Aus dem Institut für Tieranatomie der Tierärztlichen Fakultät
der
Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Tieranatomie,
insbesondere
Systematische und Topographisch-klinische Anatomie
Vorstand: Prof. Dr. Dr. h.c. mult. H.-G. Liebich

Zur Morphologie des Corpus ciliare und seiner Anhangsgebilde im Licht- und Rasterelektronenmikroskop bei verschiedenen Vogelarten

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

vorgelegt von
Christine Georg
aus
München

München 2003

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

Dekan:	**Univ.-Prof. Dr. R. Stolla**
Referent:	**Univ.-Prof. Dr. Dr. h.c. H.-G. Liebich**
Koreferent:	**Univ.-Prof. Dr. R.T. Korbel**

Tag der Promotion: 7. Februar 2003

Meinen Eltern

There is a theory which states that if ever anyone discovers exactly what the Universe is for and why it is here, it will instantly disappear and be replaced by something even more bizarre and inexplicable.

There is another which states that this has already happened.
(Douglas Adams)

Inhaltverzeichnis

I. Einleitung 8

II. Literatur 9

II.1 Anatomie des Auges 9

II.1.1 Ziliarkörper 9

II.1.2 Iris 15

II.1.3 Kammerwinkel 20

II.1.4 Ligamentum pectinatum 22

II.1.5 Ziliarspalt 24

II.1.6 Retina 29

II.1.7 Linse 29

II.1.8 Augenkammern 31

II.2 Physiologie des Auges 32

II.2.1 Gesichtsfeld 32

II.2.2 Akkommodation 32

II.2.3 Hell-Dunkel-Adaptation 39

II.2.4 Produktion und Zirkulation des Kammerwassers 40

II.2.5 Vögel als Tiermodell in der Forschung 44

III. Material und Methode 45

III.1 Untersuchungsmaterial 45

III.2 Präparation des Untersuchungsmaterials 47

III.3 Präparation für die Lichthistologie 48

III.4 Präparation für die Rasterelektronenmikroskopie 50

IV. Ergebnisse 51

IV.1 Ziliarkörper 51

IV.1.1 Aufbau 51

IV.1.2 Hintere Pars plicata 55

IV.1.3 Vordere Pars plicata 56

IV.1.4 Ziliarfalten und Ziliarfortsätze 57

IV.1.5 Elastische Fasern 61

IV.1.6 Pigmentierung 63

IV.1.7 Ziliarmuskel 63

IV.1.8 Ziliarnerv 65

IV.1.9 Zonulafasern 67

IV.2 Iris 71

IV.2.1 Form 71

IV.2.2 Hinterfläche 72

IV.2.3 Vorderfläche 73

IV.2.4 Stroma 74

IV.2.5 M. sphincter pupillae 76

IV.2.6 M. dilatator pupillae 77

IV.3 Kammerwinkel 78

IV.4 Ligamentum pectinatum 80

IV.5 Ziliarspalt 89

IV.5.1 Form 89

IV.5.2 Reticulum trabeculare 91

IV.5.3 Sinus venosus sclerae 95

IV.5.4 Circulus arteriosus ciliaris 100

IV.5.5 Ramus communicans internus 101

V. Diskussion 102

V.1 Ziliarkörper 102

V.1.1 Form und Einteilung 102

V.1.2 Ziliarfalten und Ziliarfortsätze 103

V.1.3 Ziliarmuskel 104

V.1.4 Elastische Fasern 106

V.1.5 Zonulafasern 107

V.2 Iris 107

V.2.1 Form 107

V.2.2 Hinterfläche 108

V.2.3 Stroma 108

V.2.4 Irismuskulatur 110

V.3 Kammerwinkel und Ziliarspalt 111

V.4 Ligamentum pectinatum 111

V.5 Sinus venosus sclerae 113

VI. Zusammenfassung 114

VII. Summary 116

VIII. Literaturverzeichnis 118

I. Einleitung

Kaum eine andere Tiergruppe ist so abhängig von einem voll funktionstüchtigen Gesichtssinn wie der Vogel. Daher ist es nur natürlich, dass die Ophthalmologie in der Vogelheilkunde einen besonders hohen Stellenwert einnimmt.
Umso verwunderlicher ist es, dass beim Vogel bisher nur wenige, meist ältere, Untersuchungen zur Struktur des Ziliarkörpers und seiner Anhangsgebilde durchgeführt wurden. Systematische, rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen, insbesondere zur Struktur des klinisch bedeutsamen Kammerwinkels wurden bisher überhaupt nicht durchgeführt.

Die große Artenvielfalt beim Vogel lässt erwarten, dass es Unterschiede im Aufbau des Corpus ciliare und seiner Anhangsgebilde gibt. Diese speziesspezifischen Unterschiede sind umso mehr zu erwarten, als bekannt ist, dass bei den Haussäugetieren zum Teil erhebliche rassebedingte Unterschiede in der Anatomie des Ziliarkörpers und der angrenzenden Strukturen gefunden wurden.

Aus diesen Gründen soll im Rahmen dieser Arbeit das Corpus ciliare mit seinen angrenzenden Strukturen (Angulus iridocornealis, Zonulafasern und Iris) von verschiedenen, klinisch bedeutsamen Vogelspezies aus den Gruppen der Hühner-, Tag- und Nachtgreifvögel licht- und rasterelektronenmikroskopisch vergleichend untersucht und beschrieben werden.

II. Literatur

II.1 Anatomie des Auges

Grundsätzlich ist der anatomische Aufbau des Auges bei allen Wirbeltieren sehr ähnlich. Dennoch finden sich phylogenetisch bedingte speziesspezifische Unterschiede bei den verschiedenen Wirbeltierarten. Dem Vogelauge am ähnlichsten sind aus anatomischer Sicht die Augen von Panzerechsen (GRÜNINGER, 2002), da diese Tierarten mit den Vögeln phylogenetisch sehr nahe verwandt sind (AHNE, 2000).

Für eine Beschreibung der allgemeinen Anatomie des Auges sei auf die bekannten anatomischen Monographien und Lehrbücher verwiesen. Im Rahmen dieser Dissertation werden nur Strukturen weitergehender besprochen, die für diese Arbeit von Bedeutung sind.

II.1.1 Ziliarkörper

Das Corpus ciliare ist ein ringförmiger Wulst, der an seiner Oberfläche vom Pigmentepithel und vom unpigmentierten Epithel (UPE) der Pars caeca retinae bedeckt wird. Mit seinen meridional verlaufenden Plicae ciliares bildet es die Corona ciliaris. Es ist innen am Skleralring verankert und für die Befestigung der Linse im Augapfel, die Akkommodation des Auges, die Kammerwasserproduktion, die Ernährung der Augenstrukturen, die für die Fokussierung und Brechung des Lichtes zuständig sind und für den Abtransport von Stoffwechselendprodukten dieser Strukturen zuständig (SAMUELSON, 1999; REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001). Zusätzlich sezerniert der Ziliarkörper vermutlich auch die Zonulafasern, bildet Teile der Glaskörpergrundstoffe und ist eine wichtige Quelle für die Hyaluronsäure, die im Corpus vitreum vorhanden ist (STREETEN, 1988a).

Bei Hühnern ist der Ziliarkörper in horizontaler Richtung asymmetrisch, wobei er temporal am längsten ist (MURPHY / GLASSER / HOWLAND, 1995).
Die Entwicklung des Ziliarkörperepithels wird embryonal durch die Linsenanlage am Rand des Augenbechers induziert. Damit wird gleichzeitig die Position der

germinativen Zone der Linse festgelegt. Das Epithel des Corpus ciliare induziert seinerseits die Differenzierung des Ziliarmuskels und die Entwicklung des Stromas aus dem umgebenden Mesenchym, das der Neuralleiste entstammt (BEEBE, 1986).

Den Ziliarkörper des Rindes teilt EICHHORN (1988) in vier Regionen ein: Die Pars plana (Orbiculus ciliaris), die postlentikuläre und die prälentikuläre Pars plicata (Corona ciliaris) und die Übergangszone zwischen Iris und Corpus ciliare.
MARZ konnte 1999 beim Rind mittels Rasterelektronenmikroskopie nachweisen, dass die Pars plana nur am Übergang zur Ora serrata plan ist, während davor Ausläufer der Pars plicata gefunden werden können, die Plicae ciliares genannt werden.

Bei Rodentia, Carnivora und Primaten wird nicht nur die anatomische, sondern auch die funktionelle Zweiteilung des Ziliarkörpers beschrieben. Im vorderen Abschnitt befindet sich demnach der sekretorische Teil. Das Pigmentepithel ist in diesem Bereich durch basale Plasmafortsätze mit den Kapillarwänden verbunden.
Der hintere Abschnitt ist der akkommodative Teil des Ziliarkörpers. Er besitzt ein basal glattes Epithel und steht in engem Kontakt mit dem Zonulaapparat (ROHEN, 1957). RENTSCH konnte 1970 im hinteren Bereich des Ziliarkörpers elektronenmikroskopisch eine Anhäufung von Zonulae occludentes, Zonulae adhaerentes und Desmosomen feststellen, die die Zellen dort eng verbinden, so dass sie der erhöhten mechanischen Belastung standhalten können. ROHEN und RENTSCH engten 1969 durch ihre Untersuchungen am menschlichen Auge den funktionellen Bereich des Corpus ciliare noch weiter ein. Ihre Ergebnisse zeigen, dass v.a. die vorderen Anteile der Pars plana und die Ziliartäler funktionell von Bedeutung sind. Beim Vogel ist eine derartige funktionelle Aufteilung nicht nachgewiesen.

Das bindegewebige Stroma des Corpus ciliare enthält elastische Fasern, Pigmentzellen, Gefäße und den M. ciliaris, der beim Vogel quergestreift ist. Er bildet ein Netz aus zirkulär und meridional verlaufenden Fasern (FREWEIN / SINOWATZ, 1992).
Im Ziliarkörper und seinem Epithel kann man zahlreiche adrenerge Nervenfasern finden, während in seiner quergestreiften Muskulatur derartige Nerven nur entlang der Gefäße nachgewiesen werden konnten (EHINGER, 1967).

II.1.1.1 Ziliarfalten und Ziliarfortsätze

Bei den Reptilien gibt es große Unterschiede in der Form des Ziliarkörpers. Während er bei Echsen flach ist und keinerlei Falten aufweist, besitzen Schlangen an seinem Übergang zur Iris einen deutlichen Ziliarkörperwulst (Ziliarwalze), der übrige Ziliarkörper ist auch bei ihnen flach und faltenlos (GRÜNINGER, 2002).
Bei Schildkröten sind Ziliarfalten vorhanden, bei Panzerechsen finden sich zusätzlich zu den Primärfalten auch Sekundärfalten (GRÜNINGER, 2002).

Beim Säugetier, wie von MARZ (1999) beim Rind beschrieben, finden sich deutliche und zahlreiche Primär- und Sekundärfalten, die gerade im prälentikulären Bereich einen gehirnwindungsartigen Verlauf nehmen und zusätzlich noch Ziliarfortsätze besitzen. MARZ (1999) bezeichnet die Falten allgemein als Fortsätze.

KORBEL / REESE / HEGNER (1998) konnten nachweisen, dass die Ziliarfalten am Orbiculus ciliaris bei Taggreifvögeln leicht gewunden verlaufen und dass sie am Übergang der Corona ciliaris zum Orbiculus ciliaris um ein Vielfaches höher sind als an anderen Stellen. Auf ihnen finden sich in regelmäßigen Abständen pilzförmige Processus ciliares.

An der Pars plicata des Corpus ciliare findet man Ziliarfortsätze, die im vorderen Abschnitt an den Linsenäquator heranreichen und bei den Vögeln (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001) wie bei den Panzerechsen (GRÜNINGER, 2002) mit der Linsenkapsel verschmelzen. Das Gewebe unterhalb der Ziliarfortsätze besteht aus lockerem Bindegewebe und einem dichten Kapillarnetz (LIEBICH, 1999).

Die anteriore Position der Ziliarfortsätze bei Vögeln und niederen Säugetieren wird durch eine erhöhte Wachstumsrate des Neuroepithels im Verhältnis zum corneoscleralen Mesoderm verursacht. Beim Menschen sind die Verhältnisse umgekehrt (BARISHAK / HAROFE, 1978). Bei Hühnerembryos kann man die Ziliarfalten und Ziliarfortsätze ab dem siebten Embryonaltag erkennen (SCHÄTZLE, 1973).
Die Ziliarfortsätze sind von der Pars ciliaris retinae bedeckt, die aus den zwei Schichten, dem Pigmentepithel und dem unpigmentiertem Epithel (UPE) (REESE / HEGNER / KORBEL, 1998; MARZ, 1999) besteht. Sie produzieren das Kammer-

wasser, welches über den Ziliarspalt in den Sinus venosus sclerae wieder abfließt (REESE / HEGNER / KORBEL, 1998).
Nur bei den nachtaktiven Eulen zeigen Untersuchungen, dass die Zellen des entsprechenden, anliegenden Teils der Retina tropfenartige Pigmente enthalten. Bei diesen Pigmenten handelt es sich wahrscheinlich um Lipofuszine. Sie dienen vermutlich der Absorption von Streulicht, das durch die nur unvollständig von der Orbita bedeckten Sklera gelangen könnte. Bei allen anderen Vogelarten findet sich an dieser Stelle – wie beim Säugetier auch – keine Pigmentierung (REESE / MITTERER, 2000).

Während bei manchen Vertebraten (einige Fischarten, Schlangen und Eidechsen) keine Ziliarfortsätze vorhanden sind (DUKE ELDER, 1958), wurden bei Panzerechsen (GRÜNINGER, 2002) und bei verschiedenen Haussäugetieren, wie z.B. bei der Katze (THORSTENSEN, 1995) und beim Rind (MARZ, 1999), zwischen den Processus ciliares majores auch Processus ciliares minores gefunden, die auch als Sekundärfalten bezeichnet werden. Diese haben keine Verbindung zur Linse (TRONSOCO, 1977; TANIMURA, 1977). Ob derartige Sekundärfalten auch beim Vogel vorhanden sind, ist bisher nicht bekannt.

An der Oberfläche der Pars plana (Orbiculus ciliaris) des Corpus ciliare befinden sich Radiärfältchen, in deren zwei Epithelschichten die Fibrae zonulares verankert sind (LIEBICH, 1999).

II.1.1.2 Zonulafasern

Wie bei allen Säugetieren auch, ziehen auch beim Vogel Zonulafasern vom Ziliarkörper, bzw. der ihn überziehenden Retinalage, zur Linse. Diese tragen jedoch wesentlich weniger zur Befestigung der Linse bei, als sie es beim Säugetier tun (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001). Magellanpinguine (*Spheniscus magellanicus;* Forst., 1781) besitzen nur sehr kurze Zonulafasern (SUBURO / SCOLARO, 1990).
Die Zonulafasern trennen die hintere Augenkammer vom Glaskörper. Ihre Insertionsstellen liegen an der Pars plana und Pars plicata des Ziliarkörpers, sowie am Linsenäquator (SAMUELSON, 1999). Bevor sie sich an der Linsenkapsel anheften, fächern

sie sich auf. Auch an der Glaskörpergrenzmembran sind einige Zonulafasern angeheftet (STREETEN, 1988b; MARZ, 1999).

Fibrae zonulares sind Fibrillen, die von α-Chymotrypsin und Elastase zerlegt werden können, nicht aber von Collagenase. Daraus schloss RAVIOLA (1971), dass sie den Mikrofibrillen elastischer Fasern ähneln.
Üblicherweise werden sie in Spann- und Haltefasern unterteilt (ERCKENBRECHT / ROHEN, 1974).

Der genaue Verlauf der (beim Menschen) 1-2 µm dicken Zonulafasern wurde bei verschiedenen Haussäugetieren untersucht. Genaue Angaben zu den Verhältnissen beim Vogel liegen nicht vor.
In Untersuchungen am Rind (MARZ 1999), an der Katze (THORSTENSEN, 1995) aber auch bei Affen und beim Menschen (ERCKENBRECHT / ROHEN 1974; DAVANGER / RINGVOLD, 1977; ROHEN, 1979) wurde festgestellt, dass der Verlauf der Zonulafasern in zwei Abschnitte unterteilt werden kann.
Im ersten verlaufen die Fibrae zonulares von der Pars plana zur postlentikulären Pars plicata. Hierbei zeigen sie einen größtenteils parallelen Verlauf, wodurch sich eine Art Matte bildet (RAVIOLA, 1971).
Ab der postlentikulären Pars plicata treten Spannfasern und Hilfsfasern hinzu, die an den Ziliarfortsätzen entstehen. Der gesamte Strang zieht zur Linse, wo er sich fächerförmig aufteilt und im Bereich des Linsenäquators inseriert. Nur beim Menschen konnte nachgewiesen werden, dass die Fasern weit in die Linsenkapsel hineinreichen. Bei anderen Säugetieren findet nur eine oberflächliche Verschmelzung statt (RAVIOLA, 1971).

Mit diesen Untersuchungen wurden auch die Ergebnisse der Untersuchungen bestätigt, die REICH, ROLL, HOFMANN und SCHER 1974 an Menschenaugen durchgeführt hatten. Hierin werden der Linsenrand, die Pars plana und die Pars plicata als die drei Ansatzzonen von Zonulafasern beschrieben. Zusätzlich werden Verbindungen der Zonulafasern mit der Glaskörpergrenzmembran aufgezeigt.

BORNFELD, SPITZNAS, BREIPOHL und BIJVANK fanden 1974 bei Menschen, dass die von der Pars plana kommenden Zonulafasern größtenteils zur Linsenvorderfläche ziehen, während die von den Ziliartälern und den Seiten der Ziliarfortsätze kommenden Fasern zur Linsenhinterfläche führen. Sie stellten fest, dass die Zahl der Zonulafasern im Alter abnimmt und Faseransätze am Linsenäquator nur bei jungen Menschen zu finden sind.

