Modell ist eine 5- bis 40-fache Vergrößerung einstellbar (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die meisten Modelle bieten eine 10- bis 16-fache Vergrößerung (BRAUS, 2012).

Der fokale, runder Lichtstrahl wird zusammen mit der Vergrößerung genutzt, um bei niedriger Lichtintensität, einen Überblick über die Strukturen zu erhalten. Auch sehr kleine Strukturen und Veränderungen, wie ektopische Zilien, können dargestellt werden (BRAUS, 2012).

Das Spaltlicht ist nur für transparente Strukturen geeignet und nicht für lichtundurchlässige Strukturen wie die Iris oder die *Sklera* (BRAUS, 2012). Mit dem Spaltlicht werden, bei hoher Lichtintensität, optische Schnittbilder der transparenten Strukturen, wie der Kornea und der Linse, erstellt (BRAUS, 2012; MOULD, 2002). Die Lokalisation von Veränderungen ist möglich.



Wird der Arm der Spaltlampe weiter nach außen bewegt, wird der Winkel zwischen Lichtquelle und Betrachtungsrichtung größer. Je größer der Winkel ist, desto größer ist das Profil der geschnittenen Struktur und desto deutlicher ist die Lokalisation von Veränderungen. Es kann das vordere Augensegment bis zum vorderen Glaskörper untersucht werden. Das Spaltlicht ist nur für transparente Strukturen geeignet und nicht für lichtundurchlässige Strukturen wie die Iris oder die Sklera (BRAUS, 2012).

Vor der Untersuchung werden die Okulare so eingestellt, dass sie dem Augenabstand des Untersuchers entsprechen und dessen Fehlsichtigkeit korrigieren. Der Abstand des Instruments, d. h. der Abstand des Schnittpunkts von Lichtstrahl und Mikroskop, zum Patienten ist sieben bis zehn Zentimeter. Die Feinfokussierung wird durch die Bewegung zum Auge hin oder vom Auge weg erreicht (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Ein direktes Ophthalmoskop bietet unterschiedliche Lichtquellen und verschiedene Vergrößerungen. Ein direktes Ophthalmoskop kann für die direkte Ophthalmoskopie, für die Fundusuntersuchung sowie für die Untersuchung des vorderen Augensegments und der Adnexe verwendet werden (MOULD, 2002).

Eine Stiftlampe kann als Lichtquelle verwendet werden, bietet aber nur einen diffusen Lichtstrahl (MOULD, 2002).

Der Diaskleralkegel (engl. Finoff transilluminator) bietet einen fokussierten Lichtstrahl (MOULD, 2002).

Ein Otoskoplämpchen bietet einen fokalen Lichtstrahl mit regulierbarer Intensität und eine Vergrößerung (MOULD, 2002; WALDE & SCHÄFER, 2008).

Als Vergrößerungshilfen sind Lupen gläser mit unterschiedlicher Vergrößerung erhältlich. Diese müssen mit der Hand gehalten werden. Kopfbandlupen bieten eine Vergrößerung um das 1,5- bis 2,5-fache und lassen beide Hände des Untersuchers frei. Lupenbrillen bieten eine bis zu 6-fache Vergrößerung (MOULD, 2002).

### **2.2.1.2 Tonometer**

Tonometer dienen der Messung des Augeninnendrucks (IOD).

Es sind unterschiedliche Tonometer erhältlich, die auf verschiedenen Messmethoden beruhen. Diese sind die Applanationstonometer, die Reboundtonometer und das Schiötztonometer.

Das Schiötz-Tonometer kann bei den meisten Nagern nicht verwendet werden (MONTIANI-FERREIRA, 2009b) und stellt keine zeitgemäße Untersuchungsmethode mehr dar. Es wird daher in dieser Arbeit nicht besprochen.

Applanationstonometer beruhen auf dem Prinzip des Goldmanns-Imbert-Fick-Gesetzes. Danach wird der Druck einer Kugel, die mit Flüssigkeit gefüllt und von einer dünnen Membran umgeben ist, durch Ermittlung der Kraft, die nötig ist, um die Membran abzuflachen, gemessen. Dementsprechend messen Applanationstonometer die Kraft, die erforderlich ist einen bestimmten Bereich auf der Kornea abzuflachen und berechnen daraus den Augeninnendruck (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die definierte Fläche ist dabei die Fläche der Tonometerspitze (MAGGS, 2013c). Die Messergebnisse von Applanationstonometern sind abhängig von Faktoren wie der Korneadicke, der Struktur der Kornea und von Veränderungen der Kornea wie z. B. durch Ödeme (COSTER et al., 2008; KIM et al., 2006). Bei der Applanationstonometrie ist eine stärkere Fixierung des Patienten nötig als bei der Reboundtonometrie und die Augenlider müssen offengehalten

werden. Dadurch kann es zum Druckanstieg kommen (DI GIROLAMO et al., 2013; KIM et al., 2006) Durch mehrmaliges messen des Augeninnendrucks mittels Applanationstonometer kann es ebenfalls zum Druckanstieg kommen. In der Studie von KIM et al. (2006) waren bei Mäusen fünf Messungen ohne Anstieg des Augeninnendrucks möglich (KIM et al., 2006). Es gibt eine Vielzahl an Applanationstonometern. Das in der Veterinärmedizin am häufigsten verwendete ist der TonoPen® (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c). Der TonoPen® ist batteriebetrieben und tragbar. Die Spitze ist drucksensitiv. Bei Berührung der Kornea wird diese abgeflacht und der Augeninnendruck berechnet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Das Ergebnis wird in mmHg angezeigt (MAGGS, 2013c). Die Spitze des TonoPen® ist mit einer austauschbaren Latexhülle bedeckt und wird vor jeder Anwendung gewechselt. Sie schützt den empfindlichen Stift und verhindert die Übertragung von Erregern (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c). Der TonoPen® ist einfach in der Anwendung (MAGGS, 2013c). Er kann unabhängig von der Kopfposition des Patienten angewendet werden, sodass es nicht erforderlich ist, den Kopf in vertikaler Position zu halten (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c). Die Spitze des Tonometers muss die Kornea im rechten Winkel treffen (MERMOUD et al., 1994). Vor der Anwendung ist die Applikation eines Lokalanästhetikum notwendig (MAGGS, 2013c). Der TonoPen® ist bei kleinen Auge, mit einem Korneadurchmesser von weniger als fünf Millimeter ungeeignet (WILLIAMS, 2012d). Eine Messung des Augeninnendrucks bei Mäusen und Ratten ist möglich, wenn die Spitze des TonoPen® vollen Kontakt zur Korneaoberfläche hat (MOORE et al., 1993; REITSAMER et al., 2004). Bei der Evaluierung verschiedener Tonometer, tendiert der TonoPen® zu einer Überschätzung niedriger IOD Werte und zu einer Unterschätzung von hohen IOD Werten (GOLDBLUM et al., 2002; KALESNYKAS & UUSITALO, 2007; MERMOUD et al., 1994; MOORE et al., 1993). Zudem zeigt er die höchste Streuung der Ergebnisse (KALESNYKAS & UUSITALO, 2007; SNYDER et al., 2018). Der TonoPen® sollte regelmäßig kalibriert werden. Entweder einmal täglich oder vor jedem Gebrauch und immer wenn Schwierigkeiten bei der

Messung auftreten (MAGGS, 2013c). Messfehler können auftreten, wenn die Schutzhülle nicht korrekt auf der Spitze des Tonometers sitzt (PEREIRA et al., 2011).

Bei Reboundtonometern, wie dem TonoVet®, trifft ein kleiner Stift mit rundem Ende, aus einer bestimmten Entfernung auf die Kornea, berührt diese und kehrt in die Ausgangsposition zurück. Der Augeninnendruck wird aus den Rückpralleigenschaften ermittelt. So verursachen Augen mit einem hohen IOD eine schnelle Abbremsung des Stiftes und eine kürzere Rückkehrzeit in Ausgangsposition als Augen mit einem niedrigen IOD (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c).

Das Gerät muss für korrekte Messung horizontal, parallel zum Boden, gehalten werden. Dies erschwert den Einsatz bei wehrhaften oder liegenden Patienten (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Der Abstand zur Kornea soll drei bis fünf Millimeter betragen und der Stift soll auf den Apex der Kornea im Winkel der visuellen Achse treffen. Abweichungen von bis zu 20 Grad sind klinisch nicht relevant und Abweichungen bis zu 25 Grad beeinflussen den Messwert nur minimal (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; KONTIOLA et al., 2001). Der Tonometerstift ist austauschbar und wegen seiner geringen Größe (1,3 – 1,8 mm) gut geeignet für kleine Augen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Der TonoVet® bietet die Möglichkeit, eine Tierart auszuwählen. Es kann zwischen dem „d“-Modus für Hunde/ Katzen, dem „h“-Modus für Pferde und dem „p“-Modus für diverse Tierarten unterschieden werden. Die Moduseinstellung richtet sich nach der Anatomie der Kornea, ihrer Festigkeit und der Zusammensetzung des Tränenfilms. Bei Kaninchen zeigen die Messwerte mit dem „d“-Modus und dem „p“-Modus eine gute Übereinstimmung mit dem tatsächlichen IOD, wobei der d-Modus noch präziser ist als der p-Modus (ZHANG et al., 2014). Bei Chinchillas hat sich die Messung mit dem TonoVet® im d-Modus als präziser erwiesen als die Messung im p Modus oder mit dem TonoLab® (SNYDER et al., 2018). Die Messungen mit dem TonoVet® sind schneller als mit dem TonoPen®. Die Tiere zeigen weniger Stress und es wird kein Kornealreflex ausgelöst

(CAIRO et al., 2018; DI GIROLAMO et al., 2013; PEREIRA et al., 2011). Für die Anwendung ist keine Applikation eines Lokalanästhetikums erforderlich (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die Messwerte mit der Reboundtonometrie haben eine höhere Übereinstimmung mit dem tatsächlichen IOD, als die Applanationstonometrie (GOLDBLUM et al., 2002; KIM et al., 2006). Die Reboundtonometrie tendiert dazu den tatsächlichen IOD zu unterschätzen (KIM et al., 2006; SNYDER et al., 2018; WANG et al., 2013). Die Abweichung wird größer je höher der tatsächliche IOD ist (DANIAS et al., 2003). Da die Reboundtonometrie von der Oberflächenspannung der Kornea beeinflusst wird, sollte die Messung des IOD mittels Reboundtonometern vor der Applikation jeglicher Präparate erfolgen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c). Die Frage, wie diese Tatsache die Messung des IOD mit Reboundtonometern bei Vorliegen einer KCS, bei der die Oberflächenspannung verändert ist, und bei pathologischen Veränderungen der Kornea, wie bei einem Glaukom oder einer Uveitis, beeinflusst, ist bisher noch unklar (MAGGS, 2013c). Faktoren die den Messwert beeinflussen sind der Abstand zur Kornea und in welchem Winkel der Stift auf die Kornea trifft (MORRIS et al., 2006; PEREIRA et al., 2011).

### **2.2.1.3 Fluoreszein**

Fluoreszein ist eine wasserlösliche, schwache, dibasische Säure aus der Gruppe der Xanthene (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAURICE, 1967). Es besitzt nur schwache Färbbeeigenschaften, weshalb es nie eine Verbindung zu vitalem Gewebe bildet (MAURICE, 1967).

Fluoreszein ist ein hydrophiler orangener Farbstoff, der sich in Verbindung mit der alkalischen Tränenflüssigkeit grün färbt (BRAUS, 2012). Es wird zur Diagnose von kornealen Epitheldefekten und konjunktivalen Defekten angewendet. Es färbt das freiliegende Stroma der Kornea und Konjunktiva an, indem er in das Stroma diffundiert (BRAUS, 2012; MAURICE, 1967).

Er färbt jedoch nicht das intakte Epithel oder die Descemet-Membran an (BRAUS, 2012). Außerdem wird er zur Diagnose qualitativer Störungen des Tränenfilms, von Perforationen des Augapfels (Seidel-Test) und für die Prüfung der Durchgängigkeit des TNK (Jones-Test) verwendet (BRAUS, 2012; FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Darüber hinaus wird Fluoreszein in der Fluoreszenzangiographie und der Fluorophotometrie, sowie bei pharmakologischen Studien und Studien zum Tränenfilm eingesetzt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Fluoreszein ist als Lösung oder in Form von imprägnierten Papierstreifen erhältlich (BRAUS, 2012; FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Es sollten nur Einzeldosen der Fluoreszeinlösung verwendet werden, da Großflaschen kontaminiert sein können (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). So wurde die Übertragung von *Pseudomonas aeruginosa* durch Fluoreszein-Großflaschen nachgewiesen (CELLO & LASMANIS, 1958). Auch Viren können in Fluoreszein überleben (STOREY et al., 2002). Die Färbung mit Fluoreszein erfolgt vor der Anwendung topischer Anästhetika. Diese sind epitheltoxisch und können feine fluoreszein-positive Färbungen verursachen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Für die Anwendung von Fluoreszein gibt es keine Kontraindikationen. Es kann bei Perforation der Kornea angewendet werden und ist für intraokulares Gewebe nicht schädigend (MOULD, 2002).

#### **2.2.1.4 Schirmer-Tränenteststreifen und Phenolrot-Faden**

Der Schirmer-Tränenteststreifen ist ein standardisierter, steril verpackter Filterpapierstreifen zur Messung der Tränenproduktion (MOULD, 2002). Ein Ende des Filterpapierstreifens hat eine abgerundete Spitze und eine Falz, die sich fünf Millimeter vor dem Ende befindet. Die handelsüblichen Teststreifen haben eine aufgedruckte Millimeterskala und sind am 5-mm-Punkt mit einem blauen Farbstoff imprägniert (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Der Teststreifen wird für 60 Sekunden in den

Bindehautsack eingesetzt und das Ergebnis, die Strecke der Befeuchtung, abgelesen (MAGGS, 2013c; TROST et al., 2007).

Eine Alternative zum Schirmer-Tränentest bietet der Phenolrot–Fadentest.

Für den Phenolrotfaden-Test wird ein standardisierter, 75 mm langer Baumwollfaden verwendet, der eine Falz, drei mm vom Ende entfernt, besitzt. Der Faden ist mit Phenolrot, einem pH-sensitiven Farbindikator imprägniert. Durch die Befeuchtung mit den schwach alkalischen Tränen, wechselt die Farbe von gelb zu orange (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Wegen seiner geringen Größe wird er besser toleriert, lässt sich besser in einen kleinen Lidspalt einsetzen und ist besser für die Messung einer geringen Tränenmenge geeignet (BRAUS, 2012; MAGGS, 2013c). Es wird nur ein  $\mu$ l Flüssigkeit als Mindestmenge benötigt. Wegen der kürzeren Messzeit von 15 Sekunden, ist der Einfluss äußerer Bedingungen geringer und ist weniger reizend für das Auge (BIRICIK et al., 2005).

#### **2.2.1.5 Tupfer, Spatel und Cytobrush**

Für die Gewinnung von Probenmaterial von der Kornea oder der Konjunktiva können sterile Tupfer, Spatel oder ein Cytobrush verwendet werden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Tupfer können für die Gewinnung von bakteriologischen und zytologischen Proben verwendet werden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Der Tupfer ist am wenigsten traumatisch. Er wird bei schweren Verletzungen der Kornea und bei einem hohen Risiko einer iatrogenen Verletzung des Auges bevorzugt (BAUER et al., 1996).

Für bakteriologische Proben ist ein angefeuchteter Tupfer am besten geeignet (FAHMY et al., 1975). Es gibt Tupfer die bereits mit einem Transportmedium befeuchtet sind (MAGGS, 2013c). Alternativ kann der Tupfer wird mit sterilem Wasser oder steriler Kochsalzlösung befeuchtet werden (COOPER et al., 2001; FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Für zytologische Proben können mit dem Tupfer nur wenige Zellen gewonnen werden. Die gewonnen Zellen sind aber nur wenig beschädigt (BAUER et al., 1996).

Spatel (z. B. Kimura-Spatel) können für die Gewinnung von bakteriologischen und zytologischen Proben verwendet werden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Für zytologische Untersuchungen liefert ein Spatel eine gute Zellzahl, mit hohem Grad an Zellschaden. Die Gefahr für eine Verletzung des Auges ist jedoch hoch (BAUER et al., 1996).

Der Cytobrush ist für die Gewinnung zytologischer Proben am besten geeignet. Die Proben haben eine hohe Zellzahl und die Zellen sind gut erhalten. Die Verletzungsgefahr am Auge ist gering. Bei kleinen Tieren ist die Bürste des Cytobrush zu groß. Zur Anpassung können einige Bürstchen entfernt werden (BAUER et al., 1996).

#### **2.2.1.6 Gonioskopielinsen**

Gonioskopielinsen werden verwendet, um den Kammerwinkel zu untersuchen. Dieser ist bei den meisten Spezies auf Grund der flachen Hornhautkrümmung nicht direkt einsehbar (MAGGS, 2013c; MOULD, 2002).

Lichtstrahlen die vom Kammerwinkel reflektiert werden, treffen auf die Hinterseite der Kornea. Diese Lichtstrahlen unterliegen, wegen des



spitzen Einfallswinkels auf die Kornearückseite und des unterschiedlichen Lichtbrechungsindex zwischen der Kornea und der sie umgebenden Luft, innerhalb des Auges einer Totalreflektion. Durch das Aufsetzen einer Gonioskopielinse, auf die zuvor anästhesierte Kornea, wird die Luft verdrängt. Der Lichtbrechungsindex der Gonioskopielinse liegt nahe dem der Kornea. Dadurch wird die Totalreflektion aufgehoben und der Kammerwinkel kann durch die Gonioskopielinse hindurch betrachtet werden (MAGGS, 2013c).

Es gibt direkte und indirekte Gonioskopielinsen. Bei direkten Gonioskopielinsen (z. B. Koeppe-Linse oder Barkan-Linse) wird der Kammerwinkel direkt betrachtet. Bei indirekten Gonioskopielinsen (z. B. Goldmannlinse) wird der Kammerwinkel in einem Spiegel betrachtet. Bei einigen Gonioskopielinsen wird die Linse durch einen hydrostatischen Unterdruck in Position gehalten. Alle Gonioskopielinsen stehen über ein flüssiges Medium mit der Kornea in Kontakt. Bei Linsen mit Vakuum wird zum Beispiel Kochsalzlösung verwendet, bei Linsen ohne Unterdruck beispielsweise Methylzellulose (MAGGS, 2013c).

#### **2.2.1.7 Weitere Hilfsmittel**

Als weitere Hilfsmittel werden eine atraumatische Pinzette (z.B. Bindehautpinzette, Bennet-Zilienpinzette, Von-Graefe-Pinzette), eine Tränenkanälchensonde und –kanüle oder eine Braunüle, Objektträger sowie sterile Kochsalzlösung benötigt (BRAUS, 2012; NELL & WALDE, 2018; STADES et al., 2006).

#### **2.2.1.8 Pharmakologisch-ophthalmologische Präparate**

Wegen der geringen Größe der Augen, besteht bei Kleinsäufern durch die Anwendung pharmakologischer Präparate am Auge das Risiko einer

systemischen Intoxikation. Es wird die gleiche Menge, wie bei vergleichsweise größeren Augen appliziert (WILLIAMS, 2012d). Die applizierte Flüssigkeit vermischt sich mit der Tränenflüssigkeit und wird durch das Blinzeln verteilt (PAULSEN et al., 2002).

Auf Grund der geringen Blinzelfrequenz von Kleinsäugetieren (siehe dazu Punkt 2.1.2.6 dieser Arbeit) haben applizierte Präparate eine längere Einwirkzeit. Da jedoch die Permeabilität der Kornea für die meisten Präparate sehr hoch ist, hat die verlängerte Einwirkzeit keine klinische Relevanz (MAURICE, 1995).

Bei den handelsüblichen ophthalmologischen Präparaten hat ein applizierter Tropfen ein Volumen von 50 – 75  $\mu\text{m}$  (CHRAI et al., 1973). Kaninchen haben ein Tränenvolumen von  $7,5 \pm 2,5 \mu\text{l}$  (CHRAI et al., 1973).

Wird ein Tropfen appliziert, fließt die überschüssige Flüssigkeit ab, bis das normale Tränenvolumen wieder erreicht ist. Je größer das applizierte Volumen ist, desto größer ist die Verlustmenge an Wirkstoff am Auge und desto mehr fließt in die tränenableitenden Wege und über den Lidrand. Dadurch ist weniger Wirkstoff auf dem Auge vorhanden um eine Wirkung herbeizuführen oder um in das Auge absorbiert zu werden. Gleichzeitig gelangt mehr Wirkstoff in die tränenableitenden Wege und läuft über den Lidrand hinaus (CHRAI et al., 1973). Die Wirkstoffmenge, welche in die tränenableitenden Wege gelangt, unterliegt im Folgenden mehreren Wegen: Ein Teil gelangt in den nasopharyngealen Raum, welcher mit einer großen Fläche, absorptionsfähiger Mukosa ausgekleidet ist und so in den Blutkreislauf. Ein anderer Teil wird aus dem nasopharyngealen Raum abgeschluckt, im Gastrointestinaltrakt absorbiert und über die Leber verstoffwechselt. Ein weiterer Teil wird über das Epithel des Tränennasengangs absorbiert (PAULSEN et al., 2002).

PAULSEN et al (2002) haben belegt, dass lipophile Substanzen im Tränennasengang von Kaninchen absorbiert werden. Dagegen ist es unwahrscheinlich, dass im Tränennasengang von Ratten, auf Grund der

anatomischen und histologischen Eigenschaften, eine Absorption möglich ist (PAULSEN et al., 2000; PAULSEN et al., 2002).

#### **2.2.1.8.1 Mydriatika**

Mydriatika werden angewendet, um die Pupille weitzustellen und so den peripheren Linsenanteil und den Fundus zu untersuchen. Bezüglich des Wirkmechanismus wird zwischen Sympathomimetika und Parasympatholytika unterschieden (GOULD, 2002).

Hinsichtlich Wirkungseintritt, Wirkungsgrad und Wirkungsdauer unterscheiden sich die Mydriatika bei den verschiedenen Spezies.

Die Sympathomimetika binden und stimulieren die adrenergen Rezeptoren des *M. dilatator pupillae* und bewirken so die Weitstellung der Pupille (GOULD, 2002; HERRING, 2013). Sie werden für die Diagnose und die Lokalisation der sympathischen Denervierungen, wie beim Horner-Syndrom, verwendet. Daneben werden sie bei einigen Spezies zur Potenzierung der Mydriase und zur Vasokonstriktion, während chirurgischer Eingriffe, angewendet. Es kommt kaum zu Nebenwirkungen. Bei Hund und Katze können kardiale Arrhythmien und Bluthochdruck auftreten. Bei Tieren mit bekanntem Bluthochdruck oder dem Verdacht darauf, sind Sympathomimetika mit Vorsicht anzuwenden (HERRING, 2013). Zu den Sympathomimetika gehören Phenylephrin und Epinephrin (HERRING, 2013).

Parasympatholytika binden an die Acetylcholinrezeptoren des *M. sphincter pupillae* und des Ziliarkörpermuskels und blockieren diese (GOULD, 2002). Neben der Mydriase bewirkt diese Gruppe der Mydriatika, im Gegensatz zu den Sympathomimetika, auch eine Cycloplegie (= Ruhigstellung der Pupille durch Paralyse des *M. Ciliaris* und dadurch Ausschaltung der Akkommodationsfähigkeit) unterschiedlichen Grades. Parasympatholytika werden für die Diagnostik, intraokulare Chirurgie und

für therapeutische Indikationen, wie bei einer Iridocyclitis eingesetzt. Parasympatholytika sollten nicht bei einem Glaukom bzw. dem Verdacht auf ein Glaukom angewendet werden, denn sie bewirken einen Anstieg des Augeninnendrucks (GOUDARZ & MAMOKZADEH, 2008; HERRING, 2013; KOVALECUKA et al., 2017; STADTBÄUMER et al., 2006). Ebenfalls kann bei einer dilatierten Pupille, eine bereits instabile Linse nach vorne wandern und ein Glaukom auslösen (HERRING, 2013).

Zu den Parasympatholytika gehören Atropin und Tropicamid.

### **Atropin**

Nach WILLIAMS (2012b) zeigen Parasympatholytika bei Kaninchen und Nager oft eine schwache und langsam eintretende Mydriase (WILLIAMS, 2012d).

Atropin bindet an das Melanin in der Iris und wird erst nach und nach freigesetzt. Die Wirkdauer ist länger, je höher der Melaningehalt in der Iris ist (SALAZAR & PATIL, 1976).

### Kaninchen

Atropin hat bei Kaninchen, abhängig vom Melaningehalt der Iris und dem Vorhandensein des Enzyms Atropinesterase, eine unterschiedliche Wirkdauer, welche in Tabelle 3 aufgeführt sind.

Die Menge an gebundenem Atropin ist bei pigmentierten Iriden um das Achtfache höher, als bei unpigmentierten Iriden (SALAZAR & PATIL, 1976).

Etwa 50 % der Kaninchen besitzen das Enzym Atropinesterase, welches den Abbau von Atropin bewirkt (EMMERICH & HEIN, 2018; SALAZAR & PATIL, 1976). Der Anteil an atropinesterase-negativen Tieren, ist bei pigmentierten Kaninchen höher (23 %), als bei albinotischen Tieren (acht Prozent). Ohne die Atropinesterase kommt es zu einem verzögerten Abbau von Atropin (SALAZAR & PATIL, 1976).

Nach einigen Autoren hat Atropin bei atropinesterase-positiven Kaninchen keine Wirkung (EMMERICH & HEIN, 2018; MAGGS, 2013f; STADES et al., 2006).

Beim Wirkungseintritt gibt es in vivo keinen Unterschied hinsichtlich des Wirkungseintritts von Atropin bei pigmentierten und unpigmentierten Iriden (SALAZAR & PATIL, 1976).

Ab einer Konzentration von 0,25 % zeigt sich auch am kontralateralen Auge eine Mydriasis (HAMMER et al., 1991). Eine einmalige Applikation von Atropin (1%) führt zu einem Anstieg des Augeninnendrucks um 20 % (SADEGHI-HASHJIN & MANOKZADEH, 2008). Bei Kaninchen bewirkt Atropin eine erhöhte Lichtempfindlichkeit (EWRINGMANN, 2016).

Tabelle 3: Wirkdauer von Atropin bei Kaninchen (SALAZAR & PATIL, 1976)

Unpigmentierte Iriden (Albinos), atropinesterase-positiv	3,8 Stunden
Pigmentierte Iriden, atropinesterase-positiv	12,4 Stunden
Unpigmentierte Iriden (Albinos), atropinesterase-negativ	29,7 Stunden
Pigmentierte Iriden, atropinesterase-negativ	≥ 96 Stunden

### Meerschweinchen

Atropin hat eine Wirkdauer von 72 Stunden (LUND KARLSEN, 1978).

### Maus

Bei Mäusen (Wildtyp) bewirkt die einmaligen Applikation von Atropin eine Mydriase. Der Wirkungseintritt ist innerhalb einer Minute. Die Wirkdauer, bis zur normalen Pupillenreaktion, ist abhängig von der applizierten

Konzentration (SCHAEFFEL & BURKHARDT, 2005). Diese sind in Tabelle 4 aufgeführt.

In der Studie von SCHAEFFEL & BURKHARDT (2005) hatte Atropin keine Wirkung auf das kontralaterale Auge. Atropin bewirkt eine erhöhte Lichtempfindlichkeit (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012).

Tabelle 4: Wirkdauer von Atropin bei Mäusen (SCHAEFFEL & BURKHARDT, 2005)

Atropin 0,1 %	217 Stunden
Atropin 0,5 %	230 Stunden
Atropin 1,0 %	294 Stunden

### Ratte

Nach WILLIAMS (2012c) hat Atropin bei Ratten und Mäusen häufig keine Wirkung. Einige Ratten besitzen eine Atropinesterase, welche Atropin deaktiviert (EMMERICH & HEIN, 2018).

Nach der Anwendung von Atropin, kann es bei Ratten, bei normalem Tageslicht, zu Schäden an der *Retina* kommen. Das Licht verursacht das Absterben von Photorezeptoren, wobei der Grad der Schädigung bei farbigen Ratten geringer ist als bei Albinos (WILLIAMS et al., 1985). Atropin bewirkt eine erhöhte Lichtempfindlichkeit (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012).

### **Tropicamid**

Tropicamid hat einen schnelleren Wirkungseintritt und eine kürzer Wirkdauer als Atropin und ist das Mittel der Wahl (GOULD, 2002; HERRING, 2013; MAGGS, 2013f). Bei Tieren mit pigmentierten Iriden ist der Wirkungseintritt verzögert es länger (MAGGS, 2013f).

Tropicamid kann ein leichtes brennen am Auge, eine verminderte Tränenproduktion und den Anstieg des Augeninnendrucks bewirken (EMMERICH & HEIN, 2018).

### Kaninchen

Tropicamid bewirkt ab einer Konzentration von 0,3 % eine Mydriasis und hat eine durchschnittliche Wirkdauer von 5,5 Stunden (HAMMER et al., 1991).

Ab einer Konzentration von 0,3 % zeigt sich auch am kontralateralen Auge ein Mydriase, was auf eine systemische Wirkung schließen lässt (HAMMER et al., 1991).

Die einmalige Applikation von 1%-igem Tropicamid führt bei Kaninchen am behandelten Auge zu einem Anstieg des Augeninnendrucks um 13 %. Am kontralateralen Auge zeigt sich keine Wirkung auf den Augeninnendruck (SADEGHI-HASHJIN & MANOKZADEH, 2008).

### Meerschweinchen

Bei Meerschweinchen steigt nach der Applikation von Tropicamid der Augeninnendruck, sowohl am behandelten als auch am kontralateralen Auge. Dies lässt auf eine systemische Wirkung schließen (RAJAEI et al., 2017).

### Chinchilla

Bei Chinchillas hat Tropicamid bei stark pigmentierten Iriden eine bessere Wirkung, als bei schwach pigmentierten Iriden (LIMA et al., 2010).

### Ratte

Bei stark pigmentierten Iriden ist der Wirkungseintritt verzögert, (WILLIAMS, 2012c).

### Maus

Bei Mäusen bewirkt Tropicamid, neben der Mydriase, eine Weitsichtigkeit und einen Anstieg der Herzfrequenz (PERERA et al., 2017; TKATCHENKO & TKATCHENKO, 2010). Bei stark pigmentierten Iriden ist der Wirkungseintritt verzögert (WILLIAMS, 2012c).

#### **2.2.1.8.2 Lokalanästhetika**

Topische Lokalanästhetika werden in der Diagnostik für die Tonometrie, für korneale und konjunktivale Geschabsel und für die Sondierung des TNK verwendet. Bei kleinen chirurgische Eingriffen z.B. bei der Entfernung von Fremdkörpern oder beim Nähen der Kornea, kann durch die Analgesie der Kornea, die Allgemeinanästhesie vermindert werden (GOULD, 2002; HERRING, 2013; MAGGS, 2013f). Bei Patienten mit Blepharospasmus muss für die Untersuchung des Auges ein Lokalanästhetikum appliziert werden (MAGGS, 2013f).

Topische Lokalanästhetika wirken toxisch auf das Korneaepithel (GOULD, 2002; HERRING, 2013; MAGGS, 2013f). Sie zerstören die Plasmamembran und reduzieren die metabolische Aktivität der Epithelzellen. Durch die (einmalige) Anwendung der Lokalanästhetika kommt es zu morphologischen Zellveränderungen, ohne die Vitalität der Zellen zu beeinträchtigen (GRANT & ACOSTA, 1994). Es entstehen kleine punktuelle Risse in der Korneaoberfläche, die bei der Spaltlampenuntersuchung zu erkennen sind (MAGGS, 2013f). Die wiederholte Anwendung kann das Korneaepithel schädigen (GRANT & ACOSTA, 1994; HERRING, 2013).



Lokalanästhetika dürfen nicht als Therapeutikum, z.B. zur Analgesie bei einem bestehenden Korneauktus angewendet werden (GOULD, 2002; HERRING, 2013; MAGGS, 2013f). Werden Lokalanästhetika in ein krankes, schmerzhaftes Auge appliziert, werden Schutzreflexe aufgehoben und die Gefahr für weitere Verletzungen erhöht (MAGGS, 2013f).

Einige Präparate sind auch systemisch toxisch und werden im Bindehautsack schnell absorbiert. Dies ist besonders bei der Anwendung bei sehr kleinen Patienten zu beachten (MAGGS, 2013f).

Durch die Applikation topischer Lokalanästhetika wird die reflexbedingte Tränenproduktion gehemmt. (GOULD, 2002; MAGGS, 2013f). Einige Präparate haben Einfluss auf die Stabilität des Tränenfilms. Wegen ihrer antimikrobiellen Wirkung und der enthaltenen Konservierungsstoffe, sollten sie nicht vor der Gewinnung von Probenmaterial für mikrobielle Untersuchungen angewendet werden, auch wenn diese Eigenschaft nicht bei allen Präparaten gleich ist und der Einfluss auf die Kultur durch das Anästhetikum klinisch nicht relevant ist (HERRING, 2013; MAGGS, 2013f). Einigen Patienten ist die Probenentnahme ohne Lokalanästhetikum unangenehm, wodurch sich das Risiko der Bewegung und der Verletzung des Auges erhöht (MAGGS, 2013f). In der Veterinärophtalmologie werden hauptsächlich Proparacain und Tetracain angewendet (HERRING, 2013). Sie besitzen die gleiche anästhetische Wirkungspotenz (GRANT & ACOSTA, 1994). Nach GRANT & ACOSTA (1994) hat Tetracain eine vierfach höhere Toxizität für die Epithelzellen der Kaninchenkornea als Proparacain (GRANT & ACOSTA, 1994). Nach JUDGE et al ist Proparacain, bei Injektion in die vordere Augenkammer, toxischer als Tetracain (JUDGE et al., 1997).

### **Proparacain**

Proparacain wird bei einer guten Wirksamkeit gut toleriert (MAGGS, 2013f). Es bewirkt zusätzlich eine Destabilisierung des Tränenfilms (HERRING, 2013).

### Kaninchen

Die anästhetische Wirkung von Proparacain tritt innerhalb einer Minute ein (EMRARIAN & SARCHAHI, 2020; LIU et al., 1993). Nach EMRARIAN & SARCHAHI 820209 hat Proparacain eine durchschnittliche Wirkdauer von 20 Minuten, nach LIU et al. (1993) sind es durchschnittlich 63 Minuten.

Es reduziert den Druck in den episcleralen Gefäßen von  $12.26 \pm 1.13$  auf  $8.67 \pm 0.90$  mmHg, sowie den Augeninnendruck von  $17.73 \pm 1.06$  auf  $16.22 \pm 1.08$  mmHg (ZAMORA & KIEL, 2009).

### Ratte

Die anästhetische Wirkung tritt innerhalb einer Minute ein (KIM et al., 2012; LELESCU et al., 2021).

Die vollständige Aufhebung der Korneasensitivität hält bis zu 40 Minuten an. Nach 75 Minuten ist die anästhetische Wirkung vollständig aufgehoben (LELESCU et al., 2021).

Bei Ratten hat es keinen Einfluss auf den Augeninnendruck (KIM et al., 2012).

### **Tetracain**

Beim Menschen wird die Applikation von Tetracain als unangenehm beschrieben. Es ist gut wirksam, hat aber eine kürzere Wirkdauer als Proparacain (HERRING, 2013).

### Kaninchen

Die anästhetische Wirkung tritt sofort ein und hält für durchschnittlich 20 Minuten an (EMRARIAN & SARCHAHI, 2020).

Es senkt den Augeninndruck direkt nach der Applikation um 28 %. Diese Wirkung hält bis zu 25 Minuten an (EMRARIAN & SARCAHI, 2020; SARCAHI & BOZORGI, 2012).

## **2.2.2. Untersuchungstechniken mit fokaler Lichtquelle**

### **2.2.2.1 Auflicht**

Der Begriff „Auflicht“, steht für die Untersuchung im auffallenden, seitlichen Licht (WALDE & SCHÄFER, 2008).

Das Auge und seine Adnexe werden in einem variablen Winkel zur Blickrichtung des Untersuchers beleuchtet, die Blickrichtung des Untersuchers und die Belichtungsrichtung stimmen nicht überein. Es können die Strukturen des vorderen Augensegments bis zur Linse und zum vorderen Glaskörper untersucht werden. Die Untersuchung erfolgt mittels Adspektion (NELL et al., 2014; WALDE & SCHÄFER, 2008).

Im Auflicht entstehen auf der Hornhaut sowie auf der Vorder- und Hinterfläche der Linse Spiegelbilder der Lichtquelle. Diese Spiegelbilder werden als Purkinje-Sanson-Bilder bezeichnet.

Das Spiegelbild auf der Hornhaut (Hornhautbild) ist ein helles Reflexbild. Auf Grund der konvexen Oberfläche der Hornhaut, folgt das Spiegelbild der Bewegungsrichtung der Lichtquelle und ist aufrecht.

Die Spiegelbilder auf der Linsenvorder- und Linsenhinterfläche (vorderes und hinteres Linsenbild) sind vergleichsweise weniger hell. Das vordere Linsenbild folgt, auf Grund der ebenfalls konvexen Oberfläche, der Bewegungsrichtung der Lichtquelle und ist aufrecht. Da die Linsenhinterfläche eine konkave Oberfläche besitzt, bewegt sich das hintere Linsenbild gegensätzlich zur Lichtquelle. Zudem ist es kleiner und steht auf dem Kopf.