II.1.1.3 Ziliarmuskel

Ein wichtiger Bestandteil des Ziliarkörpers ist der (beim Vogel quergestreifte) M. ciliaris, der aus drei Portionen besteht. Diese sind nasal am kürzesten (MURPHY / GLASSER / HOWLAND, 1995) und lassen sich beim Hühnerembryo ab dem 17. Tag post conceptionem differenzieren (SCHÄTZLE, 1973). Wie bei der Muskulatur der Iris auch wird die Entwicklung von glatter Muskulatur zu quergestreifter Muskulatur durch Activin gehemmt und durch Follistatin gefördert. Dieser Übergang findet beim Huhn sowohl in der Iris, als auch im Ziliarkörper zwischen dem achten und dem siebzehnten Embryonaltag statt (LINK / NISHI, 1998).

Der äußere M. ciliaris anterior (Crampton-Muskel) verläuft vom Skleralring zur inneren Lamelle der Cornea. Durch ihn kann der Krümmungsradius der Cornea verstärkt werden (corneale Akkomodation) (FREWEIN / SINOWATZ, 1992; PARDUE / SIVAK, 1997). SUBURO und MARCANTONI (1983) sowie MURPHY, GLASSER und HOWLAND (1995) äußern die Vermutung, dass der vordere Ziliarmuskel bei Hühnern für den Kammerwasserabfluss wichtig sein könnte, da der Großteil seiner Fasern in der Wand des Schlemm-Kanals inserieren. Beim Magellanpinguin (*Spheniscus magellanicus*) inserieren dagegen die Fasern des Ziliarmuskels weit entfernt vom Sinus venosus sclerae, an der Grenze zwischen dem fibrösen Gewebe und den Knochenplättchen der Sklera (SUBURO / SCOLARO, 1990).

Der M. ciliaris posterior (Brücke-Muskel) entspringt proximal des vorderen Ziliarmuskels an der Sklera und strahlt in die Basalplatte des Ziliarkörpers ein. Kontrahiert er sich, schiebt er den Ziliarkörper hornhautwärts entlang der Augenachse, wodurch die Ziliarfortsätze auf den Randwulst der Linse gedrückt werden und diese verformt wird (FREWEIN / SINOWATZ, 1992; PARDUE / SIVAK, 1997). Dabei wird sowohl

die Konvexität der Linse erhöht, als auch die Cornea entsprechend verformt (lentikuläre Akkommodation) (FREWEIN / SINOWATZ, 1992).

Der kleine Müller-Muskel liegt dem M. ciliaris posterior auf. Seine Fasern werden heutzutage als Fibrae radiales des M. ciliaris posterior bezeichnet (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001). Nach KING und McLELLAND (1984) ist es möglich, dass diese Einteilung der Muskeln künstlich durch Äste des N. ciliaris verursacht wird.
PARDUE und SIVAK (1997) beschreiben zusätzlich eine Gruppe „innerer" Muskelfasern, die von der Basalplatte des Ziliarkörpers zur inneren Lamelle der Cornea verlaufen und denen dementsprechend eine Rolle sowohl bei der lentikulären, als auch bei der cornealen Akkommodation zugesprochen wird. Beim Rotschwanzbussard (*Buteo jamaicensis;* Gmel., 1788) wird von LORD (1956) eine vierte Portion des M. ciliaris beschrieben.

Je nach Vogelart sind die Muskeln unterschiedlich kräftig ausgebildet, abhängig davon, welche Art der Akkommodation bei ihr vorrangig ist. So ist bei Eulen der M. ciliaris anterior sehr kräftig (REESE / HEGNER, 1998), während der M. ciliaris posterior nur rudimentär vorhanden ist. Dies zeigt, dass Nachtgreifvögel hauptsächlich corneal akkommodieren (REESE / LANG, 1998). Bei Tauchvögeln macht dagegen der M. ciliaris posterior den deutlich größeren Anteil aus (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001). Bei Kormoranen ist der M. ciliaris anterior nicht ausgebildet (KORBEL / REESE / HEGNER 1998). Beim Kappensäger (*Lophodytes cucullatus;* L. 1758) sind ebenfalls die Fasern des hinteren Ziliarmuskels, sowie die „inneren" Fasern extrem kräftig (PARDUE / SIVAK, 1997).
Bei den Accipitriformes ist der vordere Ziliarmuskel zwar größer als der hintere, jedoch sind beide deutlich entwickelt. Dies weist darauf hin, dass diese Vögel sowohl corneal als auch lentikulär akkommodieren (REESE / LANG, 1998). Dasselbe gilt auch für Hühner und Tauben (PARDUE / SIVAK, 1997).

II.1.2 Iris

Ein weiterer Anteil der Tunica vasculosa bulbi ist die Iris. Ihr Margo ciliaris und Margo pupillaris ist dünn, ihre Mitte dicker. Sie begrenzt nicht nur die Pupille, sondern auch

mit der Vorderfläche der Linse und der Cornea die vordere Augenkammer und mit der Linsenhinterfläche und den Zonulafasern die hintere Augenkammer. Ihre Aufgabe ist es, den Lichteinfall auf den Augenhintergrund zu steuern. Aus diesem Grund ist die Iris pigmentiert. Dies soll bewirken, dass Licht nur durch die Pupille in das Innere des Auges gelangen kann (FREWEIN / SINOWATZ, 1992).
Die Vorderfläche der Iris besitzt nur ein unregelmäßiges Epithel aus einzelnen abgeplatteten Fibroblasten, Pigmentzellen und Bindegewebsfasern (LIEBICH, 1999). Dabei gibt es bei den Pigmenteinlagerungen an der Vorderfläche der Vogeliris große tierartliche Unterschiede (OEHME, 1969).

Die unterschiedlichen Färbungen der Iris kommen durch die verschieden starke Pigmentierung, die Blutgefäßversorgung, sowie die unterschiedlich starke Einlagerung von Fett zustande (FREWEIN / SINOWATZ, 1992). Dabei kann die Irisfarbe der verschiedenen Vogelarten auch individuellen Schwankungen unterliegen (OEHME, 1968).
Neben Farbpigmenten spielen auch stark reflektierende Substanzen eine große Rolle. Als in Frage kommende farbgebende Stoffe und Strukturen werden unter anderem angegeben: Melanin (schwarz, braun bis ockergelb), Pteridine (rot, gelb bis farblos), Hämoglobin (rot), Karotinoide (rotgelb bis schwefelgelb), farblose Fettsubstanzen (weiß), gebündelte Kollagenfasern (weiß), Strukturblau (Färbung, die von physikalischen Gesetzten abhängig ist und durch die Tyndall-Streuung im Gewebe verursacht wird) (OEHME,1968).
HOLLANDER und OWEN wiesen beispielsweise 1939 nach, dass die gelbe Augenfarbe von Hühnern durch Karotinoide verursacht wird. OLIPHANT konnte 1987 zeigen, dass Karotinoide nur bei verhältnismäßig wenigen Vogelarten vorhanden und nur bei einer sehr kleinen Minderheit die Hauptpigmente der Iris sind. Den Großteil der Pigmente der Vogeliris bilden Pteridine, die häufig in kristalliner Form vorliegen, und Purine. Normalerweise sind diese beiden Pigmentarten miteinander kombiniert (OLIPHANT, 1987).
Bei Tauben existieren drei Iristypen, von denen einer keinerlei Pigmentzellen besitzt. Der gelbe und der weiße Iristyp besitzen Pigmentzellen, die Pigmentgranula enthalten, die den Iridophoren wechselwarmer Wirbeltiere gleichen. Bei beiden ist das Hauptpigment Guanin. Zusätzlich enthält die gelbe Iris mindestens zwei fluores-

zierende Pigmente, die als Pteridine identifiziert werden konnten. Die Pigmentzellen der gelben Iris können als reflektierende Xanthophore bezeichnet werden, da sie die Eigenschaften von Xanthophoren und Iridophoren / Leucophoren besitzen (OLIPHANT, 1987). Bei der weißen Iris fehlen den Pigmentzellen die Pteridine. Ihnen fehlt außerdem die für Iridophore typische Irrideszenz, so dass sie auch als Leucophore bezeichnet werden (OLIPHANT, 1987).

Untersuchungen an Ringeltauben (*Palumbus palumbus;* L. 1758) zeigen, dass deren Iris kein Guanin enthält. Zwar konnten die gelben Pigmentzellen auch hier als reflektierende Xanthophore identifiziert werden, es wurde aber auch ein helles, orangefarbenes Pigment entdeckt, das chemisch nicht näher bestimmt werden konnte (TILLOTSON / OLIPHANT, 1990). Der von den Taubenzüchtern als „Wertring“ bezeichnete dunkle Ring in der Taubeniris kommt durch eine pigmentfreie, fett- und blutgefäßarme Zone in der Iris zustande. Hier kann die dunkel pigmentierte Irishinterfläche durchschimmern. Die Leistungsfähigkeit des jeweiligen Tieres wird durch ihn jedoch nicht beeinflusst (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

(1969) erwähnt bei einigen Eulen im Irisstroma große runde Pigmentzellen, die nach OLIPHANT (1981) für deren gelbe Augenfarbe verantwortlich sind. Diese Zellen enthalten zentral kleine Lipidtropfen und peripher Granula. Bei den Zellen, die der Irisvorderfläche am nächsten liegen, erscheinen diese Granula gelb, während die Granula der Zellen, die weiter innen liegen, gräulich aussehen. Bei den Pigmenten handelt es sich nicht (wie bei den Hühnern) um Karotinoide, sondern um Pteridine. Den Hauptanteil an der gelben Irisfarbe scheint Xanthopterin zu haben, das sich in den Zellen an der Irisvorderfläche befindet. Die Aufgabe der äußeren Pigmentzellen scheint sowohl in der Absorption als auch in der Reflektion von Licht zu liegen, sie können daher als reflektierende Xanthophore bezeichnet werden. Die inneren Zellen dienen nur der Lichtreflektion und werden daher auch als Leucophore bezeichnet, obwohl sie anstatt der bei dieser Gruppe üblichen Purine ebenfalls (bisher nicht identifizierte) Pteridine enthalten. Die Lipidtropfen im Zentrum der Zellen scheinen der Streuung des Lichtes zu dienen (OLIPHANT,1981).

Das Irisstroma besteht aus einem lockeren aber regelmäßigen Geflecht kollagener und elastischer (OEHME, 1969) Fasern mit Gefäßen, Pigmentzellen, Nervenfasern und Muskulatur. Der lockere Aufbau des Irisstromas ermöglicht den großen Bewegungsspielraum der für Miosis und Mydriasis nötig ist. Die Melanozyten im

Irisstroma sollen die Retina vor Streulicht und einem zu starken Lichteinfall schützen. Die Intensität der Pigmentierung bestimmt die Farbe der Iris mit (SINOWATZ, 1992). Der Anteil und die Verteilung der elastischen Fasern schwankt stark zwischen den verschiedenen Vogelspezies (OEHME, 1969).

Sowohl der M. sphincter pupillae als auch der M. dilatator pupillae sind beim Vogel hauptsächlich quergestreift, wodurch beim Vogelauge eine deutlich schnellere Hell-Dunkel-Adaptation möglich ist als beim Säugetier. Die Muskulatur ist willkürlich steuerbar (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001), sie enthält spärliche adrenerge Nervenfasern (EHINGER, 1967). Der Übergang von glatter zu quergestreifter Muskulatur sowohl bei der Vogeliris als auch beim aviären Ziliarkörper wird in der embryonalen Entwicklung durch Activin gehemmt und durch Follistatin gefördert (LINK / NISHI, 1998).
Nur im pupillennahen Bereich können Anteile glatter Muskulatur gefunden werden (SCAPOLO / PEIRONE / FILOGAMO / VEGGETTI, 1988; DANILOV / ISHMEEVA, 1991; KORBEL, 1994).
Der M. sphincter pupillae liegt in der Nähe des freien Pupillenrandes. Seine Fasern verlaufen zirkulär, während die Fasern des M. dilatator pupillae radiär verlaufen und der Hinterfläche der Iris anliegen (LIEBICH, 1999). Der Sphinkter besteht im Bereich des Margo ciliaris und des Margo pupillaris aus sogenannten „langsamen“ Muskelfasern, dazwischen aber aus sogenannten „schnellen oxidativen“ Fasern.
Die radiär verlaufenden Anteile des Dilatators bestehen aus „langsamen“ Fasern, während die schrägen Fasern zum „schnellen oxidativen“ Typ gehören (SCAPOLO / PEIRONE / FILOGAMO / VEGGETTI, 1988).
Bei Untersuchungen an der Iris von Virginia-Uhus (*Bubo virginianus;* Gmel., 1788) wurde festgestellt, dass der zirkuläre Sphinkter aus den drei Komponenten Myoepithel, glatter und quergestreifter Muskulatur besteht, während der radiär verlaufende Dilatator nur ein sehr gut entwickeltes Myoepithel und einige quergestreifte Muskelfasern enthält. Daraus konnte geschlossen werden, dass die quergestreifte Muskulatur die Hauptrolle bei der Miosis übernimmt, wogegen die Mydriasis hauptsächlich vom radiären Myoepithel bewerkstelligt wird. Die zirkulären glatten Muskelfasern könnten eine wichtige Rolle bei der Beibehaltung der Pupillengröße spielen (OLIPHANT / JOHNSON / MURPHY / HOWLAND, 1983).

Die quergestreifte Muskulatur der Iris entwickelt sich embryonal, wie auch das Bindegewebe der Iris, aus der Neuralleiste (NAKANO / NAKAMURA, 1985; DANILOV / ISHMEEVA, 1991). Die glatten Muskelzellen entwickeln sich aus Zellen, die von den Rändern des embryonalen Augenbechers einwandern (DANILOV / ISHMEEVA, 1991).

Bei einigen Tauchvögeln, wie dem Kormoran, ist der M. sphincter pupillae besonders kräftig, wodurch die Linse bei der Akkommodation durch die Pupillenöffnung vorgewölbt wird. Damit wird die extrem hohe Brechkraft erzeugt, die für gute Sicht unter Wasser nötig ist (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001). Die kräftigere Ausprägung des Dilatators bei tauchenden Enten im Vergleich zu nicht tauchenden Enten liegt laut SIVAK (1983) nicht an der unterschiedlichen Art der Akkommodation, sondern daran, dass die Größe der Pupille bei diesen verschiedenen Entenarten unterschiedlich schnell und stark verändert wird.

Die Blutversorgung der Iris erfolgt über die A. iridis, die aus einer Abzweigung der A. ophthalmica externa entspringt und den Circulus arteriosus iridis bildet. Diesen Arterienring findet man temporal außerhalb der Iris und nasal im peripheren Iristeil (OEHME, 1969).
Vom Circulus arteriosus iridis aus ziehen kleine Arterien in die Iris hinein, die sich teilweise aufspalten und Anastomosen bilden (OEHME, 1969; v. HORST, 2002). Dabei entstehen auch Gefäßbrücken, die nach OEHME (1969) bei Mäusebussarden (*Buteo buteo,* L.,1758), der Gattung *Falco* (L.,1758), bei Waldkäuzen (*Strix aluco;* L.,1758) und Mauerseglern (*Apus apus;* L., 1758) frei sind, das heißtdas Gewebe der Iris kurzzeitig verlassen, eine Schlaufe bilden und wieder zurückkehren. Ventral verbindet ein Ramus communicans internus, der zusammen mit dem N. ciliaris den Ziliarspalt überbrückt, den Circulus arteriosus iridis mit dem Circulus arteriosus ciliaris, der zwischen den Anteilen des Sinus venosus sclerae liegt (OEHME, 1969; v. HORST, 2002). Gelegentlich kann der Ramus communicans internus als Doppelgefäß verlaufen (v. HORST, 2002).

Die Hinterfläche der Iris wird vom Pigmentepithel und von der hier auch stark pigmentierten (SINOWATZ 1992) Pars caeca retinae gebildet (LIEBICH, 1999). Unmittelbar davor befinden sich adrenerge Nervenfasern (EHINGER, 1967).

II.1.3 Kammerwinkel

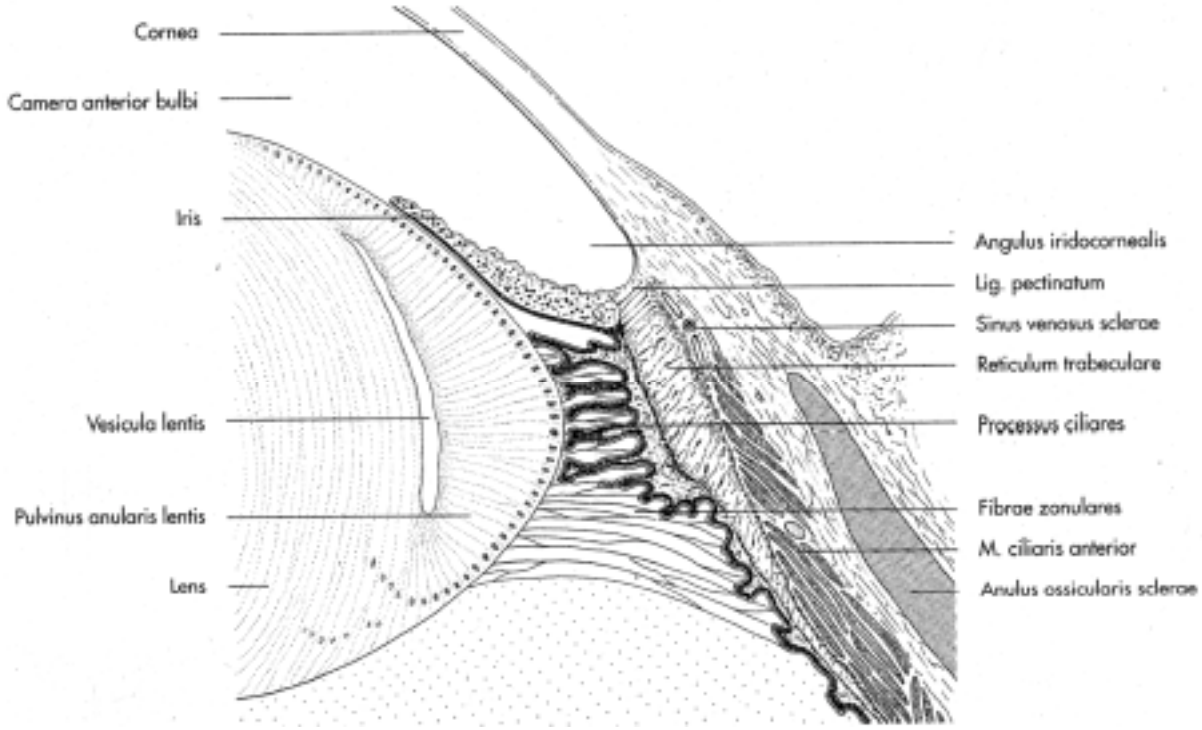

Abb. II-1 Kammerwinkel mit Anhangsorganen (aus REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001)

Als Kammerwinkel bezeichnet man den Teil der vorderen Augenkammer, der zwischen der Cornea und der Iriswurzel liegt.