Durch das Hornhautbild kann die Oberfläche der Hornhaut beurteilt werden. Erscheint das Hornhautbild unregelmäßig bzw. rau und matt, ist

die Hornhaut in diesem Bereich nicht glatt und glänzend. Erscheint das Hornhautbild wellig oder verzerrt, ist die Hornhaut in diesem Bereich nicht eben.

Durch Betrachtung der Spiegelbilder kann die Existenz der Linse überprüft werden. Bei Aphakie oder Linsenluxation in den unteren Glaskörperbereich ist nur das Hornhautbild zu sehen. Bei einer Linsenluxation in die vordere Augenkammer fallen Hornhautbild und das vordere Linsenbild zusammen. Ist eines der Linsenbilder oder beide verdoppelt, besteht eine reflektierende Grenzfläche innerhalb der Linse, beispielsweise bei Nukleosklerose (NELL et al., 2014; WALDE & SCHÄFER, 2008)

#### **2.2.2.2 Durchlicht**

Der Begriff „Durchlicht“, steht für die Untersuchung im durchfallenden Licht (WALDE & SCHÄFER, 2008).

Der Untersucher hält die Lichtquelle dicht vor sein Auge. Die Blickrichtung des Untersuchers und die Richtung des Lichtstrahls stimmen überein.

Die transparenten Strukturen werden durchleuchtet, sodass das Licht ungehindert durch sie hindurch fällt (seitliche Durchleuchtung der vorderen Augenkammer) oder vom Hintergrund reflektiert wird (Untersuchung im reflektierten Licht, Retroillumination, Fundusreflex) (WALDE & SCHÄFER, 2008).

#### **2.2.2.3 Spaltlicht**

Bei der Untersuchung mit der Spaltlampe wird ein spaltförmiger Lichtstrahl durch die transparenten Strukturen des Auges (Kornea, vordere Augenkammer, Linse, Glaskörper) gelenkt. Durch die seitliche

Betrachtung durch das Biomikroskop, werden die Strukturen als optischer Schnitt gesehen (EWRINGMANN, 2005; WALDE & SCHÄFER, 2008).

#### **2.2.2.4 Reflektiertes Licht**

Fällt das Licht die Pupille wird es vom Augenhintergrund reflektiert und wird auch als Fundusreflex bezeichnet. Das reflektierte Licht lässt die Pupille im entsprechenden Farbton des Fundus aufleuchten. Dies wird auch als Untersuchung im reflektierten bzw. regredienten Licht bezeichnet (WALDE & SCHÄFER, 2008).

#### **2.2.2.5 Parallaxische Verschiebung**

Im Fundusreflex, dem vom Fundus reflektieren Licht, erscheinen Defekte, Trübungen und Fremdinhalt im Bereich der transparenten Augenstrukturen umso dunkler, je größer die Dichte ist. Sie sind jedoch heller als im auffallenden Licht.

Bewegt sich der Untersucher zusammen mit der Lichtquelle vor seinem Auge, verschieben sich die Schatten bzw. Reflexionen in Relation zum Pupillenrand. Sind die Reflexionen vor der Pupillenebene, in der Kornea oder der vorderen Augenkammer, lokalisiert, verschieben sie sich die Reflexionen entgegen der Bewegungsrichtung des Untersuchers. Sind die Reflexionen hinter der Pupillenebene, in der Linsensubstanz oder dem Glaskörper, lokalisiert, verschieben sie sich im Sinne der Bewegungsrichtung des Untersuchers. Sind die Reflexionen in der Pupillenebene, in der vorderen Linsenkapsel, lokalisiert, erfolgt keine Verschiebung (WALDE & SCHÄFER, 2008).

### **2.2.3 Untersuchungsraum**

Die Untersuchung erfolgt in ruhiger Atmosphäre (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; NELL et al., 2014; WALDE & SCHÄFER, 2008). Die allgemeine Untersuchung und die orientierende Voruntersuchung beider Augen werden bei Umgebungslicht durchgeführt (NELL et al., 2014). Die genaue Untersuchung der Augen findet in einem abgedunkelten Raum statt (LINEK, 2008; NELL et al., 2014; STADES et al., 2006). Störende Lichtreflexe werden dadurch vermieden (LINEK, 2008; MOULD, 2002) und das Bild wird kontrastreicher (LINEK, 2008). Der Untersuchungstisch sollte höhenverstellbar (NELL et al., 2014) und mit rutschfester Oberfläche sein (NELL et al., 2014; WALDE & SCHÄFER, 2008). Der Untersucher sitzt oder steht am Kopf des Untersuchungstisches und der Patient wird von einem Helfer fixiert (NELL et al., 2014; WALDE & SCHÄFER, 2008).

### **2.2.4 Anamnese**

Die Anamnese ist ein wichtiger Teil der Diagnostik (MAGGS, 2013c). Dazu gehören das Signalement (Rasse, Alter, Geschlecht, Gewicht), die allgemeine Anamnese (Herkunft, Haltung, Fütterung, Impfstatus, frühere Erkrankungen) und die spezielle Anamnese (Art und Dauer der Symptome, Futter- und Wasseraufnahme, Kot- und Harnabsatzverhalten, Vorbehandlungen) (BAUMGARTNER, 2009; EWRINGMANN, 2016; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012, 2014).

Bei Kleinsäufern sind die Haltungsbedingungen für die ophthalmologische Untersuchung von Bedeutung, da Rangordnungskämpfe, Einstreu, Badesand, unhygienische Haltungsbedingungen und Zugluft zu Verletzungen der Kornea und Konjunktiven führen können (EWRINGMANN, 2016; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012, 2014; FEHR, 2015a). Veränderungen bei der Futteraufnahme wie eine reduzierte Aufnahme, langsames oder einseitiges Kauen, Bevorzugung von weichem Futter, können Hinweise auf Zahnerkrankungen sein, die

wiederum zu Augenveränderungen führen können (EWRINGMANN, 2016; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012, 2014).

Augenveränderungen können auch die Folge systemischer Erkrankungen sein (WAGNER et al., 1998). So kann eine Trübung der Hornhaut die Folge eines Diabetes mellitus sein (EWRINGMANN, 2016; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012, 2014).

### **2.2.5 Handhabung und Fixation**

Die Handhabung der Kleinsäuger erfolgt ruhig und zielgerichtet, um iatrogenen Stress zu vermeiden (GABRIEL, 2016). Kleinsäuger, wie Kaninchen, Meerschweinchen, Chinchillas und Degus sind Fluchttiere (EWRINGMANN, 2016; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012). Laute Geräusche und plötzliche Bewegungen können Panikreaktionen und Fluchtversuche auslösen (EWRINGMANN, 2016; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012).

Die Untersuchung sollte in einem ruhigen Raum durchgeführt werden. Der Behandlungstisch sollte eine griffige Unterlage haben und höhenverstellbar sein (EWRINGMANN, 2016).

In der Literatur werden unterschiedliche Fixationstechniken beschrieben. Nachfolgend werden die, für eine ophthalmologische Untersuchung am geeignetsten Fixationstechniken vorgestellt.

#### Kaninchen

Bei der Fixation auf dem Untersuchungstisch wird der Kopf leicht von hinten mit den Daumen fixiert, während die Vordergliedmaße jeweils zwischen dem Zeige- und Mittelfinger fixiert werden. Die Unterarme liegen neben dem Patienten und verhindern ein seitliches Ausweichen (EWRINGMANN, 2016). Der Brustkorb wird über das Tier gebeugt, damit

sich das Kaninchen nicht mit den Hinterbeinen abdrücken kann (CHRISTEN, 2014).

### Meerschweinchen

Der Kopf- und Brustbereich wird mit beiden Händen umfasst und die Unterarme liegen neben dem Körper auf dem Tisch, um ein seitliches Ausweichen zu verhindern. (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012).

### Chinchilla

Chinchillas werden in gleicher Weise fixiert wie Meerschweinchen. Alternativ werden sie mit einer Hand von unten um den Brustkorb gehalten, während die zweite Hand die Schwanzbasis fixiert. Chinchillas dürfen niemals an der Schwanzmitte oder der Schwanzspitze fixiert werden (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012).

In Stresssituationen können die Tiere ganze Fellbüschel abwerfen (EWRINGMANN, 2005).

### Ratte

Der Körper wird an den Schultergliedmaßen umfasst, dabei wird der Daumen leicht unter das Kinn gedrückt (VISSER et al., 2015). Alternativ kann der Kopf an den Unterkieferästen mit Daumen und Zeigefinger fixiert werden (LICHTENBERGER & HAWKINS, 2009).

### Maus

Eine einhändige Fixation ist möglich, indem mit Daumen und Zeigefinger eine Hautfalte auf Schulterhöhe gefasst wird, während der Schwanz zwischen Ringfinger und kleinen Finger oder zwischen kleinen Finger und Handfläche eingeklemmt wird (EWRINGMANN, 2005; VISSER et al., 2015).



Eine Alternative ist der Zangengriff. Dabei liegt das Tier im Handballen und wird mit Daumen und Zeigefinger an den Unterkieferästen fixiert (LICHTENBERGER & HAWKINS, 2009; MÜLLER, 2017).

### Hamster

Hamster werden mit der Hand gegriffen und der Kopf mit Daumen und Zeigefinger fixiert. Im Anschluss an jede Untersuchung ist zu überprüfen, ob Augenlider und Augäpfel noch in anatomischer Position sind. Liegt ein Bulbusprolaps vor, muss dieser vorsichtig durch Ziehen an der Haut seitlich der Augenlider korrigiert werden (MÜLLER & WASEL, 2015).

### Gerbil

Gerbile sind im Allgemeinen sehr zahm und können zur Untersuchung in die Hand genommen werden. Dazu werden die Hände von beiden Seiten unter das Tier geschoben, dass eine Höhle imitiert und der Gerbil darin aufgenommen wird (FEHR & ZWART, 2015).

### Degu

Zur Fixation werden die Tiere mit der Hand im Brustbereich umfasst und der Kopf mit Daumen und Zeigefinger unter den Kieferästen fixiert. Der Mittelfinger klemmt dabei mit dem Zeigefinger ein Vorderbein ein (CHRISTEN, 2014).

Degus dürfen nie am Schwanz fixiert werden, da die empfindliche Schwanzhaut abreißen kann (CHRISTEN, 2014).

### Frettchen

Zur Fixation wird der Hals unmittelbar hinter dem Kopf umgriffen. Mit der anderen Hand wird das Hinterteil, durch Umgreifen der Lendenwirbelsäule oder der Schwanzbasis, gehalten (EWRINGMANN, 2005).

## 2.2.6 Der ophthalmologische Untersuchungsgang

### 2.2.6.1 Adspektion aus der Distanz

Zu Beginn der Untersuchung wird der Patient aus der Distanz betrachtet (BRAUS, 2012). Der Kopf des Patienten wird von oben (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013), von vorne und von den Seiten betrachtet (WALDE & SCHÄFER, 2008), ohne den Kopf oder die Augen zu manipulieren (BRAUS, 2012). Es wird auf die Symmetrie der Augen und des Kopfes geachtet (BRAUS, 2012).

Bei der Adspektion der *Bulbi oculi* wird auf Größe- und Volumenänderung, Lageveränderungen des Bulbus und Veränderungen der optischen Achse geachtet (MILLER, 2013e; OLLIVIER et al., 2008; WALDE et al., 2008b). Lageveränderungen der Augen können ein Exophthalmus (Vorverlagerung), ein Enophthalmus (Rückverlagerung) oder eine mechanische Verlagerungen der Augenachse (Strabismus mechanicus/Schielen) sein. Außerdem wird auf Augenausfluss, die Blinzelfrequenz, die Wimpernstellung (NELL et al., 2014), die Ruheposition der Augenlider und des dritten Augenlids und die Symmetrie der Lidspaltgröße, des sichtbaren Augenanteils, der Pupillen und der Augenbewegung geachtet (BRAUS, 2012; FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; NELL et al., 2014; WALDE et al., 2008a).

Die Beurteilung der Augenbewegung erfolgt, während der Blick einem bewegten Gegenstand folgt. Die Augenbewegung soll koordiniert und gerichtet sein (WALDE et al., 2008a). Unwillkürliche, rhythmische Augenbewegungen werden als Nystagmus bezeichnet (WALDE et al., 2008b). Zeigen beide Augen eine gemeinsame Bewegung bei einer Abweichung von der normalen Augenstellung (Strabismus), ist die Ursache eine Störung des zentralen Nervensystems und der, für die Augenbewegung verantwortlichen, Muskeln (WALDE et al., 2008b).

Bei Kaninchen und Nagern muss bei einem Exophthalmus immer die Maulhöhle auf Zahnerkrankungen untersucht werden (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2014; FEHR, 2015b; MÜLLER & SCHALL, 2015; MÜLLER & WASEL, 2015).

Bei Hamstern müssen auch die Backentaschen untersucht werden (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2014). Bei Kaninchen und Kleinnagern kann ein beidseitiger Exophthalmus in Stresssituation auftreten (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2014; MÜLLER & SCHALL, 2015). Bei Hamstern, Ratten und Mäusen kann ein beidseitiger Exophthalmus bei Entzündungen der Tränendrüsen vorkommen. Durch falsches Handling kann es zum Bulbusprolaps kommen, der meist reversibel (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2014).

### Kaninchen

Bei der Betrachtung aus der Distanz ist die Sklera nicht oder nur ein kleiner Teil sichtbar (KNOTT, 2014).

### Meerschweinchen

Bei der Distanzbetrachtung ist die Sklera durch die Begrenzung des Lidspaltes nicht zu sehen (WALDE & NELL, 2008).

## **2.2.6.2 Neuroophthalmologische Untersuchung**

Die neurologische Untersuchung gestaltet sich bei kleinen Nagern auf Grund ihrer Größe schwierig (MANCINELLI, 2015). Kaninchen und Nager sind Beutetiere, die während der Untersuchung nervös und gestresst sind. Sie können erstarren oder strampeln, wodurch die Beurteilung einer Reaktion unmöglich ist oder die Reaktion fehlt (MANCINELLI, 2015; VERNAU et al., 2007).

### 2.2.6.2.1 Untersuchung der Sehfähigkeit

Für das „Sehen“ sind transparente okulare Strukturen, wie eine klare Kornea, das Kammerwasser, die Linse und der Glaskörper notwendig. Die Retina, der Sehnerv und zentrale Projektionspfade zum visuellen Cortex müssen funktionsfähig sein (MONTIANI-FERREIRA & PETERSEN-JONES, 2002).

Die Sehfähigkeit wird durch die Drohreaktion, die Tischkantenprobe, den Wattebauschttest und den Hindernisparcours untersucht (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die beiden letzteren sind bei Kleinsäugetern nicht durchführbar (NELL et al., 2014).

Die Beurteilung der Sehfähigkeit kann eine Herausforderung sein (KNOTT, 2014). Kaninchen und Nager sind Beutetiere, die während der Untersuchung aufgeregt sind und erstarren oder strampeln und eine Beurteilung einer Reaktion nicht zulassen oder die Reaktion fehlt (MANCINELLI, 2015; VERNAU et al., 2007).

#### Drohreaktion

Mit der Drohreaktion wird der *N. opticus* (II. Gehirnnerv) als afferente Bahn, die kortikale Verschaltung im Großhirn und der *N. facialis* (VII. Gehirnnerv) als efferente Bahn untersucht (LINEK, 2008).

Eine drohende Bewegung der Hand wird in Richtung des zu untersuchenden Auges ausgeführt, ohne dabei die Kornea, die Augenlider oder die Tasthaare zu berühren oder einen Luftzug, zu verursachen, was zu falsch-positiven Ergebnissen führen kann (OLLIVIER et al., 2008; WEBB & CULLEN, 2013).

Während der Durchführung des Tests an einem Auge, wird das andere Auge abgedeckt (LA CROIX, 2018b). Die Drohgeste wird von nasal (medial) und von temporal (lateral) ausgeführt (MAGGS, 2013c).

Als Reaktion wird ein Blinzeln, die Retraktion des Globus oder das Wegdrehen des Kopfes erwartet (WEBB & CULLEN, 2013).

Wird das andere Auge nicht abgedeckt, wird ein Tier, welches auf dem untersuchten Auge einseitig blind ist, die Drohgeste mit dem gesunden Auge wahrnehmen und mit beiden Augen blinzeln, wodurch ein falsch positives Ergebnis entsteht (OFRI, 2013d). Ängstliche Tiere zeigen nur eine schwache Reaktion (MAGGS, 2013c). Junge Tiere zeigen noch keine Reaktion, da es sich bei der Drohreaktion um einen erlernten Reflex handelt (OLLIVIER et al., 2008).

### Kaninchen

Viele Kaninchen zeigen keine Reaktion auf die Drohgeste (MANCINELLI, 2015; VERNAU et al., 2007). In einer Studie von WARNEFORS et al. (2019) konnte bei keinem von 25 gesunden Kaninchen eine Reaktion ausgelöst werden.

### Meerschweinchen

Meerschweinchen zeigen eine schwache Reaktion oder keine Reaktion (COSTER et al., 2008).

### Chinchilla

Chinchillas zeigen nur sehr selten eine Reaktion (MÜLLER et al., 2010). In einer Studie von SNOW (2017) zeigten Chinchillas Reaktion.

### Maus, Ratte, Hamster, Degu, Gerbil

Bei kleineren Nagern ist die Durchführung schwierig. Einige zeigen keine Reaktion oder strampeln, sodass eine Beurteilung der Reaktion nicht möglich ist (MANCINELLI, 2015).

### Frettchen

Frettchen zeigen eine schwache oder keine Reaktion (MANCINELLI, 2015).

### **Tischkantenprobe**

Für die Tischkantenprobe müssen der visuelle Pfad, die Verbindung vom visuellem Cortex zum motorischen Cortex und der motorische Pfad zu den peripheren Nerven intakt sein (VERNAU et al., 2007).

Der Patient wird in die Luft gehalten und in Richtung der Tischkante bewegt (OFRI, 2013d). Er wird dabei unter dem Thorax und Abdomen unterstützt (MANCINELLI, 2015). Die Tischoberfläche muss während des Tests vom Tier gesehen werden können (WEBB & CULLEN, 2013).

Als erwartete Reaktion, strecken sich die Tiere nach der Oberfläche, bevor die Pfoten den Tisch berühren (VERNAU et al., 2007). Blinde Tiere setzen ihre Pfoten erst auf die Oberfläche auf, nachdem ihre Beine die Kante berührt haben (WEBB & CULLEN, 2013).

### Kaninchen

Kaninchen zeigen bei der Tischkantenprobe nicht immer die erwartete Reaktion (WARNEFORS et al., 2019).

### Chinchilla

Chinchillas zeigen ein positives Testergebnis (SNOW et al., 2017).

### Ratte

Ratten zeigen die zu erwartende Reaktion (TUPPER & WALLACE, 1980).

### 2.2.6.2.2 Direkter und Indirekter Pupillenlichtreflex

Der Pupillenlichtreflex (PLR) ist eine schnelle Konstriktion des *M. sphincter pupillae* als Reaktion auf Licht (LAU et al., 1992). Mit dem PLR werden die Retina, der *N. opticus* (II. Gehirnnerv), das Mittelhirn und die parasymphatischen Fasern des *N. oculomotorius* (III. Gehirnnerv) getestet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Der PLR ist ein subkortikaler Reflex und erfordert nur eine geringe retinale Funktion (MAGGS, 2013c). Er ist auch bei blinden Tieren positiv und kein Beweis für die Sehfähigkeit (OFRI, 2013d). Reagieren die Pupillen nicht, kann das Sehvermögen dennoch vorhanden sein, z.B. bei einer Irisatrophie (LINEK, 2008).

Die Untersuchung erfolgt im angedunkelten Raum (LINEK, 2008).

Mit einer hellen Lichtquelle wird ein Auge beleuchtet. Als Reaktion wird die Kontraktion der belichteten Pupille (direkter PLR) und der kontralateralen Pupille (indirekter PLR) erwartet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Im direkt belichteten Auge ist die Reaktion prompt, d. h. unmittelbar mit Lichteinfall, und vollständig. Der Pupillenengstand ist schnell erreicht. Im kontralateralen Auge ist die Reaktion geringer (WALDE & SCHÄFER, 2008). Nachdem beide Pupillen wieder ihren ursprünglichen Zustand haben, wird der Test auf dem anderen Auge wiederholt (MAGGS, 2013c).

Der indirekte PLR ist nur bei Spezies vorhanden, bei denen sich die Fasern des *N. opticus* im *Chiasma opticus* teilweise kreuzen. Überkreuzen sich mehr als 50% der Fasern, ist der indirekte PLR schwächer als der direkte (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Mögliche Ursache für einen reduzierte PLR sind Angst, eine geringe Lichtintensität, die vorherige Verabreichung eines Mydriatikums oder Pathologien wie Irisatrophie oder Synechien (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Katarakt hat keinen Einfluss auf den PLR (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Wird eine zu schwache Lichtquelle verwendet,

kontrahiert die Pupille zunächst, dilatiert, auf Grund der Lichtadaptation, kurz darauf wieder (OFRI, 2013d).

### Kaninchen

Die Reaktion auf den direkten PLR ist, im Vergleich zu Hunden, langsamer und nicht ganz vollständig. Der indirekte PLR kann nicht bei allen Kaninchen beobachtet werden. Wenn er vorhanden ist, ist er schwächer als der direkte (WARNEFORS et al., 2019).

### Meerschweinchen

Die Reaktion auf den direkten und indirekte PLR ist langsam und unvollständig (COSTER et al., 2008).

### Chinchilla

Für die Durchführung des Tests ist die vollständige Abdunkelung des Untersuchungsraums notwendig (SNOW et al., 2017).

Eine Reaktion auf den direkte PLR ist vorhanden (MÜLLER et al., 2010). Die Reaktion auf den direkte PLR ist schwer zu beobachten, da sich die Pupillen beim Chinchilla sehr schnell verengen (SNOW et al., 2017). Deshalb ist die Untersuchung des indirekten PLR nicht möglich (SNOW et al., 2017). Bei Chinchillas verengen sich die Pupillen zu einem Schlitz (MÜLLER et al., 2010). Bei Chinchillas mit dunkelbrauner Iris verengt sich die Pupille zu einem echten Schlitz, bei dem der ventrale Anteil geringgradig breiter ist. Bei Chinchillas mit heller Iris hat die Pupille im kontrahierten Zustand eine ovale Form (LIMA et al., 2010).

### Ratte

Ratten zeigen eine Kontraktion der Pupille beim direkten PLR (LAU et al., 1992; TUPPER & WALLACE, 1980).



## Hamster

Hamster zeigen eine Verengung der Pupille bei Belichtung (LAU et al., 1992).

### **2.2.6.2.3 „Swinging Flashlight Test“ (Untersuchung im schwingenden Licht)**

Der „Swinging Flashlight Test“ ist eine Modifikation des PLR (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Das Licht wird schnell von einem Auge zum anderen geschwenkt (OFRI, 2013d). Bei einem gesunden Tier, verengt sich die indirekt stimulierte Pupille zunächst nur teilweise und verengt sich weiter, wenn sie direkt belichtet wird. Dilatiert die Pupille unter direkter Belichtung, statt sich zu verengen, ist der Test positiv. (WEBB & CULLEN, 2013).

Zum Zeitpunkt der Erstellung dieser Arbeit, konnte in der Literatur keine Daten zum „Swinging Flashlight Test“ bei Kleinsäugetern gefunden werden.

### **2.2.6.2.4 Blendreflex**

Mit dem Blendreflex wird die Funktion der *Retina* und des *N. opticus* (II. Gehirnnerv) untersucht. Es ist ein subkortikaler Reflex, der von Geburt an vorhanden ist (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Er ist kein Beweis für die Sehfähigkeit (MAGGS, 2013c).

Mit einer hellen Lichtquelle wird ein Auge direkt belichtet. Als Reflex schließt sich das belichtete Auge ganz oder teilweise oder beide Augen schließen sich (MAGGS, 2013c).

Bei Tieren, die auf Grund zerebrokortikaler Läsionen erblindet sind, ist er dennoch vorhanden. Bei Tieren, die auf Grund subkortikale Läsionen blind sind ist er nicht auslösbar (OFRI, 2013d). Der vollständige anatomische

Pfad ist noch nicht geklärt, sodass der Blendreflex nicht als einziger Test für die Lokalisation von Pathologien genutzt werden kann. Der Blendreflex ist hilfreich, wenn der PLR nicht beurteilt werden kann, beispielsweise bei einem Korneaödem (WEBB & CULLEN, 2013).

#### Kaninchen

Der Blendreflex ist durchführbar (KNOTT, 2014).

#### Meerschweinchen

Der Blendreflex ist nicht immer auslösbar (COSTER et al., 2008).

#### Chinchilla

Der Blendreflex ist nicht immer auslösbar. Einige Chinchillas zeigen den Reflex nur auf einem Auge (MÜLLER et al., 2010).

### **2.2.6.2.5 Palpebralreflex**

Mit dem Palpebralreflex wird die sensorische Innervation, durch den *N. Trigemimus*, und die motorische Innervation, durch den *N. Facialis*, der Augenlider getestet (JAGGY, 2007).

Der mediale Auenwinkel wird vorsichtig mit dem Finger berührt (MANCINELLI, 2015). Um die Berührung der Tastaare zu vermeiden, kann die Berührung im Augenwinkel mit einem Tupfer erfolgen (WARNEFORS et al., 2019).

Die erwartete Reaktion ist das Schließen des Augenlids nach einer einzelnen Berührung (WEBB & CULLEN, 2013).

Bei ängstlichen Tieren kann der Lidschluss unvollständig sein oder fehlen (MAGGS, 2013c). Veränderungen am Auge, wie ein Buphthalmus oder

Exophthalmus, können den Lidschluss beeinträchtigen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

#### Kaninchen

Der Palpebralreflex ist auslösbar (WARNEFORS et al., 2019).

#### Chinchilla

Der Palpebralreflex ist auslösbar. Einige Tiere zeigen keinen vollständigen Lidschluss oder zeigen den Lidschluss erst nach mehrmaliger Stimulation (SNOW et al., 2017).

#### **2.2.6.2.6 Kornealreflex**

Der Kornealreflex dient dem Schutz der Kornea. Es werden die Gehirnnerven V, VI und VII getestet. Die Augenlider werden offen gehalten und die Kornea mit einem Tupfer berührt. Der Tupfer nähert sich vom Rand des Sehfelds, um keine Drohreaktion auszulösen.

Als Reaktion wird eine Retraktion des Bulbus mit Vorfall der Nickhaut erwartet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

#### Kaninchen

Der Reflex ist auslösbar (WARNEFORS et al., 2019).

#### Meerschweinchen

Der Reflex ist auslösbar (TROST et al., 2007).

### Chinchilla

Der Reflex ist auslösbar (SNOW et al., 2017).

### Ratte

Der Reflex ist auslösbar (TUPPER & WALLACE, 1980).

### Hamster

Der Reflex ist auslösbar (RAJAEI et al., 2016b).

#### **2.2.6.2.7 Vestibulookulärer Reflex**

Mit dem Test werden der III., IV., VI. und VIII. Gehirnnerv und der *Fasciculus longitudinalis medialis* getestet. Der III., IV. und VI. Gehirnnerv innervieren die äußeren Augenmuskeln. Der VIII. Gehirnnerv und der *Fasciculus longitudinalis medialis* bestimmen die Bewegung (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Der Kopf des Patienten wird von einer Seite zur anderen von oben nach unten bewegt. Physiologisch ist die langsame Bewegung der Augen in die entgegengesetzte Richtung der Kopfbewegung zu sehen und eine schnelle Bewegung der Augen in die gleiche Richtung wie die Kopfbewegung (Physiologischer Nystagmus). Erfolgt keine Kopfbewegung mehr, ist keine Bewegung der Augen mehr zu sehen. Der Reflex ist auch bei blinden Tieren positiv und ist kein Test für die Sehfähigkeit (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

### Kaninchen

Bei Kaninchen ist der physiologische Nystagmus zu sehen (MANCINELLI, 2015; VERNAU et al., 2007). Wegen der weit lateral liegenden Augen ist der Test bei Kaninchen schwierig durchzuführen (KEEBLE, 2014).

Als Alternative wird der Kopf fixiert und das Kaninchen vor und zurück bewegt (WARNEFORS et al., 2019).

### Chinchilla

Der physiologischer Nystagmus ist zu sehen (SNOW et al., 2017) ist.

## **2.2.6.3 Untersuchung des Auges und seiner Adnexe**

Die Untersuchung erfolgt im abgedunkelten Raum. Das gesund erscheinende Auge wird zuerst untersucht (NELL et al., 2014).

### **2.2.6.3.1 *Orbita* und Bulbus**

Die Untersuchung der *Orbita* und des Bulbus erfolgt durch Palpation. (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MILLER, 2013e; STADES et al., 2006).

Es wird der knöchernen Orbitarand und der intraorbitale Bereich mit der Fingerspitze palpirt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MILLER, 2013e). Durch die Palpation kann häufig die Lage und Konsistenz des Orbitainhaltes und die Lokalisation von Veränderungen bestimmt werden (MILLER, 2013e).

Es wird auf Schwellungen, Atrophien, weiche oder derbe Veränderungen im Gewebe und Schmerzhaftigkeit geachtet (STADES et al., 2006).

Besteht der Verdacht auf einen raumfordernden, retrobulbären Prozess, werden die Augäpfel durch Retropulsion untersucht.

Für die Retropulsion des Bulbus werden beide Zeigefinger auf die geschlossenen Oberlider gelegt (STADES et al., 2006). Beide Augäpfel werden gleichzeitig durch die Augenlider palpiert und Druck auf die Augäpfel ausgeübt (MILLER, 2013e; STADES et al., 2006). Es wird die Größe und der Gegendruck der Bulbi beurteilt (STADES et al., 2006; WALDE et al., 2008a).

Beim Normalbefund können beide Augäpfel gleich weit in die *Orbita* zurückverlagert werden (BRAUS, 2012).

Bei einem retrobulbären, raumfordernden Prozessen ist der Gegendruck auf der erkrankten Seite erhöht und die Retropulsion eingeschränkt bis aufgehoben (BRAUS, 2012; STADES et al., 2006).

#### **2.2.6.3.2 Augenlider**

Die Untersuchung erfolgt im Auflicht (NELL et al., 2014). Es werden Position, Form und Beweglichkeit der Augenlider beurteilt und auf Verletzungen geachtet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die Lidränder sollten der Hornhaut gleichmäßig anliegen (NELL et al., 2014). Die äußere Haut der Augenlider wird auf Anzeichen von Augenausfluss, Dermatitis und Blepharitis untersucht (MAGGS, 2013c). Am Lidrand wird die Stellung der Wimpern beurteilt. Anschließend wird der Lidrand umgestülpt. Es wird auf ektopische Zilien geachtet und die Ausführungsgänge der Meibom-Drüsen untersucht. Die Drüsen sind durch die Konjunktiva der Augenlider hindurch sichtbar (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

### Kaninchen

Augenausfluss kann bei Kaninchen die Folge eines verlegten oder entzündeten Tränennasenkanals (Dakryozystitis) sein (MÜLLER & SCHALL, 2015).

### Chinchilla

Augenausfluss kann bei Chinchillas die Folge eines verlegten oder entzündeten Tränennasenkanals (Dakryozystitis) sein (FEHR, 2015b).

### Ratte und Maus

Rötlicher Augenausfluss (Chromodacryorrhoe) entsteht bei Mäusen und Ratten in Stresssituation, bei Augenerkrankungen oder bei einer Sialodacryoadentitis, auf Grund einer vermehrten Porphyrin-Sekretion. Alters-, stress- oder krankheitsbedingtes, vermindertes Putzverhalten kann ebenfalls die Ursache für die erhöhte Sekretion sein (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2014). In der Folge kommt es zu Verfärbungen im Augen- und Nasenbereich und an den Pfoten (VISSER et al., 2015).

#### **2.2.6.3.3 Bindehaut**

Die Untersuchung der Konjunktiva erfolgt im Auflicht und wird gleichzeitig mit der Untersuchung der Augenlider und der Nickhaut durchgeführt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; NELL et al., 2014; WALDE et al., 2008a).

Für die Betrachtung der oberen bulbären Bindehaut, wird das obere Augenlid hochgezogen. Danach wird der obere Lidrand umgestülpt, um die obere Lidbindehaut und den oberen Tränenpunkt zu beurteilen.

Zur Beurteilung der unteren bulbären Bindehaut, der Lidbindehaut und des unteren Tränenpunktes wird das untere Augenlid heruntergezogen (WALDE et al., 2008b).

Es wird auf Farbe, Beschaffenheit und Feuchtigkeit der Bindehaut geachtet (STADES et al., 2006; WALDE et al., 2008b).

Die Konjunktiva der Lider ist hellrosa, die bulbäre Konjunktiva ist durchsichtig (LA CROIX, 2018a).

Pathologisch sind Farbveränderungen, Schwellungen (Chemosis), Unregelmäßigkeiten der Oberfläche, Verdickungen, Zubildungen, Follikelbildung, exzessive Feuchtigkeit der Oberfläche oder Ausfluss, subkonjunktivale Blutungen und Emphyseme (MAGGS, 2013c; STADES et al., 2006).

Eine weitergehende Untersuchung erfolgt unter Oberflächenanästhesie (WALDE et al., 2008b). Diese wird unter Punkt 2.2.7.6 dieser Arbeit beschrieben.

Bei den Tränenpunkten wird deren Form und Durchgängigkeit bewertet, sowie auf Ausfluss geachtet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; KNOTT, 2014). Bei Kleinsäugetieren sollte immer durch leichten Druck auf den Tränennasenkanal im Bereich des medialen Augenwinkels, das Austreten von Sekret überprüft werden. Der Austritt von trübem Sekret ist hinweisend auf eine Entzündung des Tränennasenkanals (Dakryocystitis) (EWRINGMANN, 2016; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2012, 2014; KNOTT, 2014).

### Kaninchen

Augenausfluss kann bei Kaninchen die Folge eines verlegten oder entzündeten Tränennasenkanals (Dakryozystitis) sein (MÜLLER & SCHALL, 2015). Besteht bei Kaninchen Augenausfluss, sollte immer der Tränennasenkanal gespült werden (EWRINGMANN, 2016). Dies wird unter Punkt 2.2.7.4 dieser Arbeit beschrieben.



### Meerschweinchen

Die physiologische Farbe der Konjunktiva ist rötlich (DRESCHER & HAMEL, 2012).

### Chinchilla

Augenausfluss kann bei Chinchillas die Folge eines verlegten oder entzündeten Tränennasenkanals (Dakryozystitis) sein (FEHR, 2015b).

#### **2.2.6.3.4 Nickhaut**

Die Untersuchung erfolgt im Auflicht (NELL et al., 2014).

Zur Untersuchung der äußeren Oberfläche der Nickhaut, wird mit dem Finger, über das obere Augenlid vorsichtig Druck auf den Augapfel ausgeübt, was einen Vorfall der Nickhaut bewirkt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Beurteilt werden die Oberfläche, der freie Rand und das Anliegen der Nickhaut auf dem Augapfel beurteilt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Es wird auf Protrusion, Zubildungen, Fremdkörper oder Umstülpung des Nickhautknorpels geachtet (OLLIVIER et al., 2008).

Der freie Rand der Nickhaut ist häufig pigmentiert (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die Konjunktiva der Nickhaut ist hellrosa (LA CROIX, 2018a). Die Untersuchung der bulbären Oberfläche der Nickhaut erfolgt in Oberflächenanästhesie (MAGGS, 2013d). Eine Beschreibung findet sich unter Punkt 2.2.7.6 dieser Arbeit.

### **2.2.6.3.5 Lederhaut**

Bei der Untersuchung wird auf Defekte, Verfärbungen, Verdickungen und Gefäßinjektionen untersucht. Die skleralen Gefäße liegen parallel zum Limbus und erscheinen dunkelrot-violett im Vergleich zu den darüber liegenden konjunktivalen Gefäßen (STADES et al., 2006).

#### Kaninchen

Am Dorsalen Bulbus ist, nach Hochziehen des oberen Augenlids, der *M. rectus dorsalis* über der Sklera sichtbar (EWRINGMANN, 2016).

### **2.2.6.3.6 Hornhaut**

Bei der Untersuchung werden Glätte, Glanz, Ebenheit und Wölbung der Oberfläche und die Durchsichtigkeit beurteilt (WALDE et al., 2008b). Die Spiegelung der Kornea, Purkinje-Sanson-Bilder, wird bewertet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; NELL et al., 2014).

Die gesunde Kornea ist transparent, glatt, ohne Auflagerungen, reflektierend (glänzend), avaskulär und nicht pigmentiert. Sie hat eine konvexe Form und ist sehr sensibel (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; STADES et al., 2006).

Die Untersuchung erfolgt im fokalen Lichtstrahl (Auflicht und Durchlicht) um wesentliche Veränderungen der Kornea zu erkennen und Bereiche einzugrenzen, die näher untersucht werden müssen. Veränderungen wie Pigmentation, Vaskularisation, Ödeme, Ulzera und Fremdkörper werden erkannt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Anschließend erfolgt die Untersuchung mit dem Spaltlicht. Der Winkel zwischen Lichtquelle und Betrachter beträgt mindestens 45 Grad. Es wird systematisch die gesamte Kornea untersucht (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Es wird zunächst ein breiter Spalt (0,5 - 1,5 mm) verwendet. Damit werden insbesondere die auslaufenden Ränder betrachtet, da hier keine Überlappungen des Gewebes bestehen. (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Im nächsten Schritt wird der Lichtspalt schmaler (0,1 – 0,2 mm) um ein Schnittbild der transparenten Strukturen zu erhalten. Im Schnittbild der gesunden Kornea sind die einzelnen Strukturen zu erkennen. Bei einer 20- bis 40-fachen Vergrößerung ist der Tränenfilm als helle, scharfbegrenzte Linie und das dahinter liegende Korneaepithel als dunkler Bereich zu erkennen. Bei einer geringeren Vergrößerung, 8- bis 16-fach, kann nicht zwischen Tränenfilm und Epithel unterschieden werden. Beide Strukturen sind gemeinsam als helle Linie zu sehen. Dahinter ist das Korneastroma als diffuse graue Zone sichtbar. Diese wird zum Endothel hin weniger intensiv. Das Endothel ist als graue Linie sichtbar, welche weniger hell ist als die der Korneaoberfläche (Epithel + Tränenfilm).

Defekte des Endothels werden als dunkle Bereiche sichtbar. Einlagerungen in das Endothel, wie keratische Präzipitate, sind als hochreflektierender Bereich zu erkennen.

Weitere diagnostische Tests werden bei bestehenden Veränderungen oder Erkrankungen der Kornea durchgeführt. Dazu zählen Färbetechniken, bakterielle und zytologische Abstriche, und der Schirmer-Tränen-Test (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Diese werden in späteren Abschnitten dieser Arbeit besprochen.

#### **2.2.6.3.7 Vordere Augenkammer**

Bei der Untersuchung der vorderen Augenkammer wird deren Tiefe, Inhalt, Transparenz und Form, sowie das Iris-Linsen-Diaphragma, das Kammerwasser und der Kammerwinkel beurteilt (NELL & WALDE, 2007; NELL et al., 2014; STADES et al., 2006).

Die vordere Augenkammer wird zunächst mit einem diffusen Lichtstrahl (Auflicht) untersucht (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Es wird die Klarheit der Sicht auf die weiteren Strukturen beurteilt, besonders auf die Vorderfläche der Iris (MAGGS, 2013c). Veränderungen wie ein Hypopyon, Hyphäma oder Fibrin können so erkannt werden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Bei der seitlichen Durchleuchtung (Durchlicht) stimmt die Blickrichtung mit der Richtung der Lichtquelle überein. Die vordere Augenkammer wird vom temporalen Limbus her, entlang des Iris-Linsen-Diaphragmas, mit Hilfe einer Vergrößerung durchleuchtet. Es werden die Gestalt und die Beweglichkeit des Iris-Linsen-Diaphragmas, der vordere Linsenbereich, die Tiefe der vorderen Augenkammer, die Lokalisation von abnormen Inhalt und der Kammerwinkel (direkte Gonioskopie) beurteilt (NELL & WALDE, 2018).

Zur Beurteilung der Beweglichkeit, muss eine spontane Bewegung des Bulbus abgewartet werden (NELL & WALDE, 2018). Eine abnorme Beweglichkeit des Iris-Linsen-Diaphragmas wird als Iris- oder Linsenschlottern bezeichnet (NELL & WALDE, 2007).

Die Tiefe der Kammer wird beeinflusst von der Bulbusgröße, der Korneawölbung, der Form und Gestalt der Iris, sowie der Größe und Position der Linse (NELL & WALDE, 2018; WALDE et al., 2008b). Veränderungen dieser Strukturen, wie eine Atrophie des Bulbus oder ein Glaukom müssen bei der Untersuchung der vorderen Augenkammer berücksichtigt werden (WALDE et al., 2008b).

Eine (Sub)Luxation der Linse, ein Linsenkolobom, fokale Neoplasien oder Entzündungen der *Uvea anterior*, vordere Synechie, Leukoma adhaerens und Hornhautverkrümmungen können eine ungleiche Tiefe der vorderen Augenkammer verursachen. Ein Teil der Vorderkammer ist abgeflacht wodurch der andere tiefer als normal erscheint (NELL & WALDE, 2018).

Die Tiefe ist verringert bei vielen Formen des akuten Glaukoms, Linsenluxationen nach vorne, intumeszenten Katarakt, Irisbombe, infiltrative Erkrankungen der Iris, insbesondere Lymphome, Tumoren oder

Zysten der Iris und des Ziliarkörpers oder durch Zubildungen hinter der Iris.

Die Tiefe ist vergrößert bei Aphakie, Mikrophakie, Pseudoaphakie, Buphthalmus, überreifen Katarakt, reabsorbierende Katarakt, Linsenluxation nach hinten und nach chirurgischer Entfernung der Linse (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c).

Zusätzlich wird die vordere Augenkammer mit einem schmalen Lichtspalt untersucht. Das Kammerwasser ist transparent und frei von Blut, Zellen, Fibrin, Zysten, Parasiten, Tumoren und Fremdkörpern (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Trübungen des Kammerwassers können durch erhöhten Eiweißgehalt, sog. Flare, Zellen Pigmente oder Fibringerinsel entstehen und werden im Licht, bei sehr flachem Einfallswinkel (sog. Streiflicht), sichtbar (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; LINEK, 2008).

Bei den meisten Tieren kann der Kammerwinkel nicht direkt betrachtet werden. Nur bei Tieren mit einer sehr großen und tiefen vorderen Augenkammer, kann der Augenwinkel ohne Hilfsmittel eingesehen werden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Die detaillierte Untersuchung des Kammerwinkels erfolgt durch die indirekte Gonioskopie (NELL & WALDE, 2018). Diese wird in Punkt 2.2.7.7 dieser Arbeit beschrieben.

#### **2.2.6.3.8 Regenbogenhaut und Pupille**

Die Iris und die Pupille werden gemeinsam untersucht, da Veränderungen der einen Struktur häufig Veränderungen der anderen Struktur zur Folge haben. Die Untersuchung erfolgt vor und nach der Weitstellung der Pupille (Mydriasis) (MAGGS, 2013c). Die Irisoberfläche wird am besten vor der

Pupillenweitstellung untersucht. Veränderungen der Irisrückseite sind manchmal nur bei Weitstellung der Pupille sichtbar (MAGGS, 2013c).

Beurteilt werden die Irisfarbe im Seitenvergleich, die Irisstruktur, das Irisrelief, die Pupillengröße, die Pupillenform und der Pupillenrand (MAGGS, 2013c; NELL & WALDE, 2018; WALDE et al., 2008b). Bei Untersuchung der Iris wird auf embryonale Überreste, Defekte, Kolobome, Unebenheiten, Verdickungen und die Lage der Iris im Verhältnis zur Linse geachtet (STADES et al., 2006). Bei der Untersuchung des Pupillenrandes wird auf Verklebungen mit der Linse (*Synechia posterior*) oder der Hornhaut (*Synechia anterior*) geachtet. (STADES et al., 2006).

Die Untersuchung der Iris erfolgt mit dem fokalen Lichtstrahl (Auflicht), um deutliche Veränderungen wie Pigmentveränderungen, Pupillenverzerrungen oder Iridodeneses zu erkennen. Bereiche mit veränderter Pigmentation werden genauer untersucht. (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Verschiedene Farben innerhalb der Iris, Farbveränderungen und Pigmentanhäufungen können angeboren und bedeutungslos sein oder durch Entzündungen oder Neoplasien auftreten (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; STADES et al., 2006).

Im Anschluss wird die Iris mit einem schmalen, spaltförmigen Lichtstrahl untersucht. Die Iris ist nicht transparent. Es kann kein optisches Schnittbild, sondern nur ein 2-dimensionales Bildes gewonnen werden. Der spaltförmige Lichtstrahl wird im schrägen Winkel, fast parallel zur Irisoberfläche eingestellt sodass er die Iris tangential streift. Es entstehen Schattenbildung und Aufleuchten von Unregelmäßigkeiten der Irisoberfläche. Veränderungen der Struktur und der Dicke der Oberfläche werden erkannt und es wird sichtbar, ob eine Veränderung der Oberfläche erhaben oder vertieft ist. Wird der Lichtstrahl in Richtung des Untersuchers abgelenkt, ist es ein Anzeichen für eine Zubildung auf der Irisoberfläche oder für Massen oder Zysten in der hinteren Augenkammer, welche die Iris in die vordere Augenkammer drücken. Bei Zubildungen der Iris, die in die vordere Augenkammer ragen oder dem Pupillarrand anhaften, wird zwischen Zysten und soliden Massen differenziert. Ein schmaler, heller Lichtstrahl wird aus einem schiefen Winkel auf die Zubildung gerichtet, um

zu bestimmen ob sie hohl oder solide ist. Die Zyste ist lichtdurchlässig. Bei kleinen Tieren sollten Zubildungen durch Retroillumination untersucht werden. Dünne und durchscheinende Iriden oder fokale Löcher treten bei Hypoplasie und Atrophie auf (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Der Pupillarrand wird zusätzlich im reflektierenden Licht untersucht (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

#### **2.2.6.3.9 Linse**

Die Untersuchung der Linse erfolgt bei Pupillenweitstellung (Mydriasis), um auch die peripheren Bereiche der Linse und den Linsenrand beurteilen zu können (LA CROIX, 2018a; PETERSEN-JONES, 2002b; STADES et al., 2006). Bei Verdacht auf ein Glaukom oder eine Linsenluxation darf kein Mydriatikum verabreicht werden (STADES et al., 2006).

Bei der Untersuchung wird die Existenz der Linse und ihre Größe, Form, Lage und Durchsichtigkeit beurteilt (STADES et al., 2006; WALDE et al., 2008b). Es wird auf Trübungen, Lage-, Größen- und Formveränderungen, sowie auf Unregelmäßigkeiten der Oberfläche geachtet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c; WALDE et al., 2008b).

Die Untersuchung erfolgt zunächst im fokalen Licht (Auflicht), dabei werden die Purkinje-Sanson-Bilder beurteilt. Eine übermäßige Beweglichkeit der Linse (Lentodonesis) kann erkannt werden.

Im Anschluss erfolgt die Untersuchung mit dem Spaltlicht (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Der Lichtstrahl wird gerade, durch die Pupille hindurch, auf die Linse gerichtet. Die Linse erscheint gleichmäßig, ohne Trübungen (PETERSEN-JONES, 2002b). Wird der Lichtstrahl aus einem schrägen Winkel auf die Linse gerichtet, sind im optischen Schnittbild drei Bereiche zu unterscheiden: eine konvexe, helle Linie die der vorderen Linsenkapsel entspricht, eine weniger helle Linie die der hinteren Linsenkapsel entspricht und eine diffuse, grau Zone

dazwischen. Bei einer Aphakie oder einer Linsenluxation fehlen diese Reflektionen. Bei Subluxation der Linse fehlt der periphere Teil des reflektierten Lichtstrahls (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Es ist das Anliegen der Iris auf der Linsenvorderfläche zu erkennen. Trübungen innerhalb der Linse können lokalisiert (PETERSEN-JONES, 2002b). Veränderungen des Linsenvolumens sind durch Veränderungen in der Tiefe der vorderen Augenkammer sichtbar. Die Linsennähte am vorderen und hinteren Pol sind als dünne weiße Linien, getrennt von einer dunklen Linie in der Mitte, sichtbar (bezogen auf Martin 1969c, 1969d) (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Zusätzlich kann die Linse bei Veränderungen im reflektierenden Licht untersucht werden. Der Lichtstrahl wird vom Fundus reflektiert (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

## **2.2.7 Weiterführende Diagnostik**

### **2.2.7.1 Gewinnung von Probenmaterial**

#### **Bakteriologisches Probenmaterial**

Das Auge ist einer Vielzahl verschiedener Organismen ausgesetzt von denen sich einige dauerhaft ansiedeln und Teil der normalen Flora werden. Einige der Organismen sind potentiell pathogen. Das Wissen über die normale Flora, hilft beim Erkennen pathologischer Organismen (GASKIN, 1980). Die Zusammensetzung der normalen Flora ist breitgefächert und von mehreren Faktoren abhängig: Geographische Lage, klimatische Bedingungen, Saison, hygienische Bedingungen, Spezies, Immunsystem und der medizinischen Behandlung (PUGLIESE et al., 2016).

Das Probenmaterial wird so früh wie möglich während des Untersuchungsganges und vor der Applikation topischer Präparate, wie Anästhetika oder Farbstoffe, genommen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Anästhetika und die in Ihnen enthaltenen Konservierungsstoffe



haben antibakterielle und antifungale Wirkung und können das Wachstum der Organismen und das Ergebnis der Untersuchung negativ beeinflussen (DANTAS et al., 2000; EDWARDS et al., 2019; KLEINFELD & ELLIS, 1966; MULLIN & RUBINFELD, 1997; OGUZ et al., 1999). Fluoreszein kann das Bakterienwachstum und das Überleben von Viren unterstützen (STOREY et al., 2002).

Zur Gewinnung von Probenmaterial von der Kornea oder der Konjunktiva wird ein steriler Tupfer, eine sterile Skalpellklinge oder ein steriler Spatel (Kimuraspatel) verwendet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Das Instrument wird steril aus der Verpackung entnommen (COOPER et al., 2001). Der Untersucher öffnet mit einer Hand die Augenlider. Die andere Hand hält das Instrument zur Probengewinnung und hat mit dem Handballen oder der laterale Seite der Finge Kontakt zum des Tieres. So kann die Distanz und der Winkel zwischen Instrument und Auge kontrolliert werden. Das Instrument wird bei der Probenentnahme parallel zum Bereich zum Auges gehalten (MAGGS, 2013c).

Für Probenmaterial von der Konjunktiva wird der Tupfer im unteren Bindehautsack von lateral nach nasal gerollt. Das stumpfen Ende der Skalpellklinge oder der Spatel werden im Bindehautsack in eine Richtung gestrichen und mit einer schaufelnden Bewegung das Material gewonnen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c). Es ist zu empfehlen, entsprechende Tupfer aus dem Fornix des oberen Lidbindehautsacks zu entnehmen, da, der Schwerkraft folgend, Kontaminationen durch Haare etc. im unteren Konjunktivalsack wahrscheinlicher sind.

Das gewonnene Material wird auf einen geeigneten Nährboden oder einen sterilen Tupfer mit Transportmedium übertragen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c). Der Kontakt mit dem Lidrand, den Haaren oder der Haut wird vermieden, um die Probe nicht zu kontaminieren (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Die physiologische Kornea hat keine Keimflora (MAGGS, 2013c).

Zur physiologischen Keimflora der Konjunktiva gehören am häufigsten grampositive Bakterien (ANSARI-MOOD et al., 2019; COOPER et al., 2001; COSTER et al., 2008; LIMA et al., 2010; MONTIANI-FERREIRA et al., 2006).

Die Tabellen 5 – 9 zeigen die Befunde der physiologischen Keimflora der Konjunktiva bei Kleinsäugetieren.

### Kaninchen

Zur physiologischen Keimflora bei Kaninchen gibt es mehrere Studien, die auf Untersuchungen unterschiedlicher Rassen, verschiedener Regionalität beruhen.

Tabelle 5: Physiologische konjunktivale Keimflora bei Kaninchen (in absteigender Reihenfolge)

(COOPER et al., 2001)	(PUGLIESE et al., 2016)	(OKUDA & CAMPELL, 1974)
<i>Staphylococcus spp.</i>	<i>Staphylococcus spp.</i>	<i>Bacillus subtilis</i>
<i>Mikrococcus spp.</i>	<i>Pasteurella spp</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
<i>Bacillus spp.</i>	<i>Moraxella spp</i>	<i>Streptococcus spp.</i>
<i>Stomatococcus mucilaginosus</i>		<i>Moraxella spp.</i>
<i>Neisseria spp.</i>		<i>Streptococcus pyogenes</i>
<i>Corynebacterium spp.</i>		<i>Bordetella spp.</i>
<i>Streptococcus spp.</i>		
<i>Pasteurella multocida</i>		
<i>Moraxella spp</i>		

Meerschweinchen

Tabelle 6: Physiologische konjunktivale Keimflora bei Meerschweinchen (in absteigender Reihenfolge):

(COSTER et al., 2008)	(FAGHIHI et al., 2019)
<i>Corynebacterium spp.</i> α-hämolisierende Streptokokken <i>Staphylococcus epidermidis</i> <i>Bacillus spp.</i> <i>Myroides spp.</i> <i>Escherichia coli</i> <i>Enterobacter spp.</i> <i>Pantoea agglomerans</i>	<i>Staphylococcus spp.</i> <i>Bacillus spp.</i> <i>Streptococcus spp.</i>

Chinchilla

Tabelle 7: Physiologische konjunktivale Keimflora bei Chinchillas (in absteigender Reihenfolge):

(LIMA et al., 2010)
<i>Streptococcus spp.</i> <i>Staphylococcus aureus</i> , Koagulase-negative Staphylokokken <i>Aerobic diptheroids</i> <i>Bacillus spp.</i> <i>Mikrococcus spp.</i> <i>Morganella morganii</i> <i>Proteus vulgaris</i>

<i>Escherichia coli</i>
-------------------------

### Hamster

Tabelle 8: Physiologische konjunktivale Keimflora bei Hamstern (in absteigender Reihenfolge):

(ANSARI-MOOD et al., 2019)
----------------------------

<i>Staphylococcus xylosus</i>
-------------------------------

<i>Streptococcus viridans</i>
-------------------------------

<i>β-hämolysierende Streptokokken</i>
---------------------------------------

<i>Bacillus spp.</i>
----------------------

<i>Proteus spp.</i>
---------------------

<i>Escherichia coli</i>
-------------------------

<i>Citobacter spp.</i>
------------------------

<i>Corynebacterium spp.</i>
-----------------------------

<i>Staphylococcus spp.</i>
----------------------------

### Frettchen

Tabelle 9: Physiologische konjunktivale Keimflora bei Frettchen (in absteigender Reihenfolge):

(MONTIANI-FERREIRA et al., 2006)
----------------------------------

<i>Staphylococcus spp.</i>
----------------------------

<i>Corynebacterium spp.</i>
-----------------------------

## Zytologisches Probenmaterial

Durch die Zytologie werden veränderte okulare Oberflächen beurteilt. Es werden die Veränderungen der Epithelzellen untersucht, die entzündliche Zellreaktion charakterisiert und neoplastische Zellen erkannt (WILLIS et al., 1997). Mit der zytologischen Untersuchung werden Organismen (Bakterien, Pilze, Hefen) identifiziert und Informationen über deren Morphologie (Stäbchen oder Kokken), Färbereigenschaften (Gram positiv oder Gram negativ), Anzahl und Lokalisation (intrazellulär oder extrazellulär) gewonnen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Eine zytologische Untersuchung ist bei chronischen und therapieresistenten Konjunktividen und Keratitiden indiziert (LINEK, 2008). Bakteriologische Proben werden vor den Proben für die zytologische Untersuchung genommen. Die zytologische Probenentnahme beeinflusst den Bestand an Mikroorganismen und damit Ergebnis der bakteriologischen Untersuchung (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Für die Probennahme sind der Tupfer, eine Skalpellschneideklinge, ein Spatel (Kimuraspatel) oder der Cytobrush geeignet. Zusätzlich werden ein Anästhetikum, Objektträger, Färbemittel und ein Mikroskop benötigt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Eine ideale zytologische Probe hat eine ausreichende Anzahl an Zellen mit unveränderter Zellstruktur, eine Einzelschicht an Zellen ohne Überlappungen auf dem Objektträger und die Entnahme reizt den Patienten minimal (WILLIS et al., 1997).

Die Probenentnahme erfolgt nach der Applikation eines Anästhetikums (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Vor der Probenentnahme wird überschüssiges Anästhetikum, Debris und Schleim aus dem Bindehautsack mit einem Tupfer oder Gaze entfernt (BAUER et al., 1996; COSTER et al., 2008; WILLIS et al., 1997).

Der Cytobrush oder Tupfer werden drei- bis viermal mit leichtem Druck über die untere palpebrale Konjunktiva oder die Kornea gerollt (BAUER et al., 1996; WILLIS et al., 1997). Der Spatel wird im 90°-Winkel zur Oberfläche, mit einer kratzenden Bewegung, über die Konjunktiva oder die

Kornea bewegt. Der Vorgang wird vier- bis fünfmal wiederholt (BAUER et al., 1996).

Mit dem stumpfen Ende einer Skalpellklinge wird, mit einer kratzenden Bewegung, über die Konjunktiva oder die Kornea gestrichen. Der Druck muss stark genug sein, um Zellen abzuschaben (MAGGS, 2002). Das gewonnene Material wird auf einen Objektträger übertragen und an der Luft getrocknet.

Die Übertragung des gewonnenen Materials erfolgt bei Tupfer und Cytobrush durch rollende Bewegungen (BAUER et al., 1996). Durch das Ausrollen des Materials wird die Beschädigung der Zellen minimiert (VILLIERS & DUNN, 1998) Beim Ausrollen des Cytobrush, werden durch zu viel Druck die Zellen beschädigt, bei zu wenig Druck ist die Übertragung der Zellen schlecht (BAUER et al., 1996).

Mit dem Spatel und dem Skalpell erfolgt die Übertragung durch Ausstreichen, mit einer langen Bewegung (BAUER et al., 1996; MAGGS, 2002; VILLIERS & DUNN, 1998).

Die normale Zelle der Konjunktiva ist eine nicht verhornende Epithelzelle mit einem großen, granulierten, basophilen Kern. Neutrophile Granulozyten sind bei bakteriellen Infektionen zu finden. Eosinophile Granulozyten sind pathologisch und kommen bei allergischen oder immunvermittelten Prozessen vor (LINEK, 2008).

Bei einer gesunden Hornhaut sind nicht keratinifizierte Korneaepithelzellen, Lymphozyten und Granulozyten zu finden. Zellkerne, Keratinfragmente, Mukus und Bakterien sind ebenfalls zu finden. Mastzellen und eosinophile Granulozyten sind in der gesunden Kornea nicht zu finden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

### Meerschweinchen

In der Arbeit von COSTER et al. (2008) wurde bei der Untersuchung der gesunden Konjunktiva Epithelzellen, Erythrozyten und Lymphozyten, davon hauptsächlich Leukozyten, gefunden (COSTER et al., 2008).

### **2.2.7.2 Untersuchung des Tränenfilms**

Der Tränenfilm ist wichtig für die korneale Gesundheit. Die Messung des Tränenvolumen ist wichtig bei der Diagnose der Keratokonjunktivitis sicca (KCS) und bei der Beurteilung der Physiologie der Kornea (BIRICIK et al., 2005; TROST et al., 2007).

Der ideale Test für die Messung der Tränensekretion erfordert ein geringes Tränenvolumen, hat eine kurze Messzeit, reizt oder beschädigt das Auge nur geringgradig und ist unabhängig von äußeren Bedingungen (BIRICIK et al., 2005). Der Tränenfilm kann quantitativ durch zwei Tests gemessen werden: Dem Schirmer-Tränen-Test (STT) und dem Phenolrot-Fadentest (PRT) (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

#### **Schirmer-Tränen-Test**

Der STT ist Bestandteil einer vollständigen ophthalmologischen Untersuchung (MONTIANI-FERREIRA et al., 2006). Mit dem STT wird der wässrige Anteil des Tränenfilms gemessen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Er wird bei allen Patienten mit mukoidem Augenausfluss, oberflächlichen kornealen Blutgefäßen, Melanosis, einer matten Korneaoberfläche und bei Verdacht auf eine KCS durchgeführt (MAGGS, 2013c).

Der STT wird innerhalb der ophthalmologischen Untersuchung frühestmöglich und vor der Applikation topischer Präparate durchgeführt. Manipulationen an den Augenlidern, korneale und konjunktivale Geschabsel, die Spülung des Tränennasenkanals und die Beleuchtung eines entzündeten Auges mit hellem Licht, können einen reflexhaften Tränenfluss auslösen und das Testergebnis erhöhen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c).

Topische Anästhetika und Mydriatika können zu einem verminderten Messergebnis führen (GOULD, 2002; HERRING, 2013; MAGGS, 2013f).

Der STT wird mit oder ohne die Applikation eines Anästhetikums durchgeführt (ABRAMS et al., 1990).

Ohne Anästhetikum wird er als STT I bezeichnet. Er misst die bereits vorhandene, basale und die, während der Messzeit produzierte, reflexbedingte Tränenmenge (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; WILLIAMS, 2005). Die Produktion und Sekretion reflexbedingter Tränen wird durch Reizung der Augenoberfläche ausgelöst (PETZNICK et al., 2011). Beim STT I ist der Teststreifen der stimulierende Reiz für die reflexbedingte Tränenmenge (WILLIAMS, 2005).

Mit Anästhetikum wird er als STT II bezeichnet und misst nur die basale Tränenmenge (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Beim STT II wird der afferente Zweig des Reflexpfades durch das Anästhetikum blockiert und die Empfindsamkeit der Kornea aufgehoben.

Die zu erwartenden Ergebnisse des STT II sind niedriger als beim STT I. In der Veterinärophthalmologie ist der STT II in der klinischen Anwendung nicht üblich (MAGGS, 2013c).

Die Streifen werden in der Verpackung an der Falz geknickt, um die Sterilität zu bewahren und um zu verhindern, dass der Streifen mit Lipiden der Haut in Berührung kommt und die Tränenaufnahme des Filterpapiers beeinträchtigt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c) und damit die Messergebnisse verfälscht. Das geknickte Ende des Teststreifen wird im mittleren bis lateralen Drittel des unteren Bindehautsacks platziert. (ABRAMS et al., 1990; COSTER et al., 2008). Die Falz des Teststreifens liegt auf der Höhe des Lidrandes (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Wird der Teststreifen weiter medial eingesetzt, wird die Kornea durch die Nickhaut geschützt. Der Anteil des reflexhaften Tränenflusses sinkt und das Ergebnis des STT I ist verfälscht (MAGGS, 2013c). Die Augenlider werden offen (COSTER et al., 2008) oder geschlossen (BIRICIK et al., 2005) gehalten (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Eine Studie hat gezeigt, dass die Messwerte bei offenen Augen geringer sind als bei geschlossenen Augen (TRBOLOVA & GHAFARI, 2017).



Nach 60 Sekunden wird der Teststreifen entfernt und das Ergebnis abgelesen oder gemessen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013b).

Bei Kleinsäugetieren hat der Tränenfilm nur ein kleines Volumen (WILLIAMS, 2007). Der STT kann bei Tieren, deren Tränenvolumen geringer ist als die für den STT benötigte Menge und bei Tieren, deren Lidspalt kleiner ist als die Breite des Teststreifen ( fünf mm) nicht durchgeführt werden (RAJAEI et al., 2016b). Der STT erfordert ungefähr 10 µl Flüssigkeit (BIRICIK et al., 2005). Bei kleinen Tieren mit geringem Tränenvolumen ist der STT geeignet zur Bestimmung einer gesteigerten Tränenmenge, aber ungeeignet zum Erkennen einer verringerten Tränenmenge, wie im Zusammenhang mit einer KCS (ABRAMS et al., 1990).

Die Referenzwerte für Kleinsäugetiere finden sich in den nachstehenden Tabellen.

### Kaninchen

Tabelle 10: Referenzwerte für den STT I bei Kaninchen

Referenzwert in mm/ min	
5,30 ± 2,96 mm/min	(ABRAMS et al., 1990)
4,85 ± 2,9 mm/ min	(BIRICIK et al., 2005)
7,60 ± 2,3 mm/min	(WHITTAKER & WILLIAMS, 2015)

ABRAMS et al (1990) führten den STT I bei unterschiedlichen Rassen durch. Tiere der Rasse Netherland Dwarf hatten mit 12,00 mm/min einen höheren Wert und Tiere der Rasse New Zealand Black mit 2,50 mm/min einen deutlich niedrigeren Wert (ABRAMS et al., 1990).

Es gibt keine signifikanten Unterschiede zwischen Männlich und Weiblich, linkem und rechtem Auge oder Labor- und Haustieren.

BIRICIK et al (2005) und WHITTAKER & WILLIAMS (2015) führten den Test nur bei Kaninchen der Rasse New Zealand White durch.

### Meerschweinchen

Tabelle 11 : Referenzwerte für den STT I und STT II bei Meerschweinchen

	(COSTER et al., 2008)	(TROST et al., 2007)
Referenzwert STT I in mm/min	3,00	0,36 ± 1,09
Referenzwert STT II in mm/min	4,00	0,43 ± 1,29

COSTER et al (2008) untersuchten Meerschweinchen verschiedener Rassen, Altersgruppen und Geschlechter. TROST et al (2007) untersuchten nur Tiere der Rasse Duncan-Hartley gleichen Alters.

In beiden Studien war der STT II höher als der STT I. Ein höheres Ergebnis beim STT II kann die Folge von Resten des Anästhetikums im Bindehautsack sein (COSTER et al., 2008; TROST et al., 2007). Die unterschiedlichen Ergebnisse der beiden Studien können mit der Verwendung unterschiedlicher Teststreifen, unterschiedlicher Rassen, unterschiedlicher Altersgruppen zusammenhängen (COSTER et al., 2008).

### Chinchilla

Tabelle 12: Referenzwerte für den STT I bei Chinchillas

Referenzwert STT I in mm/min	
1,07 ± 0,54	(LIMA et al., 2010)

Nach MÜLLER et al. (2010) ist der STT ungeeignet für die Anwendung bei Chinchillas. Bei der Untersuchung konnte bei 13 Tests kein Ergebnis

bestimmt werden, bei fünf weiteren Tests lag das Ergebnis unter dem Wert von einem Millimeter pro Minute (MÜLLER et al., 2010).

Bei Chinchillas sind in der Literatur keine Fälle von KCS bei beschrieben (WAGNER & FEHR, 2008).

### Frettchen

Tabelle 13: Referenzwerte für den STT I bei Frettchen

Referenzwert STT I in mm/ min	
5,31 ± 1,32	(MONTIANI-FERREIRA et al., 2006)

Für Frettchen wurde ein Wert von  $5,31 \pm 1,32$  mm/min für den STT I ermittelt. Es gibt keinen signifikanten Unterschied hinsichtlich Geschlecht oder Alter (MONTIANI-FERREIRA et al., 2006).

### **Phenolrot-Fadentest**

Der Phenolrot-Fadentest (PRT) ist eine weitere Methode zur Messung der Tränenmenge (MAGGS, 2013c). Für den PRT wird ein standardisierter, mit Phenolrot imprägnierter Baumwollfaden verwendet. Das gefaltete Ende wird für 15 Sekunden in den unteren Fornix platziert (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013) und die Fließstrecke gemessen. Für das Einsetzen kann eine Pinzette verwendet werden (MÜLLER et al., 2010). Nach 15 Sekunden wird das Ergebnis, die Länge der Farbänderung analog der Fließstrecke gemessen (MAGGS, 2013c).

Die für den PRT beschriebenen Referenzwerte sind in der nachfolgenden Tabelle aufgelistet.

Tabelle 14: Referenzwerte für den PRT bei verschiedenen Kleinsäugerspezien

Spezies	Referenzwert in mm/ 15 sek	
Kaninchen	20,88	(BIRICIK et al., 2005)
Meerschweinchen	21,26 ± 4,19 (vor Anästhesie)	(COSTER et al., 2008)
	22,47 ± 3,31 (nach Anästhesie)	(COSTER et al., 2008)
	16,0 ± 4,7	(TROST et al., 2007)
Chinchilla	14,6 ± 3,5	(MÜLLER et al., 2010)
Hamster	5,57 ± 1,51	(RAJAEI et al., 2016b)
	6,8 ± 2,5	(RAJAEI et al., 2013)

### 2.2.7.3 Fluoreszeinfärbung

#### Färbung von Korneaulzera

Die Färbung der Kornea mit Fluoreszein dient der Erkennung von Korneaulzera (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Die Kornea besteht aus fünf Schichten. Von außen nach innen: vorderes Hornhautepithel (*Epithelium anterius corneae*), Bowman-Membran (*Lamina limitans anterior*), Stroma (*Substantia propria cornea*), Descement-Membran (*Lamina limitans posterior*) und hinteres Hornhautepithel (*Epithelium posterius corneae*) (HANSEN, 1997c; LIEBICH, 2009; SIMOENS & GILLE, 2015).

Jedes rote, entzündete oder schmerzhaftes Auge wird mit Fluoreszein gefärbt um einen kornealen Ulkus zu diagnostizieren oder auszuschließen (MAGGS, 2013c).

Der Papierstreifen wird mit steriler Kochsalzlösung oder Augenspüllösung befeuchtet. (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MOULD, 2002). Die auf dem Papierstreifen befindliche Flüssigkeit sollte berührungslos auf die Kornea abtropfen. Die Berührung der Kornea mit dem Papierstreifen, kann zu Färbeartefakten (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c) und damit zu einem falsch-positiven Ergebnis führen. Alternativ kann, anstelle des Papierstreifens, ein Tropfen einer kommerziell verfügbaren Fluoreszeinlösung appliziert werden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Die Augenlider werden entweder geschlossen gehalten oder das Tier darf blinzeln um den Farbstoff über die Oberfläche zu verteilen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Überschüssiger Farbstoff wird mit steriler Kochsalzlösung oder Augenspüllösung ausgespült, wenn der Patient es zulässt (MAGGS, 2013c). Das Auge wird mit einer Vergrößerung und blauem Licht untersucht (MAGGS, 2013c).

Das Fluoreszein bleibt nicht am intakten, lipidhaltigen Kornea- und Konjunktivalepithel haften. Bei Defekten oder Verlust des Epithels, haftet der Farbstoff am freiliegenden, hydrophilen Stroma und wird von diesem absorbiert. Schäden im Korneaepithel werden sichtbar und erscheinen hellgrün. Fluoreszein haftet nicht an der Descement-Membran (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c).

### **Seidel-Test**

Beim Seidel-Test wird mittels Fluoreszeinprobe der Austritt von Kammerwasser durch die Kornea diagnostiziert. Das Fluoreszein wird, wie bereits beschrieben, auf die Kornea appliziert, jedoch abgespült. Wegen der großen Menge an Farbstoff erscheint das Fluoreszein gelb-orange (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Ist die Kornea perforiert und tritt Kammerwasser aus, wird das Fluoreszein an der Austrittsstelle fortgespült und es entsteht ein schwarzer Bereich auf der Kornea. Das austretende Kammerwasser läuft an der Kornea nach

unten und ist als grünes Band sichtbar. Der Seidel-Test wird dann als positiv bezeichnet (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Die Kornea wird mit Hilfe einer Vergrößerung und blauem Licht untersucht, um auch den Austritt geringster Mengen Kammerwasser erkennen zu können (MAGGS, 2013c).

### **Jones-Test**

Beim Jones-Test wird durch Fluoreszein die anatomische und physiologische Durchgängigkeit des Tränennasenkanals überprüft. Fluoreszein wird, wie beschrieben, auf die Kornea appliziert und nicht abgespült. Der Jones-Test ist die Zeitmessung der Passage durch den Tränennasenkanal zum Nasenloch derselben Seite (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Ein negatives Ergebnis, kein Austritt von Farbstoff aus dem Tränennasenkanal, ist hinweisend auf ein Problem. Es gibt viele Faktoren die zu einem falsch-negativen Ergebnis führen. Dazu zählen die Menge an Fluoreszein, die Position des Kopfes. Der Austritt des Farbstoffs muss beobachtet werden, bevor er von dem Patienten abgeleckt wird. Bei einem negativen Jones-Test sind weitere Untersuchung, wie die Spülung des Tränennasenkanals oder bildgebende Diagnostik erforderlich (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

### Kaninchen

Die Passagezeit durch den Tränennasenkanal beträgt zwei bis fünf Minuten.

Bei einer Obstruktion des Tränennasenkanals läuft das Fluoreszein über den medialen Augenwinkel ab. Läuft das Fluoreszein über den gesamten Lidrand ab, ist dies hinweisend, für eine pathologische Lidstellung zum Bulbus (KNOTT, 2014).

#### **2.2.7.4 Spülung des Tränennasenkanals**

Durch die Spülung des Tränennasenkanals (TNK) wird dessen Durchgängigkeit überprüft (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Die Spülung erfolgt bei negativem Jones-Test, Augenausfluss ohne erkennbare Ursache, mucopurulentem Augen- oder Nasenausfluss oder Blutungen des TNK. Die Durchführung erfolgt unter Lokalanästhesie. Bei sehr kleinen, schwer zu kanalisierenden Tränenpunkten kann eine Allgemeinanästhesie notwendig sein (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Es wird zuerst über den oberen Tränenpunkt gespült um eine Beschädigung des unteren Tränenpunktes zu vermeiden, da dieser hauptsächlich für den Tränenabfluss verantwortlich ist.

Für die Spülung wird eine Tränennasen-Kanüle oder eine Braunüle sowie eine Spritze (2 – 5 ml) mit steriler Kochsalzlösung oder Augenspülung benötigt. Die gefüllte Spritze wird auf die Kanüle oder den Venenkatheter aufgesetzt. Der Kopf wird nach ventral gerichtet. Das obere Augenlid wird umgestülpt, die Kanüle bzw. der Katheter in ventro-mediale Richtung eingeführt und die Flüssigkeit appliziert. Tritt die Flüssigkeit aus dem unteren Tränenpunkt aus, sind der obere und untere Tränenpunkt, das obere und untere Tränenkanälchen und der Tränensack durchgängig. Anschließend wird der untere Tränenpunkt mit dem Finger verschlossen und weitere Flüssigkeit appliziert. Tritt die Flüssigkeit aus dem Nasenloch derselben Seite aus, ist der TNK durchgängig. Ausgespültes Material kann auch für zytologische und bakteriologische Untersuchungen verwendet werden (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

#### Kaninchen

Sie besitzen nur einen unteren Tränenpunkt (DAVIS, 1929).

Für die Spülung können Braunülen der Größe 23 bis 25 G verwendet werden (WILLIAMS, 2012b).