Über den Kammerwinkel (Angulus iridocornealis) steht der Ziliarspalt mit der vorderen Augenkammer in Verbindung. Die Öffnung des Kammerwinkels entsteht embryonal durch das ungleiche Wachstum der äußeren corneoscleralen Schicht, an die auch die äußere Schicht der Ziliarmuskulatur angeheftet ist, und dem inneren Neuroepithel mit der inneren fibrovaskulären Schicht des Corpus ciliare. Dabei scheint sich das Zentrum des Wachstums im Bereich der Pars plana zu befinden.

Dieser Vorgang ist bei Menschen, niederen Säugetieren und Vögeln im Großen und Ganzen gleich (BARISHAK,HAROFE, 1978). Beim Hühnerembryo ist der Kammerwinkel ab dem siebten Tag post conceptionem erkennbar (RENARD / HIRSCH / SAVOLDELLI / POULIQUEN, 1980).

Der Kammerwinkel von Taggreifvögeln wurde von KORBEL, REESE und HEGNER 1998 als weit und kurz beschrieben. Ihm schließt sich ein sehr tiefer Sinus cilioscleralis an, der die Sklera und den Ziliarkörper fast vollständig trennt und erst kurz vor der Insertionsstelle des M. ciliaris posterior im Ziliarkörper endet (REESE / HEGNER / KORBEL, 1998).
TRIPATHI und TRIPATHI beschreiben 1973, dass die äußere Wand des Kammerwinkels von einer dünnen Lage Skleralgewebe und vom Crampton-Muskel unterstützt wird. Die innere Wand wird dagegen von einem endothelialen Maschenwerk gestützt, das mit dem Reticulum trabeculare Kontakt hat.

Der Übergang vom Kammerwinkel in den Ziliarspalt wird durch das gerade, kräftige Ligamentum pectinatum gekennzeichnet, dem sich in den zum Teil sehr tiefen Ziliarspalt hinein das Reticulum trabeculare mit den Fontana-Räumen (Spatia anguli iridocornealis) anschließt (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001). Sowohl das Ligamentum pectinatum als auch das Reticulum trabeculare sind bei Taggreifvögeln sehr kräftig entwickelt (REESE / HEGNER / KORBEL, 1998).

Die Fontana'schen Räume stehen mit den Augenkammern und dem für den Kammerwasserabfluss zuständigen Schlemm-Kanal (Sinus venosus sclerae) in Verbindung (FREWEIN / SINOWATZ, 1992). Dieser ist ein ringförmiger Sammelkanal, der bei Vögeln geflechtartig aufgespalten ist und über viele Kanälchen mit Venen innerhalb und außerhalb der Sklera in Verbindung steht (KORBEL, 1994).

II.1.4 Ligamentum pectinatum

Den Abschluss zur vorderen Augenkammer bildet das Ligamentum pectinatum, das von der Iriswurzel zur Sklera führt und dort beim Pferd (WAGNER 1991), anderen Haussäugetieren und beim Menschen (LÜTJEN-DRECOL / ROHEN; 1981) vom Stroma der Descemet-Membran überzogen wird. WYCHGRAM (1912) beschreibt auch beim Vogel, dass die Fasern des Ligamentum pectinatum noch zum Teil vom Corneaendothel überzogen sind.

WYCHGRAM (1912) gliedert den Bereich des Ligamentum pectinatum in drei Abschnitte. Ganz vorne befinden sich Fasern, die zur Irisvorderfläche ziehen, dahinter findet man die eigentlichen starken Fasern, die am vorderen Abschnitt des Ziliarkörpers ansetzen und ganz hinten befindet sich ein lockeres Maschenwerk, das von späteren Autoren (SPENCER / ALVARADO / HAYES, 1968; SVEDBERGH / BILL, 1971; De GEEST / LAUWERS / SIMOENS / De SCHAEPDRIJVER, 1987) als Reticulum trabeculare bezeichnet und in dieser Arbeit eigenständig behandelt wird. Verengt sich die Pupille, werden sämtliche Fasern angespannt, während das Ligament bei Mydriasis schlaff und wellig verläuft. WYCHGRAM (1912) beschreibt die Funktion des Ligamentum pectinatum als Regulator einer zu starken Kompression und als Stabilisator des Akkommodationssystems. Dabei beschreibt er, dass das Ligamentum pectinatum des Kormorans, dessen Akkommodationsbreite enorm groß ist, besonders kräftig ausgebildet ist. Entlang der Fasern findet man große Kerne, die sich nicht, wie der Rest der Fasern, mit der Elastica-Färbung nach Weigert anfärben lassen.

Bei Hühnerembryonen kann das Ligamentum pectinatum ab dem neunten Tag post conceptionem betrachtet werden (SCHÄTZLE, 1973). Als Ligamentum wird es wegen des parallelen Verlaufs der Einzelstränge bezeichnet.

Bei der Taube ist das Ligamentum pectinatum so schwach entwickelt, dass es nur schwer vom dahinterliegenden Reticulum trabeculare unterschieden werden kann (DE GEEST / LAUWERS / SIMOENS / SCHRAEPDRIJVER, 1987).

Üblicherweise besteht das Ligamentum pectinatum, das beim Primaten fehlt, aus einzelnen Fasern, die nach TRIPATHI (1974, 1977) an der Iriswurzel aus lockerem Bindegewebe entstehen, das dem Irisgewebe sehr ähnlich ist. Die Fasern inserieren an der Cornea und werden dort teilweise von der Descemet-Membran umgeben. Nach TRIPATHI (1974) bewirkt das Ligamentum pectinatum eine feste Verankerung des Ziliarkörpers und der Iriswurzel in der Korneosklera. Damit kommt ihm eine wichtige Funktion bei der Akkommodation zu, v.a. bei Tierarten mit einem schwachen Ziliarmuskel. Bei diesen ist das Ligamentum pectinatum besonderst gut und kräftig ausgebildet.

Die Stärke, Länge und Dicke des Ligamentum pectinatum variiert bei den verschiedenen Säugetieren sehr stark, wie Untersuchungen z.B. von SIMOENS, DE GEEST und LAUWERS (1996) zeigen. DE GEEST, LAUWERS, SIMOENS und SCHAEPDRIJVER (1991) untersuchten das Ligamentum pectinatum bei verschiedenen Spezies. Bei Ungulaten ist es demnach am kräftigsten. Zwischen den einzelnen Fasern befinden sich bei diesen Tieren nur kleine Lücken. Bei Wiederkäuern und Pferden ist es so kräftig, dass es die Irisbasis stützt. Beim Fleischfresser sind dagegen die Fasern dünn und die Zwischenräume sehr groß. Insgesamt stellten sie fest, dass die Ausgeprägtheit des Ligamentum pectinatum bei den Säugetieren proportional zur Ausdehnung des Ziliarspaltes und umgekehrt proportional zur Größe des Ziliarmuskels ist, was die Theorie unterstützt, dass die Akkommodationsbreite der verschiedenen Tierarten von der Ausprägung des Kammerwinkels abhängt (DE GEEST / LAUWERS / SIMOENS / SCHRAEPDRIJVER, 1987).
Interessant ist, dass BEDFORD und GRIERSON 1986 am Hund nachweisen konnten, dass die Grundstruktur des Ligamentum pectinatum bei verschiedenen Rassen dieselbe ist, dass jedoch große individuelle Unterschiede bestehen. Dagegen konnten KÖBNICK, KÖSTLIN und LIEBICH 1995 zeigen, dass bei Katzen sehr deutliche Unterschiede in der Anzahl, Länge und Dicke

der Fasern des Ligamentum pectinatum von verschiedenen Rassen bestehen. Sie fanden auch heraus, dass die Anzahl ein Leben lang gleich bleibt, die Dicke jedoch mit dem Alter zunimmt.

Beim Pferd (SAMUELSON / SMITH / BROOKS, 1989; WAGNER, 1991), beim Hund (MARTIN, 1975) und bei der Katze (KÖBNICK / KÖSTLIN / LIEBICH, 1995) wurden kaudal der primären Fasern auch sekundäre Fasern des Ligamentum pectinatum identifiziert. Beide werden, wie die Fasern des Reticulum trabeculare auch, von einschichtigem Plattenepithel bedeckt. Ob die sekundären Fasern beim Vogel ebenfalls existieren ist allerdings unbekannt.

II.1.5 Ziliarspalt

Der Ziliarspalt (Sinus ciliosclerales) teilt den Ziliarkörper in eine äußere und eine innere Platte, die in der Pars plana des Corpus ciliare miteinander in Verbindung stehen. Er ermöglicht erst die Verschieblichkeit, die für die lentikuläre Akkommodation beim Vogel nötig ist (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

TRIPATHI unterteilte 1974 den Ziliarspalt des Säugetierauges je nach Struktur und Ausbildung des Winkels, sowie nach Ausprägung des Ziliarmuskels in 3 Typen.

1) Herbivorer Typ: Dieser Typ ist der einfachste. Er ist unter den Säugetieren am weitesten verbreitet. Sein Ziliarmuskel besteht nur aus meridional verlaufenden Fasern des äußeren Blattes des M. ciliaris. Die Muskelfasern sind durch Trabekelfasern an der Cornea befestigt, der Muskel bietet dem Corpus ciliare und der Iris keinen Halt. Der Ziliarspalt ist (außer bei den Ungulaten) klein und sehr schmal.
2) Carnivorer Typ: Hier ist der Ziliarspalt weit und tief. Das äußere Blatt des M. ciliaris bietet mit seinen meridional verlaufenden Fasern dem Ziliarkörper Halt. Das innere Blatt enthält radiär verlaufende Muskelfasern.
3) Anthropoider Typ: Bei Primaten findet man fast keinen Ziliarspalt mehr und der Kammerwinkel ist sehr flach, da bei diesen Arten ein gut entwickelter dreigliedriger Ziliarmuskel vorhanden ist, der radiäre, meridionale und zirkuläre Fasern besitzt.

Ob der Ziliarspalt der Vögel einem dieser Typen zuzuordnen ist, und wenn ja, welchem, ist nicht geklärt. Es besteht durchaus die Möglichkeit, dass die unterschiedlichen Vogelarten auch unterschiedlichen Typen ähneln.

II.1.5.1 Reticulum trabeculare

Im Ziliarspalt befindet sich das Reticulum trabeculare, ein bindegewebiges Maschenwerk aus kollagenen und elastischen Fasern (LÜTJEN-DRECOL / ROHEN, 1981), das mit Endothel überkleidet ist (SINOWATZ, 1992). Die Zellen des Maschenwerkes stehen über Macula adhaerens und maculäre Gap junctions in Verbindung (GRIERSON / LEE, 1974).
Untersuchungen über die Entwicklung des trabekulären Maschenwerks am Hühnerembryo zeigen, dass sich das mesodermale Gewebe zwischen dem Corneaepithel und der Iris zu trabekulären Zellen differenziert. Diese Zellen bilden am neunten Tag post conceptionem einen Streifen und entwickeln sich am 13. Tag zu langen Fasern weiter. Ab dem 15. Tag kann man das Reticulum trabeculare identifizieren, am 19. Tag ist es bereits vollständig ausgebildet (RENARD / HIRSCH / SAVOLDELLI / POULIQUEN, 1980).

Das Reticulum trabeculare von Taggreifvögeln ist gut entwickelt und sehr kräftig. Es sorgt für eine gute Verbindung zwischen Corpus ciliare und Sklera. Die Fasern verlaufen parallel und hauptsächlich leicht schräg in Richtung Cornea. An der Übergangsstelle vom Angulus iridocornealis zum Sinus ciliosclerali s bündeln sich die Fasern zu der kräftigen, bandartigen Struktur (KORBEL / REESE / HEGNER, 1998), des Ligamentum pectinatum.

Das trabekuläre Maschenwerk wirkt als mechanischer Filter (SMITH / SAMUELSON / BROOKS / WHITELEY, 1986) und wird beim Pferd in drei Anteile unterteilt (WAGNER, 1991):

1) Uveales trabekuläres Maschenwerk:
Kaudal des Ligamentum pectinatum wird der Ziliarspalt, unter anderem beim Pferd (WAGNER, 1991), von einen Maschenwerk aus radiär und zirkulär verlaufenden feinen kollagenen Fasern ausgefüllt. Diese enthalten auch spindel-

förmige Mesothelzellen und Pigmentzellen. Das Reticulum trabeculare verbindet sich kaudal mit dem Ziliarkörper, kranial mit dem Ligamentum pectinatum und nach außen mit dem korneoskleralen trabekulären Maschenwerk und dem peripheren Ende der Descemet-Membran. Kurz vor und an der Übergangsstelle der beiden Blätter des Ziliarkörpers ist es am dichtesten. Insgesamt ist es aber lockerer als das korneosklerale trabekuläre Maschenwerk (DE GEEST / LAUWERS / SIMOENS / SCHAEPDRIJVER, 1987).

2) Korneosklerales trabekuläres Maschenwerk

Dieses befindet sich im kaudalen Teil des Ziliarspaltes über dem uvealen trabekulären Maschenwerk. Es stammt vom inneren Teil der Sklera und dem äußeren Teil der Uvea ab und wird daher nach BEDFORD und GRIERSON (1986) auch als uveosklerales trabekuläres Maschenwerk bezeichnet. Seine Fasern verlaufen zirkulär und verbinden sich nach kaudal mit dem M. ciliaris, nach kranial mit dem peripheren Ende der Descemet-Membran und der inneren cornealen Lamelle, nach innen mit dem uvealen trabekulären Maschenwerk und nach außen wird es von der Sklera und den Gefäßen des Kammerwasserplexus begrenzt.

3) Supraziliares trabekuläres Maschenwerk

Dieses wurde beim Pferd beschrieben (WAGNER, 1991). Es ist ein schmales Netz von kollagenen Fasern, das sich kranial mit dem korneoskleralen trabekulären Maschenwerk verbindet und nach kaudal immer dichter werdend spitz zuläuft. Lichthistologisch ähneln seine Fasern denen des Ligamentum pectinatum.

II.1.5.2 Trabekuläre Zwischenräume

Grundsätzlich können zwei Arten von trabekulären Zwischenräumen unterschieden werden. Die intertrabekulären befinden sich zwischen den Fasern des Maschenwerks und werden auch als Fontana-Räume bezeichnet (TRIPATHI, 1974). Die intratrabekulären Räume verlaufen durch oder zwischen den Endothelzellen (SPENCER / ALVARADO / HAYES, 1968). Beide Arten von Zwischenräumen stehen miteinander in Verbindung (TRIPATHI, 1974).

II.1.5.3 Sinus venosus sclerae und Circulus arteriosus ciliaris

ROHEN gab 1957 an, dass bei den Haussäugetieren ein Schlemm-Kanal fehle, da hier die kammerwasserresorbierende Sklerafläche dessen Aufgabe übernehme. Mittlerweile stimmen die Autoren (De GEEST / LAUWERS / SIMOENS / De SCHAEPDRIJVER, 1987; NAKABAYASHI, 1999) aber darin überein, dass Haussäugetiere durchaus eine Art Schlemm-Kanal besitzen, auch wenn er meist als Plexus venosus sclerae bezeichnet wird.

Bei den Vögeln befindet sich der Sinus venosus sclerae am Übergang von der Cornea zur Sklera und ist häufig zweigeteilt. Zwischen den beiden Anteilen befindet sich der Circulus arteriosus ciliaris (OEHME, 1969; KORBEL / REESE / HEGNER, 1998; NAKABAYASHI, 1999), der ebenfalls in zwei bis drei Äste verzweigt sein kann (OEHME, 1969; TRIPATHI / TRIPATHI, 1973a; TRIPATHI / TRIPATHI 1973b; TRIPATHI, 1974; v. HORST, 2002), von einigen Autoren aber immer als Einzelgefäß beschrieben wird (HOSSLER / OLSON, 1984; NAKABAYASHI, 1999). Die Größe dieses Gefäßes kann stark schwanken, da einmündende Gefäße die Ringarterie lokal verstärken (v. HORST, 2002).

SCHÄTZLE (1973) beschreibt Ein- und Ausbuchtungen, die dem Schlemm-Kanal seine Form geben. Der Plexus venosus sclerae der Vögel ähnelt dem Sinus venosus der Primaten mehr als der entsprechenden Struktur bei den Haussäugetieren (DE GEEST / LAUWERS / SIMOENS / SCHAEPDRIJVER, 1987). Große Ähnlichkeit besteht auch mit dem Schlemm-Kanal der Panzerechsen, der ebenfalls zweigeteilt ist (GRÜNINGER, 2002). Bei Hühnern fehlt nasal ein gut entwickelter Sinus venosus sclerae (MURPHY / GLASSER / HOWLAND, 1995).

Die Größe der Gefäße des Plexus venosus sclerae variiert stark, ist aber im Vergleich zu denen beim Säugetier ziemlich groß. Dies könnte bei der Akkommodation eine wichtige Rolle spielen, da sich dabei die Linse in die vordere Augenkammer hineinwölbt und die Cornea gebogen wird, so dass das Volumen der vorderen Augenkammer sehr schnell kleiner wird. Diese Volumenabnahme könnte von der gleichzeitigen Verbreiterung des Ziliarspalts durch die Kontraktion der Ziliarmuskeln wie sie von ROHEN (1956) beschrieben wird, und der beim Vogel

vorhandenen Verbindung zwischen Ziliarspalt und Augenhinterkammer abgefangen werden. Das Kollabieren des Sinus venosus sclerae wird dabei durch seine Lage an der Sklera, die Septierung des Schlemm-Kanals, die Straffung des trabekulären Maschenwerks und die zentrale Arterie mit der dicken Muskulatur verhindert (TRIPATHI / TRIPATHI, 1973a/b).