### 2.2.7.5 Messung des Augeninnendrucks

Die Messung des Augeninnendrucks (IOD) ist ein wichtiger ophthalmologischer Test. Der IOD wird als Symptomerkennung und für die Therapiekontrolle eines Glaukoms (Augeninnendruck ist erhöht) und einer Uveitis (Augeninnendruck ist erniedrigt) gemessen und dient zur Diagnosesicherung bei Keratitis, Konjunktivitis und Skleritis (IOD ist unverändert). Bei raumfordernden Prozessen in der *Orbita* kann der IOD leicht erhöht sein (MAGGS, 2013c). Der IOD variiert zwischen Rassen und Individuen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c) und ist abhängig von endogenen Faktoren wie Alter und Geschlecht und exogenen Faktoren wie Tageszeit und Jahreszeit (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c).

Der gemessene IOD ist abhängig von der verwendeten Messtechnik und dem Instrument (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c). Eine unerfahrene und unsachgemäße Handhabung der Geräte, die Methode der Fixierung des Patienten und die Anwendung von Sedativa, Anästhetika und Mydriatika haben Einfluss auf das Messergebnis. Durch Druck auf die Jugularvenen, die Augäpfel oder durch Ziehen der Augenlider nach lateral steigt der IOD (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013). Für die Beurteilung wird der IOD an beiden Augen gemessen. Die Differenz des Messergebnisses zwischen beiden Augen soll nicht mehr als 20 % sein (MAGGS, 2013c).

Das Schiötz-Tonometer kann bei den meisten Nagern nicht verwendet werden (MONTIANI-FERREIRA, 2009b) und stellt auf Grund der notwendigen Lagerung und der Größe der Messspitze von ca. 12 mm Durchmesser heute keine zeitgemäße Messmethode mehr dar.

Bei der Messung des IOD mit einem Applanationstonometer (z.B. TonoPen®) muss vor der Anwendung ein Lokalanästhetikum appliziert werden. Der Untersucher öffnet mit einer Hand die Augenlider ohne Druck auf den Bulbus auszuüben. In der anderen Hand wird der TonoPen® gehalten. Der TonoPen® ist im rechten Winkel zur Hornhaut und die flache Spitze parallel zur Hornhautoberfläche halten. Mit der



Spitze des TonoPen® wird die zentrale Hornhaut mit tupfenden Bewegungen berührt, ohne die Kornea sichtbar einzudrücken (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c), bis die Hornhaut auf der Gesamtfläche des Messkörpers des Instruments, dessen Spitze (Durchmesser 3,02 mm) abgeflacht (applaniert) wurde. Kurze Klickgeräusche melden wenn eine gültige Einzelmessung gespeichert wurde. Ein anhaltender Ton meldet, wenn ein gültiger Durchschnittswert aus mehreren gültigen Einzelmessungen berechnet wurde. Das Messergebnis und der Koeffizient der Abweichung werden im Display angezeigt. Beträgt der Abweichungskoeffizient mehr als fünf Prozent wird die Messung wiederholt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013; MAGGS, 2013c).

Bei der Messung des IOD mit einem Reboundtonometer (z.B. TonoVet®) ist keine Anästhesie notwendig. Das Tonometer wird so gehalten, dass der Stift horizontal, im rechten Winkel auf die zentrale Kornea gerichtet ist (CAIRO et al., 2018). Der Abstand zwischen Stift und Kornea sollte drei bis fünf Millimeter betragen. Der Stift soll die Kornea auf dem Apex mit maximal 25° Abweichung von der visuellen Achse treffen (KONTIOLA et al., 2001).

Die Referenzwerte für die verschiedenen Kleinsäugerspezies werden in den nachfolgenden Tabellen genannt.

### Kaninchen

Tabelle 15: Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Kaninchen

Referenzwert in mmHg	Tonometer	
9,51 ± 2,62	TonoVet®	(PEREIRA et al., 2011)
15,44 ± 2,16	TonoPen Avia®	(PEREIRA et al., 2011)

Bei Kaninchen ist der Augeninnendruck in der Nacht am höchsten und morgens höher als im Lauf des restlichen Tages (ANJOU, 1961; PEREIRA et al., 2011; WANG et al., 2013). Junge Kaninchen haben einen

niedrigeren Augeninnendruck als adulte (ZHANG et al., 2014). Der Augeninnendruck ist im Sommer und Winter höher und im Frühling niedriger (BAR-ILAN, 1984).

### Meerschweinchen

Tabelle 16: Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Meerschweinchen

Referenzwert in mmHg	Tonometer	
13,20 ± 1,28	TonoVet® „d“ Modus	(CAIRO et al., 2018)
10,93 ± 3,61	TonoPen Vet®	(CAIRO et al., 2018)
18,27 ± 4,55	TonoPen Vet®	(COSTER et al., 2008)
6,81 ± 1,41	TonoVet® „p“ Modus	(RAJAEI et al., 2016a)

Nach COSTER et al (2008) besteht bei Meerschweinchen keine Abhängigkeit von Alter, Gewicht, Rasse, Geschlecht oder Tageszeit.

Nach den Untersuchungen von ANSARI-MOOD et al (2016) und RAJAEI et al (2016) bei Meerschweinchen der Augeninnendruck nachts höher ist als am Tag.

### Chinchilla

Tabelle 17: Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Chinchillas

Referenzwert in mmHg	Tonometer	
17,71 ± 4,17	TonoPen XL®	(LIMA et al., 2010)
9,7 ± 2,5	TonoVet® „d“ Modus	(SNYDER et al., 2018)
2,9 ± 1,8	TonoVet® „d“ Modus	(MÜLLER et al., 2010)

Es besteht kein Zusammenhang zwischen dem Augeninnendruck und dem Alter, dem Geschlecht, der Irisfarbe oder der Tageszeit (CHACALTANA et al., 2016; MÜLLER et al., 2010; SNYDER et al., 2018).

Ratte

Tabelle 18: Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Ratten

Referenzwert in mmHg	Tonometer	
17,30 ± 5,25	TonoPen®	(RAJAEI et al., 2016b)

Der Augeninnendruck ist in der Nacht höher als am Tag (LOZANO et al., 2015):

Maus

Tabelle 19: Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Mäusen

Referenzwert in mmHg	Tonometer	
12,36 ± 0,32	TonoPen®	(REITSAMER et al., 2004)
15,9 ± 3,9	TonoVet®	(MORRIS et al., 2006)
15,0 ± 3,9		
11,7 ± 3,2	TonoLab®	(JOHNSON et al., 2008)
10,6 ± 0,6	TonoLab®	WANG et al., 2005)
13,3 ± 0,3	(Messung bei vier verschiedene Mäusestämme)	
16,4 ± 0,3		
19,3 ± 0,4		

Bei Mäusen gibt es zwischen verschiedenen Stämmen Unterschiede für den Augeninnendruck. (WANG et al., 2005). Der Augeninnendruck ist in der Nacht höher als am Tag (AIHARA et al., 2003).

Hamster

Tabelle 20: Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Hamstern

Referenzwert in mmHg	Tonometer	
4,55 ± 1,33	TonoVet® „p“ Modus	(RAJAEI et al., 2016b)

Bei Hamstern besteht kein Zusammenhang zwischen Augeninnendruck und Geschlecht oder Gewicht (RAJAEI et al., 2016b).

Frettchen

Tabelle 21: Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Frettchen

Referenzwert in mmHg	Tonometer	
14,07 ± 0,35	TonoVet® „p“ Modus	(DI GIROLAMO et al., 2013)
15,44 ± 1,11	TonoPen Vet®	(DI GIROLAMO et al., 2013)
14,50 ± 3,27	TonoPen XL®	(MONTIANI-FERREIRA et al., 2006)

Frettchen haben in der Nacht einen höheren Augeninnendruck als am Tag. Gleichzeitig ist er bei Männchen höher als bei Weibchen. Es gibt keinen Zusammenhang zwischen Alter oder Gewicht (DI GIROLAMO et al., 2013).

**2.2.7.6 Untersuchung des Bindehautsacks und der Nickhaut**

Die Untersuchung erfolgt unter Lokalanästhesie. Die Untersuchung wird bei Verdacht auf Fremdkörper oder Zubildungen durchgeführt. Die

Nickhaut wird mit einer atraumatischen Pinzette (z.B. Graefe Pinzette oder Pinzette nach Bennet für Zilien), im Bereich des Nickhautknorpels, gegriffen und hervorgezogen. Wird die Pinzette am freien Rand der Nickhaut angesetzt kann es zu Verletzungen führen. Es wird die Hinterseite der Nickhaut und der Raum zwischen Nickhaut und Bulbus beurteilt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Für die Untersuchung des oberen und unteren Bindehautsacks wird entsprechend die obere oder untere Bindehaut mit der Pinzette erfasst und der Bindehautsack vollständig hervorgezogen (WALDE & SCHÄFER, 2008).

#### **2.2.7.7 Gonioskopie**

Die Gonioskopie stellt die Untersuchung des Kammerwinkels dar (Gonios (griechisch): Knie; Skopos (griechisch): Spähen; Knie- /Winkel-Spähen). Bei den meisten Spezies ist der Kammerwinkel, auf Grund der vergleichsweise zu flachen Korneakrümmung, nicht direkt einsehbar. Die Untersuchung erfolgt daher als indirekte Gonioskopie (MAGGS, 2013c), z. B. mit einer Lovaclinse oder einem Goldmannglas.

Für die Untersuchung wird ein Medium (z.B. Methylzellulose) auf die Gonioskopielinse aufgetragen. Der Kopf des Patienten wird leicht nach ventro-lateral geneigt, die Augenlider offengehalten und die Gonioskopielinse auf der Kornea platziert. Zuerst wird der untere Rand der Linse auf die Kornea aufgesetzt. Somit geht das Kontaktmedium nicht verloren und die Nickhaut wird leichter verdrängt. Bei direkten Gonioskopielinsen wird leichter Druck auf die Linse ausgeübt, sodass ein Vakuum entsteht. Mit einer Lichtquelle wird der Kammerwinkel systematisch betrachtet. Bei direkten Gonioskopielinsen wird der Kammerwinkel aus allen vier Quadranten betrachtet. Der dorsale und der laterale Quadrant sind schlechter einsehbar als der mediale und ventrale Quadrant (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Bei der Untersuchung wird beurteilt, ob der Kammerwinkel offen, eng, geschlossen oder durch Fremdkörper, Zubildungen oder entzündliches Exsudat verlegt ist (MAGGS, 2013c).

### Kaninchen

Für die gonioskopische Untersuchung wird eine Köppe-Linse (17mm) oder eine Barkan-Linse verwendet. Für die Untersuchung kleinerer Augen werden Mehrspielgläser verwendet und der Durchmesser wird der Hornhaut angepasst (NELL et al., 2014). Der Kammerwinkel bei Kaninchen ist physiologisch offen und mit breiten Fasern des *Lig. pectinatum* überspannt (TESLUK et al., 1982).

### **2.2.7.8 Weitere Möglichkeiten der Diagnostik**

Neben den bereits genannten Diagnostikmethoden, gibt es noch weitere Verfahren, dazu gehören, okulare und orbitale Punktion, Fluoreszenzangiografie, die Elektoretinoskopie, sowie die bildgebenden Verfahren Ultraschall, Röntgen, Dacryozystorhinografie, Computertomografie (CT) und Magnetresonanztomografie (MRT).

### **Okulare und orbitale Punktion**

Punktionen dienen der Gewinnung von Probenmaterial zur weiteren Diagnostik oder zur therapeutischen Injektion von Medikamenten.

Zu den okularen Punktionen gehört die Punktion (Parazentese) der vorderen Augenkammer und des Glaskörperaums. Letztere sind mit einem höheren Risiko, insbesondere für intraokulare Blutungen verbunden. Die Punktion der vorderen Augenkammer (Parazentese) dient der Gewinnung von Kammerwasser zur weiteren Diagnostik oder zur Injektion von Medikamenten (NELL et al., 2014). Die Punktion wird unter allgemeiner Anästhesie mit Hilfe einer Vergrößerung durchgeführt.

Zusätzlich wird ein Lokalanästhetikum appliziert. Der Bindehautsack und die bulbäre Konjunktiva werden zuerst gereinigt, anschließend wird das Lokalanästhetikum appliziert. Zur Verbesserung der anästhetischen Wirksamkeit, kann ein mit Anästhetikum getränkter Tupfer auf die Punktionsstelle gedrückt werden. Mit Hilfe eines Spekulum wird das Auge offen gehalten und mit Hilfe einer atraumatischen Pinzette die bulbäre Konjunktiva, nahe der Einstichstelle, gegriffen und beiseite gehalten. Die Nadel wird am Limbus, bevorzugt im dorso-lateralen Quadranten, um die Nickhaut zu umgehen, eingestochen. Der Einstich erfolgt unter ständiger Sichtkontrolle der Nadelspitze, parallel zur Iris, in die vordere Augenkammer. Durch Drehen der Nadel während des Einstichs, können Kornea und Sklera leichter durchdrungen werden und der Verschluss der Einstichstelle, nach Entfernung der Nadel, wird begünstigt (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Die Nadel sollte eine Größe von 27 – 30 G haben, in Abhängigkeit von der Größe des Auges. Auf Grund des geringen Volumens der vorderen Augenkammer und damit der Menge an vorhandenem Kammerwasser bei Kleinsäugetieren, kann keine Spritze zur Gewinnung des Kammerwassers verwendet werden. Stattdessen wird das mit der Nadel gewonnene Kammerwasser in ein Kapillarröhrchen aufgenommen (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).

Tabelle 22: Volumen der vorderen Augenkammer bei Kleinsäugetieren

Spezies	Volumen in ml	
Kaninchen	0,25 – 0,35	(TRIPATHI, 1974)
Ratte	< 0,1	(TRIPATHI, 1974)

Orbitale Punktionen werden zur Gewinnung von Probenmaterial durchgeführt, wenn der Verdacht auf ein Hämatom, einen Abszess, auf Tumorwachstum in der *Orbita* oder eine Erkrankung der Tränendrüse besteht (NELL et al., 2014).

### **Fluoreszenzangiografie**

Dieses Verfahren dient der Darstellung der Gefäße in der Retina und der Choroidea. Es wird die Intaktheit und die Durchblutung der Gefäße beurteilt (NELL et al., 2014).

### **Elektroretinoskopie**

Dieses Verfahren dient der Überprüfung der Netzhautfunktion zur Abklärung von Erblindungsursachen (NELL et al., 2014).

### **Röntgen**

Die Röntgendiagnostik wird angewendet, wenn der Verdacht auf einen intraokularen oder intraorbitalen Fremdkörper besteht. Bei Frakturen der *Orbita* ist die Röntgendiagnostik meist wenig aussagekräftig (NELL et al., 2014).

### **Ultraschall**

Der Ultraschall wird zur Untersuchung des Auges, insbesondere der Linse, des Glaskörpers und der Netzhaut, eingesetzt, wenn diese durch Trübungen nicht mehr einsehbar sind. Zusätzlich dient er der Vermessung des Augapfels bei retroorbitalen Prozessen (NELL et al., 2014).

### **Dacryozystorhinografie**

Dieses Verfahren dient der Darstellung der ableitenden Tränenwege mit einem Kontrastmittel, bei Verlegung des Tränennasenkanals.

Bei Kaninchen werden drei bis fünf Milliliter Kontrastmittel in den Tränennasenkanal appliziert (FEATHERSTONE & HEINRICH, 2013).



## **Computertomografie und Magnetresonanztomografie**

Die Computertomografie (CT) und die Magnetresonanztomografie (MRT) sind Schnittbildverfahren.

Die CT ist Mittel der Wahl bei periokularen Verletzungen, zur Bestimmung des Ausmaßes und der Lokalisation von Frakturen und zur Planung von operativen Rekonstruktionen der *Orbita*.

Die MRT bietet Vorteile bei der Untersuchung von Weichteilgewebe, beispielsweise bei retrobulbären Tumoren. Durch die Schnittbilder kann die Lokalisation, die Ausdehnung und der Charakter eines raumfordernden Prozesses bewertet werden. So kann die Indikation für eine Operation und deren Prognose beurteilt werden (NELL et al., 2014).

## **2.3 E-Learning und die Möglichkeiten des Lernens**

### **2.3.1. Begriff und Formen von E-Learning**

In der Literatur finden sich unterschiedliche Definitionen für E-Learning. Nach KERRES (2013a) ist es ein Oberbegriff für die Nutzung digitaler Medien bei Lehr- und Lernangeboten. Nach REY (2009) ist es das Lehren und Lernen mittels verschiedener elektronischer Medien.

KLIMSA und ISSING (2009) verstehen unter E-Learning alle Formen von Lernen, bei denen digitale Medien für die Verteilung und Präsentation von Lernmaterialien zum Einsatz kommen.

Daneben gibt es eine Vielzahl von Begriffen, die synonym verwendet werden. Dazu gehören webbasiertes Lernen, internetbasiertes Lernen, Online-Lernen, dezentralisiertes Lernen, computergestütztes Lernen, electronic learning oder multimediales Lernen (REY, 2009; RUIZ et al., 2006).

E-Learning ist multimedial, multikodal und multimodal (REY, 2009).

Der Begriff Multimedialität bezieht sich auf die verschiedenen Medien, also Objekte oder technische Geräte, für die Informationsspeicherung und Informationskommunikation. Dabei erfolgt meist keine Unterscheidung zwischen Lese- und Speichermedium. Ein Medium kann ein Buch, ein Audioplayer oder ein Computer, aber auch eine DVD oder eine Blue-ray Disc sein (REY, 2009).

Der Begriff Multikodalität bezieht sich auf die verschiedenen Arten der Informationsdarbietung. Die Informationen können als Text, Bild, Animation oder Simulation dargestellt werden (REY, 2009).

Der Begriff Multimodalität bezieht sich auf die Wahrnehmungsmöglichkeiten der angebotenen Informationen, die über verschiedenen Sinneskanäle erfolgen kann (REY, 2009).

Dabei gibt es unterschiedliche Angebotsformen des E-Learnings. Hierzu zählen Lernprogramme, Blended-Learning, Online-Lehrgänge, Lernmodule, Simulationen und Spiele (KERRES, 2013a).

Bei Lernprogrammen wird zwischen computerbasierten Lernprogrammen (computer-based Training, CBT) und internetbasierten Lernprogrammen (web-based Training, WBT) unterschieden. Erstere sind interaktive Lernprogramme, die ohne Internet, lokal auf dem Computer ablaufen. Internetbasierte Lernprogramme können interaktiv über das Internet bearbeitet werden (KERRES, 2013a).

Blended Learning ist eine Kombination aus mediengestütztem Lernen und klassischem Unterricht (KERRES, 2013a).

Online-Lehrgänge sind über das Internet stattfindende, betreute Lernangebote, bei denen das Lernen durch die betreuende Instanz organisiert wird. Häufig sind Präsenztermine Teil eines Online-Lehrgangs. Zusätzlich können Konferenztermine für gemeinsame Besprechungen und Foren für einen Gruppenaustausch integriert werden (KERRES, 2013a).

Lernmodule sind Teilelemente eines Onlinelehrgangs. Die einzelnen Einheiten (Module) sollten in sich geschlossenen Lerneinheiten sein, die mit anderen Lerneinheiten kombinierbar sind, sodass sich die einzelnen Einheiten zu einem großen Ganzen ergänzen (KERRES, 2013a).

Computersimulationen, beispielsweise der Flugsimulator, werden eingesetzt um komplexe technische Systeme zu erlernen (KERRES, 2013a).

Lernspiele sind mit einem bestimmten Lernziel verbunden. Das Lernen steht dabei stärker im Vordergrund als der Spielspaß (KERRES, 2013a).

### **2.3.2 Lernen und Gedächtnis**

Für das Verständnis von Lernen werden drei Lerntheorien unterschieden: Der Behaviorismus, der Kognitivismus und der Konstruktivismus (KLAUER & LEUTNER, 2012).

Im Behaviorismus ist Lernen der Erwerb von Reaktionen (KLAUER & LEUTNER, 2012). Lernen ist eine beobachtbare Verhaltensänderung als Reaktion auf Reize aus der Umwelt bzw. aus der Umgebung des Lernenden. Innerphysiologische Vorgänge werden nicht berücksichtigt (REY, 2009; RIEDL, 2010a). Beim Lernprozess steht eine Autorität im Mittelpunkt, die entscheidet, was der Lernende wissen soll und wissen muss. Lerninformationen werden durch Schrift und Sprache kodiert, an den Lernenden übergeben, von diesem gespeichert und bei Bedarf wieder abgerufen (RIEDL, 2010a). Von vielen Psychologen wurde diese Theorie um den neobehavioristischen Ansatz erweitert, welcher soziale und kognitive Faktoren in Lernen von Verhalten einbezieht (ISSING, 2009).

Im Kognitivismus ist Lernen der Erwerb von Wissen (KLAUER & LEUTNER, 2012). Lernen ist ein Prozess der Informationsverarbeitung (REY, 2009; RIEDL, 2010a). Denk- und Verstehensprozesse des Lernenden stehen im Mittelpunkt, äußere Reize werden aktiv und selbstständig verarbeitet. Der Lernende soll Informationen selbst finden, bewerten und neu ordnen. Kognitivistisches Lernen ist ein selbstgesteuertes, entdeckendes Lernen, (RIEDL, 2010a).

Im Konstruktivismus ist Lernen die Konstruktion von Wissen (KLAUER & LEUTNER, 2012). Wissen und Erkennen werden durch eigenes Handeln aufgebaut. Eine subjektive Interpretation der Umwelt und aktive Konstruktion von Wissen stehen im Mittelpunkt. Lernen ist kein Aufnehmen und Speichern von Informationen. Es ist ein individueller, selbstgesteuerter Prozess, bei dem das Vorwissen eine entscheidende Bedeutung hat. Lernen ist die Überarbeitung und Erweiterung eines bereits bestehenden Konzepts durch individuelle Wissenskonstruktion (RIEDL, 2010a).

Behavioristische Lerntheorien werden in der E-Learning Forschung nicht mehr vertreten. Aktuelle Theorien zum multimedialen Lernen beruhen auf kognitiven Ansätzen (REY, 2009).

Die Begriffe Lernen und Gedächtnis sind eng miteinander verbunden und beschreiben die Fähigkeit, Informationen gezielt aufzunehmen, zu speichern, zu ordnen und wieder abzurufen (RIEDL, 2010a).

Nach EDELMANN (2000) ist Lernen der Prozess der Aneignung von Informationen, das Gedächtnis dient der Speicherung und dem Abruf.

Nach KLAUER und LEUTNER (2012) sind Kodieren, Speichern und Abrufen die zentralen Leistungen des Gedächtnisses.

WELLENREUTHER (2014) beschreibt Lernen als einen aktiven Prozess der Informationsverarbeitung, der sich in zwei Phasen gliedert. Die Phase der ersten Aneignung und die Phase der Verfestigung, Konsolidierung und Automatisierung von Wissen.

Damit Wissen langfristig verfügbar ist, muss es wiederholt und mit vorhandenem Wissen verknüpft werden (RIEDL, 2010a).

Der Aufbau des Gedächtnisses basiert auf drei Speichern: Der sensorische Speicher oder das sensorische Gedächtnis, das Kurzzeit- oder Arbeitsgedächtnis und das Langzeitgedächtnis (EDELMANN, 2000; RIEDL, 2010a).

Am sensorischen Gedächtnis treffen die, über die Sinnesorgane, in Form von Wörtern und Bildern, aufgenommenen Informationen, ein (REY, 2009; RIEDL, 2010a). Worte können in Form gesprochener oder geschriebener Textelemente präsentiert werden (REY, 2009; RIEDL, 2010a). Jeder Sinneskanal verfügt über einen eigenen sensorischen Speicher, sodass ein visueller und ein auditiver Speicher existieren (KERRES, 2013b; RIEDL, 2010a). So existiert ein visueller und ein auditiver Speicher (REY, 2009).

Im sensorischen Gedächtnis werden Informationen für weniger als eine Sekunde gespeichert (EDELMANN, 2000). Es erfolgt eine Wort- und Bildauswahl (REY, 2009; RIEDL, 2010a). Diese Auswahl erfolgt nicht willkürlich, sondern wird vom Lernenden aktiv gesteuert, indem er seine Aufmerksamkeit auf relevante Wörter und Bilder richtet. Es wird eine auditive oder visuelle Repräsentation erzeugt, die dann ins

Arbeitsgedächtnis übergehen (KERRES, 2013b; REY, 2009; RIEDL, 2010a).

Im Arbeitszeitgedächtnis werden Informationen für ungefähr 15 Sekunden zwischengespeichert und weiterverarbeitet (kodiert) (REY, 2009; RIEDL, 2010a). Nachdem die Töne und Bilder im Arbeitsgedächtnis eintreffen, können mentale Transformationsprozesse stattfinden. So kann aus einer auditiven Repräsentation ein mentales Bild generiert werden. Beispielsweise kann aus der auditiven Repräsentation „Hund“, ein mentales Bild eines Hundes generiert werden. Die Weiterverarbeitung der aus dem sensorischen Speicher kommenden auditiven oder visuellen Repräsentationen erfolgt durch kognitive Organisationsprozesse. Aus Tönen und Bildern werden über den auditiven oder visuellen Kanal verbale oder piktoriale Modelle gebildet. An dieser Stelle sind keine Transformationsprozesse zwischen den Modellen mehr möglich. Die Integration des Wissens, welches in den verbalen und piktorialen Modellen gespeichert ist, in das Vorwissen, welches im Langzeitgedächtnis gespeichert ist, erfolgt im Arbeitsgedächtnis (REY, 2009).

Im Langzeitgedächtnis sind Informationen semantisch nach Bedeutungszusammenhängen gespeichert. Die Verfügbarkeit von Informationen des Langzeitgedächtnisses ist abhängig vom Enkodierungsprozess und dem Organisationsgrad. Dabei sind die Verarbeitungstiefe, die multiple Repräsentation von Inhalten und die innere Beteiligung des Lernenden wichtige Faktoren (RIEDL, 2010a). Für das Aneignen, Erinnern und Abrufen der Informationen ist ein strukturiertes Vorwissen, sowie Interesse und Aufmerksamkeit hinsichtlich der aufzunehmenden Inhalte entscheidend (RIEDL, 2010a).

### **2.3.3 Multimediales Lernen**

Beim multimedialen Lernen werden Text, Ton, Bild und Video miteinander verbunden. Ein multimediales Lernangebot enthält neben Text und Bild

mindestens auch ein zeitabhängiges Medium wie Ton, Video oder eine Simulation und muss eine direkte Beeinflussung durch den Nutzer ermöglichen (RIEDL, 2010c). Das Lernen mit digitalen Medien ermöglicht ein Lernen mit mehreren Sinnen (KERRES, 2013b), da Informationen durch unterschiedliche Symbolsysteme, wie Texte oder Bilder, geliefert werden und verschiedene Sinne ansprechen (RIEDL, 2010c). Hier ist zwischen Kodierung und Modalität zu unterscheiden (RIEDL, 2010c).

Die Kodierung bezieht sich auf das verwendete Symbolsystem. Dieses kann verbal, piktoral oder zahlenbasiert sein. Reiner Text ist ein monokodales Symbolsystem, ein Text mit Bildern ist ein multikodales Symbolsystem (RIEDL, 2010c).

Die Modalität bezieht sich auf den Sinneskanal, den das Symbolsystem anspricht. Diese sind beim E-Learning der visuelle und der auditive Sinneskanal (RIEDL, 2010c).

Werden Bilder präsentiert, werden die Informationen visuell aufgenommen und stehen im sensorischen Speicher kurzzeitig zur Verfügung. Im Arbeitsgedächtnis wird ein bildhaftes Modell erzeugt (KERRES, 2013b).

Werden Texte über den Lautsprecher vorgetragen, werden die Informationen akustisch aufgenommen. Sie stehen im sensorischen Speicher kurzzeitig zur Verfügung. Im Arbeitsgedächtnis wird ein verbales Modell erzeugt (KERRES, 2013b).

Wird geschriebener Text präsentiert, werden die Informationen visuell aufgenommen und stehen im sensorischen Speicher kurzzeitig zur Verfügung. Aus der bildhaften Information wird ein verbales Modell erzeugt (KERRES, 2013b).

Nach der Theorie der doppelten Kodierung von Informationen von ALAN PAIVION, können Informationen besser in Erinnerung bleiben, wenn sie im verbalen System und im nicht-verbalen System des Gedächtnisses gespeichert werden (KERRES, 2013b). Das verbale System kodiert begriffliche Informationen, welche auditiv oder visuell aufgenommen

werden. Das nicht-verbale System kodiert bildhafte Informationen (KERRES, 2013b). Die doppelte Kodierung von Informationen aus Text und Bildern kann das Lernen unterstützen (KERRES, 2013b). Durch multikodierte und multikodale Präsentationsformen wird die Verarbeitung von Lernmaterial intensiviert und die mentale Multikodierung des Lerninhaltes durch den Lernenden stimuliert, was die Verfügbarkeit von Wissen verbessert WEIDEMANN (RIEDL, 2010c).

#### **2.3.4. E-Learning in der tiermedizinischen Aus- und Weiterbildung**

Das Studium der Veterinärmedizin kann in Deutschland an den Universitäten München, Leipzig, Gießen, der Tierärztlichen Hochschule Hannover und an der FU Berlin absolviert werden. Das Studium umfasst mit 11 Fachsemestern regulär fünfeneinhalb Jahre. Der Grundlegende Aufbau des Studiums ist in der Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten (TAppV) vom 27.07.2006, zuletzt geändert am 15.08.2019, festgelegt und gliedert sich in einen wissenschaftlich-theoretischen und einen praktischen Teil. Der wissenschaftlich-theoretische Teil umfasst 3850 Stunden Pflicht- und Wahlpflichtveranstaltungen und beinhaltet die Vermittlung von Grundkenntnissen. Der praktische Anteil umfasst 1170 Stunden und ist unterteilt in 70 Stunden Landwirtschaft, Tierzucht und Tierhaltung, 150 Stunden in einer kurativen Praxis oder Klinik, 75 Stunden in der Hygiene- und Lebensmittelüberwachung, 100 Stunden Schlachtier- und Fleischuntersuchung, 75 Stunden öffentliches Veterinärwesen und 700 Stunden Wahlpraktikum in einer kurativen Praxis.

Das Studium gliedert sich in mehrere Prüfungsabschnitte. Das Vorphysikum muss bis zum Ende des ersten Studienjahres absolviert werden, das Physikum bis zum Ende des zweiten Studienjahres. Die tierärztliche Prüfung wird in Teilabschnitten abgelegt und erfolgt in mündlicher oder schriftlicher Form, als Multiple-Choice Fragen oder in kombinierter Form.



Im Studium sollen die Studierenden Kenntnisse und Fähigkeiten erlernen. Dazu soll theoretisches, praktisches und klinisches Wissen verknüpft werden. Die Wissensvermittlung besteht aus Vorlesungen, Seminaren, klinischen Demonstrationen und Übungen, zum Teil auch am lebenden Tier. Diese Veranstaltungen können zum Teil durch geeignete Veranstaltungen ersetzt werden (TAppV, 2006).

Nach Ehlers (2009) sollte die klinische Lehre in kleinen Gruppen am realen Patienten stattfinden. Doch diese Art der Lehre ist auf Grund der benötigten Personal-, Raum- und Zeitressourcen problematisch (FISCHER et al., 2005). Auch sollten die Studierenden gute klinische Kenntnisse haben, bevor sie lebende Tiere behandeln (EHLERS, 2009).

So wird die Präsenzlehre an den veterinärmedizinischen Bildungsstätten zunehmend durch E-Learning Angebote unterstützt und E-Learning gewinnt in der veterinärmedizinischen Ausbildung an Bedeutung (BÖRCHERS et al., 2010; EHLERS, 2009; SCHMIDT et al., 2005). An mehreren veterinärmedizinischen Hochschulen wird CASUS, ein fallorientiertes, multimedialen Online-Lern- und Autorensystem eingesetzt (BÖRCHERS et al., 2010; EHLERS, 2009; NEUBER, 2016).

An der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München wurden in den letzten Jahren mehrere virtuelle Online-Lernprogramme erstellt. Dazu gehören die virtuelle Zierfischklinik, die virtuelle Reptilienklinik und die virtuelle Geflügelklinik (BAAS, 2019; BUDDE, 2017; WAHLE, 2016).

### **2.3.5 E-Learning als Beitrag zum Tierschutz**

Im Jahr 2019 wurden in Deutschland rund zwei Millionen Tier nach § 7 Absatz 2 des Tierschutzgesetzes für Tierversuche eingesetzt. Bei 75 Prozent der Versuchstiere handelte es sich um Nagetiere, wobei Mäuse 65 Prozent ausmachten. Weitere 4 Prozent der Versuchstiere waren Kaninchen. Zwei Prozent der eingesetzten Versuchstiere wurden für die

Hochschulausbildung und die Schulung zum Erwerb, zur Erhaltung oder zur Verbesserung beruflicher Fähigkeiten verwendet (BMEL, 2021).

Das Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft hat zum Ziel, Tierversuche auf ein unerlässliches Maß zu beschränken. Sind Tierversuche unvermeidbar, ist den Versuchstieren der größtmögliche Schutz zu gewährleisten (BMEL, 2021). Überall wo derzeit nicht auf Tierversuche verzichtet werden kann, sind tierschutzgerechte Bedingungen bei der Haltung und Verwendung der Tiere sicherzustellen (BMEL, 2019).

Das Bundesministerium für Bildung und Forschung (BMBF) fördert Beiträge zum 3R-Konzept. Das 3R-Konzept nach RUSSEL & BURCH (1959) stellt den Ersatz (Replacement) und die Reduktion (Reduction) von Tierversuchen, sowie die Verminderung der versuchsbedingten Belastung (Refinement) der eingesetzten Tiere in den Mittelpunkt.

Gemäß der TappV erfolgt die veterinärmedizinische Ausbildung auch am lebenden Tier (TAppV, 2006). Nach dem deutschen Tierschutzgesetz sind auch Eingriffe und Behandlungen die zu Aus-, Fort- oder Weiterbildungszwecken vorgenommen werden, als Tierversuch definiert (TierSchG, 2017).

Nach EHLERS (2009), sollten Studierende gute klinische Kenntnisse haben, bevor sie lebende Tiere behandeln. Durch E-Learning können Studierende den Unterricht am Patienten vorbereiten, sodass dieser effizienter genutzt werden kann und die Belastung der Tiere erheblich vermindert wird (FRIKER et al., 2001).

### III. MATERIAL UND METHODEN

#### 3.1 Konzept des Lernprogramms

Der Grundgedanke bei der Erstellung des Lernprogramms zum ophthalmologischen Untersuchungsgang des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger, ist die Verbesserung der Ausbildung im Bereich der Kleinsäugermedizin.

Der Anteil und die Bedeutung von Kleinsäufern in der Tiermedizin haben in den letzten Jahren stetig zugenommen. Demgegenüber ist das Gebiet der Kleinsäugermedizin innerhalb der universitären veterinärmedizinischen Ausbildung von geringer Bedeutung.

Die meisten Kleinsäuger sind Flucht- und Beutetiere. Handling, Untersuchung und Behandlung bedingen deshalb bei Kleinsäufern besonders hohen Stress und eine hohe Belastung für die Tiere.

Unter diesem Aspekt, entstand die Idee zu einer virtuellen und onlinegestützten Form der Lehre als Alternative zur traditionellen Form. So wurde zusätzlich zu den bereits bestehenden Lernprogrammen „Die virtuelle Vogelklinik“, „Die virtuelle Geflügelklinik“, „Die virtuelle Zierfischklinik“ und „Die virtuelle Reptilienklinik“, das Lernprogramm „die virtuelle Heimtierklinik“ erstellt, welches die Lerninhalte zur allgemeinen klinischen Untersuchung bei Kleinsäufern beinhaltet.

Zur Erweiterung der virtuellen Lehre im Bereich der Kleinsäugermedizin sollte ein Lernprogramm zum ophthalmologischen Untersuchungsgang bei Kleinsäufern entwickelt werden.

Dabei sollten die nachstehenden Kleinsäugerspezies berücksichtigt werden:

- Kaninchen
- Meerschweinchen
- Chinchilla
- Ratte

- Maus
- Hamster
- Degu
- Gerbil
- Frettchen

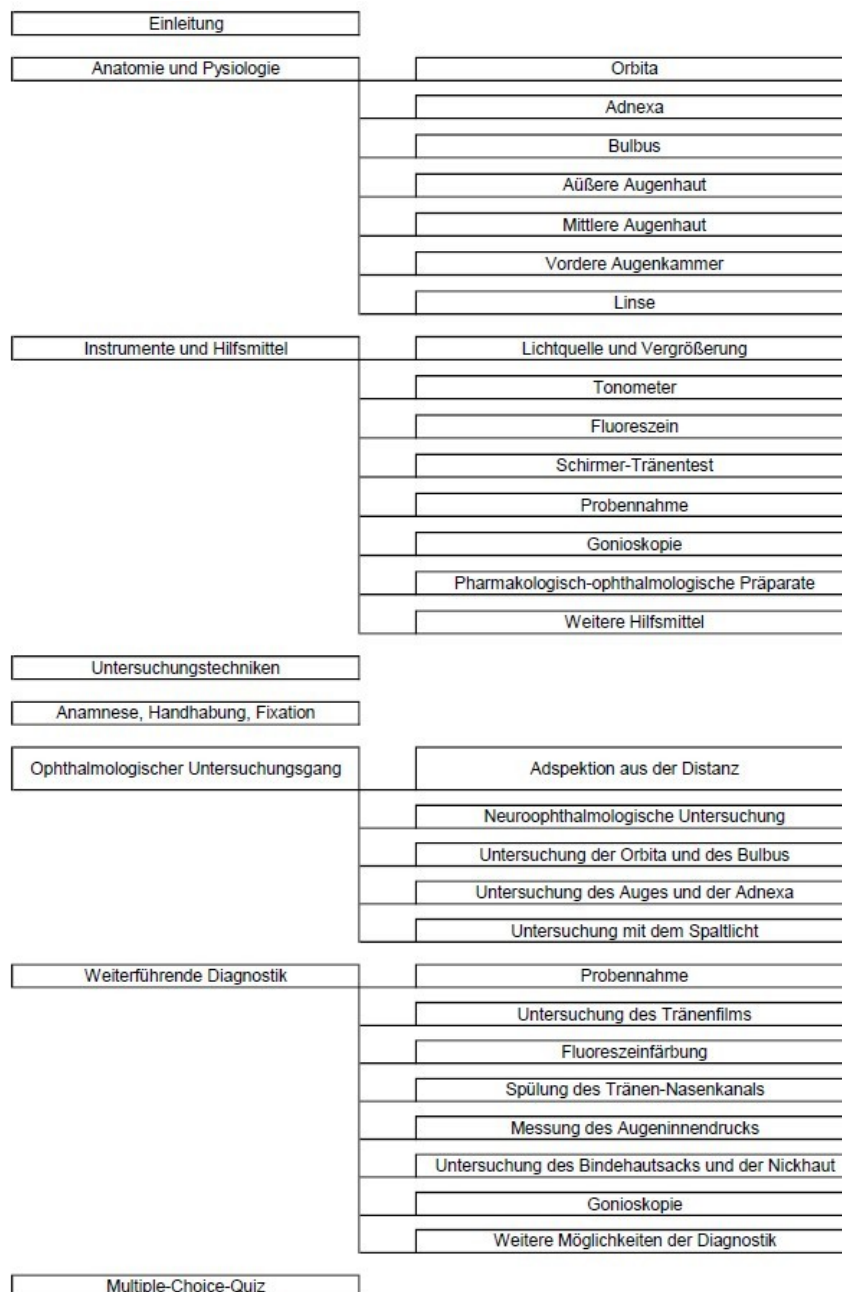
Nach Festlegung der Lerninhalte, wurde sich, in Anlehnung an die anatomische Unterteilung des Auges, dafür entschieden, zwei Lernprogramme zu erstellen. Ein Lernprogramm zur Untersuchung des vorderen Augensegments und ein Lernprogramm zur Untersuchung des hinteren Augensegments.

Der Begriff des vorderen Augensegments umfasst in der vorliegenden Arbeit folgende anatomischen Strukturen:

- Augenhöhle
- Augapfel
- Muskeln des Auges
- Augenlider
- Bindehaut
- Nickhaut
- Lederhaut
- Hornhaut
- Vordere Augenkammer
- Kammerwasser
- Kammerwinkel
- Regenbogenhaut und Pupille
- Linse

Bei der Konzeptentwicklung des Lernprogramms wurde ein Storyboard erstellt (Abbildung 1). Es ist eine Art Drehbuch zur Visualisierung eines Konzepts, wie es auch im Theater- und Filmbereich verwendet wird. Das Storyboard gibt einen Überblick über den Aufbau des Lernprogramms und die Struktur der Website. Daneben dient das es auch der Umsetzung eines didaktischen Konzepts und dessen Visualisierung und spiegelt die Lernziele des Lernprogramms wider.

Abbildung 1: Storyboard



Inhalt des erstellten Lernprogramms ist Fachwissen zur ophthalmologischen Untersuchung des vorderen Augensegments mit folgenden Lernzielen:

- Anatomie und Physiologie des Auges mit Besonderheiten bei Kleinsäugetern
- Kenntnisse der wichtigsten Untersuchungstechniken
- Durchführung der ophthalmologischen Untersuchung des vorderen Augensegments bei Kleinsäugetern
- Durchführung weiterführender Diagnostik bei Kleinsäugetern
- Kenntnisse über die physiologischen Befunde bei Kleinsäugetern
- Kenntnisse zu den wichtigsten ophthalmologischen Instrumenten, Hilfsmitteln und pharmakologischen Präparaten

Zur Vermittlung dieser Lernziele besteht das Lernprogramm aus einzelnen Kapiteln, welche aus didaktischen Gründen zum Teil in Unterkapitel unterteilt sind. In jeder Einheit ist das zu vermittelnde Wissen in Form von Texten, Bild- und Videoaufnahmen didaktisch aufbereitet.

Das Lernprogramm ist in der Abfolge so aufgebaut, dass es der Reihenfolge entspricht, wie der Untersuchungsgang durchgeführt werden soll.

Zielgruppe sind sowohl Studierende der Tiermedizin als auch bereits approbierte Tierärzte im Rahmen von Fort- und Weiterbildungen.

Durch das Tutorial soll die Belastung der Tiere, bei späteren Übungen am lebenden Tier oder bei Untersuchungen in der tierärztlichen Praxis, durch das Erlernen der fachgerechten Durchführung der Untersuchung, reduziert werden.

Zur Wiederholung des Erlernenen und damit zur Vertiefung des Wissens befinden sich am Ende des Tutorials Multiple Choice Fragen zur Eigenkontrolle. Die Rückmeldung über die Richtigkeit der Antwort erfolgt

unmittelbar und die Fragen können beliebig oft wiederholt werden. Durch ein positives Lernergebnis soll zudem die Motivation gesteigert werden.

### **3.2 Erstellung des Lernprogramms**

Zur Erstellung des Tutorials wurde das Programm Adobe Muse CC in der Version 2018.1.0 auf einem HP ProBook 6550b mit dem Betriebssystem Windows 10 verwendet. Die Software stammt von Adobe Systems (Adobe Systems Inc., San Jose CA/ USA) und ist über die Creative Cloud, einem Software-as-a-Service-Angebot, erhältlich. Die Software ermöglicht die Erstellung von standardkonformen HTML-Websites ohne Programmierkenntnisse in HTML, CSS oder JavaScript.

Zu Beginn der Websiteerstellung werden im Dialogfeld „neue Site“ die Seiteneigenschaften festgelegt. Die maximale Seitenbreite wird auf 960 Pixel mit variabler Breite festgelegt, sodass ein Layout erstellt wird, das sich an die Browserbreite anpasst. Die Mindestbreite wird auf 320 Pixel und die minimale Seitenhöhe auf 500 Pixel festgelegt. Bei der Option „Auflösung“ wird „Standard“ gewählt. Bei dieser Einstellung werden Bilddateien für die Web-Darstellung auf Standard-Displays optimiert.

Von Adobe Muse wird mit den gewählten Seiteneigenschaften eine „Homepage“ und eine „Musterseite“ erstellt. Bei Adobe Muse stehen drei Benutzeroberflächen zur Verfügung: Planung, Entwurf und Vorschau.

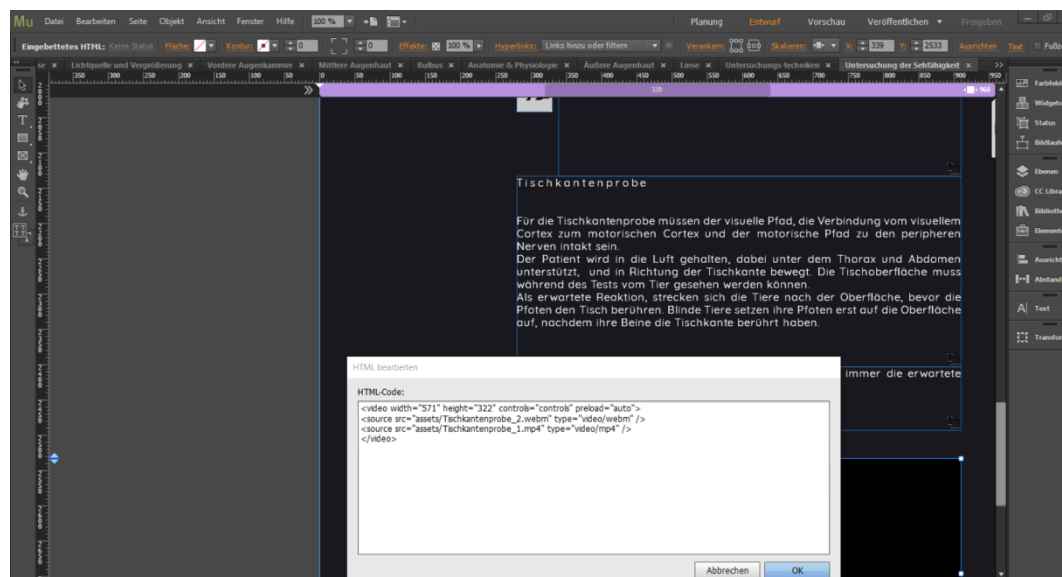
Ausgehend von der „Homepage“ lässt sich im Planungsmodus der Aufbau der Website erstellen und wird als Baumdiagramm dargestellt.

Die Design-Grundlage jeder Seite ist die „Musterseite“. In der Musterseite können Design-Elemente erstellt werden, die auf alle Seiten, die auf der entsprechenden Musterseite basieren, übernommen werden sollen. Solche Elemente sind zum Beispiel die Hintergrundfarbe und die Navigationsleiste am linken Seitenrand. Es können auch verschiedene

Musterseiten, als Grundlage für verschiedene Seiten erstellt werden. Als Hintergrundfarbe der Seite und der Fläche außerhalb des Browserfensters wurde der hexadezimale Wert „#18181E“ festgelegt. Als Schriftfarben wurden der hexadezimale Wert #FFFFFF und #00FFFF festgelegt. Als Schriftart für den Navigationsbereich und die Überschriften der einzelnen Seiten wurde „Julius Sans One“ gewählt. Diese musste der Muse-Bibliothek vorab als Download hinzugefügt werden (Quelle: <https://fontmeme.com/schriftarten/julius-sans-one-schriftart/>). Als Schriftart für den Seitentext wurde „Quicksand Book“ gewählt, welche ebenfalls der Muse-Bibliothek als Download hinzugefügt wurde (Quelle: <https://fontmeme.com/schriftarten/quicksand-schriftart/>).

Im Entwurfsmodus findet die Bearbeitung der Musterseiten und der darauf basierenden Seiten statt. Es können Bilder, Videos, Textfelder und Navigationselemente hinzugefügt werden. Für die Einbettung der Videos musste ein HTML-Code generiert werden.

Abbildung 2: Einbettung eines HTML-Codes





## Grafiken und Icons

Für die Erstellung der Logos „Kaninchen“, „Meerschweinchen“, „Maus/Ratte“, „Chinchilla“, „Hamster“, „Degu“, „Gerbil“ und „Frettchen“ sowie für einige Grafiken wurde das Programm „Adobe Illustrator Version 25.2“ verwendet. Es ist ein Programm zur Erstellung von Grafiken, Logos und Symbolen. Es ist als Teil der Creative Cloud von Adobe Systems verfügbar.

Die Logos wurden mit einer Größe von 45 mm x 45 mm ohne Rahmenkontur erstellt. Als Hintergrundfarbe wurde „C=0 M=0 Y=0 K=30“ und als Farbe für die Tierkontur wurde Farbe „C=0 M=0 Y=0 K=100“ gewählt.

Die erstellten Logos wurden über den Pfad „Datei“ > „Exportieren“ > „Exportieren als...“ als JPG-Datei exportiert.

In vergleichbarer Form wurden Grafiken vom Bulbus, der Linse und verschiedener Pupillenformen erstellt.

Abbildung 3: Erstellung eines Icon

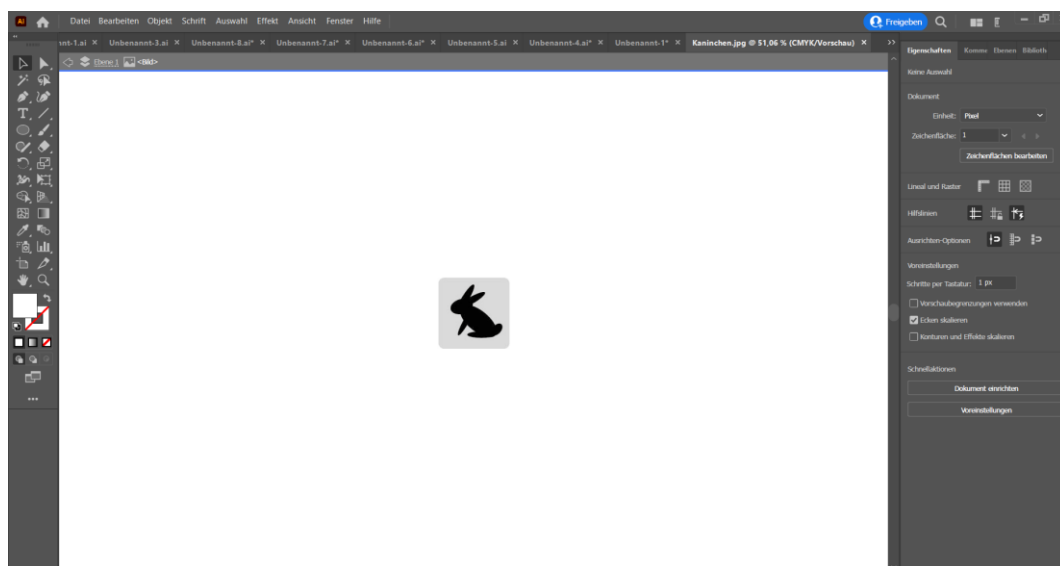
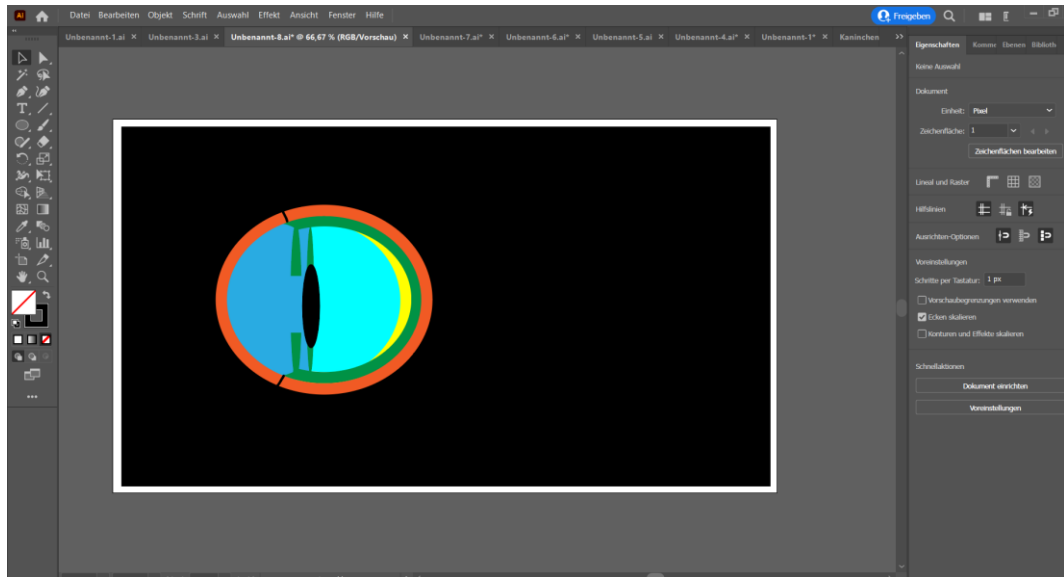


Abbildung 4: Erstellung einer Grafik

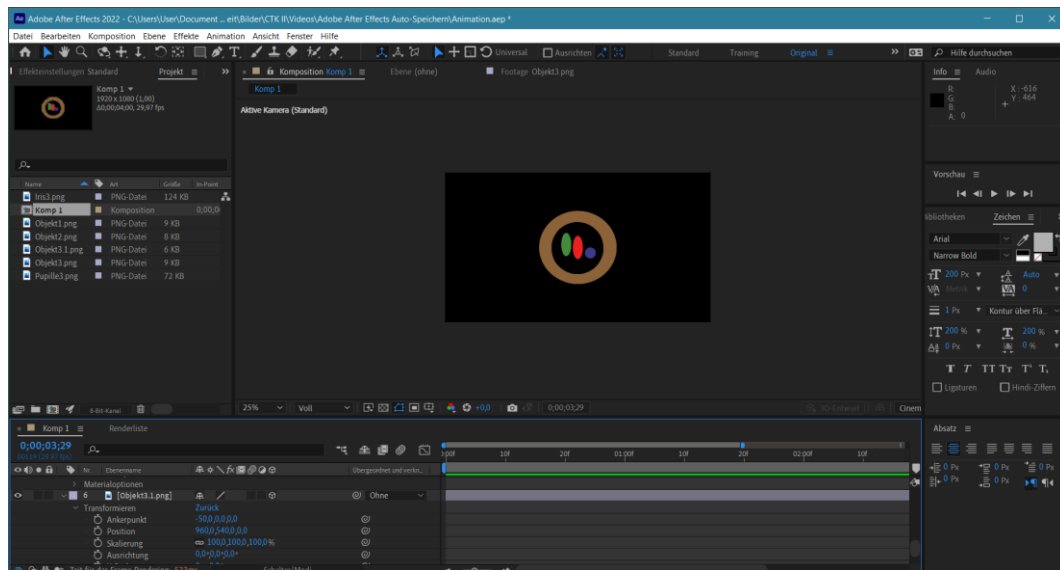


## Animationen

Die Animationen wurden mit den Programmen Adobe After Effects in der Version 22.1.1 (Adobe Systems Inc., San Jose CA/ USA) erstellt. After Effects ist Programm zur Erstellung von Animationen, sowie ein Bearbeitungsprogramm für Filmaufnahmen zur Erzeugung verschiedener Effekte.

Im Anschluss wurden sie in das Programm Adobe Premiere Pro in der Version 22.1.2. (Adobe Systems Inc., San Jose CA/ USA) exportiert und in ein mp4 Format und webm-Format umgewandelt und gespeichert.

Abbildung 5: Erstellung einer Animation



## Multiple Choice Fragen

Im letzten Kapitel des Lernprogramms besteht die Möglichkeit zur Selbstkontrolle durch Multiple-Choice Fragen. Grundlage für die Entwicklung der Multiple-Choice Fragen dienen die allgemeinen Richtlinien zur Erstellung von OSCE Fragen. Es stehen vier Antworten zur Auswahl, wobei es nur eine richtige Antwort gibt. Die Fragen sollten so formuliert werden, dass sie den so genannten UCAN-Anforderungen (Umbrella Consortium for Assessment Networks) entsprechen.

Über die Website [www.quizdidaktik.de](http://www.quizdidaktik.de) ist eine freie Vorlage für die Erstellung unterschiedlicher Fragetypen verfügbar. Diese diente als Basis für die Erstellung des erforderlichen HTML-Codes. Der JavaScript-Code der Fragen wurde von der Verfasserin dieser Arbeit eigenständig erstellt. Die erstellten Elemente wurden heruntergeladen und über die Software Adobe Dreamweaver geöffnet und weiter bearbeitet. Adobe Dreamweaver CC Version 21.2 ist ebenfalls über die Adobe Creative Cloud verfügbar. Es ist ein professioneller HTML-Editor zum Entwerfen und Entwickeln von Websites. Im Anschluss wurde der HTML-Code der Fragen in Adobe Muse eingepflegt.

### 3.3 Bild- und Videomaterial

Die Bild- und Videoaufnahmen wurden mit einer digitalen Spiegelreflexkamera Nikon D 7500 (Nikon Corporation, Tokio, Japan) angefertigt. Es handelt sich um eine Kamera im DX-Format, d. h. 23,5 x 15,7 mm (entsprechend 2/3 des Vollformats) und einer Auflösung von 21,51 Millionen Pixeln. Im Vergleich zu einer Vollbildkamera mit FX-Format und einer Sensorgröße von ca. 36 mm x 24 mm, hat der Sensor der Kamera Nikon D 7500 eine Größe von 23,5 mm x 15,7 mm und erlaubt den Bau einer kleineren Kamera. Als Folge entspricht das Sichtfeld der Kamera nicht dem abgelichteten Bild. Das angefertigte Bild wird von außen um ca. ein Drittel beschnitten, wodurch das Bild um das 1,5-fache vergrößert wird. Dieser Faktor wird auch als Cropfaktor bezeichnet, die effektive Brennweite des verwendeten Objektivs verlängert sich entsprechend.

Die Videoaufnahmen werden mit einer Bildgröße von 3840 x 2160 Pixel im 4K-Forma und einer Bildrate von 59,94 Bildern pro Sekunde aufgenommen. Es handelt sich dabei um ein hochauflösendes Video-Format mit hoher Farbtiefe und scharfen Bildern.

Auf der Nikon-Kamera sind verschiedene Aufnahmemodi zur Auswahl vorhanden, die Einfluss auf die Qualität der Bildaufnahmen haben. Alle Bildaufnahmen wurden mit dem Modus M, dem manuellen Modus aufgenommen. Hier sind die Parameter Blende, Belichtungszeit und ISO-Wert individuell einstellbar.

Die Blende ist die hintere Öffnung des Objektivs. Die Größe der Blende ist variabel und bestimmt die Menge des Lichteinfalls auf den Sensor der Kamera und somit die Belichtung eines Bildes. Die Größe der Blendenöffnung wird durch die Blendenzahl beschrieben. Die Blendenzahl ist ein relativer Wert und beschreibt, zu welchem Anteil die Blende geöffnet ist. Beispielsweise ist bei der Blendenzahl zwei, die Blende zur Hälfte geöffnet und bei der Blendenzahl 4 zu einem Viertel. Der tatsächliche Wert der Blendenöffnung ergibt sich aus der Division der

Brennweite ( $f$ ). So hat bei einer Brennweite von 50 mm und der Blendenzahl zwei, die Blende eine Öffnungsweite von 25mm ( $f/2$ ). Die Blendenzahl wird daher häufig auch als Bruch der Brennweite  $f/x$  in Bezug zum Objektiv angegeben: Blendenzahl 4 entspricht beispielsweise  $f/4$ .

Je Größer die Blendenzahl ist, desto kleiner ist die Öffnung der Blende und desto weniger Licht fällt auf den Sensor der Kamera. Je kleiner die Blendenzahl ist, desto größer ist die Öffnung der Blende und desto mehr Licht fällt auf den Sensor der Kamera.

Gleichzeitig gilt, je kleiner die Blendenzahl, desto geringer ist die Schärfentiefe.

Die Belichtungszeit ist die Zeitspanne für die Licht auf den Sensor der Kamera einfällt. Sie wird in Sekunden bzw. als Bruchteil einer Sekunde. Durch die Wahl der Belichtungszeit kann Bewegungsunschärfe verringert werden. Zum einen die Bewegungsunschärfe welche durch die, wenn auch nur geringe, Bewegungen der Hand des Fotografen verursacht werden, wenn kein Stativ verwendet wird und/ oder kein Bildstabilisator vorhanden ist. Zum Anderen die Bewegungsunschärfe, die durch das zu fotografierende Objekt selbst entsteht, wenn es sich um ein bewegliches Objekt handelt. Durch die Wahl der Belichtungszeit, können Bewegungen eingefroren oder durch gewollte Unschärfe, dargestellt werden.

Zur Verringerung der Bewegungsunschärfe sollte eine möglichst kurze Belichtungszeit gewählt werden.

Der ISO-Wert beschreibt die Lichtempfindlichkeit des Bildsensors, dabei steht die Abkürzung ISO für International Organization for Standardization. Je höher der gewählte ISO-Wert ist, desto höher ist die Lichtempfindlichkeit und desto weniger Licht wird für die Aufnahme benötigt.

ISO-Werte zwischen 100 und 200 beschreiben eine geringe Lichtempfindlichkeit und sind geeignet, bei einer gut belichteten

Umgebung. ISO-Werte zwischen 400 und 800 werden bei Aufnahmen in Innenräumen, bei Bewölkung oder abends gewählt. ISO-Werte über 800 werden bei Aufnahmen ohne Blitz mit sehr dunkler Umgebung gewählt.

Allerdings steigt mit dem ISO-Wert auch das Bildrauschen. Je niedriger der ISO-Wert, desto klarer erscheinen die Bilder.

Als Ausgabeformat für die erstellten Bilddateien wurde das RAW-Format gewählt. Dieses Format ermöglicht eine umfangreiche Bildbearbeitung.

Als Ausgabeformat für die erstellten Videoaufnahmen wurde die MOV-Datei gewählt für die spätere Videobearbeitung.

Für die Anfertigung der Bilder wurden zwei unterschiedliche Objektive verwendet.

Für die makroskopischen Aufnahmen wurde ein Nikon 2160 AF-S Micro Nikkor 105 mm 1:2,8G VR (Nikon Corporation, Tokio, Japan) mit einer festen Brennweite von 105mm verwendet. Für die Übersichtsaufnahmen sowie die Videoaufnahmen wurde ein Nikon AF-S DX NIKKOR 18-105 mm/3,5-5,6G ED VR (Nikon Corporation, Tokio, Japan) mit einer variablen Brennweite von 18-105 mm verwendet.

Die Brennweite ( $f$ ) beschreibt den Abstand zwischen der Linse und dem Brennpunkt. Der Brennpunkt ist der Punkt, an dem die Lichtstrahlen der Linse sich bündeln. Durch die Brennweite wird die Größe des Bildausschnitts bestimmt. Objektive mit kleiner Brennweite ermöglichen einen großen Bildwinkel, Objektive mit großer Brennweite einen kleineren Bildwinkel und damit kleineren Bildausschnitt.

Durch die Brennweite wird Schärfentiefe beeinflusst. Die Schärfentiefe, auch Tiefenschärfe bezeichnet, beschreibt die Größe des scharfen Bereichs im Bildausschnitt, innerhalb dessen das abgebildete Objekt scharf abgebildet wird. Schärfentiefe bezieht sich hierbei auf die Tiefe des Raums, weg vom Objektiv. Eine kürzere Brennweite bedingt eine größere

Schärfentiefe, jedoch lichttechnisch, auf Grund von Schattenbildungen, einen problematischen, kurzen Arbeitsabstande. Eine lange Brennweite bedingt eine geringe Schärfentiefe, sowie einen vorteilhafterweise größeren Arbeitsabstand.

Die meisten Bildaufnahmen wurden ohne Stativ angefertigt. Zur Vermeidung einer Verwackelungsunschärfe besitzt die Kamera einen elektronischen Bildstabilisator. Zusätzlich wurden geringe Belichtungszeiten gewählt.

Als zusätzliche Lichtquelle wurde bei Bedarf ein FOSITAN RF-550D Macro LED-Ringblitz mit 48 LED-Lampen und einer Farbtemperatur von 3000 – 15000 K mit sieben Helligkeitsstufen verwendet

Für die Videoaufnahmen wurde ein Hama Kamera Stativ Star 61 (Hama GmbH & Co KG, Monheim, Deutschland) verwendet. Es diente der Stabilisation der Aufnahmen und der Vermeidung von Verwackelungsunschärfe.

Für eine bessere Ausleuchtung der Umgebung wurden zwei EMART LED-Videolichter mit 66 LED-Lampen, 1000 Lumen und einer Farbtemperatur von 5600 K mit elf Helligkeitsstufen verwendet.

Die Übersichtsaufnahmen sowie die Aufnahmen der Instrumente wurden vor einem schwarzen Hintergrund aus nicht reflektierendem Bühnenmolton B1 (ATM Handel & Service GmbH) angefertigt.

Die Bildbearbeitung erfolgte mit dem Programm Adobe Photoshop in der Version 23.1 (Adobe Systems Inc., San Jose CA/ USA), welches über die Creative Cloud verfügbar ist, auf einem HP ProBook 6550b mit dem Betriebssystem Windows 10. Es ist ein Bildbearbeitungsprogramm, welches für komplexe Bearbeitung von Bildern geeignet ist.

Die Bearbeitung der Videoaufnahmen erfolgte mit den Programmen Adobe After Effects in der Version 22.1.1 (Adobe Systems Inc., San Jose CA/ USA) und Adobe Premiere Pro in der Version 22.1.2. (Adobe Systems Inc., San Jose CA/ USA), welche ebenfalls über die Creative Cloud

verfügbar sind, auf einem HP ProBook 6550b mit dem Betriebssystem Windows 10. Adobe After Effects ist ein Bearbeitungsprogramm für Filmaufnahmen zur Erzeugung verschiedener Effekte. Adobe Premiere Pro ist ein Videoschnittprogramm zur Bearbeitung von Filmaufnahmen.

## **Tiere**

Die für die Bild- und Videoaufnahmen, verwendeten Kaninchen, stammen aus der Versuchstierhaltung der ehem. Chirurgischen und Gynäkologischen Kleintierklinik der Ludwig-Maximilians-Universität München. Es handelte sich um Kaninchen der Rasse New Zealand White für welche die Notwendigkeit einer routinemäßigen ophthalmologischen Untersuchung bestand, im Rahmen dessen die Aufnahmen entstanden.

Im erstellten Lernprogramm sollten physiologische Befunde dargestellt werden, weshalb nur ophthalmologisch gesunde Tiere verwendet werden sollten. Da unter diesem Aspekt die Indikation für die Durchführung einer ophthalmologischen Untersuchung fehlte, wurde für die Anfertigung der Bild- und Videoaufnahmen ein entsprechender Tierversuchsantrag gestellt (AZ 2432.vet\_03-21-11).

Einige zusätzliche Aufnahmen wurden an Patiententieren angefertigt. Es wurden Übersichtsaufnahmen angefertigt und Detailaufnahmen, soweit die Indikation für eine Untersuchung der Augen gegeben war. Im Vorfeld wurden die Patientenbesitzer mündlich und schriftlich darüber aufgeklärt, welche Art von Fotoaufnahmen angefertigt und wofür die Aufnahmen verwendet werden. Erst wenn die Patientenbesitzer der Anfertigung und Nutzung der Aufnahmen, durch Unterzeichnung der Einverständniserklärung, zustimmten, wurden die Aufnahmen angefertigt. Ein Muster der Einverständniserklärung ist im Anhang beigelegt.

Die Aufnahmen des Spaltlichts wurden mittels Funduskamera erstellt und in das Tutorial integriert.

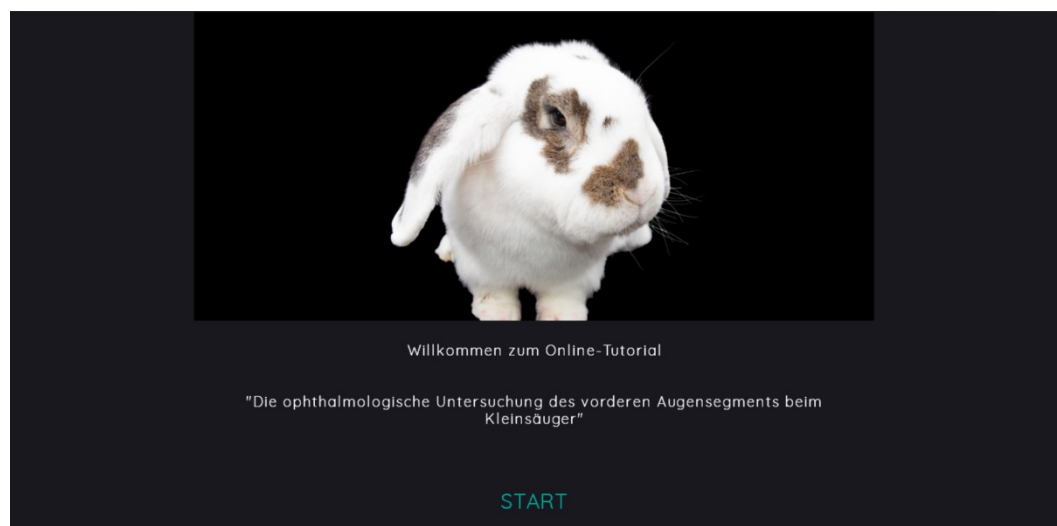


## VI. ERGEBNISSE

### 4.1 Der ophthalmologische Untersuchungsgang des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger – Ein Online-Tutorial

Der Aufbau des Lernprogramms entspricht in seiner Abfolge dem erstellten Storyboard und besteht aus insgesamt acht Kapiteln, welche aus didaktischen Gründen teilweise in Unterkapitel unterteilt sind.

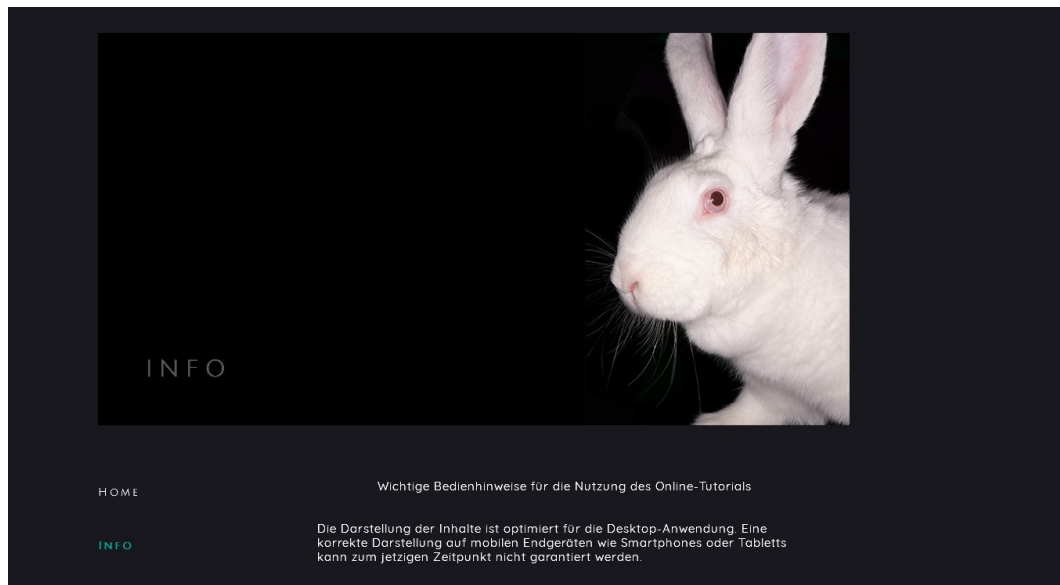
Abbildung 6: Start des Online-Tutorials



#### Startseite

Auf der Startseite erhält der Anwender einen kurzen Bedienhinweis zum Lernprogramm. Auf der linken Seite befindet sich ein Navigationsmenü, welches einen Überblick über die einzelnen Kapitel bietet. Durch dieses kann jederzeit zwischen den einzelnen Kapiteln gewechselt werden. Um von einer Seite auf die nächste oder die vorherige Seite zu gelangen, befinden sich am Ende einer Seite, am unteren Bildschirmrand zwei große Pfeilfelder.

Abbildung 7: Startseite



## 1. Kapitel: „Einleitung“

Das erste Kapitel ist eine kurze Einleitung zum Kleinsäugerpatienten und dessen Besonderheiten in der tierärztlichen Praxis.

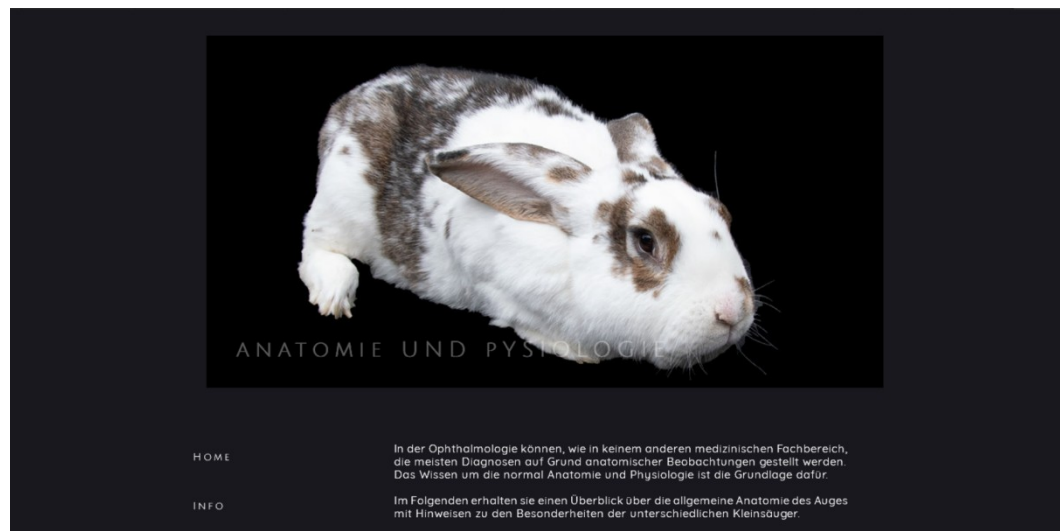
Abbildung 8: Webpage „Einleitung“



## 2. Kapitel: „Anatomie und Physiologie“

Das zweite Kapitel umfasst die Anatomie und Physiologie des Auges unter Berücksichtigung der Besonderheiten bei den unterschiedlichen Kleinsäugerspezies. Dieses Kapitel wurde in die Unterkapitel „Orbita“, „Adnexe“, „Bulbus“, „Äußere Augenhaut“, „Mittlere Augenhaut“, „Vordere Augenkammer“ und „Linse“ gegliedert. In jedem Unterkapitel wird die Anatomie und Physiologie der jeweiligen anatomischen Strukturen erläutert. Im Anschluss werden die Besonderheiten der einzelnen Spezies beschrieben. Um diese besonders hervorzuheben, werden die entsprechenden Textpassagen durch die illustrierten Abbildungen der jeweiligen Spezies gekennzeichnet.