TRIPATHI / TRIPATHI (1973a/b) beschreiben, dass die Adventitia des Circulus arteriosus ciliaris in direktem Kontakt mit dem Reticulum trabeculare und dem dünnen Blatt der Sklera steht. Ihr Verlauf ist unregelmäßig, zuweilen ist sie in zwei oder mehr Äste geteilt. Sie zeigen auch, dass sich im Endothel des Sinus venosus sclerae, das an das trabekuläre Maschenwerk grenzt, Vakuolen vorhanden sind, die auf der skleralen Seite meistens fehlen. BILL (1970) konnte diese Vakuolen auch mit dem Rasterelektronenmikroskop nachweisen.

Zusätzlich zu dem Ramus communicans internus, der den Circulus arteriosus ciliaris mit dem Circulus arteriosus iridis verbindet, beschreibt v. HORST (2002) mehrere Rami communicantes externi, die um den inneren Rand des Skleralringes herumführen und so eine Verbindung zwischen dem Circulus arteriosus ciliaris und dem Circulus arteriosus sclerae herstellen. Entsprechend lassen sich nach v. HORST (2002) auch venöse Rami communicantes externi nachweisen, die den Sinus venosus sclerae mit dem Circulus venosus sclerae verbinden.

EHINGER konnte 1967 zeigen, dass bei Tauben, Hühnern und Enten im Gewebe um den Schlemm-Kanal adrenerge Nervenfasern vorhanden sind, während der Sinus venosus sclerae selbst nur von wenigen solcher Nerven versorgt wird. Entlang der Sammelkanäle und des intraskleralen venösen Plexus wurden ebenfalls adrenerge Nervenfasern gefunden.

II.1.6 Retina

Die Retina entwickelt sich aus einer blasenförmigen Ausstülpung des Gehirns, was ihre Doppelwandigkeit erklärt. Beide Blätter werden durch den Augeninnendruck eng aneinandergehalten. Zelluläre Verbindungen bestehen nicht (HUMMEL, 2000).
Sie wird unterteilt in die Pars caeca retinae und die Pars optica retinae.
Die Pars caeca retinae überzieht als Pars ciliaris und Pars iridica retinae den Ziliarkörper und die Iris und geht an der Ora serrata in die Pars optica über (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).
Sie entsteht aus den zwei Blättern des embryonalen Augenbechers und besteht dadurch aus zwei getrennten einschichtig hochprismatischen Epithelien, die die Hinterfläche des Corpus ciliare und der Iris bedecken (LIEBICH, 1999) und als Pigmentepithel und unpigmentiertes Epithel (UPE) (MARZ, 1999) bezeichnet werden.

II.1.7 Linse

Wie bei den Säugetieren auch, liegt die Linse beim Vogel zwischen Iris und Glaskörper in der Fovea hyaloidea eingebettet. Sie ist bikonvex, je nach Vogelart flach bis sphärisch und durchsichtig.
Der Linsenäquator wird vom Ringwulst (Pulvinus anularis lentis) umgeben, an dem auch die Ziliarfortsätze ansetzen. Es wird vermutet, dass der Ringwulst eine Rolle bei der schnellen lentikulären Akkommodation spielt, da er bei schnell fliegenden Vogelarten stärker ausgebildet ist als z.B. bei tauchenden Vögeln. Es wird auch eine nutritive Funktion vermutet, da seine Zellen Flüssigkeit in das Linsenbläschen (Vesicula lentis), einen Spaltraum zwischen Ringwulst und Linsenkern, absondern. Diese Flüssigkeit kann vom Linsenkern aufgenommen werden (RAVELHOFER, 1996; REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

Die Linse wird embryonal vom Ektoderm abgeschnürt. Der Hohlraum des Linsenbläschens wird daraufhin von langgezogenen Zellen ausgefüllt, die aus der hinteren Wand wachsen und sich dann zu hexagonalen prismatischen Linsenfasern differenzieren (LIEBICH, 1999).

Mikroskopisch kann man drei Anteile der Linse unterscheiden: Die Linsenkapsel, das Linsenepithel und die Linsenfasern (LIEBICH, 1999).

II.1.7.1 Linsenkapsel

Die Linsenkapsel (Capsula lentis) ist eine semipermeable Membran, die die Diffusion von Kammerwasser erlaubt und gleichzeitig einen Kontakt von Linsenprotein mit dem körpereigenen Immunsystem verhindert (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).
Sie bildet eine Schicht, die aus Sekreten des Linsenepithels entsteht und beim Säugetier an der Vorderseite eine Dicke von bis zu 20 µm aufweist, während sie an der Hinterseite wesentlich dünner ist. Die Linsenkapsel besteht aus Kollagenfasertyp IV und eingelagerten Glykoproteinen. An der Kapsel inserieren die Zonulafasern (nach SINOWATZ (1992) bis 20 nm dicke Mikrofibrillen), sowie beim Vogel die Processus ciliares (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

Im Gegensatz zu den Verhältnissen beim Säugetier, sind beim Vogel am Linsenäquator (Equator lentis) die Spitzen der Ziliarfortsätze fest angewachsen. Zusätzlich existieren noch die Zonulafasern (Fibrae zonulares) als Aufhängeapparat. Diese Art der Befestigung ist für die lentikuläre Akkommodation elementar. Vögel, die hauptsächlich mit lentikulärer Akkommodation arbeiten (z.B. Tauchvögel), haben dementsprechend auch eine weichere Linse als Vögel, die vor allem corneal akkommodieren (z.B. Eulen). Bisher ging man davon aus, dass die Elastizität der Linse bei den Vögeln (im Gegensatz zum Säugetier) auch im hohen Alter nicht verloren geht (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001). Neueste Untersuchungen von CHOH, SIVAK und MERINAEY (2002) zeigen jedoch, dass bei Hühnern im Alter eine Presbyopie auftritt, die eventuell auf eine vermehrte Protein-Ansammlung in der Linse während ihres Wachstums zurückzuführen sein könnte. Dadurch könnte die Linse weniger flexibel oder dicker werden.

II.1.7.2 Linsenepithel

Das einschichtig isoprismatische Linsenepithel liegt an der Vorderfläche der Linse unter der Linsenkapsel. Diese Schicht enthält die einzigen teilungsfähigen Zellen der Linse. Diese verlängern und differenzieren sich zu Linsenfasern, die sich am Linsen-

äquator teilen und dem vorhandenen Linsenkörper anlegen. Durch diesen Mechanismus wächst die Linse ein Leben lang (LIEBICH, 1999), obwohl sie ab einem gewissen Alter nicht mehr an Größe zunimmt, da sich dann Wachstum und Schrumpfungsprozesse durch Wasserverlust im Inneren die Waage halten (SINOWATZ, 1992).

Die Hinterfläche der Linse besitzt kein Epithel, hier grenzen die Linsenfasern direkt an die Capsula lentis (LIEBICH, 1999). Dies liegt an dem bereits erwähnten Umstand, dass die Zellen der Hinterfläche während der embryonalen Entwicklung zu Linsenfasern auswachsen (SINOWATZ, 1992).

II.1.7.2.1 Linsenfasern

Die Linsenfasern bilden den Körper der Linse. Sie bestehen aus langgezogenen prismatischen Zellen, die bei unseren Haussäugetieren bis zu 10 mm lang werden können. Am Äquator besitzen diese Zellen noch einen Kern und Organellen, während sie in den tieferen, älteren Schichten kernlos sind.

Die Fibrae lentis liegen reißverschlussartig verzahnt in konzentrischen Schichten aneinander, was der Linse die für die Akkommodation nötige Elastizität sichert. Im Inneren verdichten sich die Fasern zum Linsenkern. Außen verlaufen sie spiralförmig vom vorderen Linsenpol zum hinteren und umgekehrt. An ihrem Ende bleiben kleine Zwischenräume offen, die zusammen bei den Haussäugetieren die dreistrahligen Linsensterne bilden (LIEBICH, 1999).

II.1.8 Augenkammern

Die vordere Augenkammer wird durch die Cornea, die Linse und die Iris begrenzt, die hintere Augenkammer durch Iris, Linse und Zonulafasern (FREWEIN / SINOWATZ, 1992).

Beide sind mit Kammerwasser gefüllt, das ständig von der Pars caeca retinae der hinteren Augenkammer gebildet wird, über die Pupille in die vordere gelangt und von dort in den Kammerwinkel und den Schlemm-Kanal abfließt (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

II.2 Physiologie des Auges

II.2.1 Gesichtsfeld

Unter Gesichtsfeld versteht man den Ausschnitt der Umwelt, den ein unbewegtes Auge bei fixiertem Kopf sieht (SILBERNAGL / DESPOPOULOS, 1991).
Je weiter lateral sich die Augen am Kopf befinden, desto größer ist das gesamte Gesichtsfeld, desto geringer ist aber auch die Möglichkeit des dreidimensionalen Sehens.
Eine Taube hat damit zwar ein Gesichtsfeld von 300°, jedoch ein Feld binokularen Sehens von nur 24°. Eine Schleiereule hat ein wesentlich geringeres Gesichtsfeld von 150°, dafür ein stereoskopisches Sehfeld von ca. 60-70° (KING / McLELLAND, 1984).
Die Asymmetrie der Vogelaugen bewirkt dabei durch die Ausrichtung der Sehachse zur Medianen hin eine Erleichterung des dreidimensionalen Sehens (HUMMEL, 2000).
Vögel, deren Augen sich weit lateral am Kopf befinden, können durch Kopfnicken (z.B. bei Hühnervögeln) oder durch Augenbewegungen (z.B. bei Pinguinen) Objekte aus verschiedenen Blickwinkeln betrachten und damit ihr räumliches Sehvermögen erhöhen (KORBEL, 1994).

II.2.2 Akkommodation

II.2.2.1 Physikalische Grundlagen

Um die Physiologie der Akkommodation und ihre genauen Mechanismen zu verstehen, muss man zuerst einmal mit den physikalischen Grundlagen der Strahlenoptik vertraut sein.

Eines der wichtigsten optischen Elemente im Auge ist die Linse. Hierbei handelt es sich immer um eine Sammellinse. Streulinsen kommen in Augen üblicherweise nicht vor und werden deshalb hier nicht behandelt. Auch die Cornea spielt meist eine wichtige Rolle bei der Lichtbrechung. Für die folgenden physikalischen Betrachtungen wird aber von einer einzigen Linse ausgegangen, die Hornhaut und Linse zusammen repräsentiert.

Jede Sammellinse besitzt eine bestimmte Brennweite f (Abstand zwischen der Hauptebene der Linse und ihrem Brennpunkt). Alle parallel zur optischen Achse einfallenden Lichtstrahlen werden im Brennpunkt gebündelt (siehe Abb. II-2). Diese Gesetzmäßigkeit gilt entsprechend auch bei einer Umkehr der Strahlungsrichtung.

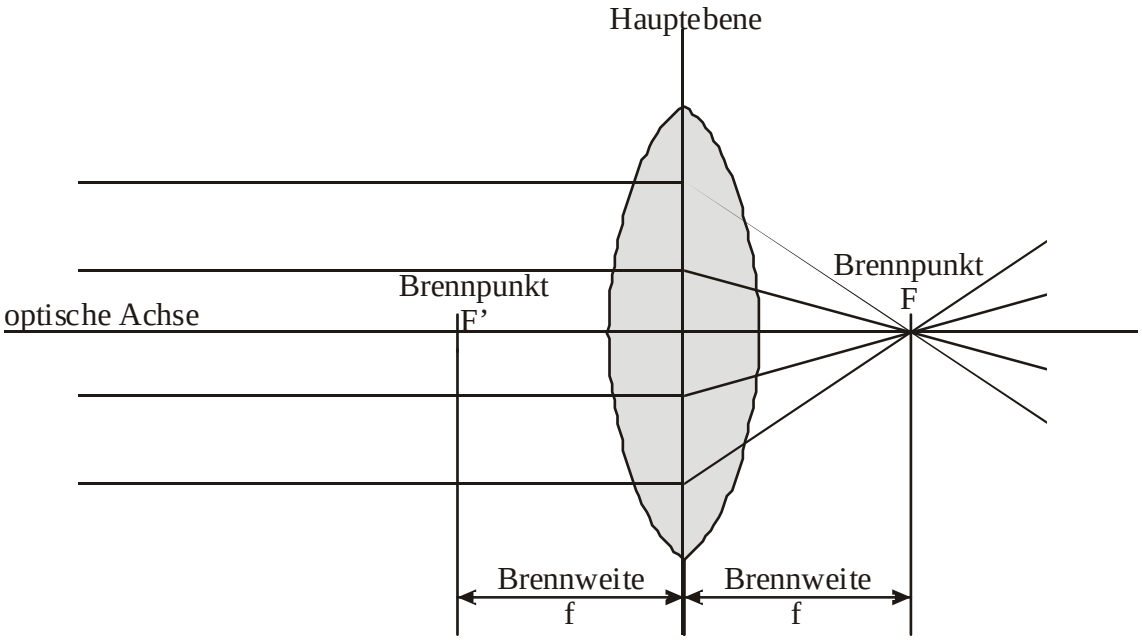

Abb. II-2 Strahlengang einer Sammellinse

In der medizinischen Optik wird üblicherweise nicht mit der Brennweite, sondern mit der Brechkraft D gearbeitet. Diese errechnet sich aus der Brennweite wie folgt:

$$Brechkraft\ D = \frac{1}{Brennweite\ f}$$

Die Einheit der Brechkraft ist die Dioptrie (dpt).

Da die Brennweite in Metern (m) gemessen wird, gilt $1\,dpt = \frac{1}{m}$.

Bei der Abbildung eines Gegenstandes werden Gegenstandsweite g und Bildweite b unterschieden. Hierbei handelt es sich um den Abstand des Gegenstandes bzw. des projizierten Bildes von der Hauptebene der Linse (siehe Abb. II-3).

Die erwähnten Größen hängen mathematisch folgendermaßen voneinander ab:

$$D = \frac{1}{f} = \frac{1}{g} + \frac{1}{b}$$

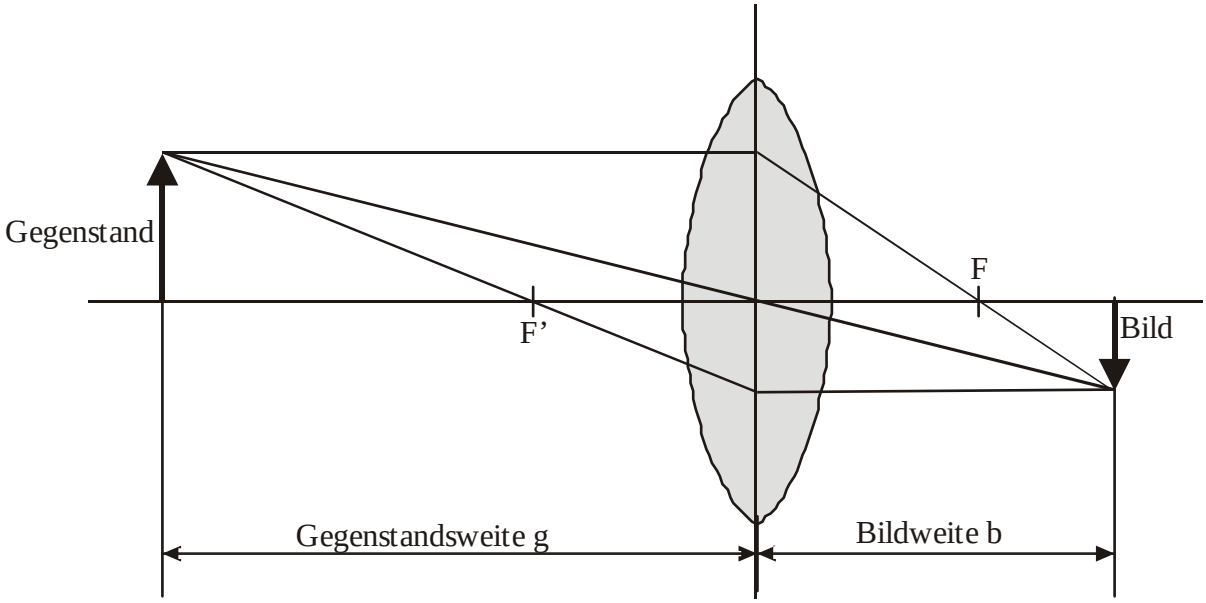

Abb. II-3 Gegenstandsabbildung mit einer Sammellinse

Im Abbildungssystem des Auges ist die Bildweite immer konstant (Abstand zwischen Linse und Retina). Auch die Gegenstandsweite ist praktisch nicht beeinflussbar. Um das betrachtete Objekt bei unterschiedlichen Entfernungen immer scharf abzubilden, muss also die Brechkraft der Linse variiert werden. Dies geschieht durch eine Verformung von Linse und / oder Hornhaut, wie in Abschnitt II.2.2.2 beschrieben. Dieser Anpassungsvorgang wird als Akkommodation bezeichnet.

Die Fähigkeit, die Brechkraft der Linse zu variieren, ist bei den verschiedenen Spezies sehr unterschiedlich. Als Maß dieser Anpassungsfähigkeit dient die Akkommodationsbreite. Diese wird errechnet als Differenz der Brechkraft zwischen Akkommodation auf einen unendlich fernen Punkt und auf den nächstmöglichen Punkt, der gerade noch scharf abgebildet werden kann (vgl. II.2.2.2) (HARMS, 1994).

II.2.2.2 Physiologie

Schon seit den Anfängen des 19. Jahrhunderts gehen die Ansichten über die Akkommodation bei Vögeln sehr stark auseinander. Dies liegt unter anderem daran, dass nicht alle Vögel einheitlich akkommodieren, sondern unterschiedliche Mechanismen mehr oder weniger miteinander kombinieren (GLASSER / HOWLAND, 1996).

Die Cornea nimmt bei Vögeln nur eine relativ geringe Fläche ein. Bei Tauchvögeln ist sie nur wenig gekrümmt, während sie bei Eulen und Taggreifvögeln eine sehr starke Krümmung aufweist (KING / McLELLAND, 1984). Pinguine besitzen eine deutlich abgeflachte Cornea (HOWLAND / SIVAK, 1984; SIVAK / HOWLAND / McGILL-HARELSTAD, 1987). Der Grund hierfür liegt darin, dass die Cornea an der Luft wie eine Linse agiert und einen wichtigen Teil des dioptrischen Apparates darstellt, während unter Wasser dies nicht möglich ist, da die Cornea fast den gleichen Brechungsindex wie das Wasser besitzt (KING / McLELLAND, 1984).

Die Akkommodation ist bei Säugetieren und Vögeln sehr unterschiedlich. Bei den Säugetieren verursachen die Ziliarmuskeln ein Nachlassen der Spannung an den Zonulafasern, wodurch die Linse *passiv* ihre ursprüngliche kugelige Form annimmt. Bei vielen Vögeln dagegen bewirkt die Kontraktion des hinteren Ziliarmuskels, dass der Corpus ciliare gegen die Linse gedrückt wird, so dass die Krümmung der Linse *aktiv* verstärkt wird. Vor allem Tauchvögel akkommodieren auf derartige Weise. Diesen Vorgang nennt man lentikuläre Akkommodation (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

Bei Eulen und Taggreifvögeln ist dieser Muskel relativ schwach. Hier wird die Akkommodation hauptsächlich vom vorderen Ziliarmuskel bewerkstelligt. Seine Ansätze an Cornea und Sklera bewirken, dass bei einer Kontraktion des Muskels die Cornea im Zentrum stärker gekrümmt wird, d.h. es findet eine corneale Akkommodation statt. Aus diesem Grund sind bei Greifvögeln Verletzungen der Hornhaut besonders ernst zu nehmen, da hier nicht nur der Lichteinfall, sondern auch die Fähigkeit zur Akkommodation beeinträchtigt werden kann (REESE / HEGNER / KORBEL, 1998). Auch bei den Tauben konnte nachgewiesen werden, dass der

größte Teil der Akkommodationsbreite (bis ca. neun Dioptrien) durch corneale Akkommodation bewerkstelligt wird (SCHAEFFEL / HOWLAND, 1987).
Bei Tauchvögeln wäre diese Art der Akkommodation ineffektiv, da wie bereits erwähnt, die Cornea unter Wasser keinerlei Linsenfunktion erfüllen kann. Daher ist der M. ciliaris anterior bei diesen Vögeln nur sehr spärlich vorhanden (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

Bei vielen Vögeln sind lentikuläre und cornealen Akkommodation miteinander kombiniert. Besonders genaue Untersuchungen liegen für Hühner vor. So werden bei Hühnern ungefähr acht Dioptrien der gesamten Akkommodationsbreite (ca. 15 bis 17 Dioptrien) mittels cornealer Akkommodation zustande gebracht (SCHAEFFEL / HOWLAND, 1987). TROILO und WALLMAN (1987) bestätigen diese Ergebnisse, geben aber als gesamte Akkommodationsbreite bei Hühnern zehn Dioptrien an, wobei die corneale Akkommodation ungefähr sechs Dioptrien übernimmt. Dagegen weisen Untersuchungen von SIVAK, HILDEBRAND, LEBERT, MYSHAK und RYALL (1986) darauf hin, dass bei Hühnern nur wenig oder gar keine corneale Akkommodation stattfindet und dass ihre Akkommodationsfähigkeit mit dem Alter stark nachlässt. Die Ergebnisse könnten aber auch auf deutliche Rasseunterschiede bei Hühnern hinweisen.
Neuere Untersuchungen von GLASSER, TROILO und HOWLAND (1994) geben dagegen den Wert der cornealen Akkommodation bei Hühnern wieder mit 9 dpt an. Ob die corneale Akkommodationsfähigkeit dieser Vögel mit dem Alter abnimmt, ist nicht bekannt. Für die lentikuläre Akkommodationsbreite ist eine deutliche Abnahme im Alter jedoch nachgewiesen, es entsteht eine Altersweitsichtigkeit (Presbyopie). Diese könnte durch sinkende Flexibilität oder größere Dicke der Linse, oder aber auch durch eine Schwächung des Ziliarmuskels verursacht werden (CHOH / SIVAK / MERINEY, 2002).
Die lentikuläre Akkommodation bei Hühnern wird hauptsächlich durch eine Kontraktion der peripheren Muskelfasern der Iris hervorgerufen, wodurch die Ziliarfortsätze gegen die Linse gedrückt werden, wobei auf diese Kraft ausgeübt wird. Wenn sich die Muskelfasern entspannen, kehrt die Linse durch die Elastizität des Ligamentum pectinatum und des Corpus ciliare wieder in ihre Ausgangsstellung zurück. Eine Kontraktion des M. ciliaris posterior oder Änderungen des intraokulären

Drucks spielen nur eine untergeordnete Rolle bei der lentikulären Akkommodation des Huhnes (GLASSER / MURPHY / TROILO / HOWLAND, 1995).

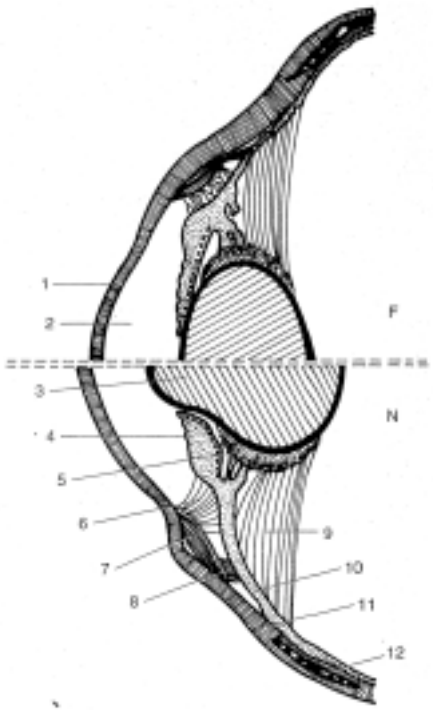

Abb. II-4 Akkommodation des Vogelauges; F: Ferneinstellung der Linse (Ruhezustand), N: Naheinstellung, 1: Cornea, 2: Camera anterior bulbi, 3: Lens, 4: Iris, 5: Ringwulst, 6: Reticulum trabeculare (Ligamentum pectinatum), 7: M. ciliaris anterior, 8: M. ciliaris posterior, 9: Fibrae zonulares, 10: Corpus ciliare, 11: Sklera, 12: Anulus ossicularis sclerae; (aus HUMMEL, 2000 nach BERNDT / MEISE, 1959)

Dadurch, dass die Cornea unter Wasser nicht als zusätzliche Linse funktionieren kann, haben Tauchvögel verschiedene Strategien entwickelt, die fehlenden 20 Dioptrien auszugleichen. Dabei gibt es verschiedene Ansätze.

Seeschwalben z.B. gleichen diese Schwäche nicht aus, sie sind unter Wasser weitsichtig. Daraus ergibt sich, dass sie ihre Beutefische zwar aus der Luft gut anvisieren können, sie dann aber unter Wasser häufig verfehlen (KING / McLELLAND, 1984).

Pinguine dagegen sehen unter Wasser scharf, sind aber nach Angabe einiger Autoren über Wasser kurzsichtig (KING / McLELLAND, 1984). Andere Untersuchungen zeigen allerdings, dass diese Angabe nicht richtig ist. Demnach besitzen Pinguine eine ausreichend große Akkommodationsbreite, um im Großen und Ganzen sowohl unter, als auch über Wasser normalsichtig zu sein. Ihre Cornea ist im Verhältnis zur Größe des Augapfels relativ flach. Dadurch wird der optische Effekt

beim Untertauchen minimiert (HOWLAND / SIVAK, 1984; SIVAK / HOWLAND / McGILL-HARELSTAD, 1987).

Andere Tauchvögel, wie z.B. der Kormoran, haben eine dermaßen hohe Akkommodationsbreite, dass sie sowohl unter als auch über Wasser scharf sehen können. Der Grund hierfür liegt in den anatomischen Verhältnissen. Die Linse des Kormorans ist extrem weich und flexibel, die Ziliarmuskeln und der Irismuskel sind sehr kräftig. Dadurch ist nicht nur die lentikuläre Akkommodation besonders gut möglich, sondern der vordere Teil der Linse wird auch noch durch den Irissphinkter so komprimiert, dass er sich aus der Pupille herauswölbt und damit eine wesentlich stärkere Krümmung erhält (KING / McLELLAND, 1984). Die Akkommodationsbreite eines Kormorans übertrifft mit ca. 50 dpt (HUMMEL, 2000) bis 80 dpt (SIVAK / HILDEBRAND / LEBERT, 1985) die eines jungen Menschen (diese liegt lt. SILBERNAGL / DESPOPOULOS 1991 bei ca. 10 dpt) gut um das vier- bis fünffache (KING / McLELLAND, 1984). Doch auch viele andere Vogelarten liegen mit einer Akkommodationsbreite von ca. 20 dpt über der des Menschen (HUMMEL, 2000) oder anderer Säugetiere. SIVAK, HILDEBRAND und LEBERT (1985) geben für Tauchenten (Kappensäger = *Lophodytes cucullatus*; L., 1758, und Schellente = *Glaucionetta clangala;* L.1758) ebenfalls eine Akkommodationsbreite von 70 bis 80 dpt an.

Obwohl diese Vergleiche irreführend sein können, weil die Augen dieser Spezies für die unterschiedlichsten Aufgaben optimiert wurden (RAVELHOFER, 1996), helfen sie doch, das Ausmaß der Leistung von Vogelaugen zu verstehen.

Bei Hühnern verläuft die Akkommodation, sowie der Pupillarreflex, in beiden Augen unabhängig ab. Bei der Schleiereule wurde dagegen nachgewiesen, dass die Akkommodation in beiden Augen gekoppelt ist, während der Pupillarreflex auch hier in beiden Augen getrennt reagiert (SCHAEFFEL / WAGNER, 1992).

II.2.3 Hell-Dunkel-Adaptation

Um sowohl tagsüber als auch nachts ein optimales Sehvermögen zu garantieren, muss das Auge in der Lage sein, sich an verschiedene Helligkeiten anzupassen.
Beim Menschen kann die Anpassung an ein dunkles Umfeld mehrere Minuten dauern, das Optimum ist nach ca. 30 Minuten erreicht (SILBERNAGL / DESPOPOULOS, 1991).
Die Adaptation an unterschiedliche Lichtverhältnisse kann beim Vogel wesentlich schneller vonstatten gehen als beim Säugetier, da die Muskulatur der aviären Iris quergestreift und damit die Pupillengröße willkürlich steuerbar ist.
Obwohl die Pupille den Lichteinfall reflektorisch stark (beim Menschen um den Faktor 16) verändern kann, liegt ihre Hauptaufgabe doch darin, sich möglichst rasch an einen schnellen Helligkeitswechsel (v.a. von dunkel nach hell) anzupassen, um mögliche Schädigungen des Auges zu verhindern (SILBERNAGL / DESPOPOULOS, 1991).

Zusätzlich gibt es bei Vögeln wie auch bei einigen Amphibien eine weitere Möglichkeit, das auf die Nervenzellen der Retina treffende Licht zu regulieren. Die Zellen des Pigmentepithels der Retina besitzen Fortsätze, die zwischen den lichtempfindlichen Spitzen der Nervenzellen liegen. Bei der Hell- Dunkel- Adaptation wandert nach KING / McLELLAND (1984) das Pigment in diesen Fortsätzen nach innen und schirmt den äußeren Rand der Rezeptorzellen ab.

Sowohl beim Schwein (THEILER, 1950), als auch beim Rind (RICKENBACHER, 1953) wurde nachgewiesen, dass bei einer Mydriasis aus einer starken Miosis heraus auch die Bulbusspannung und das bindegewebige Gerüst der Iris passiv zu einer geringfügigen Pupillenerweiterung führen. Beim Vogel wurde dies noch nicht nachgewiesen.

II.2.4 Produktion und Zirkulation des Kammerwassers

Das Kammerwasser wird von den Processus ciliares produziert. Es ist für die Aufrechterhaltung des intraokulären Drucks, der bei Vögeln dem des Menschen ähnelt (TRIPATHI / TRIPATHI, 1973a/b) und die Ernährung angrenzender Strukturen zuständig. Das Kammerwasser fließt in die hintere Augenkammer und von dort durch die Pupille in die vordere Augenkammer. Von hier gelangt es in den Kammerwinkel und wird schließlich über den Schlemm-Kanal abtransportiert, der bei Nicht-Primaten ein Plexus venosus sclerae ist (MARZ, 1999; REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).
Beim Menschen wird das gesamte Kammerwasser innerhalb einer Stunde ausgetauscht (SILBERNAGL / DESPOPOULOS, 1991).

Zwischen den Blutgefäßen der Iris und des Ziliarkörpers existiert die sogenannte Blut-Kammerwasser-Schranke (TRIPATHI / TRIPATHI, 1973a/b). Bei Hühnern zeigte sich, dass sich diese Schranke in einigen Aspekten von der des Menschen unterscheidet. Die Endothelzellen der Gefäße des Corpus ciliare sind mit einfachen, kontinuierlichen Zonulae occludentes verbunden und es sind weniger Vesikel, Fenster und transendotheliale Kanäle vorhanden. Die Gefäßwände verzögern zwar einen Übertritt bestimmter Substanzen in das umliegende Gewebe, sie verhindern ihn aber nicht. Sie können zwar in den interzellulären Raum zwischen den Epithelzellen des Ziliarkörpers gelangen, ein Eindringen in die hintere Augenkammer wird jedoch durch sehr komplexe Zonulae occludentes der unpigmentierten Zellschicht verhindert (SMITH / RAVIOLA, 1983).
UUSITALO, PALKAMA und STJERNSCHANTZ untersuchten die Blut-Kammerwasser-Schranke 1973 beim Kaninchen näher und fand heraus, dass diese Schranke in der Iris besonders dicht ist, während sie an den Ziliarfortsätzen und an der Pars plana etwas durchlässiger zu sein scheint. RAVIOLA (1977) beschreibt, dass die Schranke aus zwei Anteilen besteht. Der eine liegt im Epithel der Iris und des Corpus ciliare und schützt die hintere Augenkammer vor zirkulierenden Makromolekülen. Der zweite ist eine endotheliale Barriere, die verhindert, dass Makromoleküle von den Gefäßen der Iris in das Irisstroma übertreten. Im Gegensatz zu den Wänden der hinteren Augenkammer, können Makromoleküle problemlos die Wände der vorderen Augenkammer überwinden und in das Kammerwasser ein- oder

aus ihm austreten. Die Blut-Kammerwasser-Schranke im Bereich der hinteren Augenkammer dient wie der ständige Kammerwasserfluss in Richtung der vorderen Augenkammer dazu, die gleichbleibende Zusammensetzung des Kammerwassers zu garantieren.

II.2.4.1 Produktion des Kammerwassers

EICHHORN (1988) beschreibt, dass das Kammerwasser sowohl durch Ultrafiltration, als auch durch energieverbrauchende Sekretion produziert wird, wobei noch umstritten ist, wie groß der jeweilige Anteil ist. GREEN, GAASTERLAND, MILTON und BOWMAN konnten 1987 bei Versuchen an Menschen nachweisen, dass bei jungen Erwachsenen die Ultrafiltration deutlich überwiegt, während bei älteren Menschen die Bedeutung der Sekretion größer ist.
CAPRIOLI (1975) beschreibt zusätzlich zu diesen beiden Vorgängen noch die Diffusion als Produktionsmechanismus. Bevor das Kammerwasser aus der hinteren Augenkammer herausfließt, finden am Übergangsgebiet zwischen Iriswurzel und Ziliarkörper über sogenannte "ciliary channels" Rückresorptionsprozesse statt, durch die die Zusammensetzung des Kammerwassers nocheinmal verändert wird. Diese "ciliary channels" liegen zwischen den apikalen Zellmembranen von pigmentiertem und unpigmentiertem Epithel (EICHHORN, 1988).

II.2.4.2 Kammerwasserabfluss

Es wurde nachgewiesen, dass zwei Arten des Kammerwasserabflusses bestehen.

II.2.4.2.1 primärer Kammerwasserabfluss

Nach Passieren des Ligamentum pectinatum und des trabekulären Maschenwerks, welches als mechanischer Filter fungiert, muss das Kammerwasser die Endothelauskleidung des Kammerwasserplexus überwinden. Dafür gibt es vier Möglichkeiten:

1) Mikropinozytose
2) Interzelluläre Lücken oder Öffnungen
3) Intrazelluläre Kanäle
4) Endotheliale Vakuolenbildung

Die ersten beiden Möglichkeiten spielen nach TRIPATHI (1970, 1977) und TRIPATHI und TRIPATHI (1972) keine bedeutende Rolle, am wichtigsten scheint die Bildung von Vakuolen zu sein. Dies wurde von TRIPATHI (1971) für Rodentia, Ungulata und Carnivora, für den Hund auch von BEDFORD und GRIERSON (1986) nachgewiesen. Die Untersuchungsergebnisse von TRIPATHI und TRIPATHI (1973) an den Augen von Hühnern, Tauben und einer Gans zeigen deutliche Vakuolen im Endothel des Sinus venosus sclerae, die darauf schließen lassen, dass Vakuolenbildung auch bei diesen Spezies eine wichtige Rolle beim Kammerwasserabfluss spielt. TRIPATHI (1970) und COLE und TRIPATHI (1971) vertreten die Auffassung, dass diese Vakuolen zum Teil vorübergehend die Form eines transzellulären Kanals annehmen. TRIPATHI und TRIPATHI konnten dagegen 1972 zeigen, dass nur wenige Vakuolen diese Form annehmen, so dass dieser Abflussweg nur eine verhältnismäßig geringe Rolle spielen kann.
Durch diese Mechanismen gelangt das Kammerwasser in das System abführender Gefäße. Dieses wird beim Primaten als Sinus venosus sclerae (Schlemm-Kanal), bei den Haussäugetieren als Plexus venosus sclerae bezeichnet (NOMINA ANATOMICA VETERINARIA, 1992).

Vom Sinus venosus sclerae wird das Kammerwasser schließlich über Sammelkanäle dem intraskleralen venösen Plexus zugeführt.

Der primäre Kammerwasserabfluss ist abhängig vom intraokulären Druck. Fällt dieser Druck unter einen bestimmten Wert, fließt nichts mehr ab. Steigt er dagegen an, steigt auch die Menge des abfließenden Kammerwassers entsprechend (TRIPATHI, 1974; SVEDBERGH, 1974; RAVIOLA, 1981).