Abbildung 9: Webpage „Anatomie und Physiologie“

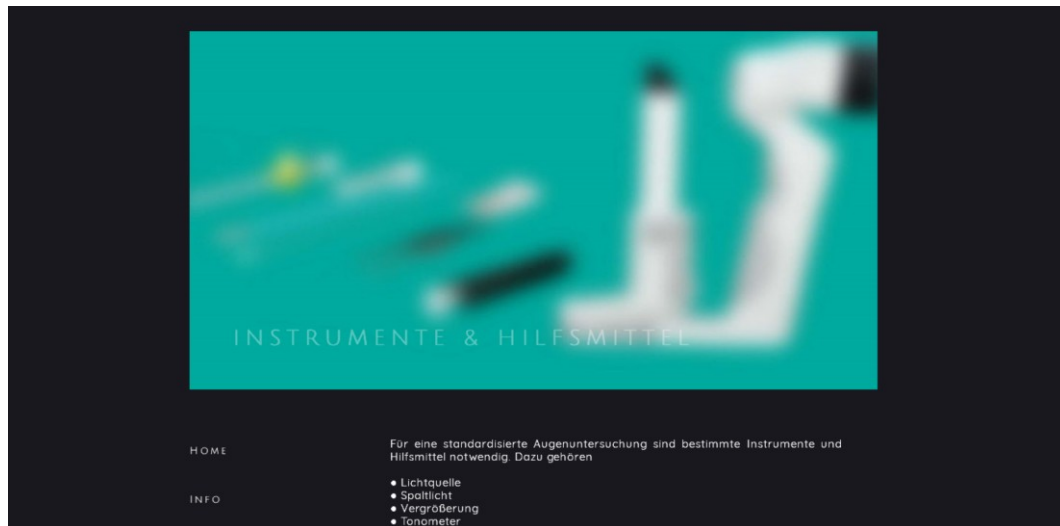


## 3. Kapitel: „Instrumente und Hilfsmittel“

In diesem Kapitel werden die für eine ophthalmologische Untersuchung notwendigen Instrumente und Hilfsmittel kurz vorgestellt. Dazu gehören auch ophthalmologisch-pharmakologische Präparate, welche für die Diagnostik von Bedeutung sind. Die speziellen Hinweise zur Anwendung

bei Kleinsäugetern, sind aus didaktischen Gründen wieder durch die entsprechenden Icons gekennzeichnet.

Abbildung 10: Webpage „Instrumente und Hilfsmittel“



#### 4. Kapitel: „Untersuchungstechniken“

Zum besseren Verständnis der in den nächsten Kapiteln folgenden ophthalmologischen Untersuchungsmethoden, werden die Untersuchungstechniken „Auflicht“, „Durchlicht“ und „Spaltlicht“, „reflektiertes Licht“, „Parallaktische Verschiebung“ erläutert. Zur Verbesserung der Anschaulichkeit, wurden hier Animationen erstellt.

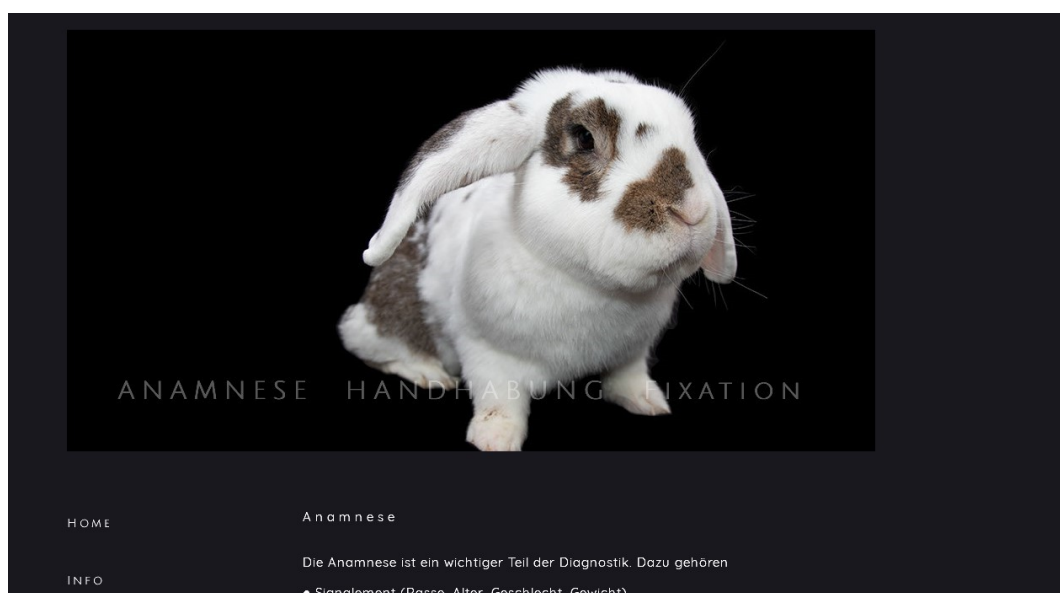
Abbildung 11: Webpage „Untersuchungstechniken“



## 5. Kapitel: „Anamnese, Handhabung und Fixation“

Dieses Kapitel beschreibt die zu erhebende Anamnese, insbesondere beim Kleinsäuger, und erläutert die Bedeutung der Anamnese für die ophthalmologische Untersuchung und liefert einen kurzen Überblick über die Besonderheit bei der Handhabung und der Fixation von Kleinsäufern.

Abbildung 12: Webpage „Anamnese Handhabung Fixation“



## 6. Kapitel: „Untersuchungsgang“

Dieses Kapitel untergliedert sich in die einzelnen Untersuchungsabschnitte „Adspektion aus der Distanz“, „Neuroophthalmologische Untersuchung“, „Untersuchung der Orbita und des Bulbus“, „Untersuchung des Auges und seiner Adnexe“ und „Untersuchung mit dem Spaltlicht“.

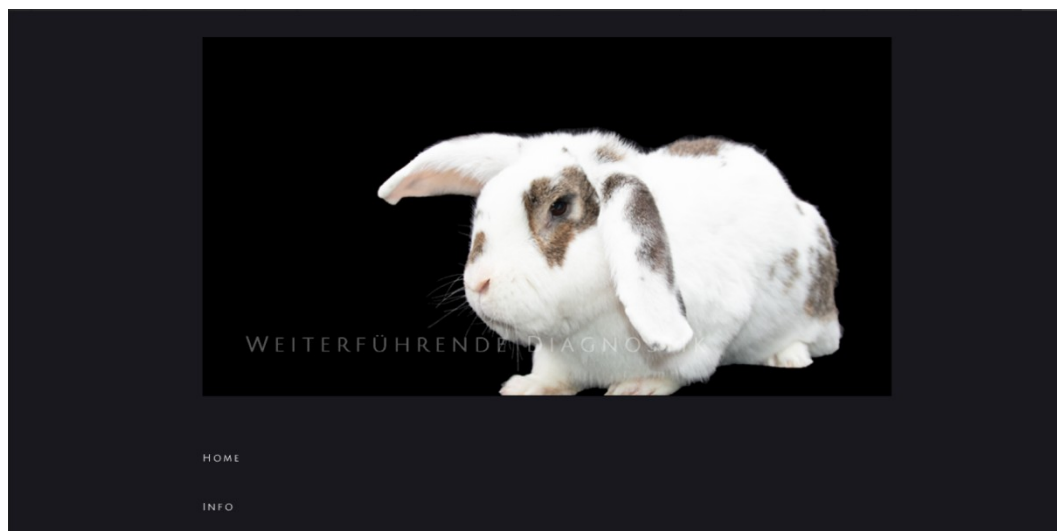
Abbildung 13: Webpage „Untersuchungsgang“



## 7. Kapitel: „Weiterführende Diagnostik“

In diesem Kapitel werden zusätzliche Untersuchungsmethoden erläutert. Entsprechend wurden die Unterkapitel „Gewinnung von Probenmaterial“, „Untersuchung des Tränenfilms“, „Fluoreszeinfärbung“, „Spülung des Tränennasenkanals“, „Messung des Augeninnendrucks“, „Untersuchung des Bindehautsacks und der Nickhaut“, „Gonioskopie“ und „Weitere Möglichkeiten der Diagnostik“ erstellt.

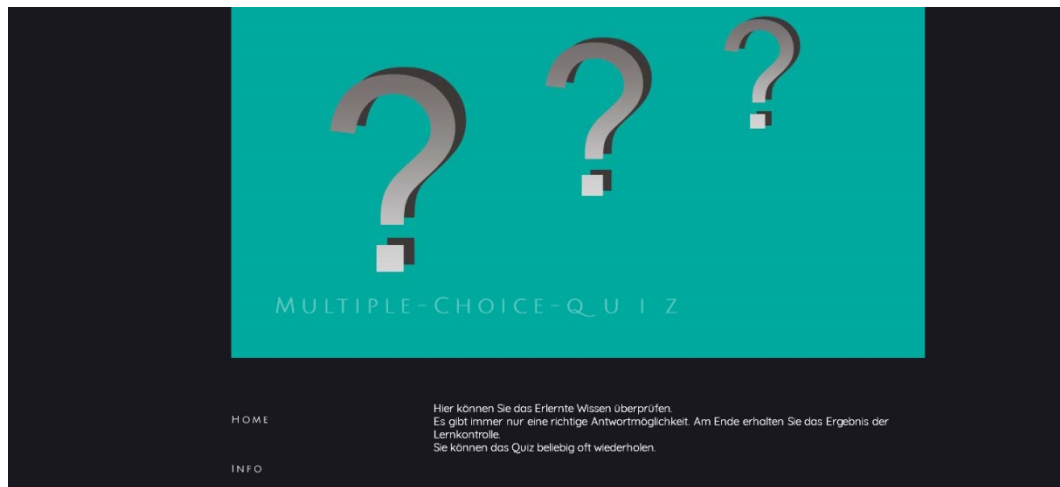
Abbildung 14: Webpage „Weiterführende Diagnostik“



### **Kapitel 8: „Multiple-Choice-Quiz“**

Abschließend besteht in diesem Kapitel die Möglichkeit der Selbstevaluierung durch Multiple-Choice-Fragen. Es ist stets nur eine der fünf vorgegebenen Antworten richtig. Die Anwender des Programms wählt eine Antwortmöglichkeit aus. Nach Klicken des Buttons „Überprüfen“, wird die richtige Antwort grün hinterlegt, sodass der Anwender die Richtigkeit seiner Antwort überprüfen kann. Nach Beantwortung aller Fragen, erscheint eine Auswertung aller Fragen, woraus ersichtlich ist, wie viel Prozent der gegebenen Antworten richtig waren. Die Fragen können vom Nutzer beliebig oft wiederholt werden.

Abbildung 15: Webpage „Multiple-Choice-Quiz“



## 4.2 Bild- und Videoaufnahmen

Durch die Bild- und Videoaufnahmen soll die Anschaulichkeit verbessert werden.

Bei der Anfertigung der Bildaufnahmen wurde auf Blitzlicht verzichtet, da direkt auf die Tiere gerichtetes Blitzlicht diese beunruhigt und eine zusätzliche Belastung darstellt. Zur besseren Ausleuchtung wurde daher Dauerlicht in Form von zwei LED-Videostrahlern verwendet. Zur Erzeugung eines natürlichen indirekten Lichts, wurden diese gegen die Zimmerdecke gerichtet. War eine zusätzliche Lichtquelle als Spotlichtquelle notwendig, wurde ein LED-Ringblitz im Dauerlicht-Modus mit geringster Helligkeitsstufe verwendet.

Für die Aufnahmen der neuroophthalmologischen Untersuchung, insbesondere bei der Untersuchung des Blendreflexes, sowie des direkten und indirekten Pupillenreflexes, musste zur Auslösung der Reflexe ein schwaches Umgebungslicht gewählt werden. Für die Aufnahmen mit dem Spaltlicht, musste der Untersuchungsraum weitestgehend abgedunkelt werden.

Für die Anfertigung der Porträtaufnahmen wurden die Tiere zum Zwecke der Freistellung vor einem schwarzen Hintergrund fotografiert. Auf Grund



des stressbedingten Fellverlusts und der daraus resultierenden Haare auf dem schwarzen Hintergrund, wurden die Aufnahmen in der Nachbearbeitung freigestellt.

Abbildung 16: Bild Kaninchen unbearbeitet



Abbildung 17: Bild Kaninchen bearbeitet



Eine besondere Herausforderung war die Anfertigung der anatomisch-makroskopischen Aufnahmen auf Grund der geringen Objektgröße, der hohen Atemfrequenz und der daraus bedingten geringen Schärfentiefebereiche und Bewegungsunschärfen. Letztere hätte durch Blitzlichtverwendung wirksam unterdrückt werden können, wobei dies jedoch zu Lasten der Tiere gegangen wäre und daher vermieden wurde.

Die Bildaufnahmen wurden als (durch den internen Kamerachip) unveränderte und unkomprimierte RAW-Aufnahmen aufgezeichnet und soweit notwendig für die Parameter Bildrauschen, Kontrast und ggf. Helligkeit mittels eines Industriestandard-Programmes (Adobe Photoshop) nachbearbeitet. Die Aufnahmen wurden zur Gewährleistung größtmöglicher Schärfe und Farbauflösung in 48 Bit-Modus aufgezeichnet.

Für optimale Ergebnisse wurden folgende Einstellungskombinationen gewählt:

- Kurze Belichtungszeit ( $< 1/250$ )
- Kleine Blendenöffnung  $\triangleq$  große Blendenzahl ( $f = < 8.0$ )
- Mittlere ISO Werte (100 - 640)
- Längere Brennweite (Makroobjektiv mit 105 mm zur Erzielung einer geringen Schärfentiefe und besseren Freistellung, größerer Arbeitsabstand zur Schonung und leichteren Handhabung des Probanden, Erzeugung kleinerer Lichtreflexe auf der Kornea)
- Standardmäßiger manueller Weißabgleich zur Erzielung einer neutralen Farbtemperatur in den Aufnahmen

Die Originalbilddaten wurden im RAW-Format gespeichert. Bei diesem Format bleiben alle Bildinformationen in Reinform erhalten, ohne durch den Kamerachip bedingte, automatische und nicht mehr beeinflussbare kompressionsbedingte Verluste.

Bei der sich anschließenden Bildbearbeitung wurde zumeist hinsichtlich der Farbtemperatur und der Kontraste geändert. Diese Nachbearbeitungen wurden im nichtdestruktiven Modus durchgeführt.

Abschließend wurde das bearbeitete Bildmaterial zur Reduktion der Dateigröße als JPEG-Kompressionsformat bei geringstmöglicher Kompressionsrate (high) abgespeichert.

Die Originalvideodateien wurden im UHD-Format gespeichert. Die Videobearbeitung umfasste das Freistellen und Schneiden der Aufnahmen. Abschließend wurden die Dateien im komprimierten mp4-Format und webm-Format gespeichert. Durch die unterschiedlichen Formate, können die Videosequenzen auf verschiedenen Browsern abgespielt werden.

Die Spaltlicht- und Makroaufnahmen des vorderen Augensegmentes wurden in einem analog-digitalen Workflow mit einer sog. Funduskamera aufgenommen. Die Originalaufnahmen erfolgen hiermit mit einer mobilen Funduskamera (Kowa Genesis® für Kleintiere sowie Kowa Genesis® für Labortiere; Kowa Düsseldorf) auf Umkehrfilm (Kodak Elite 100 sowie Fuji Velvia 100). Es handelt sich hierbei um eine Kamera, bei welcher, durch einen, beim Modell für Kleintiere, nahezu, beim Labortiermodell infolge eines semitransparenten Spiegels vollständig, kongruenten Strahlenganges, zwischen Beobachtungs- und Beleuchtungsstrahlengang lichttechnisch (nahezu) paralaxfreie Aufnahmen möglich sind. Die Aufnahmen erfolgen auf analoges Filmmaterial, da für die Tiermedizin erschwingliche digitale Modelle im Vergleich zu Analogaufnahmen immer noch unzureichende Bildergebnisse hinsichtlich Auflösung, Farbrauschen und Kontrastumfang liefern. Die analog aufgezeichneten Aufnahmen wurden anschließend mittels Diascanner (Nikon Coolpix 2000; Software: Silverfast) gescannt und nachbearbeitet, wobei hierfür zur Integritäts-erhaltung der verschiedenen Aufnahmen ein spezielles Standard-Farbprofil erstellt wurde.

## V. DISKUSSION

### 5.1 Möglichkeiten und Grenzen des E-Learning

Gründe für den Einsatz von E-Learning gibt es viele und die damit verbundenen Erwartungen sind hoch (KERRES, 2013c). Dabei gibt es hauptsächlich drei Argumentationslinien: Die Kostenreduktion, die Zeitersparnis und die Erhöhung der Effektivität. Doch E-Learning eröffnet nicht nur Möglichkeiten, sondern hat auch Grenzen und unterliegt Einschränkungen (MEIER, 2006).

Im Folgenden soll die Effektivität von E-Learning betrachtet werden.

E-Learning kann dazu beitragen die Lernmotivation und den Lernerfolg zu steigern (KERRES, 2013c). Durch den sogenannten „Neuigkeitseffekt“ können neue Medien zu einer Steigerung der Lernmotivation beitragen (KERRES, 2013c). Durch den Wechsel der Darstellungsformen und dem Arbeiten mit einem ansprechendem Medium wird eine hohe Lernmotivation aufrechterhalten (RIEDL, 2010c). Im Gegensatz dazu, können einfache und stark strukturierte Lernangebote, die Lernenden nicht ausreichend motiviert (REY, 2009).

Auch die Möglichkeit zur Interaktion steigert die Lernmotivation und führt dazu, dass Lerninhalte besser und nachhaltiger verinnerlicht werden. Eine interaktive Lernumgebung entsteht beispielsweise, wenn am Ende eines Lernabschnittes die Möglichkeit besteht, den eigenen Lernerfolg anhand von Testfragen zu überprüfen (GRABOWSKI et al., 2020).

E-Learning ermöglicht verschiedene Formen der Visualisierung und Animation. Die Anschaulichkeit und Dynamisierung kann eine Verbesserung des Lernens mit sich bringen (KALTENBAEK, 2009).

Sind Lernmaterialien zu schwierig, wird das Arbeitsgedächtnis kognitiv überlastet. Bei zu leichtem Lernmaterial wird durch Überschneidung mit vorhandenem Vorwissen die lernirrelevante kognitive Belastung erhöht. Es kommt zu einer Beeinträchtigung der Lernleistung und reduzierter Wissensaneignung (REY, 2009).

Der Lernerfolg selbst, ist relativ unabhängig von dem gewählten Mediensystem und der eingesetzten Technologie. Es ist vor allem die didaktische Methode, die sich auf den Lernerfolg auswirkt. Die Wahl der didaktischen Methode ist wiederum von einer Reihe von Faktoren, wie der Zielgruppe, den Lehrinhalten und den Lernzielen abhängig.

Eine wichtige Bedingung für den Lernerfolg, ist die Akzeptanz eines Lernangebotes, welche allerdings unabhängig von der didaktischen Qualität ist (KERRES, 2013c).

Daneben ermöglicht E-Learning eine flexible Lernorganisation (KERRES, 2013c). Es erlaubt den Lerninhalt, die Lerneinheit, das Lerntempo, den Ort und den Zeitpunkt zu wählen und eigene Lernziele umzusetzen (CHODOROW, 1996; RIEDL, 2010a). Im Gegensatz dazu, setzen Präsenzveranstaltungen die Anwesenheit an einem bestimmten Ort, zu einer bestimmten Zeit voraus und geben den Lernweg vor (KERRES, 2013c).

Durch E-Learning steht das Lehrmaterial jederzeit zur Verfügung und ermöglicht das Lernen in der bevorzugter Art und Weise (BANDHU & RAJE, 2014). Studierende haben unterschiedliche Lerneigenschaften und die traditionelle Art des Lernens ist nur für einige geeignet, während das multimediale Angebot nahezu allen Studierenden einen Weg bietet zu Lernen (CHODOROW, 1996).

MEIER (2006) unterscheidet drei verschiedene Lerntypen. Der visuelle Lerntyp lernt am besten, wenn er etwas über das Auge aufnimmt. Der auditive Lerntyp lernt am besten, wenn er etwas hört. Der haptische Lerntyp lernt am besten, wenn er eine Handlung ausführt oder Dinge anfassen kann.

REY (2009) unterscheidet zwischen dem Verbalisierer und dem Visualisierer. Bevorzugt der Verbalisierer Texte zur Informationsverarbeitung, sind es beim Verbalisierer Kombinationen aus Text und bildhaften Darstellungen wie Fotos oder Videos.

Hinsichtlich des Lernstils gibt es nach MEIER (2006) sechs verschiedene Formen. Diese sind der kommunikative, der individuelle, der analytische, der ganzheitliche, der rationale und der emotionale.

REY (2009) differenziert zwischen einem feldabhängigen und einem feldunabhängigen Stil. Beim feldabhängigen Lernstil werden Informationen ganzheitlich wahrgenommen und Gruppenübungen bevorzugt. Beim feldunabhängigen Lernstil werden Informationen separat und analytisch aufgenommen und individuelles Lernen bevorzugt.

Werden unterschiedliche Darstellungsformen, wie Texte, Bilder und Videos, in einem Lernprogramm genutzt, werden demnach mehrere Lerntypen angesprochen.

Die Fähigkeit zur Selbststeuerung des Lernens ist Voraussetzung für ein erfolgreiches E-Learning (ISSING, 2009). Die Selbststeuerung von Lernprozessen stellt weitere Anforderungen an Lernende. Sie müssen ihren Lernprozess vorbereiten, Lernschritte ausführen und ihren Lernprozess überwachen. Sie müssen ihre Motivation und Konzentration aufrechterhalten und sich selbst Rückmeldung über den Lernprozess geben. Dies erfordert zusätzlich die Fähigkeit zur Reflexion (RIEDL, 2010b). Viele Lernende scheitern beim E-Learning, weil sie nicht oder nur in geringem Maß über die Fähigkeit der Selbststeuerung verfügen (ISSING, 2009). E-Learning ist geeignet für Lernende mit genügend Motivation und Durchhaltevermögen beim Lernen (KERRES, 2013c).

Zusammenfassend hängt der Wert eines E-Learning Angebots von verschiedenen Faktoren, die sowohl die Lerneigenschaften, als auch die Gestaltung des E-Learning Angebots betreffen, ab (REY, 2009). Aus didaktischer Sicht, kann die Qualität eines mediengestützten Lernangebots, nur daran gemessen werden, ob und inwieweit es gelingt, ein bestimmtes Bildungsproblem oder –anliegen zu lösen (KERRES, 2013c).

## **5.2 Das Online-Tutorial „Die ophthalmologische Untersuchung des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger“**

Im Studium der Veterinärmedizin umfasst der wissenschaftlich-theoretische Teil der Ausbildung 3850 Stunden, die sich aus Pflicht- und Wahlpflichtstunden zusammensetzen. Die meisten Lehrveranstaltungen finden als Frontalunterricht, mit verpflichtender Anwesenheit der Studierenden, statt (TAppV, 2006). Teil der Ausbildung ist das Prüfungsfach Klinische Propädeutik (TAppV, 2006). Die Studierenden sollen die Grundlagen der klinischen Untersuchungsmethoden erlernen. Dazu gehören auch die Grundlagen des ophthalmologischen Untersuchungsgangs. An der tiermedizinischen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München besteht die Lehre im Fach Propädeutik aus Vorlesungen (fünf Semesterwochenstunden) und Übungen (zwei Semesterwochenstunden). Zusätzlich erfolgen Vorlesungen zum Fachgebiet der Ophthalmologie im Innere Medizin, Chirurgie und Augenkrankheiten Kleintier, Pferd statt (Anonymus, 2009).

Kleinsäuger spielen dabei nur eine untergeordnete Rolle. Zum Zeitpunkt der Erstellung des Lernprogramms gibt es an der Ludwig-Maximilians-Universität lediglich eine kleine, mit Studienmitteln unterstützte Farbrattenhaltung an der Klinik für Vögel, Kleinsäuger und Reptilien für die propädeutische Lehre, in welcher einer kleinen Gruppe interessierter Studierender am lebenden Tier, einem weiteren Kreis durch gleichzeitige videogestützte Online-Vermittlung des Angebots, wesentliche Grundlagen vermittelt werden. Die Studierenden haben darüber hinaus erst in der klinischen Rotation oder während der außeruniversitären Praktika die Möglichkeit praktische Erfahrungen hinsichtlich der Untersuchung und Behandlung von Kleinsäufern zu sammeln.

Das Online-Tutorial „Die ophthalmologische Untersuchung des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger“ ist ein webbasiertes Lernprogramm und Teil der „Virtuellen Vogelklinik“. Zusammen mit dem bereits

entwickelten Lernprogramm „Die virtuelle Heimtierklinik“ (IMHOF, 2020) und weiteren, noch folgenden Lernprogrammen, soll die Ausbildung der Studierenden im Bereich der Kleinsäugermedizin verbessert werden.

Ziel ist die Ergänzung der Lehre und die Vorbereitung der Studierenden auf die Handlungen am lebenden Tier. Die anschaulichen Demonstrationen sollen den Studierenden Sicherheit für die selbstständige Tätigkeit geben. Sie sollen die Untersuchung zügig und fachgerecht durchführen und physiologische von pathologischen Untersuchungsergebnissen differenzieren können. Der Wert der praktischen Übung soll erhöht und die Belastung der Tiere reduziert werden.

Einer der häufigste Vorstellungsgründe von Kleinsäufern in der tierärztlichen Praxis betrifft das Fachgebiet der Ophthalmologie (KLINGER, 2016). Aus diesem Grund sollte neben einem Lernprogramm zum Allgemeinen Untersuchungsgang (IMHOF, 2020), ein Lernprogramm zum ophthalmologischen Untersuchungsgang erstellt werden. Wegen des Umfangs des Fachbereichs wurde das Projekt in zwei Teilbereiche unterteilt und es sollte ein Lernprogramm zum vorderen Augensegment und ein Lernprogramm zum hinteren Augensegment erstellt werden.

Multimediale Lernprogramme sind besonders im Fachgebiet der Ophthalmologie eine gute Ergänzung zur Herkömmlichen Lehre. Sie vereinfachen die Vermittlung visueller Informationen und ermöglichen ein Training ohne Patientenbelastung (KUCHENBECKER et al., 2001). Durch Lernprogramme können auch praktische Fähigkeiten verbessert werden (PREAST et al., 2007). Am Auge kann eine Diagnose häufig bereits auf Grund der Untersuchung gestellt werden, ohne dass weitere Laboruntersuchungen oder bildgebende Untersuchungen notwendig sind (MOULD, 2002). Für die Durchführung einer Untersuchung sind fundierte Kenntnisse über Untersuchungsmethoden und Techniken notwendig.

Das erstellte Online-Tutorial zeigt den ophthalmologischen Untersuchungsgang stellvertretend am Kaninchen. Die dargestellten Untersuchungsmethoden entsprechen dem aktuellen Stand des European



College of Veterinary Ophthalmology (ECVO). Jeder Untersuchungsabschnitt wird in einem Video demonstriert und in Textform erläutert, sowie durch die Darstellung des physiologischen Befundes des gesunden Patienten ergänzt. Zusätzlich werden die notwendigen Instrumente und Hilfsmittel benannt und deren Handhabung erläutert.

In der Fachliteratur finden sich meist nur bildliche Darstellungen pathologischer Befunde. Für das Erkennen und Differenzieren von Veränderungen ist das Wissen der Anatomie, Physiologie und des physiologischen Zustands von Bedeutung. Unter diesem Aspekt ist die Anatomie und Physiologie des Auges, mit Hinweisen auf die Besonderheiten bei Kleinsäugetieren, Teil des Lernprogrammes. Zur Veranschaulichung werden Zeichnungen des Auges und Simulationen verwendet.

Die Präsentation als digitales Format bietet einige Vorteile. Durch das Lernprogramm können sowohl zeitliche Kapazitäten in der Lehre eingespart, sowie die Anzahl und die Belastung der Tiere reduziert werden. Kleinsäugetiere sind, mit Ausnahme von Frettchen, Fluchttiere, weshalb der Stress und die Belastung durch Handling und Untersuchung für die Tiere besonders hoch sind. Die gleiche Demonstration muss nicht für mehrere Gruppen von Studierenden wiederholt werden. Im Gegensatz zu Präsenzveranstaltungen haben die Studierenden die Möglichkeit, sich die Demonstrationen wiederholt anzusehen.

Das Online-Tutorial kann von den Studierenden für den Zeitraum eines Semesters genutzt werden. Als webbasiertes Lernprogramm haben die Nutzer, mit Hilfe eines internetfähigen Computers, jederzeit Zugang. Lernzeiten und Lerngeschwindigkeit können dadurch individuell gewählt werden. Das Lernprogramm ist in einzelne Kapitel unterteilt. Diese können unabhängig voneinander bearbeitet werden und es besteht die Möglichkeit zu zurückliegendem Lehrinhalten zurückzukehren. Die Lerndauer und die Lerninhalte können eigenständig festgelegt werden.

Am Ende jedes Kapitels besteht durch Multiple-Choice-Fragen die Möglichkeit zur Eigenkontrolle. Der Verfasser der Arbeit, hat sich bei der

Erstellung des Lernprogramms für Einfachauswahlaufgaben (1 aus n) entschieden. Entsprechend dem OSCE-Prüfungssystem, welches den Studierenden bereits aus anderen Prüfungen bekannt ist, stehen bei jeder Aufgabe fünf Antwortmöglichkeiten zur Auswahl (1 aus 5). Die Rückmeldung über das Ergebnis erfolgt unmittelbar und die Aufgaben können beliebig oft wiederholt werden.

Der Schwierigkeitsgrad der Fragen wurde nicht besonders hoch gewählt, um die Lernmotivation zu erhalten. Der eigene Wissensstand kann ohne den Druck einer Autorität überprüft werden. Zusätzlich trägt die Wissensabfrage zur Wiederholung des Erlernten bei.

Als internetbasierte Form können die Inhalte des Lernprogramms jederzeit ergänzt werden. Bei der Erstellung wurde sich für die Demonstration am Beispiel des Kaninchens entschieden. Kaninchen sind die am häufigsten vorgestellten Kleinsäuger in der tierärztlichen Praxis (KLINGER, 2016).

Zwischen den unterschiedlichen Kleinsäugerspezies existieren Unterschiede hinsichtlich der Anatomie, Physiologie und physiologischen Untersuchungsbefunden. Im erstellten Lernprogramm wird auf die tierartlichen Unterschiede und Besonderheiten hingewiesen und unterschiedlichen zu erwartenden Untersuchungsergebnisse benannt. Zur besseren Abgrenzung und Ansprechen des visuellen Sinneskanal wurden Icon erstellt. Diese zeigen in schemenhafter Darstellung die unterschiedlichen Spezies. Zur besseren Veranschaulichung fehlen allerdings Bild- und Videomaterial anderer Kleinsäugerspezies. Aus Mangel an vorhandenen Patienten und fehlender Indikation für eine Augenuntersuchung musste darauf verzichtet werden. Eine Ergänzung um weitere Kleinsäugerspezies würde einen Mehrwert des Tutorials bedeuten und für die Studierenden von Interesse sein.

Ein weiterer Mangel der Arbeit besteht in der fehlenden Evaluation. Diese kann zu einem späteren Zeitpunkt erfolgen. Durch die Rückmeldung zu den Erfahrungen bei der Anwendung des Lernprogramms, könnte das Tutorial bei Bedarf modifiziert werden.

## VI. ZUSAMMENFASSUNG

Der Stellenwert der Kleinsäugerhaltung hat in den letzten Jahren stark zugenommen. Entsprechend ist auch der Anteil in der tierärztlichen Praxis gestiegen. Auch wenn dies in verschiedenen wissenschaftlichen bzw. an Fort- und Weiterbildung orientierten Einrichtungen (u. a. European College for Zoological Medicine / Small Mammals, DVG-Fachgruppentagungen über Heimtiere) seinen Niederschlag gefunden hat, ist in der universitären tiermedizinischen Ausbildung im Bereich Kleinsäuger noch großer Bedarf für Ausweitungen und Verbesserungen.

Da ophthalmologische Ursachen, neben Zahnerkrankungen und ernährungsbedingten Erkrankungen, einer der häufigsten Gründe für die Vorstellung von Kleinsäufern in der tierärztlichen Praxis sind, wurde das Online-Tutorial „Der ophthalmologische Untersuchungsgang des vorderen Augensegments beim Kleinsäuger“ entwickelt.

Das Lernprogramm wurde für Studierende der Veterinärmedizin, aber auch für die postgraduale Fort- und Weiterbildung sowie in einer späteren englischsprachigen Version auch im Rahmen der Colleagueausbildung, entwickelt.

Das Lernprogramm beinhaltet Fachwissen rund um den ophthalmologischen Untersuchungsgang des vorderen Augensegments. Aus didaktischen Gründen besteht das Tutorial aus verschiedenen Kapiteln zum Thema Anatomie und Physiologie, Instrumentenkunde, Allgemeinen Grundlagen der ophthalmologischen Untersuchung und dem ophthalmologischen Untersuchungsgang einschließlich weiterführender Möglichkeiten der Diagnostik. Am Ende des Lernprogramms hat der Anwender die Möglichkeit seinen Lernerfolg durch interaktive Multiple-Choice-Fragen zu überprüfen.

Ziel des Lernprogramms ist die Vorbereitung der Studierenden auf die Handlungen am lebenden Tier als aktiver Beitrag für angewandten Tierschutz, durch Reduktion der notwendigen Haltung von Propädeutiktieren sowie der Verminderung der untersuchungsbedingte Belastung entsprechender Probanden. Kleinsäuger sind in besonderem

Maße stressanfällig, weshalb die Ausbildung am lebenden Tier, im unter dem Aspekt des Tierschutzes, kritisch zu sehen und nur begrenzt möglich ist, jedoch ist für eine adäquate praktische Ausbildung unvermeidbar und durch Modelle in SkillsLabs nur bedingt ersetzbar ist. Die virtuelle Form der Lehre bietet in diesem Zusammenhang einen deutlichen Mehrwert für Mensch und Tier. Es ermöglicht die detaillierte Demonstration für mehrere Studierende gleichzeitig, ohne die wiederholte Belastung für die Tiere. Als Online-Lernprogramm ist darüber hinaus das Wissen jederzeit zugänglich und ermöglicht örtlich und zeitlich unabhängige Bearbeitung.

Das Lernprogramm wurde mit der Software „Adobe Muse CC“ erstellt. Die Bereitstellung des Tutorials für die Studierenden soll auf dem Server der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische (<http://www.vogelklinik.net>) im Rahmen des Wahlpflichtprogramms erfolgen.

## **VII. SUMMARY**

The importance of keeping small mammals has increased significantly in recent years. In the same manner the portion of small mammals in the veterinary practice has increased. Even though this has been reflected in various scientific institutions or institutions for further education (including the European College for Zoological Medicine / Small Mammals; DVG specialist group conferences on pets), there is still a great need to improve university veterinary training in the area of small mammals.

Along with dental diseases and nutritional diseases, ophthalmologic disease are one of the most reasons for veterinary treatment. That's the reason why this tutorial was developed.

The learning program was developed for students of veterinary medicine, but also for postgraduate further education and, in an english-language

version, also as part of college education. The tutorial includes expertise about the ophthalmological examination of the anterior part of the eye and its adnexa. For didactic reasons, the tutorial is divided into chapters for Anatomy and Physiology, Organology, basics and ophthalmological examination including diagnostic procedures. At the end of the learning program, the user has the opportunity to check his learning success by multiple-choice questions.

This Tutorial was developed to prepare students for examination of small animals. This should be a contribution to animal protection by reducing the keeping of animals for clinical education and reducing the stress on the animals during examination.

Small mammals are particularly susceptible to stress. Therefore training on animals should be viewed critically and is only possible to a limited extent. On the other hand training on animals is unavoidable for an adequate practical training. The replacement by Skills Labs is also limited. The virtual kind of education offers additional value for people and animals. It allows detailed demonstrations for multiple students at the same time, without repeating strain on the animals. Because of the availability via the internet, students can use the tutorial almost anywhere, at any time.

This tutorial was created using „Adobe Muse CC“ software. It is available via the server of the clinic for birds, small mammals, reptiles and ornamental fishes (<http://www.vogelklinik.net>).