II.2.4.2.2 sekundärer Kammerwasserabfluss

Durch Injektion von Partikeln in die vordere Augenkammer konnte nachgewiesen werden, dass neben dem primären auch noch ein zweiter Weg für den Abfluss des Kammerwassers besteht. Dieses nimmt bei verschiedenen Tierarten eine unterschiedlich wichtige Stellung ein. So können beim Affen bis zu 65% auf diesem Weg abfließen, während es bei der Katze nur 3% (BILL, 1965) sind. Beim Vogel wurde diese Art des Abflusses noch nicht beschrieben.

Das Kammerwasser fließt hierbei über den kaudalen Teil des trabekulären Maschenwerks und die Iriswurzel in den Ziliarkörper hinein. Dort verteilt es sich in den interstitiellen Räumen des M. ciliaris und im Bindegewebe und erreicht dann die supraziliaren und suprachoroidalen Räume. Von dort gelangt es über kolloidosmotische Kräfte in die choroidalen und skleralen Blutgefäße.
Im Gegensatz zum primären Kammerwasserabfluss ist der sekundäre unabhängig vom intraokulären Druck, da bei einem Anstieg des intraokulären Drucks der Gegendruck in Uvea und Suprachoroid entsprechend ansteigt (BILL, 1965; BARRIE / GUM / SAMUELSON / GELATT, 1985).

Wenn der Abfluss des Kammerwassers nicht funktioniert, kommt es zu einer Erhöhung des Augeninnendrucks (Glaukom). Dieses ist extrem schmerzhaft und schädigt die Retina (SILBERNAGL / DESPOPOULOS, 1991).

II.2.5 Vögel als Tiermodell in der Forschung

Gerade im Bereich der Augenheilkunde in der Humanmedizin werden Vögel für die Simulation und Erforschung bestimmter pathologischer Erscheinungen als Tiermodell verwendet. Dazu gehört u.a. auch das Glaukom. Für die Forschung in diesem Bereich werden eine Putenlinie ("Slate turkey") mit einer bestimmten Mutation sowie albinotische Wachtelmutanten verwendet.

Hierbei bewirkt ein geschlechtsgebundenes Gen, dass es durch Zellinfiltrate im Kammerwasser zu einer progressiven hinteren Synechie kommt, wodurch ein Pupillarblock mit Iris bombé entsteht. Dieses reproduzierbare Krankheitsbild wird für die Erforschung des humanen sekundären Winkelblockglaukoms des Menschen verwendet (KORBEL, 1994).

Eine andere Möglichkeit, bei Vögeln ein Glaukom zu verursachen wird von GELATT (1977) anhand von Hühnerküken beschrieben. Diese werden während der Aufzucht dauerhaftem Licht ausgesetzt, was ein licht-induziertes Glaukom hervorruft. Die betroffenen Vögel haben einen vergrößerten Bulbus und erhöhten intraokulären Druck (KINNEAR / LAUBER / BOYD, 1974). Zusätzlich zeigen sie einen reduzierten Kammerwasserfluss, eine verringerte Corneale Laktat-Dehydrogenase (LDH) und eine erhöhte LDH im Kammerwasser (KINNEAR / LAUBER / BOYD, 1974; GELATT, 1977). Es kann eine Vergrößerung des Glaskörpers und ein vermindertes Wachstum der Cornea nachgewiesen werden (KINNEAR / LAUBER / BOYD, 1974). Mit ungefähr 16 Wochen bricht die Homöostase des intraokulären Drucks vollständig zusammen (KINNEAR / LAUBER / BOYD, 1974). Die Pathogenese ist allerdings noch unklar (KINNEAR / LAUBER / BOYD, 1974; GELATT, 1977). Da das licht-induzierte aviäre Glaukom (LIAG) aber auf verschiedene humane Glaukom-Medikamente reagiert und da die Entstehungsphase für den Untersuchenden beobachtbar ist, wird das LIAG bei Hühnern als geeignetes Forschungsobjekt angesehen (LAUBER, 1987).

Auch im Bereich der humanen Myopie sucht man nach geeigneten aviären Modellen, um Ursachenforschung zu betreiben und eventuelle Präventionsmöglichkeiten zu finden (LAUBER, 1991).

III. Material und Methode

III.1 Untersuchungsmaterial

Für diese Arbeit wurden die Augen von 52 Vögeln aus 19 unterschiedlichen Arten verwendet (siehe unten).

Um Vergleiche zwischen den verschiedenen Augentypen herstellen zu können und trotzdem noch eine einigermaßen übersichtliche Gruppe an Vogelarten zu untersuchen, wurden jeweils Vertretergruppen der drei großen unterschiedlichen Augapfelformen ausgewählt:

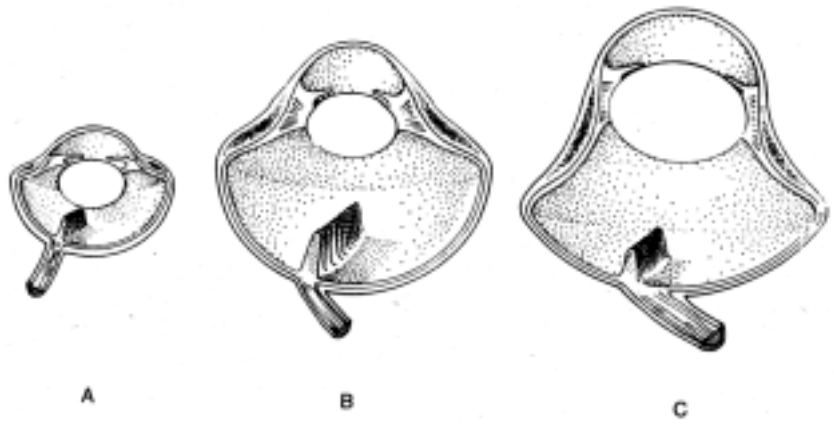

Abb. III-1 Unterschiedliche Augapfelformen beim Vogel (aus KING / McLELLAND, 1984 nach WALLS, 1942)

- flache Augapfelform (siehe Abb. III-1Skizze A): Hühnervögel, darunter:

6 Fasane (*Phasianus colchicus;* L., 1758),

3 Haushühner (*Gallus gallus;* L., 1758),

3 Pfaue (*Pavo cristatus;* L., 1758),

2 Perlhühner (*Numida meleagris;* L., 1758),

3 Truthühner (*Meleagris gallopavo;* L., 1758).

- globuläre Augapfelform (siehe Abb. III-1 Skizze B): Taggreifvögel, darunter:

10 Mäusebussarde (*Buteo buteo;* L., 1758),
2 Turmfalken (*Tinnunculus tinnunculus;* Vieill., 1808),
1 Habicht (*Accipiter gentiles;* L., 1758),
1 Gerfalke (*Hierofalco rusticolus;* L., 1758),
1 Steppenadler (*Aquila nipalensis;* Hodgs., 1833),
1 Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus;* L., 1766),
1 Seeadler (*Haliaeetus albicilla;* L., 1758),
3 Wanderfalken (*Hierofalco peregrinus;* Tunst., 1771).

- tubuläre Augapfelform (siehe Abb. III-1Skizze C): Eulen, davon:

2 Uhus (*Bubo bubo;* L., 1758),
5 Waldohreulen (*Asio otus;* L., 1758),
2 Schleiereulen (*Tyto alba;* Scop., 1769),
2 Waldkauze (*Strix aluco;* L., 1758),
4 Schnee-Eulen (*Nyctea scandiaca;* L., 1758).

Zusätzlich wurden noch die Augen von zwei Kormoranen (*Phalacrocorax carbo;* L., 1758) untersucht. Bei diesem Vogel sind der Kammerwinkel und seine Anhangsorgane wegen der außerordentlichen Akkommodationsbreite seiner Augen von besonders großem Interesse.

Bei jeweils einem Auge eines Mäusebussards, eines Wanderfalken und eines Fasans wurde die kaudale Hälfte abgetrennt, um eine lupenmikroskopische Untersuchung der Ziliarfalten durchzuführen. Die Augen wurden unter einer Stereolupe der Marke Zeiss untersucht, die Befunde mittels einer digitalen Spiegelreflexkamera (Fuji FinePix S1Pro) dokumentiert.

III.2 Präparation des Untersuchungsmaterials

Die Augen der meisten Wildvögel entstammen dem Sektionsgut des Institutes für Geflügelkrankheiten in Oberschleißheim. Sie wurden im Institut für Tieranatomie über fünf Jahre hinweg gesammelt und bei 5°C in 4%igem Formalin gelagert.
Die Hühnervögel wurden privat geschlachtet oder jagdlich erlegt, nach sofortiger Bulbusexstirpation wurden die Augen ebenfalls bei 5°C in 4%igem Formalin gelagert.

Die linken Bulbi wurden jeweils in nasale und temporale, die rechten in dorsale und ventrale Hälften geteilt. Große Augen wurden vor dem Halbieren eine bis drei Stunden mit einem Schnellentkalker (new decalc der Firma Medite) behandelt, um den Skleralring schneidbar zu machen.

Der Kammerwinkel und seine Anhangsstrukturen sind extrem empfindlich, sie werden beim Zerteilen der Augen leicht zerstört. Daher musste eine Möglichkeit gefunden werden, die Bulbi möglichst schonend und ohne Ausübung von Druck zu halbieren.
Am geeignetsten zeigte sich dabei eine Eigelb-Einbettung, bei der Eigelb mit 25%igem Glutaraldehyd (pro Eigelb 3 ml) vermischt wird. Das Auge wird hierbei mit einem Tropfen dieser Mischung in der gewünschten Position auf einem hölzernen Zwischenboden in einer Plastikform fixiert. Mit dem Rest der schnell aushärtenden Masse wird es eingebettet. Der Augapfel kann nun mit einer Mikrotom-Klinge in der gewünschten Richtung halbiert werden. Die Eigelb-Einbettung verhindert dabei eine Verformung des Bulbus beim Schneiden. Mit einem Rundholz lässt sich der Zwischenboden nach oben schieben, so dass das geschnittene Auge beschädigungsfrei entnommen werden kann (Schritte der Schneidetechnik siehe Abb. III-2).

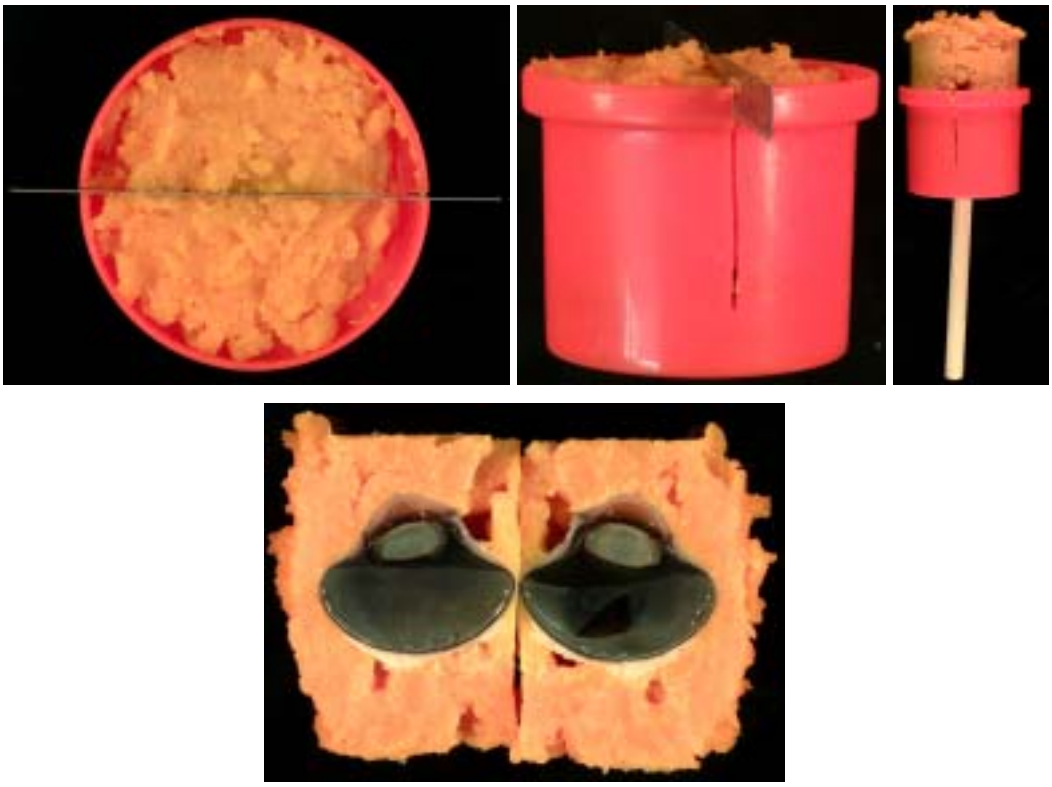

Abb. III-2 Schneidetechnik mit Eigelb-Einbettung

Wegen der gesundheitsschädlichen Wirkung wurde später statt Eigelb und Glutaraldehyd 35%ige Gelatine benutzt. Die Eigenschaften der Gelatine reichen zwar an die der Eigelb-Einbettung mit Glutaraldehyd nicht heran, ihre gesundheitliche Unbedenklichkeit überwog jedoch diesen Nachteil.

III.3 Präparation für die Lichthistologie

Die Hälften, die lichthistologisch beurteilt werden sollten, wurden etwa eine Stunde mit dem Schnellentkalker new decalc der Firma Medite behandelt und danach fünf Tage lang in einer aufsteigenden Alkoholreihe (50%, 70%, 96%, Isopropanol, Xylol) entwässert. Daraufhin wurden sie über den Zeitraum von zwei Wochen hinweg in Paraffin (Typ 1, 3, 6 und 9 der Firma Richard-Allan Scientific) gelegt, wobei dieses mehrmals gewechselt und durch Paraffin größerer Härte ersetzt wurde. Schließlich wurden die Präparate in Paraffin Typ 9 eingebettet.

Zur Herstellung der 7µm dicken Schnitte wurde ein Microtom HM 360 der Firma Microm verwendet. Die Schnitte wurden über ein Wasserbad (ca. 15 Minuten) auf beschichtete Super Frost Plus Objektträger verbracht und danach mindestens zwei Tage im Wärmeschrank aufbewahrt.

Um die Strukturen einschließlich der Linse möglichst gut zu erhalten, wurden die meisten Schnitte mit der Tesafilm-Methode modifiziert nach Rydberg und Fiesmer (ROMEIS, 1968) hergestellt, wobei der Tesafilm Typ 4104 verwendet wurde, bei dem sich Kunststoff und Klebstoff in Xylol innerhalb von 3 bis 24 Stunden restlos ablösen.

Die Schnitte wurden über eine absteigende Alkoholreihe mit folgenden Methoden gefärbt und danach über eine aufsteigende Alkoholreihe mit Eukitt eingedeckelt:

1) Hämalaun-Eosin (HE): Übersichtsfärbung; Kerne blau, übriges Gewebe abgestuft rosa,
2) Kernechtrot-Kombinationsfärbung (Azan mod.): Übersichtsfärbung,
3) Trichromfärbung nach Masson und Goldner (MG): Kerne braunschwarz, Muskulatur rot, Zytoplasma von Epithelzellen ziegelrot, Erythrozyten orange, Bindegewebe und Schleim grün,
4) Resorcinfuchsin-Kernechtrot nach Weigert (Elastica): elastische Fasern blauschwarz,
5) Alcianblau: saure Mukosubstanzen blau,
6) PAS-Reaktion: PAS-positiv (neutrale Mukosubstanzen, epitheliale Sulfomuzine, Sialomuzine, Mukoproteine, Hyalin, Kolloid, Glykoproteine, Glykolipide, Phospholipide, bestimmte Lipidpigmente): je nach Menge rosa bis purpurrot,
7) Versilberung nach Bodian (Bodian): Nervenfasern intensiv schwarz-violett auf hellem Untergrund.

Zusätzlich wurden von je einem Auge einer Waldohreule und einer Schleiereule an dem Kryomikrotom Vacutome HM 500 OM der Firma Microm 7 µm dicke Gefrierschnitte angefertigt. An diesen wurden folgende Färbungen durchgeführt:

1) Fettfärbung mit Ölrot: Lipide kräftig rot, Kerne blau,
2) PAS-Reaktion.

III.4 Präparation für die Rasterelektronenmikroskopie

Diejenigen Bulbushälften, die für die Rasterelektronenmikroskopie gedacht waren, wurden fünf Tage lang in einer aufsteigenden Azetonreihe (30%, 50%, 70%, 90%, 100%) entwässert und danach mit einem Critical Point Trockner CPD 030 der Firma Bal-Tec getrocknet. Daraufhin wurden die Präparate mit Leitsilber auf Träger geklebt und mit einer Gold-Palladium-Mischung besputtert. Bis zur Auswertung mit dem Rasterelektronenmikroskop wurden die Präparate luftdicht gelagert.

Zur Untersuchung wurden verschiedene Rasterelektronenmikroskope verwendet. Für fünf Präparate wurde das REM Nanolab 2000 der Firma Bausch und Lomb benutzt. Der übrige Teil der Präparate wurde mit dem REM JSM-6300 I der Firma Jeol untersucht, das vom Institut für Pathologie der GSF in München zur Verfügung gestellt wurde.

IV. Ergebnisse

Der prinzipielle Grundaufbau des Corpus ciliare ist dorsal, ventral, nasal und temporal bei allen Vogelarten gleich. Der nasale und temporale Quadrant unterscheiden sich grundsätzlich in der Länge der Strukturen, das dorsale und ventrale Viertel entsprechen in ihren Ausmaßen dem temporalen.
Sofern nicht explizit erwähnt, wurden keine Unterschiede zwischen den vier Quadranten festgestellt.

IV.1 Ziliarkörper

IV.1.1 Aufbau

IV.1.1.1 Form

Die Gesamtform des Ziliarkörpers entspricht einem spitzwinkligem Dreieck, das nasal deutlich kürzer ist als temporal.
Das Corpus ciliare beim Vogel besteht aus zwei Anteilen, die durch den Ziliarspalt getrennt werden und nur durch den Ansatz des hinteren Ziliarmuskels, sowie durch die Fasern des Ligamentum pectinatum und des Reticulum trabeculare verbunden werden. Der äußere Anteil enthält den M. ciliaris, während die dünne Platte des inneren Anteils die Ziliarfalten trägt (vgl. Abb. IV-1).