## VIII. LITERATURVERZEICHNIS

- ABRAMS K.L., BROOKS D.E., FUNK R.S., *et al.* (1990), Evaluation of the Schirmer tear test in clinically normal rabbits. *American Journal of veterinary research*, Vol. 51(12), 1912-1913.
- AIHARA M., LINDSEY J.D., WEINREB R.N. (2003), Twenty-four-hour pattern of mouse intraocular pressure. *Experimental Eye Research*, Vol. 77 (6), 681-686.
- AMMON J.A. (2013), Augenerkrankungen bei Ziervögeln. Department. Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München
- ANJOU C.L. (1961), Influence of light on the 24-hour variation in aqueous flare density and intra-ocular pressure in normal rabbits' eyes. *Acta Ophthalmologica*, Vol. 39, 852-873.
- Anonymus (2009) Prüfungs- und Studienordnung der Ludwig-Maximilians-Universität München für den Studiengang Tiermedizin vom 9. September 2009
- Anonymus (2021), Kaninchen sind sozial und jetzt auch social. *Deutsches Tierärzteblatt*, Vol. 7, S. 881.
- ANSARI-MOOD M., RAJAEI S.M., ASHRAFI TAMAI I. (2019), Corneo-Conjunctival microflora of clinically normal Syrian hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Journal of Exotic Pet Medicine*, Vol. 28, 205-208.
- AXELROD A.J., CHANDLER J.W. (1979). Morphologic Characteristics of Conjunctival Lymphoid Tissue in the Rabbit. In: SILVERSEIN A.M., O'CONNOR G.R., (ed). *Immunology and Immunopathology of the Eye*. 1. Ausgabe. Masson Publishing, New York. 292-301.
- BAAS N. (2019), Die virtuelle Geflügelklinik. Department. Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München
- BANDHU S.D., RAJE S. (2014), Experiences with E-learning in Ophthalmology. *Indian journal of ophthalmology*, Vol. 62 (7), 792-794.
- BAR-ILAN A. (1984), Diurnal and seasonal variations in intraocular pressure in the rabbit. *Experimental Eye Research*, Vol. 39, 175-181.
- BARANDUN G., PALMER D. (1982), Epiphora beim Zwergkaninchen. Anatomische, klinische und pathologisch-anatomische Untersuchungen des Tränenkanals beim Zwergkaninchen. *Tierärztliche Praxis*., Vol. 10, 403-410.
- BARONE R., PAVAUX C., BLIN P.C., *et al.* (1973). *Atlas d'Anatomie du Lapin*. Atlas of rabbit anatomy. Masson & Cie, Paris
- BARRIE K.P., GUM G.G., SAMUELSON D.A., *et al.* (1985), Quantitation of uveoscleral outflow in normotensive and glaucomatous beagles by <sup>3</sup>H-labeled dextran. *American Journal of veterinary research*, Vol. 46, 84-88.
- BAUER G.A., SPIESS B.M., LUTZ H. (1996), Exfoliative Cytology of Conjunctiva and Cornea in Domestic Animals: A Comparison of

- Four Collecting Techniques. *Veterinary & Comparative Ophthalmology*, Vol. 6(3), 181-186.
- BAUMGARTNER W. (2009). Allgemeiner klinischer Untersuchungsgang. In: BAUMGARTNER W., (ed). *Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere*. 7., vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage. Parey, Stuttgart. S. 43.
- BAYRAKTAROGLU A.G., ERGÜN E (2010), Histomorphology of the Harderian Gland in the Angora Rabbit. *Anatomia, histologia, embryologia*, Vol.39 (6), 494-502.
- BIRICIK H.S., OGUZ H., SINDAK N. (2005), Evaluation of the Schirmer and phenol red thread tests for measuring tear secretion in rabbits. *The Veterinary Record*, Vol. 156, 485-487.
- BISARIA K.K. (1973), Mico-Anatomy of the Angle of the Anterior Chamber of Eye in Albino Rats. *Journal of the Anatomical Society of India*, Vol. 22 (2), 90-92.
- BMEL Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (2019). *Tierschutzbericht der Bundesregierung 2019*.
- BMEL Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (2021). *Verwendung von Versuchstieren im Jahr 2019*.
- BÖRCHERS M., TIPOLD A., PFARRER C., *et al.* (2010), Akzeptanz von fallbasiertem, interaktivem eLearning in der Tiermedizin am Beispiel des CASUS-Systems. *Tierärztliche Praxis. K, Kleintiere, Heimtiere*, Vol. 38 (06), 379-388.
- BRAUS B. K. (2012), Die Augenuntersuchung bei Kleintieren. *Tierärztliche Praxis. K, Kleintiere, Heimtiere*, 6, 447-456.
- BRÜCKNER R. (1951), Spaltlampenmikroskopie und Ophthalmoskopie am Auge von Ratte und Maus. *Documenta Ophthalmologica*, 452-554.
- BRUCKNER Z. (1924), Lacrymal Passages in the Guinea-Pig and Rabbit. *The British journal of ophthalmology*, Vol. 8 (4), 158-165.
- BTK Bundestierärztekammer e.V. (2021). *Tierärztestatistik*. <https://www.bundestieraerztekammer.de/presse/tieraerzte-statistik/>
- BUBENIK GA, BROWN G.M., GROTA L.J. (1976), Immunohistochemical localization of melatonin in the rat Harderian gland. *The journal of histochemistry and cytochemistry*, Vol. 24 (11), 1173-1177.
- BUCANA C.D., NADEKAVUKAREN M.J. (1972), Fine structure of the hamster harderian gland. *Zeitschrift für Zellforschung und Mikroskopische Anatomie*, Vol. 129 (2), 178-187.
- BUDDE S. (2017), Die virtuelle Reptilienklinik - Ein interaktives eLearning Tutorail. Department. Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München
- BURLING K. , MURPHY C.J., DA SILVA CRUIEL J., *et al.* (1991), Anatomy of the Rabbit Nasolacrimal Duct and its Clinical Implications. *Progress in Veterinary and Comperative Ophthalmology*, Vol. 1 (1), 33-40.
- BUZZELL G.R., MENENDEZ-PELAEZ A., HOFFMAN R.A., *et al.* (1994), Androgenic control of porphyrin in the harderian glands of the male syrian hamster is modulated by the photoperiod, which suggests that the sexual differences in porphyrin concentrations in this gland are important functionally. *The Anatomical Record*, 240 (1), 52-58.

- BUZZELL G.R., BLANK J.L., VAUGHN M.K., *et al.* (1995), Control of Secretory Lipid Droplets in the Harderian Gland by Testosterone and the Photoperiod: Comparison of Two Species of Hamsters. *General and comparative endocrinology*, Vol. 99 (2), 230-238.
- CAFARO T.A., ORTIZ S.G., MALDONADO C. (2009), The cornea of Guinea pig: structural and functional studies. *Veterinary Ophthalmology*, 12 (4), 234-241.
- CAIRO M., PENA M.T., RIOS J., *et al.* (2018), Assessment of intraocular pressure by applanation and rebound tonometry in Guinea Pigs of different ages. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 27, 25-31.
- CELLO R.M. , LASMANIS J. (1958), Pseudomonas Infection of the Eye of the Dog Resulting from the Use of Contaminated Fluorescein Solution. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, Vol. 132, 297-299.
- CHACALTANA F.D.Y.C., PIGATTO J.A.T., DENARDIN I.T. (2016), Assessment of intraocular pressure in chinchillas of different age groups using rebound tonometry. *Ciencia Rural*, Vol. 48 (8), 1466-1471.
- CHAUDHURI P.E., Hallett P.E, PARKER J.A. (1983), Aspheric curvatures, refractive indices and chromatic aberration for the rat eye. *Vision Research*, 23 (12), 1351-1363.
- CHEN H.B., YAMABAYASHI S., OU B., *et al.* (1997), Structure and composition of rat precorneal tear film. A study by an in vivo cryofixation. *Investigative ophthalmology & visual science*, Vol. 38 (2), 381-387.
- CHEN H.B., YAMABAYASHI S., TANAKA Ou.B., *et al.* (1998), Histochemical study on rat tear film and ocular surface epithelial cells. *Current Eye Research*, Vol. 17 (6), 642-649.
- CHODOROW S. (1996), Educators must take the electronic revolution seriously. *Academic medicine*, Vol. 71 (3), 221-226.
- CHRAI S.S., PATTON T.F., MEHTA A., *et al.* (1973), Lacrimal and Instilled Fluid Dynamics in Rabbit Eyes. *Journal of pharmaceutical sciences*, 62 (7), 1112-1121.
- CHRISTEN C. (2014). Kapitel 2.7: Handling und Zwangsmaßnahmen: Heimtiere. In: BAUMGARTNER W., (ed). *Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere*. 8. aktualisierte Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. 14-18.
- COHN S.A. (1955), Histochemical observations on the harderian gland of the albino mouse. *The journal of histochemistry and cytochemistry*, Vol. 3(5), 342-353.
- COOPER G., SCHILLER A.L. (1975). *Anatomy of the Guinea Pig*. 1. Auflage Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts. S. 370, 372-374
- COOPER S.C., McLellan G.J., RYCROFT A.N. (2001), Conjunctival flora observed in 70 healthy domestic rabbits ( *Oryctolagus cuniculus* ). *Veterinary Record*, Vol. 149, 232-235.
- COSTER M.E., STILES J., KROHNE G.S., *et al.* (2008), Results of diagnostic ophthalmic testing in healthy guinea pigs. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 232 (12), 1825-1833.
- CRISPIN S. (2002a). The conjunctiva. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*.



2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. S. 124.
- CRISPIN S. (2002b). The uveal tract. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. S. 162-163.
- CROSSLEY D.A., ROXBURTH G. (1999) Anatomy of the Chinchilla (*Chinchilla lanigera*) Lacrimal Drainage System. Clinical research abstract, Proceedings. British Small Animal Veterinary Association Congress. Birmingham
- DANIAS J., KONTIOLA A.I., FILIPPOPOULOS T., *et al.* (2003), Method for the noninvasive measurement of intraocular pressure in mice. *Investigative ophthalmology & visual science*, 44 (3), pp. 1138-1141.
- DANTAS P.E.C., UESUGUI E., NISHIWAKI-DANTAS M.C., *et al.* (2000), Antibacterial Activity of Anesthetic Solutions and Preservatives: An In Vitro Comparative Study. Vol. 19(3)
- DAVIS F.A. (1929), The anatomy and histology of the eye and orbit of the rabbit. *Transactions of the American Ophthalmological Society*, 27, 400-441.
- DETWILER S.R. (1949), The eye of the Chinchilla (*C. lanigera*). *Journal of Morphology*, 84, 123-144.
- DGK-DVG (2018) Geschäftsordnung der Arbeitsgruppe "Kleinsäuger" der Deutschen Gesellschaft für Kleintiermedizin der DVG (AG "Kleinsäuge" der DGK-DVG)
- DI GIROLAMO N., ANDREANI V., GUANDALINI A., *et al.* (2013), Evaluation of intraocular pressure in conscious ferrets (*Mustela putorius furo*) by means of rebound tonometry and comparison with applanation tonometry. *Veterinary Record*, Vol 172 (15), 8 S.
- DIESEM C.D. (1964). The bony orbit. In: PRINCE J.H., (ed). *The Rabbit in Eye Research*. Charles C. Thomas.
- DJERIDANE Y. (1994), The Harderian gland and its excretory duct in the Wistar rat. A histological and ultrastructural study. *Journal of anatomy*, Vol. 184, 553-566.
- DJERIDANE Y. (1996), Comparative Histological and Ultrastructural Studies of Harderian Gland of Rodents. *Microscopy Research and Technique*, Vol. 34, 28-38.
- DJERIDANE Y., VIVIEN-ROELS B., SIMONNEAUX V., *et al.* (1998), Evidence for melatonin synthesis in rodent Harderian gland: A dynamic in vitro study. *Journal of pineal research*, Vol. 25 (1), 54-64.
- DONG J., WU Q., WANG X-G. (2013), Measurement of central corneal thickness and precorneal tear film thickness of rabbits using the Scheimpflug system. *International Journal Of Ophthalmology*, Vol. 6 (5), 584-587.
- DONG Z., YING M., ZHENG J., *et al.* (2018), Evaluation of a rat meibomian gland dysfunction model induced by closure of meibomian gland orifices. *International Journal Of Ophthalmology*, Vol. 11 (7), 1077-1083.

- DRESCHER B., HAMEL I. (2012). Augenerkrankungen. In: DRESCHER B., HAMEL I, (ed). Meerschweinchen: Heimtier und Patient. 3. völlig überarbeitete und erweiterte Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. 75-80.
- DVG Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e.V. (2021), <https://www.dvg-kleinsaeuger.de>:
- DWYER R.S. (1983), Unusual features in the conjunctiva and cornea of the normal guinea-pig: clinical and histological studies. The British journal of ophthalmology, Vol. 67(11), 737-741.
- EDELMANN W. (2000). Lernpsychologie. 6., vollständig überarbeitete Auflage. Verlagsgruppe Beltz, Weinheim
- EDWARDS S.G., MAGGS D.J., BYRNE B.A., *et al.* (2019), Effect of topical application of 0.5% proparacaine on corneal culture results from 33 dogs, 12 cats, and 19 horses with spontaneously arising ulcerative keratitis. Veterinary Ophthalmology, Vol 22(4), 415-422.
- EHLERS J.P. (2009). Peer-to-Peer-Learning in der tiermedizinischen Lehre: Am Beispiel von CASUS-Fällen. 1. Auflage. Diplomica Verlag GmbH, Hamburg
- ELBROCH M. (2006). Animal skulls : a guide to North American species. 1. Edition. Stackpole Books, Mechanicsburg. 57-59
- EMMERICH I.U., HEIN J. (2018). Dosierungsvorschläge für Arzneimittel bei Kleinnagern, Kaninchen, Frettchen und Igel. 2., aktualisierte und erweiterte Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart
- EMRARIAN A., SARCHAHI A.A. (2020), Effect of four local anesthetics (tetracaine, bupivacaine, lidocaine and proparacaine) on intraocular pressure in rabbits - Comparison of an applanation and a rebound tonometer. Iranian Journal of Veterinary Science and Technology, Vol. 12 (1), 47-54.
- EWRINGMANN A. (2005). Klinische Propädeutik. In: GÖBEL T., EWRINGMANN A., (ed). Heimtierkrankheiten (Kleinsäuger, Amphibien, Reptilien). 1. Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart. 15-26.
- EWRINGMANN A., GLÖCKNER B. (2012). Leitsymptome bei Meerschweinchen, Chinchilla und Degu. Diagnostischer Leitfaden und Therapie. 2., überarbeitete Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. S. 384
- EWRINGMANN A., GLÖCKNER B. (2014). Leitsymptome bei Hamster, Ratte, Maus und Rennmaus. 2., überarbeitete Auflage. Enke Verlag, Stuttgart
- EWRINGMANN A. (2015). Anatomie und Physiologie. In: FEHR M., EWRINGMANN A., WARSCHAU M., (ed). Frettchen - Heimtier und Patient. 1. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. S. 48, .
- EWRINGMANN A. (2016). Leitsymptome beim Kaninchen. Diagnostischer Leitfaden und Therapie. 3., überarbeitete und erweiterte Auflage. Enke Verlag, Stuttgart
- FAGHIHI H. , RAJAEI S.M., ANSARI-MOOD M. (2019), Conjunctival microflora in guinea pigs with and without signs of conjunctivitis. Journal of Exotic Pet Medicine, Vol. 30, 65-68.
- FAHMY J.A., MOLLER S., WEIS BENTZON M. (1975), Bacterial Flora of the normal conjunctiva. II. Methods of obtaining cultures. Acta Ophthalmologica, Vol. 53, 237-251.

- FASCHINGER C., NELL B. (2007), Glaukom bei Tieren. Spektrum der Augenheilkunde, Vol. 21 (3), 187-192.
- FEATHERSTONE H.J., HEINRICH C.L. (2013). Ophthalmic Examination and Diagnostics. Part 1: The Eye Examination and Diagnostic Procedures. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). Veterinary ophthalmology - Part I. Wiley, Ames. 533-613.
- FEHR M. (2015a). Augenerkrankungen. In: FEHR M., EWRINGMANN A., WARSCHAU M., (ed). Frettchen - Heimtier und Patient. 1. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. 156-164.
- FEHR M., ZWART P. (2015). Gerbil. In: FEHR M., SASSENBURG L., ZWART P., (ed). Krankheiten der Heimtiere. 8. vollständig überarbeitete Ausgabe. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co KG, Hannover. 185-206.
- FEHR M. (2015b). Chinchillas. In: FEHR M., SASSENBURG L., ZWART P., (ed). Krankheiten der Heimtiere. 8. vollständig überarbeitete Ausgabe. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co KG, Hannover. 207-237.
- FISCHER M.R., AULINGER B., KOPP V. (2005), Implementierung von Computerlernfällen in das Curriculum der Inneren Medizin. GMS Zeitschrift für Medizinische Ausbildung, 22 (1), 1-4.
- FOWLKS W.L., HAVENER V.R. (1964), Aqueous Flow into the Perivascular Space of the Rabbit Ciliary Body. Investigative ophthalmology & visual science, Vol. 3 (4), 374-383.
- FOX J.G., HEWES K. , NIEMI S.M. (1984), Retro-orbital technique for blood collection from the ferret. Laboratory Animal Science, Vol. 34, 198-199.
- FRIKER J., EHLERS J.P., STOLLA R., *et al.* (2001), Entwicklung von Lernprogrammen - Fallbeispiele aus der Tiermedizin. Medizinische Ausbildung, Vol. 18, 181-185.
- FUNK R.H.W., ROHEN J.W. (1994), In Vivo Observations of the Episcleral Vasculature in the Albino Rabbit. Journal of Glaucoma, Vol. 3, 44-50.
- GABRIEL S. (2016). Praxisbuch Zahnmedizin beim Heimtier. 1. Auflage. Enke Verlag, Stuttgart
- GASKIN J.M. (1980), Microbiology of the Canine and Feline Eye. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice, Vol 10(2), 303-316.
- GASSER K., FUCHS-BAUMGARTINGER A., TICHY A., *et al.* (2011), Investigations on the conjunctival goblet cells and on the characteristics of glands associated with the eye in the guinea pig. Veterinary Ophthalmology, Vol. 14(1), 26-41.
- GIPSON I.K., TISDALE A.S. (1997), Visualization of Conjunctival Goblet Cell Actin Cytoskeleton and Mucin Content in Tissue Whole Mounts. Experimental Eye Research, Vol. 65(3), 407-415.
- GOLDBLUM D., KONTIOLA A.I., MITTAG T., *et al.* (2002), Non-invasive determination of intraocular pressure in the rat eye. Comparison of an electronic tonometer (TonoPen), and a rebound (impact probe) tonometer. Graefes Archive for Clinical and Experimental Ophthalmology, Vol. 240, 942-946.

- GOUDARZ S.-H., MAMOKZADEH H. (2008), Effects of Selected Antimuscarinic Agents on the Intra-Ocular Pressure in Healthy Rabbits. *Journal of pharmacology & toxicology*, Vol.3 (5), 382-385.
- GOULD D. (2002). Ophthalmic drugs. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 50-59.
- GRABOWSKI E., ALTEN F., TERMÜHLEN J., *et al.* (2020), Analyse des Stellenwertes von "eLearning" in der Augenheilkunde und Evaluierung einer "eLearning-App". *Der Ophthalmologe : Zeitschrift der Deutschen Ophthalmologischen Gesellschaft*, Vol. 117 (12), 1218-1224.
- GRAFFLIN A.L. (1942), Histological observations upon the porphyrinexcretion Herderian gland of the albino rat. *American Journal of Ophthalmology*, 71, 43-64.
- GRANT R.L., ACOSTA D. (1994), Comparative toxicity of tetracaine, proparacaine and cocaine evaluated with primary cultures of rabbit corneal epithelial cells. *Experimental Eye Research*, Vol. 58 (4), 469-78.
- GUM G.G., MAC KAY E.O. (2013). *Physiology of the Eye*. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). *Veterinary ophthalmology - Vol. I*. Wiley, Ames. 171-207.
- GWON A. (2008). The Rabbit in Cataract/ IOL Surgery. In: TSONIS P.A., (ed). *Animal Models in Eye Research*. 1. Auflage. Academic Press. 184-199.
- HAMMER R.H., WU W., SASTRY J.S., *et al.* (1991), Short acting soft mydriatics. *Current Eye Research*, Vol. 10 (6), 565-570.
- HANSEN L.L. (1997a). Sklera. In: HANSEN L.L., (ed). *Augenheilkunde systematisch*. 1. Auflage. UNI-MED Verlag, Bremen. 36.
- HANSEN L.L. (1997b). Gefäßhaut (Uvea). In: HANSEN L.L., (ed). *Augenheilkunde systematisch*. 1. Auflage. UNI-MED Verlag, Bremen. 44-46.
- HANSEN L.L. (1997c). Hornhaut. In: HANSEN L.L., (ed). *Augenheilkunde systematisch*. 1. Auflage. UNI-MED Verlag, Bremen. 34-35.
- HANSEN L.L. (1997d). Räume und Inhalt des Augapfels. In: HANSEN L.L., (ed). *Augenheilkunde systematisch*. 1. Auflage. UNI-MED Verlag, Bremen. 36-37.
- HANSEN L.L. (1997e). Lider. In: HANSEN L.L., (ed). *Augenheilkunde systematisch*. 1. Auflage. UNI-MED Verlag, Bremen. 27.
- HANSEN L.L. (1997f). Bindehaut. In: HANSEN L.L., (ed). *Augenheilkunde systematisch*. 1. Auflage. UNI-MED Verlag, Bremen. 33.
- HARRIMAN A.E., THIESSEN D.D. (1985), Harderian letdown in male mongolian gerbils ( *Meriones unguiculatus*) contributes to proceptive behavior. *Hormones and Behavior*, 1985, 19 (2), 213-219.
- HEBEL R., STROMBERG M.W. (1996). Sensory Organs. In: HEBEL R., STROMBERG M.W., (ed). *Anatomy and Embryology of the Laboratory Rat*. 1. Auflage. BioMed Verlag. 218-220.
- HERNANDEZ-GUERRA A.M., RODILLA V., LOPEZ-MURCIA M.M (2007), Ocular biometry in the adult anesthetized ferret ( *Mustela putorius furo*). *Veterinary Ophthalmology*, Vol 10(1), 50-52.

- HERRING I.P. (2013). Clinical Pharmacology and Therapeutics. Part 4: Mydriatics/ Cycloplegics, Anesthetics, and Tear Substitutes and Stimulators. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). Veterinary ophthalmology - Vol I. Wiley, Ames. 423-434.
- HOLMBERG B.J. (2013). Ophthalmology of exotic Pets. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 445-461.
- HUANG A.J.W., TSENG S.C.G., KENYAN K.R. (1988), Morphogenesis of rat conjunctival goblet cells. Investigative ophthalmology & visual science, Vol. 29(6), 969-975.
- HUGES A (1977). The Topography of Vision in Mammals of Contrasting Life Style: Comparative Optics and Retinal Organisation. In: CRESCITELLI F., (ed). The Visual System in Vertebrates - Handbook of Sensory Physiology. 1. Auflage. Springer Verlag, Berlin. 613-756.
- HUGHES A. (1972), A schematic eye for the rabbit. Vision Research, Vol. 12, 123-138.
- HUGHES A. (1979), A schematic eye for the rat. Vision Research, Vol 19(5), 569-588.
- HUGO J., KRIJT J., VOKURKA M., *et al.* (1987), Secretory response to light in rat Harderian gland: possible photoprotective role of Harderian porphyrin. General physiology and biophysics, Vol. 6 (4), 401-404.
- IMHOF L. (2020), Die virtuelle Heimtierklinik - ein interaktives Lehrprogramm für Studierende. Department. Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München
- ISSING L.J. (2009). Psychologische Grundlagen des Online-Lernens. In: ISSING L.J., KLIMSA P., (ed). Online-Lernen. Handbuch für Wissenschaft und Praxis. 1. Auflage. Oldenbourg Verlag, München. 19-34.
- IVEY E. , MORRISEY J. (1999), Ferrets: Examination and Preventive Medicine. The veterinary clinics of North America, Vol. 2(2), 471-494.
- JAGGY A. (2007). Neurologische Untersuchung beim Kleintier. In: JAGGY A. , (ed). Atlas und Lehrbuch der Kleintierneurologie. 2., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schlütersche Verlagsgesellschaft GmbH, Hannover. 1-38.
- JANSSENS G., SIMOENS P., MUYLLE S., *et al.* (1999), Bilateral Prolapse of the Deep Gland of the Third Eyelid in a Rabbit: Diagnosis and Treatment. Laboratory Animal Science, Vol. 49(1), 105-109.
- JOHNSON T.V., FAN S., TORIS C.B. (2008), Rebound tonometry in conscious, conditioned mice avoids the acute and profound effects of anesthesia on intraocular pressure. Journal of Ocular Pharmacology and Therapeutics, 24 (2), 175-185.
- JOHNSTON H.S., MCGADEY J., THOMPSON G.G., *et al.* (1983), The Harderian gland, its secretory duct and porphyrin content in the mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). Journal of anatomy, 137 (3), 615-630.
- JOHNSTON H.S., MC GADEY J., THOMPSON G.G., *et al.* (1985), The Harderian gland its secretory duct and porphyrin content in the

- Plains mouse (*Pseudomys australis*). *Journal of anatomy*, Vol. 140 (2), 337-350.
- JOHNSTON H.S., MC GADEY J., PAYNE A.P., *et al.* (1987), The Harderian gland, its secretory duct and porphyrin content in the woodmouse (*Apodemus sylvaticus*). *Journal of anatomy*, Vol. 153, 17-30.
- JUDGE A.J., NAJAFI K., LEE D.A., *et al.* (1997), Corneal endothelial toxicity of topical anesthesia. *Ophthalmology*, Vol. 104 (9), 1373-1379.
- KALESNYKAS G., UUSITALO H. (2007), Comparison of simultaneous readings of intraocular pressure in rabbits using Perkins handheld, Tono-Pen XL, and TonoVet tonometers. *Graefes Archive for Clinical and Experimental Ophthalmology*, 245, 761-762.
- KALTENBAEK J. (2009). Hochschule online - Online Lehren und Lernen in der Hochschule. In: ISSING L.J., KLIMSA P., (ed). *Online-Lernen. Handbuch für Wissenschaft und Praxis*. 1. Auflage. Oldenbourg Verlag, München. 367-388.
- KEEBLE E. (2014). Nervous system and musculoskeletal disorders. In: MEREDITH A., LORD B., (ed). *BSAVA Manual of Rabbit Medicine*. 1. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 214-231.
- KERN T.J. (1997), Rabbit and rodent ophthalmology. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, Vol. 6 (3), 138-145.
- KERRES M. (2013a). Medien- und Lerntheroien. In: KERRES M., (ed). *Mediendidaktik. Konzeption und Entwicklung mediengestützter Lernangebote*. 4., überarbeitete und aktualisierte Auflage. Oldenbourg Verlag. 119-152.
- KERRES M. (2013b). Lernen mit Text, Bild und Ton. In: KERRES M., (ed). *Mediendidaktik. Konzeption und Entwicklung mediengestützter Lernangebote*. 4., überarbeitete und aktualisierte Auflage. Oldenbourg Verlag. 153-172.
- KERRES M. (2013c). Gründe für das Lernen mit Medien. In: KERRES M., (ed). *Mediendidaktik. Konzeption und Entwicklung mediengestützter Lernangebote*. 4., überarbeitete und aktualisierte Auflage. Oldenbourg Verlag. 77-118.
- KIM C.Y., KUEHN M.H., ANDERSON M.G, *et al.* (2006), Intraocular pressure measurement in mice: a comparison between Goldmann and rebound tonometry. *Eye*, 21, 1202-1209.
- KIM J., KIM N.S., LEE K.C., *et al.* (2012), Effect of topical anesthesia on evaluation of corneal sensitivity and intraocular pressure in rats and dogs. *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 16 (1), 43-46.
- KITTEL R. (1962), Vergleichend-anatomische Untersuchungen über die Orbitaldrüsen der Rodentia. *Wissenschaftliche Zeitschrift der Martin-Luther-Universität Halle-Wittenberg, mathematisch-naturwissenschaftliche Reihe*, 11 (4), 401-428.
- KLAUER K.J., LEUTNER D. (2012). *Lehren und Lernen. Einführung in die Instruktionspsychologie*. 2., überarbeitete Auflage. Beltz Verlag, Weinheim
- KLEINFELD J., ELLIS P.P. (1966), Effects of topical anaesthetics on growth of micro-organisms. *Archives of Ophthalmology*, Vol. 76

- KLINGER C.J. (2016), Analyse des Fallaufkommens in deutschen Tierarztpraxen. Department. Ludwig-Maximilians-Universität München
- KNOTT T. (2014). Ophthalmology. In: MEREDITH A., LORD B., (ed). BSAVA Manual of Rabbit Medicine. 1. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 232-254.
- KONTIOLA A.I., GOLDBLUM D., MITTAG T., *et al.* (2001), The Induction/Impact Tonometer: a New Instrument to Measure Intraocular Pressure in the Rat. *Experimental Eye Research*, Vol. 73 (6), 781-785.
- KORB D.R., GREINER J.V., GLONEK T., *et al.* (1998), Human and Rabbit Lipid Layer and Interference Pattern Observations. *Advances in Experimental Medicine and Biology*, Vol 438, 305-308.
- KOVALECUKA L., ILGAZS A., BANDERE D., *et al.* (2017), Changes in intraocular pressure and horizontal pupil diameter during use of topical mydriatics in the canine eye. *Open Veterinary Journal*, Vol. 7(1), 16-22.
- KRAFT W. (2005), Heimtiere als Patienten in der tierärztlichen Praxis – Entwicklung seit 1967. *Tierärztliche Praxis.*, 33, 221-226.
- KRAUSS E. (2011), Akzeptanz, Nutzen und Grenzen verschiedener Gestaltungsaspekte des multimedialen, kollaborativen e-teachings am Beispiel der Veterinärophthalmologie. Department. Klinik und Poliklinik für kleine Haustiere des Fachbereichs Veterinärmedizin. Freie Universität Berlin
- KUCHENBECKER J., PARASTA A.-M., DICK H.B. (2001), Internetbasierte Lehre, Aus- und Weiterbildung in der Augenheilkunde. *Der Ophthalmologe*, Vol. 98 (10), 980-984.
- KÜHNEL W. (1971), Struktur und Cytochemie der Harderschen Drüse von Kaninchen. *Zeitschrift für Zellforschung und Mikroskopische Anatomie*, Vol. 119, 384-404.
- LA CROIX N. (2018a) The ophthalmic Examination - Part 2: The adnexa, orbit, and anterior segment, [www. vmcli.com](http://www.vmclic.com)
- LA CROIX N. (2018b) The ophthalmic Examination - Part 1: Menace response, pupillary light and dazzle reflexes, [www. vmcli.com](http://www.vmclic.com)
- LAU K.C., SO K.F., CAMPBELL G. (1992), Pupillary constriction in response to light in rodents, which does not depend on central neural pathways. *Journal of the Neurological Sciences*, Vol. 113(1), 70-79.
- LELESCU C.A., DUMITRAS D.A., IURIAN S., *et al.* (2021), Effects of topical application of tramadol with7 without dexmedetomidine and proparacaine on corneal sensitivity in rats. *International Ophthalmology*, Vol. 41, 465-473.
- LICHTENBERGER M., HAWKINS M.G. (2009). Rodents: physical examination and emergency care. In: KEEBLE E., MEREDITH A., (ed). BSAVA manual of rodents and ferrets. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 18-23.
- LIEBICH H.G. (2009). Sinnesorgane. In: LIEBICH H.G., (ed). Funktionelle Histologie der Haussäugetiere und Vögel : Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis. 5. Auflage. Schattauer, Stuttgart. 369-419.

- LIEBICH H.G., KÖNIG H.E. (2012). Sehorgan. In: KÖNIG H.E., LIEBICH H.G., (ed). Anatomie der Haussäugetiere. 5., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schattauer Verlag, Stuttgart. S. 567-588.
- LIMA L., MONTIANI-FERREIRA F., TRAMONTIN M. (2010), The chinchilla eye: morphologic observations, echobiometric findings and reference values for selected ophthalmic diagnostic tests. *Veterinary Ophthalmology*, 13 (1), 14-25.
- LINEK J. (2008). Untersuchung des Auges. In: LINEK J., (ed). Ophthalmologie auf den Punkt gebracht : Ein Leitfadens für die Kleintierpraxis. 4. Auflage. VBS VetVerlag, Babenhausen. S. 256.
- LIU J.C., TEINEMANN T.L., MC DONALD M.B., *et al.* (1993), Topical Bupivacaine and Proparacaine: A Comparison of Toxicity, Onset of Action and Duration of Action. *Cornea*, Vol. 12 (3), 228-232.
- LORBER M. (1993), Regional Differences Within the External Duct of the Rat Exorbital Lacrimal Gland. *Experimental Eye Research*, Vol. 56, 471-480.
- LOZANO D.C., HARTWICK A.T.E., TWA M.D. (2015), Circadian rhythm of intraocular pressure in the adult rat. *Chronobiology International*, Vol. 34(4), 1-11.
- LUND KARLSEN R. (1978), Muscarinic receptor binding and the effect of atropine on the guinea-pig iris. *Experimental Eye Research*, Vol. 27 (5), 577-583.
- MAGGS D.J. (2002). Laboratory investigation of ophthalmic disease. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. S. 23-24.
- MAGGS D.J. (2013a). Eyelids. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 110-139.
- MAGGS D.J. (2013b). Cornea and Sclera. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 184-219.
- MAGGS D.J. (2013c). Diagnostic Techniques. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 79-109.
- MAGGS D.J. (2013d). Third Eyelid. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 159-164.
- MAGGS D.J. (2013e). Conjunctiva. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 140-158.
- MAGGS D.J. (2013f). Ocular Pharmacology and Therapeutics. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 27-59.
- MANCINELLI E. (2015), Neurologic Examination and Diagnostic Testing in Rabbits, Ferrets and Rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine*, Vol. 24, 52-64.
- MAURICE D. (1995), The effect of the low blink rate in rabbits on topical drug penetration. *Journal of ocular pharmacology and therapeutics : the official journal of the Association for Ocular Pharmacology and Therapeutics*, Vol. 11(3), 297-304.



- MAURICE D.M. (1967), The Use of Fluorescein in Ophthalmological Research. *Investigative ophthalmology & visual science*, Vol. 6 (5), 464-477.
- MC MASTER P.R.B., ARONSON S.B., BEDFORD M.J. (1967), Mechanisms of the host response in the eye. IV. The anterior eye in germ-free animals *Archives of Ophthalmology*, Vol. 77 (3), 392-399.
- MC MASTER P.R.B., MACRI F.J. (1968), Secondary aqueous humor outflow pathways in the rabbit, cat, and monkey. *Archives of Ophthalmology*, Vol. 79, 297-303.
- MEIER R. (2006). *Praxis E-Learning. Grundlagen, Didaktik, Rahmenanalyse, Medienauswahl, Qualifizierungskonzept, Betreuungskonzept, Einführungsstrategie, Erfolgssicherung*. 1. Auflage. GABAL Verlag, Offenbach. S. 446
- MERMOUD A., BAERVELDT G., MINCKLER D.S., *et al.* (1994), Intraocular pressure in Lewis rats. *Investigative ophthalmology & visual science*, Vol. 35 (5), 2455-2460.
- MERTE H.J. (1958). Sinnesorgane - Normale Anatomie. In: COHRS P., JAFFE R., MEESSEN H., (ed). *Pathologie der Laboratoriumstiere*. 1. Auflage. Springer-Verlag. 600-650.
- MICALI A., PUZZOLO D., PISANI A., *et al.* (1998), Ultrastructural Study of the Conjunctival Epithelium in the Mongolian Gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Ophthalmic Research*, Vol. 30(4), 244-254.
- MICHELUZZI P. (1967), Die Orbitaldrüsen des Kaninchens. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde SAT: die Fachzeitschrift für Tierärztinnen und Tierärzte*, Vol. 109(4)
- MILLER P.E. (1997), Ferret ophthalmology. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 6 (3), 146-151.
- MILLER P.E. (2013a). The Glaucomas. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 247-271.
- MILLER P.E. (2013b). Lacrimal System. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 165-183.
- MILLER P.E. (2013c). Basic Structure and Function of the Eye. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 1-12.
- MILLER P.E. (2013d). Uvea. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 220-246.
- MILLER P.E. (2013e). Orbit. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). *Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology*. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 372-444.
- MONTIANI-FERREIRA F., PETERSEN-JONES S. (2002). Neuro-ophthalmology. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. S. 257, 260.
- MONTIANI-FERREIRA F., MATTOS B.C., RUSS H.H.A. (2006), Reference values for selected ophthalmic diagnostic tests of the ferret (*Mustela putorius furo*). *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 9 (4), 209-213.

- MONTIANI-FERREIRA F. (2009a). Ferrets: ophthalmology. In: KEEBLE E., MEREDITH A., (ed). BSAVA manual of rodents and ferrets. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 311-319.
- MONTIANI-FERREIRA F. (2009b). Rodents: ophthalmology. In: KEEBLE E., MEREDITH A., (ed). BSAVA manual of rodents and ferrets. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 169-180.
- MOORE C.G., MILNE S.T., MORRISON J.C. (1993), Noninvasive measurement of rat intraocular pressure with the Tono-Pen. Investigative ophthalmology & visual science, Vol. 34(2), 363-369.
- MORRIS C.A., CROWSTON J.G., LINDSEY J.D., *et al.* (2006), Comparison of invasive and non-invasive tonometry in the mouse. Experimental Eye Research, Vol. 82, 1094-1099.
- MOULD J.R.B. (2002). Ophthalmic examination. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 1-12.
- MÜLLER K., MAULER D.A., EULE J.C. (2010), Reference values for selected ophthalmic diagnostic tests and clinical characteristics of chinchilla eyes (Chinchilla lanigera. Veterinary Ophthalmology, 13 (1), 29-34.
- MÜLLER K., SCHALL H. (2015). Kaninchen. In: FEHR M., SASSENBURG L., ZWART P., (ed). Krankheiten der Heimtiere. 8. vollständig überarbeitete Ausgabe. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co KG, Hannover. 3-56.
- MÜLLER K., WASEL E. (2015). Hamster. In: GARBISCH K., ZWART P., FEHR M., (ed). Krankheiten der Heimtiere. Schlütersche. 103-128.
- MÜLLER K. (2017). Heimtier Skills: Praxisleitfaden zu Diagnose und Therapie bei kleinen Heimtieren. 1. Auflage. Schattauer Verlag, Stuttgart
- MULLIN S.G., RUBINFELD S.R. (1997), The Antibacterial Activity of Topical Anesthetics. Cornea, Vol. 16(6), 662-665.
- NELL B., WALDE I. (2007). Augen. In: GRÜNBAUM E.G., SCHIMKE E., (ed). Klinik der Hundekrankheiten. 3., völlig neu bearbeitete Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. 303-336.
- NELL B., WOLLANKE B., EULE C. (2014). 11: Untersuchung des Auges und seiner Adnexe. In: BAUMGARTNER W., (ed). Klinische Propädeutik der Haus- und Heimtiere. 8. aktualisierte Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. 400-430.
- NELL B., WALDE I. (2018). Augenkrankheiten. In: KOHN B., SCHWARZ G., (ed). Praktikum der Hundeklinik. 12., aktualisierte Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. 496-534.
- NEUBER C. (2016), Lehre mit Hilfe von Internet-basierten Patienten - Akzeptanz und Mehrwert des Autorensystems CASUS in der Veterinäropthalmologie. Department. Klinik für kleine Haustiere des Fachbereichs Veterinärmedizin. Freie Universität Berlin
- NICHOLS B.A., CHIAPPINO M.L., DAWSON C.R. (1985), Demonstration of the Mucous Layer of the Tear Film by Electron Microscopy. Investigative ophthalmology & visual science, Vol. 26 (4), 464-473.
- NIEHUES A. (2018), Die virtuelle Vogelklinik - Ein interaktives E-Learning-Tutorial. Department. Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München

- O'MALLEY B. (2005). 9 Guinea pigs. In: O'MALLEY B., (ed). Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species. 1. Auflage. Saunders Elsevier, Philadelphia. 197-208.
- OFRI R. (2013a). Optics and Physiology of Vision. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). Veterinary ophthalmology - Vol I. Wiley, Ames. 208-270.
- OFRI R. (2013b). Lens. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 272-290.
- OFRI R. (2013c). Vitreous. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 291-233.
- OFRI R. (2013d). Neuroophthalmology. In: MAGGS D.J., MILLER P.E., OFRI R., (ed). Slatter's fundamentals of veterinary ophthalmology. 5. Auflage. Saunders, St. Louis. 334-371.
- OGUZ H., OGUZ E., SOBACI G. (1999), The antibacterial effect of topical anesthetic proparacaine on conjunctival flora. International Ophthalmology, Vol. 23(2), 117-120.
- OKUDA H., CAMPELL L.H. (1974), Conjunctival Bacterial Flora of the Clinically Normal New Zealand White Rabbit. Laboratory Animal Science, Vol. 24(5), 831-833.
- OLLIVIER F.J., PLUMMER C.E., BARRIE K.P. (2008). Ophthalmic examination and diagnostics: Section 1: The eye examination and diagnostic procedures. In: GELATT K.N., (ed). Essentials of veterinary ophthalmology. 2. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. S. 6-8,.
- OVERBY D.R., BERTRAND J., SCHICHT M., *et al.* (2014), The Structure of the Trabecular Meshwork, Its Connections to the Ciliary Muscle, and the Effect of Pilocarpine on Outflow Facility in Mice. Investigative ophthalmology & visual science, Vol. 55 (6), 3727-3736.
- PAULSEN F., THALE A., ROLF M. (2000), What happens to tears inside the efferent lacrimal passage? Graefe's Archive for Clinical and Experimental Ophthalmology, Vol. 238 (6), 496-499.
- PAULSEN F.P., FÖGE M., THALE A.B., *et al.* (2002), Animal Model for the Absorption of Lipophilic Substances from Tear Fluid by the Epithelium of the Nasolacrimal Ducts. Investigative ophthalmology & visual science, Vol. 43 (10), 3137-3143.
- PAYNE A.P (1994), The Harderian gland: a tercentennial review. Journal of anatomy, Vol. 185, 1-49.
- PAYNE A.P. (1977), Pheromonal effects of Harderian gland homogenates on aggressive behaviour in the hamster Journal of Endocrinology, Vol. 73 (1), 191-192.
- PAYNE A.P. (1979), The attractiveness of Harderian gland smears to sexually naive and experienced male golden hamsters. Animal behaviour, Vol. 27 (3), 897-904.
- PAYNE A.P., MC GADEY J., JOHNSTON H.S., *et al.* (1982), Mast cells in the hamster Harderian gland: sex differences, hormonal control and relationship to porphyrin. Journal of anatomy, Vol. 135(3), 451-461.
- PEREIRA F.Q., BERCHT B.S., SOARES M.G., *et al.* (2011), Comparison of a rebound and an applanation tonometer for measuring

- intraocular pressure in normal rabbits. *Veterinary Ophthalmology*, 14 (5), 321-326.
- PERERA R.K., FISCHER T.H., WAGNER M., *et al.* (2017), Atropine augments cardiac contractility by inhibiting cAMP-specific phosphodiesterase type 4. *Scientific reports*, Vol.7 (1), 15222-15228.
- PETERSEN-JONES S. (2002a). The eyelids and nictitating membrane. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 78-104.
- PETERSEN-JONES S. (2002b). The lens. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 204-218.
- PETZNICK A., EVANS M.D.M., MADIGAN M.C. (2011), A comparison of basal and eye-flush tears for the analysis of cat tear proteins. *Acta Ophthalmologica*, Vol. 89(1), 75-81.
- PFEIFFER R.L., JOHNSON P.T. (1980), Clinical ocular findings in a colony of chinchillas (*Chinchilla laniger*). *Laboratory Animals*, 14, 331-335.
- POPESKO P., RAJTOVA V., HORAK J. (2002). A colour atlas of anatomy of small laboratory animals. 1 Rabbit, guinea pig. Saunders, Lonson
- PREAST V., DANIELSON J., BENDER H., *et al.* (2007), Effectiveness of a computer-based tutorial for teaching how to make a blood smear. *Veterinary Clinical Pathology*, 36 (3), 245-252.
- PRINCE J.H. (1956a). The Cornea. In: PRINCE J.H., (ed). *Comparative Anatomy of the Eye*. 1. Auflage. Charles C. Thomas. 171-178.
- PRINCE J.H. (1956b). Orbit and Eye Position. In: PRINCE J.H., (ed). *Comparative Anatomy of the Eye*. 1. Auflage. Charles C. Thomas. 3-31.
- PRINCE J.H. (1956c). Extra-Ocular Muscles. In: PRINCE J.H., (ed). *Comparative Anatomy of the Eye*. 1. Auflage. Charles C. Thomas. 286-297.
- PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.* (1960a). The Rabbit. In: PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.*, (ed). *Anatomy and histology of the eye and orbit in domestic animals*. 1. Auflage. Thomas Books, Springfield, Illinois. 260-297.
- PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.* (1960b). The Globe. In: PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.*, (ed). *Anatomy and histology of the eye and orbit in domestic animals*. 1. Auflage. Thomas Books, Springfield, Illinois. 13-42.
- PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.* (1960c). The Eyelids. In: PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.*, (ed). *Anatomy and histology of the eye and orbit in domestic animals*. 1. Auflage. Thomas Books, Springfield, Illinois. 43-51.
- PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.* (1960d). The Orbit and Ocular Adnexa. In: PRINCE J.H., DIESEM C.D., EGLITIS I., *et al.*, (ed). *Anatomy and histology of the eye and orbit in domestic animals*. 1. Auflage. Thomas Books, Springfield, Illinois. 3-12.
- PRINCE J.H., EGLITIS I. (1964). The Uvea. In: PRINCE J.H., (ed). *The Rabbit in Eye Research*. Charles C. Thomas. 140-171.

- PRINCE J.H. (1964). Cornea, Trabecular Reion, and Sclera. In: PRINCE J.H., (ed). *The Rabbit in Eye Research*. Charles C. Thomas. 86-139.
- PRYDAL J.I., CAMPBELL F.W. (1992), Study of Precorneal Tear Film Thickness and Structure by Interferometry and Confocal Microscopy. *Investigative ophthalmology & visual science*, Vol. 33 (6), 1995-2005.
- PUGLIESE M., SPADOLA F., MORICI M. (2016), Evaluation of the conjunctival bacterial flora in 140 rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) farmed in sicily Island. *Slovenian Veterinary Research*, Vol. 53(4), 205-210.
- RAJAEI S.M., SADJADI R., Sabzevari Amin, *et al.* (2013), Results of phenol red thread test in clinically normal Syrian hamsters (*Mesocricetus auratus*). *Veterinary Ophthalmology*, Vol 16(6), 436-439.
- RAJAEI S.M., ANSARI MOOD M., SADJADI R., *et al.* (2016a), Intraocular Pressure, Tear Production, and Ocular Echobiometry in Guinea Pigs (*Cavia porcellus*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, Vol. 55 (4), 475-479.
- RAJAEI S.M., MOOD M.A., SADJADI R., *et al.* (2016b), Results of selected ophthalmic diagnostic tests for clinically normal Syrian hamsters. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 77 (1), 72-76.
- RAJAEI S.M., ASADI A., TAYEBAN, *et al.* (2017) Does Tropicamide affect intraocular pressure in the healthy anesthetized Guinea Pig? In: 48th Annual Conference of the American College of Veterinary Ophthalmologists, Baltimore
- RAMSEY D. T. (2002). The sclera, episclera and corneoscleral limbus. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 155-161.
- REESE S., KORBEL R., LIEBICH H.-G. (2016). The Eye. In: KÖNIG H.E.; KORBEL, R.; LIEBICH, H.-G., (ed). *Avian Anatomy: Textbook and Colour Atlas*. 2. Auflage. 5m Publishing, Sheffield. 216-242.
- REGULA G. (1997), Untersuchungen zur Darstellung und Vermittlung von Wissen aus der Fortpflanzungskunde beim Rind in einem computergestützten Lernprogramm unter besonderer Berücksichtigung der Effektivität und Akzeptanz dieses Lehrmediums bei den Nutzern. Department. Tierklinik für Fortpflanzung des Fachbereichs Veterinärmedizin. Freie Universität Berlin
- REICHARD M., HOVAKIMYAN M., WREE A. (2010), Comparative in Vivo Confocal Microscopical Study of the Cornea Anatomy of Different Laboratory Animals. *Current Eye Research*, 35(12), 1072-1080.
- REIS E.R., NICOLA E.M.D., NICOLA J.H. (2005), Harderian Gland of Wistar Rats revised as a protoporphyrin IX Producer. *The Brazilian Journal of Medical and Biological Research*, Vol. 22 (1), 43-51.
- REITSAMER H.A., KIEL J.W., HARRISON J.M., *et al.* (2004), Tonopen measurement of intraocular pressure in mice. *Experimental Eye Research*, 78, 799 - 804.
- REMTULLA S., HALLETT P.E. (1985), A schematic eye for the mouse, and comparisons with the rat. *Vision Research*, Vol. 25(1), 21-31.

- RENWICK P. (2002). Glaucoma. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 185-203.
- REY G. (2009). E-Learning. Theorien, Gestaltungsempfehlungen und Forschung. 1. Auflage Verlag Hans Huber, Bern. S. 237
- RHEKER I. (2001), Untersuchungen zur Bedeutung der Heimtiere in der tierärztlichen Fortbildung in Bezug zur Entwicklung des Heimtieranteils am Gesamtaufkommen der Patienten der Klinik für kleine Haustiere, der Klinik für Zier- und Wildvögel sowie der Klinik für Fischkrankheiten der Tierärztlichen Hochschule Hannover. Department. Tierärztliche Hochschule Hannover
- RIEDL A. (2010a). Lernen im Unterricht. In: RIEDL A., (ed). Grundlagen der Didaktik. 2., überarbeitete Auflage. Franz Steiner Verlag, Stuttgart. 38-76.
- RIEDL A. (2010b). Selbstgesteuertes und handlungsorientiertes Lernen. In: RIEDL A., (ed). Grundlagen der Didaktik. 2., überarbeitete Auflage. Franz Steiner Verlag, Stuttgart. 38-76.
- RIEDL A. (2010c). Medien im Unterricht. In: RIEDL A., (ed). Grundlagen der Didaktik. 2., überarbeitete Auflage. Franz Steiner Verlag, Stuttgart. 227-248.
- ROHEN J.W., FUNK R.H.W. (1994), Functional Morphology of the Episcleral Vasculature in Rabbits and Dogs: Presence of Arteriovenous Anastomoses. *Journal of Glaucoma*, Vol. 3 (1), 51-57.
- ROTH I.M.H. (2022), Tierärztliche Bestandsbetreuung von Reptilien: Terraristik und Artenportraits. Department. Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München
- RUIZ J.G., MINTZER M.J., LEIPZIG R.M. (2006), The impact of E-learning in medical education. *Academic medicine*, 2006-03, Vol. 81 (3), 207-212.
- RUSKELL G.L. (1954). Blood vessels of the orbit and globe. In: PRINCE J.H., (ed). *The Rabbit in Eye Research*. 1. Edition. Charles C Thomas, Springfield Illinois. 514-553.
- SADEGHI-HASHJIN G., MANOKZADEH H. (2008), Effect of Selected Antimuscarinic Agents on the Intra-Ocular Pressure in Healthy Rabbits. *Journal of pharmacology & toxicology*, Vol. 3 (5), 382-385.
- SAKAI T., YOHRO T. (1981), A histological study of the Harderian gland of mongolian gerbils, *Meriones meridianus*. *Anatomical Record*, Vol. 200 (3), 259-270.
- SAKAI T. (1981), The mammalian Harderian gland: morphology, biochemistry, function and phylogeny. *Archivum histologicum Japonicum = Nihon soshikigaku kiroku*, Vol. 44 (4), 299-333.
- SALAZAR M., PATIL P.N. (1976), An explanation for the long duration of mydriatic effect of atropine in eye. *Investigative ophthalmology & visual science*, Vol. 15 (8), 671-673.
- SAMUELSON D.A. (1999). Ophthalmic Anatomy. In: GELATT K.N., (ed). *Veterinary Ophthalmology*. Wiley, Ames. 31-150.
- SAMUELSON D.A. (2013). Ophthalmic Anatomy. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). *Veterinary ophthalmology - Part 1*. Wiley, Ames. 39-170.

- SARCHAHI A.A., BOZORGI H. (2012), Effect of Tetracaine on Intraocular Pressure in Normal and Hypertensive Rabbit Eye Journal of Ophthalmic & Cision Research, Vol. 7 (1), 29-33.
- SCHAEFFEL F., BURKHARDT E. (2005), Pupillographic evaluation of the time course of atropine effects in the mouse eye. Optometry and Vision Science, Vol.82 (3), 215-220.
- SCHMIDT S., ARLT S., HEUWIESER W. (2005), E-Learning in der veterinärmedizinischen Ausbildung aus Dozentensicht. GMS Zeitschrift für Medizinische Ausbildung, Vol. 22 (4), Doc 114.
- SCHULZ D., ILIEV M.E., FRUEH B.E. (2003), In vivo pachymetry in normal eyes of rats, mice and rabbits with the optical low coherence reflectometer. Vision Research, Volume 43 (6), 723-728.
- SELBACH J.M., SCHÖNFELDER U., FUNK R.H.W. (1998), Arteriovenous Anastomoses of the Episcleral Vasculature in the Rabbit and Rat Eye. Journal of Glaucoma, Vol. 7, 50-57.
- SEYAMA Y., UCHIJIMA Y. (2007), Novel function of lipids as a pheromone from the Harderian gland of golden hamster. Proceedings of the Japan Academy. Series B. Physical and biological sciences, 83 (3), 77-96.
- SHEPPARD B.L. (1962), The Anatomy and Histology of the Normal Rabbit Eye with Special Reference to the Ciliary Zone. Archives of Ophthalmology, Vol. 67(1), 87-100.
- SHI Y., TU Y., DE MARIA A., *et al.* (2013), Development, Composition, and Structural Arrangements of the Ciliary Zonule of the Mouse. Investigative ophthalmology & visual science, Vol. 54 (4), 2504-2515.
- SHIRAMA K., FURUYA T., SHIMIZU K., *et al.* (1981), Influences of some endocrine glands and of hormone replacement on the porphyrins of the Harderian glands of mice. Journal of Endocrinology, Vol. 91 (2), 305-311.
- SHIRAMA K., HARADA T., KOHDA M., *et al.* (1988a), Fine structure of melanocytes and macrophages in the Harderian gland of the mouse. Acta Anatomica, Vol. 131 (3), 192-199.
- SHIRAMA K., KOHDA M., HOKANO M. (1988b), Effects of endocrine glands and hormone replacement on the mast cell count of the harderian gland of mice. Acta Anatomica, Vol. 131 (4), 327-331.
- SHUPE J.M., KRISTAN D.M., AUSTAD S.N. (2005), The Eye of the Laboratory Mouse Remains Anatomically Adapted for Natural Conditions. Brain, Behaviour and Evolution, Vol. 67(1), 39-52.
- SIMOENS P., GILLE U. (2015). Sinnesorgane, Organa sensuum. In: SALOMON F.V., GEYER H., GILLE U., (ed). Anatomie für die Tiermedizin. 3., aktualisierte und erweiterte Auflage. Enke Verlag, Stuttgart. 589-628.
- SMITH R.S., ZABALETA A., SAVINOVA O.V., *et al.* (2001), The mouse anterior chamber angle and trabecular meshwork develop without cell death. BMC developmental biology, Vol. 1 (1), 1-3.
- SMITH R.S., JOHN S.W.M., NISHINA P.M. (2002a). Posterior Segment and Orbit. In: SMITH R.S., JOHN S.W.M., NISHINA P.M., *et al.*, (ed). Systematic evaluation of the mouse eye : anatomy, pathology, and biomethods. 1. Auflage. CRC Press LLC, Boca Raton, Florida. 25-44.

- SMITH R.S., SUNDBERG J.P., JOHN S.W.M. (2002b). The anterior segment and ocular adnexae. In: SMITH R.S., JOHN S.W.M., NISHINA P.M., *et al.*, (ed). Systematic evaluation of the mouse eye : anatomy, pathology, and bimethods. 1. Auflage. CRC Press LLC, Boca Raton, Florida. 3-24.
- SNOW R., MANS C., RYLANDER H. (2017), Neurological examination in healthy chinchillas (*Chinchilla lanigera*). *Laboratory Animals*, Vol. 51(6), 629-635.
- SNYDER K.C., LEWIN A.C., MANS C. (2018), Tonometer validation and intraocular pressure reference values in the normal chinchilla (*Chinchilla lanigera*). *Veterinary Ophthalmology*, 21 (1), 4-9.
- STADES F.C., NEUMANN W., BOEVE M.H., *et al.* (2006). *Praktische Augenheilkunde für den Tierarzt*. 3., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schlütersche, Hannover. S. 272
- STADTBÄUMER K., FROMMLET F., NELL B. (2006), Effects of mydriatics on intraocular pressure and pupil size in the normal feline eye. *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 9(4), 233-237.
- STOREY E.S., GERDING P.A., SCHERBA G., *et al.* (2002), Survival of equine herpesvirus-4, feline herpesvirus-1, and feline calicivirus in multidose ophthalmic solutions. *Veterinary Ophthalmology*, Vol 5(4), 263-267.
- STRUM J.M., SHEAR C.R. (1982), Harderian glands in mice: Fluorescence, peroxidase activity and fine structure. *Tissue & Cell*, Vol. 14(1), 135-148.
- TAppV (2006) Verordnung zur Approbation von Tierärztinnen und Tierärzten vom 27. Juli 2006. BGBl. I S. 1827, zuletzt geändert durch Artikel 7 des Gesetzes vom 15. August 2019. BGBl. I S. 1307
- TESLUK G.C., PFEIFFER R.L., BROWN D. (1982), A clinical and pathological study of inherited glaucoma in New Zealand white rabbits. *Laboratory Animals*, Vol. 16, 234-239.
- THIESSEN D. (1992). The Function of the Harderian Gland in the Mongolian Gerbil, *Meriones unguiculatus*. In: WEBB S.M., HOFFMAN R.A., PUIG-DOMINGO M.L., *et al.*, (ed). *The Harderian Glands. Porphyrin Metabolism, Behavioral and Endocrine Effects*. 1. Auflage. Springer-Verlag. 127-140.
- THIESSEN D.D., CLANCY A., GOODWIN M. (1976), Harderian Gland Pheromone in the Mongolian Gerbil *Meriones unguiculatus*. *Journal of Chemical Ecology*, Vol. 2 (2), 231-238.
- THIESSEN D.D., KITTRELL E.M.W. (1980), The harderian gland and thermoregulation in the gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Physiology & Behavior*, Vol. 24 (3), 417-424.
- THIESSEN D.D., PENDERGRASS M., HARRIMAN A.E. (1982), The thermoenergetics of coat colour maintenance by the mongolian gerbil, *Meriones unguiculatus*. *Journal of thermal biology*, 7 (1), 51-56.
- THIESSEN D.D., HARRIMAN A.E. (1986), Harderian Gland Exudates in the Male *Meriones unguiculatus* Regulate Female Proceptive Behavior, Aggression, and Investigation. *Journal of comparative psychology*, Vol.100 (1), 85-87.



- TierSchG (2017) Tierschutzgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), das zuletzt durch Artikel 105 des Gesetzes vom 10. August 2021 (BGBl. I S. 3436) geändert worden ist"
- TILGNER S. (1968), Anatomische Untersuchungen über die ableitenden Tränenwege der Ratte (*Rattus norvegicus* BERKENHOUT 1769). Anatomischer Anzeiger, Vol. 122, 68-74.
- TIMM K.I. (1979), Orbital venous anatomy of the rat. *Laboratory Animal Science*, Vol. 29, 636-638.
- TIMM K.I. (1989), Orbital venous anatomy of the Mongolian gerbil with comparison to the mouse, hamster and rat. *Laboratory Animal Science*, Vol. 39, 262-264.
- TKATCHENKO T.V., TKATCHENKO A.V. (2010), Ketamine-xylazine anesthesia causes hyperopic refractive shift in mice *Journal of Neuroscience Methods*, Vo. 193 (1), 67-71.
- TONI M.C., MEIRELLES A.E.W.B., GAVA F.N. (2010), Rabbits' eye globe sonographic biometry. *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 13(6), 384-386.
- TRBOLOVA A., GHAFARI M.S. (2017), Results of the Schirmer tear test performed with open and closed eyes in clinically normal horses. *Acta Veterinaria Scandinavica*, Vol. 59, 1-3.
- TRIPATHI R.C. (1974). Comparative Physiology and Anatomy of the Outflow Pathway. In: DAVSON H., GRAHAM L.T., (ed). *The Eye*. Vol. 5 Comparative Physiology. 1. Auflage. Academic Press. 163-356.
- TRONCOSO M.U., CASTROVIEJO R. (1936), Micoanatomy of the eye with the Slitlamp Microscope, 1. Comparative Anatomy of the Angle of the Anterior Chamber in Living and Sectioned Eyes of Mammalia. Part I. *American Journal of Ophthalmology*, Vol. 19(5), 371-384.
- TROST K., SKALICKY M., NELL B. (2007), Schirmer tear test, phenol red thread tear test, eye blink frequency and corneal sensitivity in guinea pig. *Veterinary Ophthalmology*, 10 (3), 143-146.
- TUPPER D.E., WALLACE R.B. (1980), The Utility of the Neurological Examination in Rats. *Acta Neurobiologiae Experimentals*, Vol. 40, 999-1003.
- TURNER S.M. (2008). *Saunders Solutions in Veterinary Practice: Small Animal Ophthalmology*. 1. Auflage. Saunders. S. 61
- VAN DER ZYPEN E. (1977), Experimental morphological study on structure and function of the filtration angle of the rat eye *Ophthalmologica*, Vol. 174 (5), 285-298.
- VENEABLE J.H., GRAFFLIN A.L. (1940), Gross Anatomy of the Orbital Glands in the Albino Rat. *Journal of mammalogy*, Vol. 21 (1), 66-71.
- VERNAU K.M., OSOFSKY A., LE COUTEUR R. (2007), The neurological Examination and lesion localization in the Companion rabbit. *The veterinary clinics of North America. Exotic Animal practice*, Vol. 10, 731-758.
- VILLIERS E., DUNN J. (1998), Collection and preparation of smears for cytological examination. In *Practice*, Vol. 20(7), 370-377.
- VISSER C.J.M., WIJNBERGEN A., BLEICH A. (2015). Mäuse und Ratten. In: FEHR M., SASSENBURG L., ZWART P., (ed). *Krankheiten der*

- Heimtiere. 8. vollständig überarbeitete Ausgabe. Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co KG, Hannover. 129-182.
- VOIGT S., FUCHS-BAUMGARTINGER A., EGERBACHER M., *et al.* (2012), Investigations on the conjunctival goblet cells and the characteristics of the glands associated with the eye in chinchillas (*Chinchilla laniger*). *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 15(5), 333-344.
- WAGNER F., H.J. HEIDER, GÖRING C., *et al.* (1998), Augenkrankheiten beim Zwergkaninchen Teil 1. *Tierärztliche Praxis. K, Kleintiere, Heimtiere*, Band 26, 205-210.
- WAGNER F., FEHR M., GÖRIG C., *et al.* (2000), Augenerkrankungen beim Meerschweinchen (*Cavia porcellus*). Teil 1: Anatomische und physiologische Besonderheiten, Untersuchungsgang, extraokuläre Erkrankung. *Tierärztliche Praxis. K, Kleintiere, Heimtiere*, 28, 247-252.
- WAGNER F., FEHR M. (2008), Augenerkrankungen beim Chinchilla (*Chinchilla lanigera*) - anatomische, physiologische Besonderheiten, Erkrankungen. *Kleintierpraxis*, 53, 309-320.
- WAHLE J. (2016), Die virtuelle Zierfischklinik - Ein Online-Tutorial. Department. Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät. Ludwig-Maximilians-Universität München
- WALDE I., SCHÄFER E.H. (2008). Grundlagen. In: WALDE I., NELL B., SCHÄFER E.H., *et al.*, (ed). *Augenheilkunde: Lehrbuch und Atlas; Hund, Katze, Kaninchen und Meerschweinchen*. 3., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schattauer GmbH, Stuttgart. 3-88.
- WALDE I., NELL B., SCHÄFER E.H., *et al.* (2008a). Augenerkrankungen der Katze. In: WALDE I., NELL B., SCHÄFER E.H., *et al.*, (ed). *Augenheilkunde: Lehrbuch und Atlas; Hund, Katze, Kaninchen und Meerschweinchen*. 3., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schattauer GmbH, Stuttgart. 497-696.
- WALDE I., NELL B., SCHÄFER E.H., *et al.* (2008b). Augenerkrankungen des Hundes. In: WALDE I., NELL B., SCHÄFER E.H., *et al.*, (ed). *Augenheilkunde: Lehrbuch und Atlas; Hund, Katze, Kaninchen und Meerschweinchen*. 3., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schattauer GmbH, Stuttgart. 89-196.
- WALDE I., NELL B. (2008). Augenerkrankungen des Kaninchens und des Meerschweinchens. In: WALDE I., NELL B., SCHÄFER E.H., *et al.*, (ed). *Augenheilkunde: Lehrbuch und Atlas; Hund, Katze, Kaninchen und Meerschweinchen*. 3., überarbeitete und erweiterte Auflage. Schattauer GmbH, Stuttgart. 709-778.
- WANG W.-H., MILLAR J.C., PANG I.-H., *et al.* (2005), Noninvasive measurement of rodent intraocular pressure with a rebound tonometer. *Investigative ophthalmology & visual science*, Vol. 46(12), 4617-4621.
- WANG X., WU Q. (2013), Normal corneal thickness measurements in pigmented rabbits using spectral-domain anterior segment optical coherence tomography. *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 16 (2), 130-134.
- WANG X., DONG J., WU Q. (2013), Twenty-four-hour measurement of IOP in rabbits using rebound tonometer. *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 16 (6), 423-428.

- WARNEFORS E., RUELOKKE M.L., GREDAL H. (2019), Results of a Modified Neurological Examination in 26 Healthy Rabbits. *Journal of Exotic Pet Medicine*, Vol. 30, 54-59.
- WATANABE M. (1980), An autoradiographic, biochemical, and morphological study of the harderian gland of the mouse. *Journal of Morphology*, 163 (3), 349-365.
- WEBB A.A., CULLEN C.L. (2013). Neuro-ophthalmology. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). *Veterinary ophthalmology - Part II*. 5. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. 1823-1846.
- WETTERBERG L. , GELLER E., YUWILER A. (1970), Harderian Gland: An Extraretinal Photoreceptor Influencing the Pineal Gland in Neonatal Rats? *Science (American Association for the Advancement of Science)*, Vol. 167 (3919), 884-885.
- WHITTAKER A.L., WILLIAMS D.L. (2015), Evaluation of Lacrimation Characteristics in Clinically Normal New Zealand White Rabbits by Using the Schirmer Tear Test I. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, Vol. 54(6), 783-787.
- WILLIAMS D. (2007), Rabbit and rodent ophthalmology. *European Journal of Companion Animal Practice*, 17 (3), 242-252.
- WILLIAMS D. (2013). The Rabbit. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). *Veterinary ophthalmology - Part II*. Wiley, Ames. 1725-1749.
- WILLIAMS D.L. (2002). Rabbits. In: PETERSEN-JONES S., CRISPIN S., (ed). *BSAVA Manual of Small Animal Ophthalmology*. 2. Auflage. British Small Animal Veterinary Association, Quedgeley. 276-284.
- WILLIAMS D.L. (2005), Analysis of tear uptake by the Schirmer tear test strip in the canine eye. *Veterinary Ophthalmology*, Vol. 8(5), 325-330.
- WILLIAMS D.L., KERN T.J. (2008). Laboratory and exotic animal ophthalmology. In: GELATT K.N., (ed). *Essentials of veterinary ophthalmology*. Wiley-Blackwell, Ames. 73-85.
- WILLIAMS D.L. (2012a). *Ophthalmology of exotic pets*. 1. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. S. 9, 16, 73, 88
- WILLIAMS D.L. (2012b). The Rabbit eye. In: WILLIAMS D.L., (ed). *Ophthalmology of exotic pets*. 1. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. 15-55.
- WILLIAMS D.L. (2012c). The rat and mouse eye. In: WILLIAMS D.L., (ed). *Ophthalmology of exotic pets*. 1. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. 86-108.
- WILLIAMS D.L. (2012d). Common features of exotic animal ophthalmology. In: WILLIAMS D.L., (ed). *Ophthalmology of exotic pets*. 1. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. 9-14.
- WILLIAMS D.L. (2012e). The Ferret eye. In: WILLIAMS D.L., (ed). *Ophthalmology of exotic pets*. 1. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. 73-85.
- WILLIAMS D.L., with contribution by GUM G.G. (2013). Laboratory Animal Ophthalmology. In: GELATT K.N., GILGER B.C., KERN T.J., (ed). *Veterinary ophthalmology - Part II*. 5. Auflage. Wiley-Blackwell, Ames. 1692-1724.
- WILLIAMS R.A., HOWARD A.G., WILLIAMS T.P. (1985), Retinal damage in pigmented and albino rats exposed to low levels of cyclic light

- following a single mydriatic treatment. *Current Eye Research*, Vol. 4 (2), 97-102.
- WILLIS M., BOUNOUS D.I., HIRSH S. , *et al.* (1997), Conjunctival Brush Cytology: Evaluation of a New Cytological Collection Technique in Dogs and Cats with a Comparison to Conjunctival Scraping. *Veterinary & Comparative Ophthalmology*, Vol. 7(2), 74-81.
- WOODHOUSE M.A., RHODIN J.A.G. (1963), The ultrastructure of the Harderian gland of the mouse with particular reference to the formation of its secretory product. *Journal of ultrastructure research*, Vol.9 (1), 76-98.
- YOKOYAMA Y., KANO K., KAJI K., *et al.* (1989), Purification and characterization of a Growth Factor from Guinea Pig Harderian Gland. *The Journal of Biological Chemistry*, Vol. 264 (29), 17058-17063.
- YOKOYAMA Y., KANO K., KAJI K., *et al.* (1992), Effect of Harderian Gland-Derived Growth Factor on the Growth of Cornea Stromal Cells. *Cornea*, Vol. 11 (5), 380-385.
- ZAMORA D.O., KIEL J.W. (2009), Topical Proparacain and Episcleral Venous Pressure in the Rabbit. *Investigative ophthalmology & visual science*, Vol. 50 (6), 2949-2952.
- ZEISS C.J., TU D.C., PHAN I., *et al.* (2017). Special Senses: Eye. In: TREUTING P.M., DINTZIS S. M., MONTINE K.S., (ed). *Comparative Anatomy and Histology - A mouse, rat, and human atlas*. 2. Auflage. Elsevier. 445-470.
- ZHANG H., YANG D., ROSS C.M., *et al.* (2014), Validation of rebound tonometry for intraocular pressure measurement in the rabbit. *Experimental Eye Research*, Vol. 121, 85-93.
- ZZF Zentralverband Zoologischer Fachbetriebe Deutschlands e.V (2021). Trend zum Heimtier hält auch 2020 an. <https://www.zzf.de/presse/meldungen/meldungen/article/trend-zum-heimtier-haelt-auch-2020-an.html#presse-downloads>

## IX. ANHANG

### 9.1 Abbildungsverzeichnis

<b>Abbildung 1:</b> Storyboard.....	160
<b>Abbildung 2:</b> Einbettung eines HTML Codes.....	163
<b>Abbildung 3:</b> Erstellung eines Icon .....	164
<b>Abbildung 4:</b> Erstellung einer Grafik.....	165
<b>Abbildung 5:</b> Erstellung einer Animation.....	166
<b>Abbildung 6:</b> Start des Online-Tutorials.....	172
<b>Abbildung 7:</b> Startseite.....	173
<b>Abbildung 8:</b> Webpage „Einleitung“ .....	173
<b>Abbildung 9:</b> Webpage „Anatomie und Physiologie“ .....	174
<b>Abbildung 10:</b> Webpage „Instrumente und Hilfsmittel“ .....	175
<b>Abbildung 11:</b> Webpage „Untersuchungstechniken“ .....	176
<b>Abbildung 12:</b> Webpage „Anamnese Handling Fixation“ .....	176
<b>Abbildung 13:</b> Webpage „Untersuchungsgang“ .....	177
<b>Abbildung 14:</b> Webpage „Weiterführende Diagnostik“ .....	178
<b>Abbildung 15:</b> Webpage „Multiple-Choice-Quiz“ .....	179
<b>Abbildung 16:</b> Foto Kaninchen unbearbeitet.....	180
<b>Abbildung 17:</b> Foto Kaninchen bearbeitet.....	180

## 9.2 Tabellenverzeichnis

<b>Tabelle 1:</b> Blinzelfrequenz bei verschiedenen Spezien.....	44
<b>Tabelle 2:</b> Zusammensetzung von Kammerwasser und Blutplasma bei Kaninchen.....	70
<b>Tabelle 3:</b> Wirkdauer von Atropin bei Kaninchen.....	88
<b>Tabelle 4:</b> Wirkdauer von Atropin bei Mäusen.....	89
<b>Tabelle 5:</b> Physiologische konjunktivale Keimflora bei Kaninchen.....	125
<b>Tabelle 6:</b> Physiologische konjunktivale Keimflora bei Meerschweinchen.....	126
<b>Tabelle 7:</b> Physiologische konjunktivale Keimflora bei Chinchillas.....	126
<b>Tabelle 8:</b> Physiologische konjunktivale Keimflora bei Hamstern.....	127
<b>Tabelle 9:</b> Physiologische konjunktivale Keimflora bei Frettchen.....	127
<b>Tabelle 10:</b> Referenzwerte für den STT I bei Kaninchen.....	132
<b>Tabelle 11:</b> Referenzwerte für den STT I und STT II bei Meerschweinchen.....	133
<b>Tabelle 12:</b> Referenzwerte für den STT I bei Chinchillas.....	133
<b>Tabelle 13:</b> Referenzwerte für den STT I bei Frettchen.....	134
<b>Tabelle 14:</b> Referenzwerte für den PRT bei verschiedenen Kleinsäugerspezien.....	135
<b>Tabelle 15:</b> Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Kaninchen....	140
<b>Tabelle 16:</b> Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Meerschweinchen.....	141
<b>Tabelle 17:</b> Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Chinchillas...	141
<b>Tabelle 18:</b> Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Ratten.....	142
<b>Tabelle 19:</b> Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Mäusen.....	142

**Tabelle 20:** Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Hamstern.....143

**Tabelle 21:** Referenzwerte für den Augeninnendruck bei Frettchen.....143

**Tabelle 22:** Volumen der vorderen Augenkammer bei Kleinsäugetern....146

## **9.3 Dateien**

### **9.3.1 Einverständniserklärung**

Über die Verwendung von Bild- und Videoaufnahmen für die Erstellung eines Lernprogramms zur Ausbildung von angehenden Tierärztinnen und Tierärzten wurde ich/ wurden wir aufgeklärt.

Hiermit erkläre(n) ich mich / wir uns einverstanden, dass die während der klinischen Untersuchung angefertigten Bild- und/ oder Videoaufnahmen für den wissenschaftlichen Gebrauch verwendet werden dürfen.

---

Datum

---

Unterschrift



## **X. DANKSAGUNG**

An dieser Stelle gilt mein Dank Herrn Prof. Dr. Korbel für die Vergabe dieses interessanten Themas, die Bereitstellung der ausgezeichneten Technik für die Anfertigung dieser Arbeit, sowie seine Betreuung und Unterstützung.

Frau Prof. Dr. Meyer-Lindenberg und den Kollegen und Kolleginnen der ehem. Chirurgischen und Gynäkologischen Kleintierklinik für die Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit.

Den Kollegen und Kolleginnen der Klinik für Vögel, Kleinsäuger, Reptilien und Zierfische, die mich über die Zeit begleitet haben.

Ein unendlich großes Dankeschön an meinen Mann, für die jahrelange Unterstützung während des Studiums und in dem Zeitraum der Anfertigung meiner Dissertation.