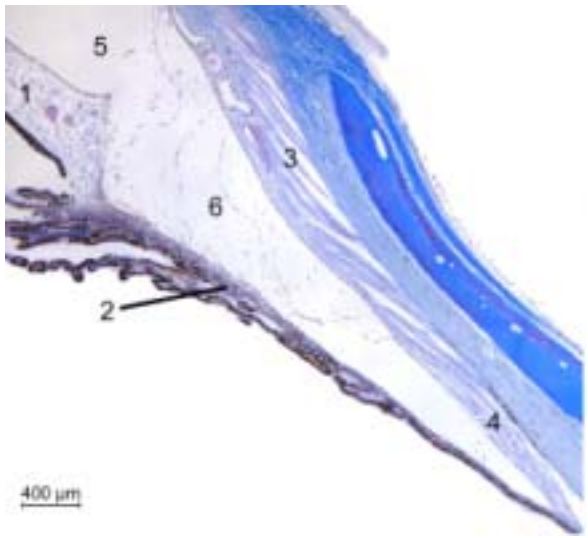

Abb. IV-1: Meridionalschnitt durch den Ziliarkörper (nasal) beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Azan mod.); 1: Iris, 2: Ziliarplatte mit Falten, 3: M. ciliaris anterior, 4: M. ciliaris posterior, 5: Angulus iridocornealis, 6: Sinus ciliosclerali mit Reticulum trabeculare

IV.1.1.2 Pars ciliaris der Pars caeca retinae

Die Oberfläche des Ziliarkörpers ist von zwei einschichtig hochprismatischen Epithellagen bedeckt, die als Pars ciliaris der Pars caeca retinae bezeichnet werden. Das äußere ist das Pigmentepithel, in dessen Zellen sich viele kleine Melaningranula befinden.

Innen liegt ihm das zweite, normalerweise unpigmentierte, Blatt der Pars caeca retinae auf (UPE) (vgl. Abb. IV-2). Seine Zellen sind es, die an den Spitzen der vorderen Ziliarfortsätze mit der Linsenkapsel verschmelzen.

Diese Schicht ist bei Hühnervögeln und Taggreifvögeln unpigmentiert (vgl. Abb. IV-2). Bei Nachtgreifvögeln befinden sich dagegen in ihren Zellen sehr viele Pigmenttropfen, die sehr klein sein, die Zelle aber auch ausfüllen können (vgl. Abb. IV-4). Im Rasterelektronenmikroskop kann man diese Pigmenttropfen ebenfalls sehr gut erkennen. An den Stellen des Ziliarkörpers, an denen das Epithel noch intakt ist, ragen sie halbkugelförmig aus der Oberfläche heraus (vgl. Abb. IV-5). An den Stellen, an denen die Ziliarfalten mit der Linse verschmolzen waren, liegen die Pigmenttropfen nach Entfernung der Linse frei. Sie sind kugelförmig und ihre Größe variiert zwischen ungefähr 0,5 µm und 5 µm Durchmesser. Auch stäbchenförmiges Pigment (Melanin) mit einer Länge von ca. 1 µm lässt sich identifizieren (vgl. Abb. IV-5).

Auch beim Kormoran finden sich diese sonst nur bei Nachtgreifvögeln vorhandenen Pigmenttropfen im inneren Blatt der Pars ciliaris retinae, allerdings nur in den Spitzen der Processus ciliares, die mit der Linsenkapsel verschmelzen. Hier sind die mittelgroßen Tropfen aber in großer Zahl vorhanden (vgl. Abb. IV-3).

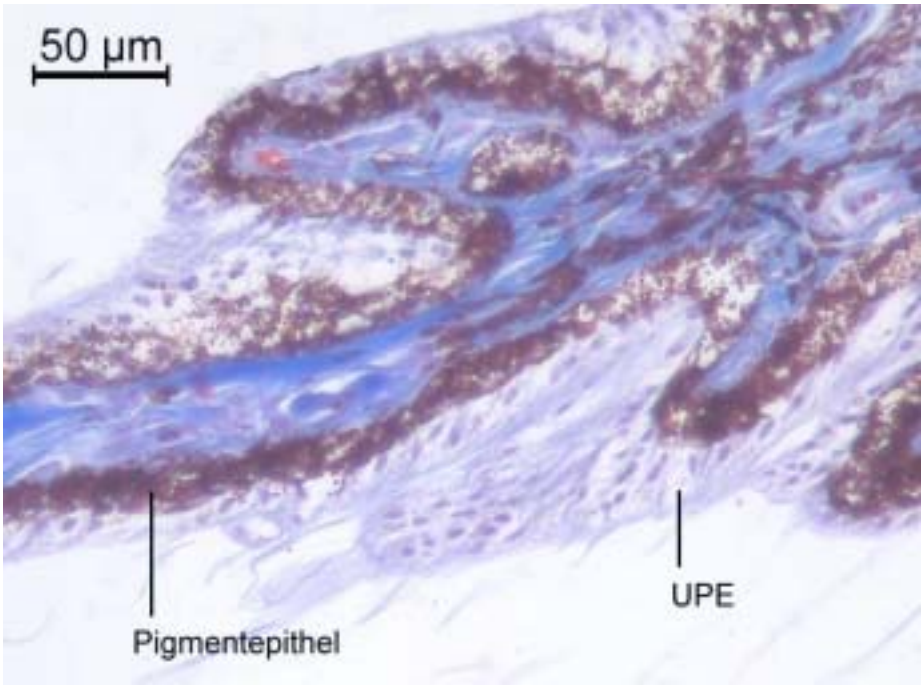

Abb. IV-2: Meridionalschnitt durch die Pars ciliaris der Pars caeca retinae an einer Plica ciliaris beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Azan mod.): UPE komplett unpigmentiert

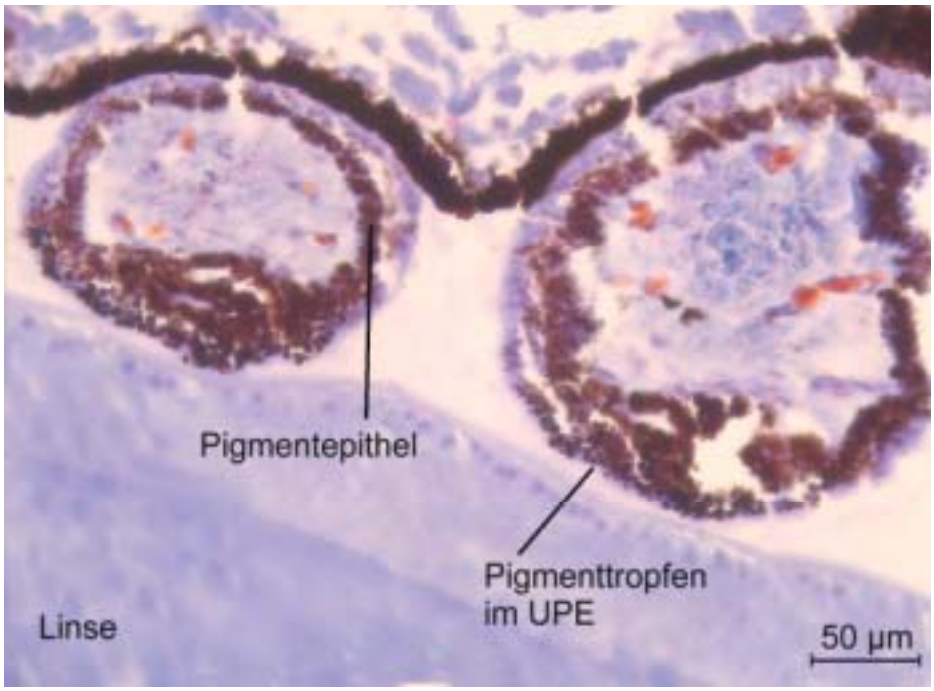

Abb. IV-3: Meridionalschnitt durch die Pars ciliaris der Pars caeca retinae beim Kormoran (*Phalacrocorax carbo*) (Azan mod.): partielle Einlagerung von Pigmenttropfen im UPE von Processus ciliares am Linsenansatz

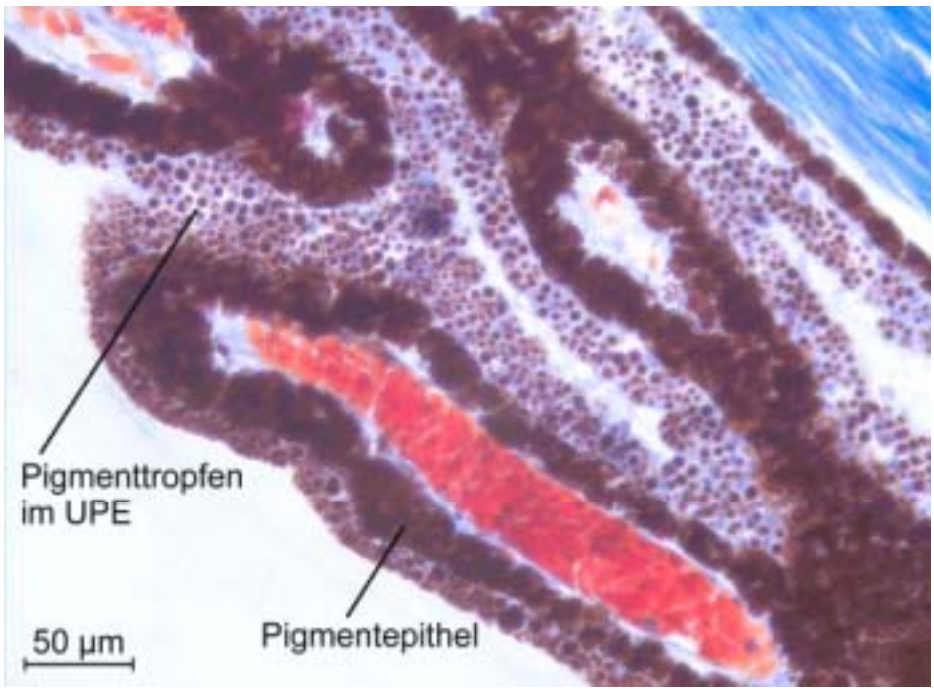

Abb. IV-4: Meridionalschnitt durch die Pars ciliaris der Pars caeca retinae am vorderen Teil der Pars plicata, Uhu (*Bubo bubo*) (Azan mod.): vollständige Füllung des UPE mit Pigmenttropfen

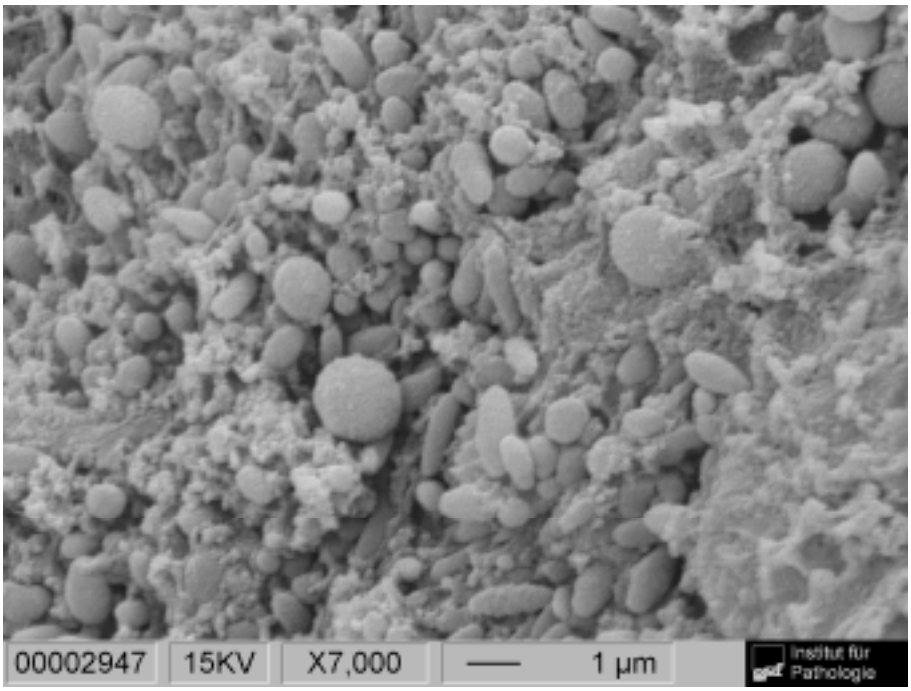

Abb. IV-5: Pigmenttropfen einer geöffneten Zelle der Pars ciliaris der Pars caeca retinae, REM-Präparat, Waldohreule (*Asio otus*)

IV.1.2 Hintere Pars plicata

Eine Pars plana wie bei den Säugetieren ist bei den Vögeln nicht vorhanden. Eine Einteilung kann nur in vordere und hintere Pars plicata erfolgen, wobei die Falten der hinteren Pars plicata deutlich niedriger sind und wesentlich enger zusammenstehen. Nur Fasane, Gerfalken und Habichte besitzen eine kurze, fast ganz gerade und faltenfreie Pars plana. Bei den übrigen untersuchten Vogelarten befinden sich kleine pilzförmige Falten auf der gesamten Strecke bis zur Ora serrata.

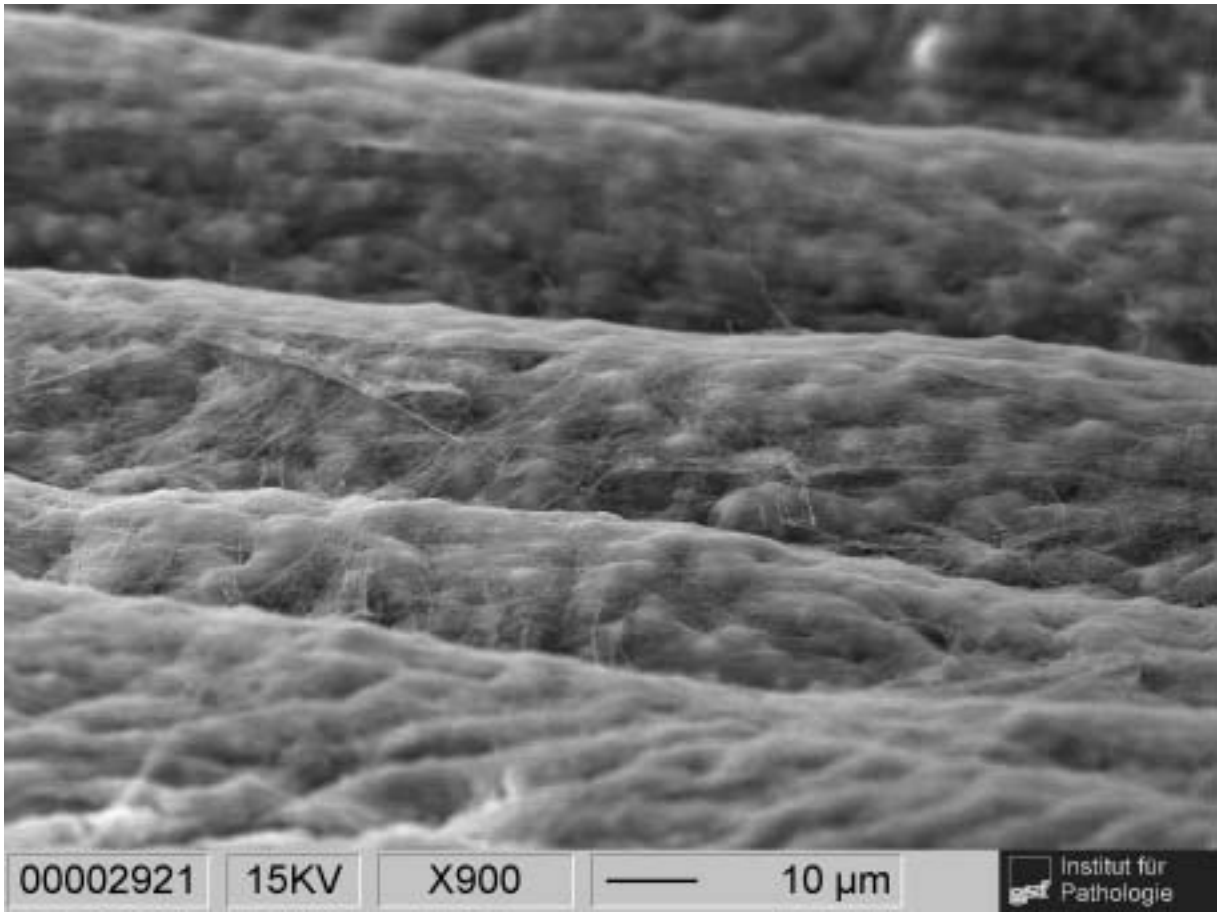

Abb. IV-6: Flache Ausläufer der Plicae ciliares im hinteren Teil der Pars plicata, bedeckt mit wenigen Zonulafasern, REM-Präparat, Waldohreule (*Asio otus*)

IV.1.3 Vordere Pars plicata

Im Bereich der vorderen Pars plicata sind die Ziliarfalten größtenteils tief und stark ausgeprägt. Anterior enden einige der Falten, die meisten der nebeneinanderliegenden Falten laufen aber zusammen, so dass die Zahl der Plicae von posterior nach anterior abnimmt, die Höhe jedoch deutlich zunimmt (vgl. Abb. IV-7). Ihr Verlauf ergibt ein unregelmäßiges Bild.

Eine Unterteilung in eine prä- und postlentikuläre Pars plicata ist nicht möglich. Prälentikulär existieren bei den untersuchten Vogelarten keine Ziliarfalten. Im vorderen Bereich verschmelzen die meisten Falten mit der Linsenkapsel, wobei sie vor allem temporal den Linsenäquator breit umfassen. Vereinzelt findet man Falten, die nicht mit der Linse verbunden sind.

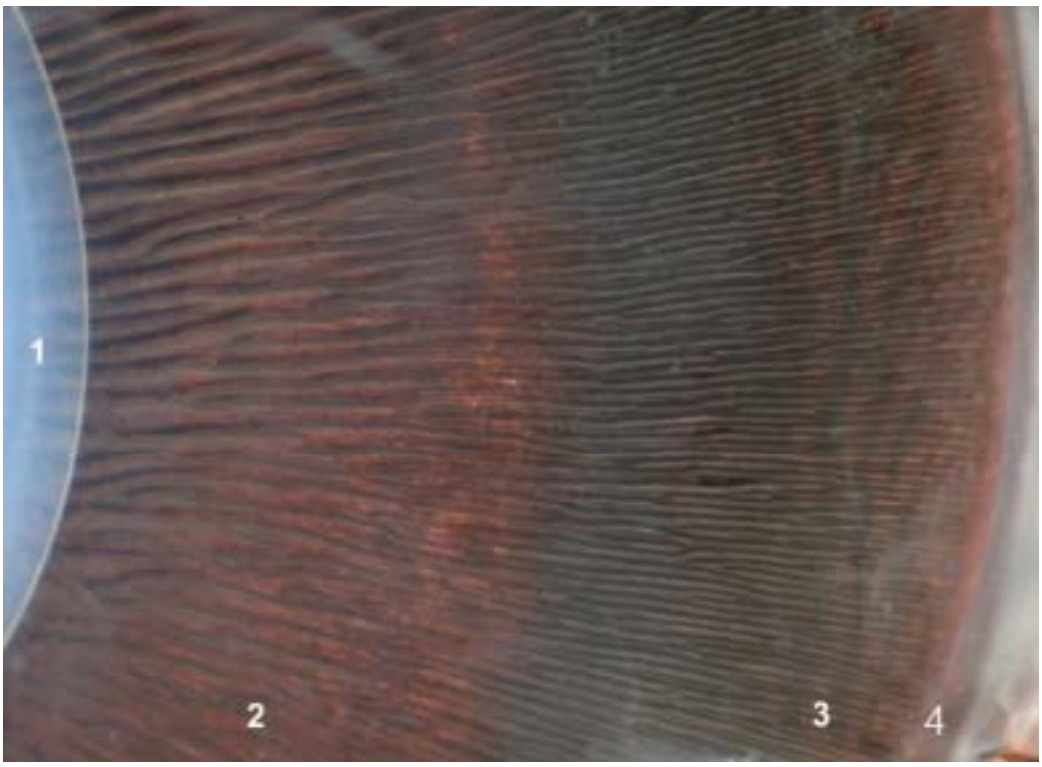

Abb. IV-7: Lupenmikroskopische Aufnahme der Ziliarfalten beim Mäusebussard (*Buteo buteo*), Lupenaufnahme; 1: Linse, 2: Pars plicata; 3: Hintere Pars plicata; 4: Ora serrata

IV.1.4 Ziliarfalten und Ziliarfortsätze

Processus ciliares sind grundsätzlich bei allen untersuchten Vogelarten nur im vorderen Bereich der Pars plicata vorhanden. Dabei sind sie temporal immer zahlreicher als nasal, die Spitzen der Fortsätze verschmelzen mit der Linsenkapsel. Diese Verschmelzung ist temporal immer breitflächiger als nasal. Bei Hühnervögeln und Nachtgreifvögeln laufen die Falten mit ihren Fortsätzen am Ansatz der Linse spitz zu, wobei die Plicae ciliares der Nachtgreifvögel wesentlich stärker verzweigt sind als die der Hühnervögel (vgl. Abb. IV-8). Bei Taggreifvögeln erfolgt die Verschmelzung mit der Linsenkapsel wesentlich breitflächiger als bei den anderen beiden Gruppen.

In die Ziliarfalten ziehen immer dicke Gefäße nach anterior, wo sie sich mehrmals aufzweigen und teilweise bis in die Spitzen der Fortsätze hinein verlaufen.

Große Mengen elastischer Faserbündel ziehen bei den Hühnervögeln in den vorderen Bereichen der Falten bis zur Spitze. Im hinteren Bereich der Pars plicata befinden sich zum Teil nicht einmal mehr in der Basis elastische Fasern.

Bei den Taggreifvögeln ist der Gehalt an elastischen Fasern wesentlich geringer. Lediglich beim Mäusebussard befinden sich größere Mengen elastischer Fasern in der Basis im vorderen Bereich der Ziliarfalten. Beim Weißkopfseeadler, Seeadler und Turmfalken ziehen ganz vorne einige elastische Fasern in die Spitze der Plicae ciliares, weiter hinten sind nur noch in der Basis ein paar wenige elastische Fasern vorhanden.
Bei Steppenadlern, Gerfalken und Habichten schließlich ziehen auch ganz vorne nur wenige elastische Fasern in die Basis der Falten, in den hinteren Bereichen befinden sich keine mehr.

Nachtgreifvögel besitzen ebenfalls nur wenige Bündel elastischer Fasern, die sich auf den vorderen Bereich der Pars plicata konzentrieren. Lediglich bei Waldohreulen findet man größere Mengen ganz vorne in der Basis der Ziliarfalten.

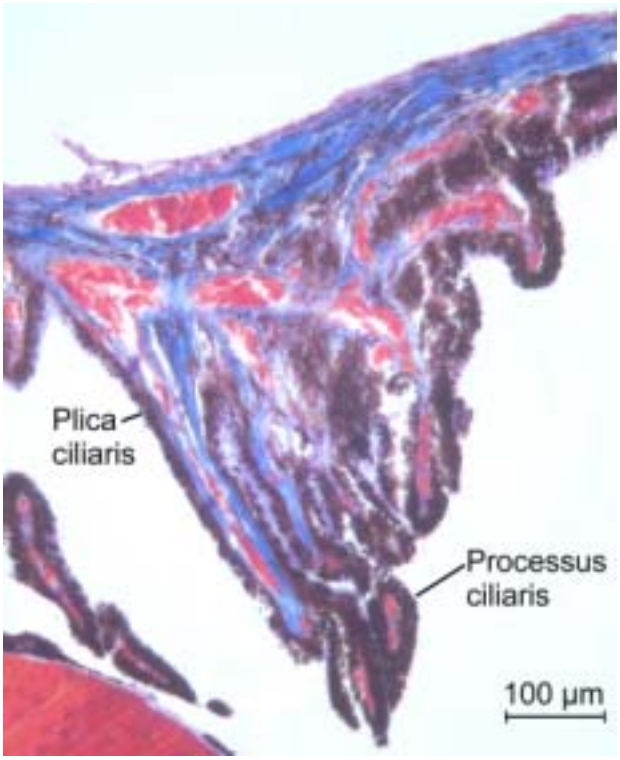

Abb. IV-8: Meridionalschnitt durch die Plicae und Proc. ciliares in der vorderen Pars plicata bei der Waldohreule (*Asio otus*) (Azan mod.)

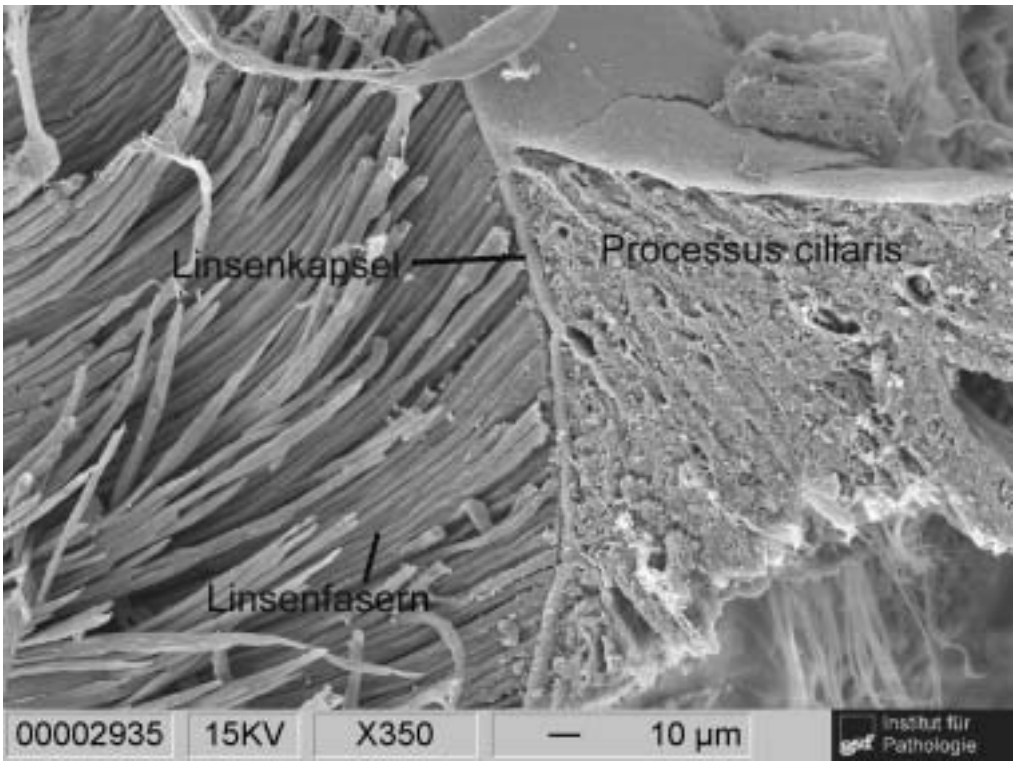

Abb. IV-9: Ansatz eines Proc. ciliaris an der Linse, REM-Bild, Waldohreule (*Asio otus*)

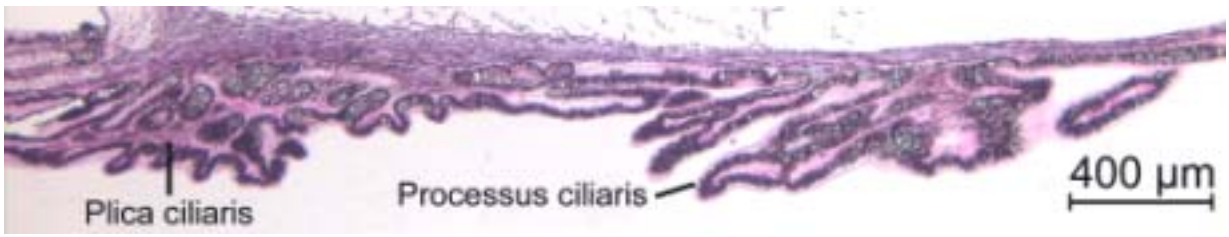

Abb. IV-10: Meridionalschnitt durch die Plicae und Proc. ciliares in der vorderen Pars plicata beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Resorcinfuchsin-Kernechtrot)

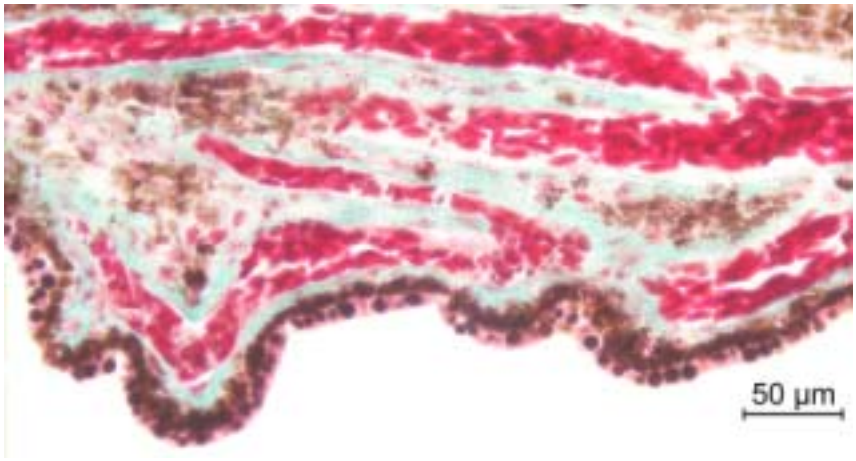

Abb. IV-11: Querschnitt durch die Ziliarfalten an der hinteren Pars plicata einer Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*) (MG)

Die Plicae ciliares des Kormorans unterscheiden sich deutlich von denen der anderen untersuchten Vogelarten. Seine Plicae ciliares nehmen posterior sehr schnell an Höhe zu und halten diese dann bis ganz vorne. Nur im vordersten Berich ziehen elastische Fasern bis in die Spitzen der Falten und Fortsätze.

Im Rasterelektronenmikroskop sind beim Kormoren große Gefäße, die sich im mittleren und hinteren Bereich des Ziliarkörpers winden und einen Durchmesser von 100 bis 200 µm haben deutlich als aufgereihte Querschnitte sichtbar. Diese Besonderheit, findet sich auch beim Weißkopfseeadler.

IV.1.4.1 Sekundärfalten

Bei allen untersuchten Vogelarten können neben den oben beschriebenen Plicae ciliares majores auch Plicae ciliares minores identifiziert werden. Diese sind deutlich kleiner als die Hauptfalten und befinden sich hauptsächlich im Bereich der vorderen

Pars plicata, wo sie an den Primärfalten und deren Basis entspringen (vgl. Abb. IV-12). Beim Kormoran reichen die Sekundärfalten, genauso wie die Primärfalten, weit posterior in die hintere Pars plicata hinein.

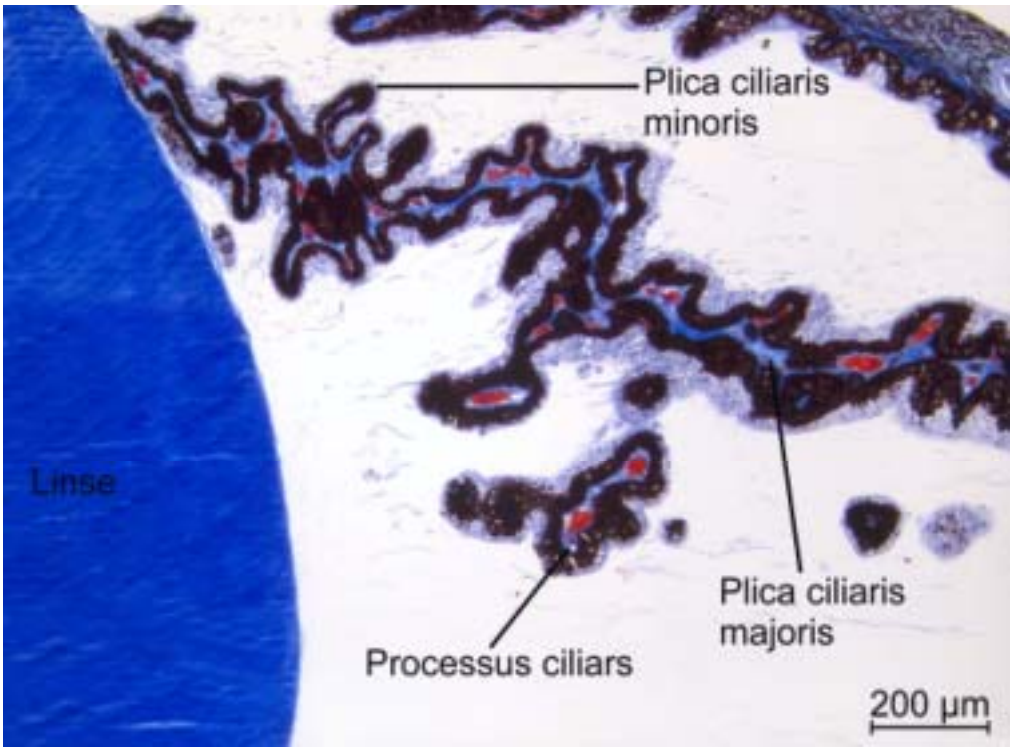

Abb. IV-12: Meridionalschnitt durch Ziliarfalten mit Sekundärfalten beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Azan mod.)

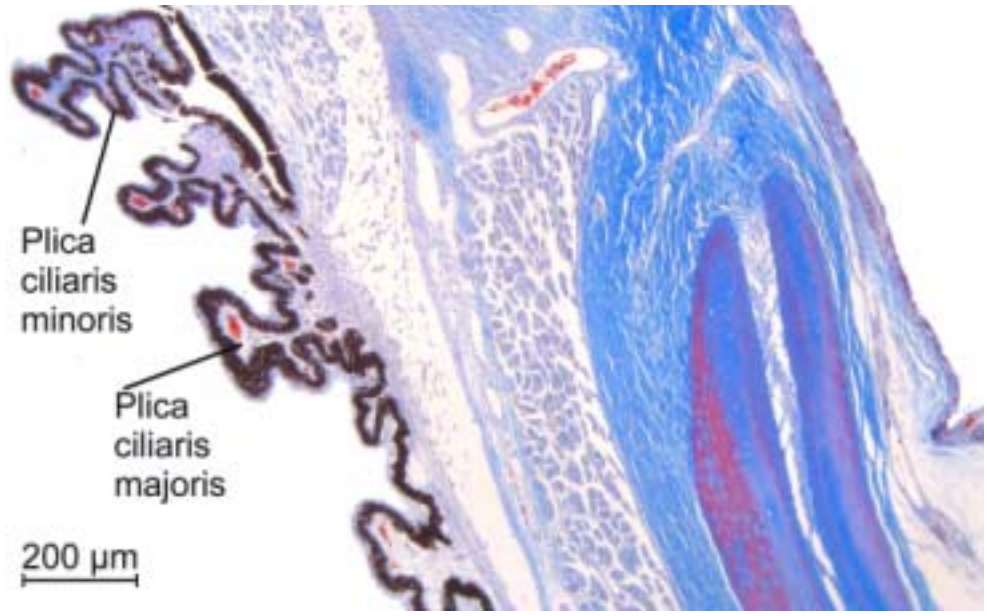

Abb. IV-13: Meridionalschnitt durch Primärfalten mit Sekundärfalten beim Haushuhn (*Gallus gallus*) (Azan mod.)

IV.1.5 Elastische Fasern

Bei allen untersuchten Augen durchziehen elastische Fasern den inneren Teil des Ziliarkörpers und die an den Ziliarspalt angrenzenden Bereiche. Die Anzahl dieser Fasern variiert allerdings bei den verschiedenen untersuchten Vogelarten beträchtlich. Dabei ist die Verteilung der Fasern nicht gleichmäßig, meist konzentrieren sie sich auf den irisnahen Bereich und auf die Gegend, in der der M. ciliaris posterior ansetzt (vgl. Abb. IV-14).

Der gesamte innere Anteil des Ziliarkörpers von Hühnervögeln und Kormoranen ist von zahlreichen Bündeln elastischer Fasern durchzogen, aber auch bei Waldohreulen sind davon beträchtliche Mengen vorhanden (vgl. Abb. IV-15). Besonders konzentriert sind die Bündel zwischen Irisansatz und den hinteren Anätzen des Reticulum trabeculare vorhanden.

Bei Habichten, Gerfalken und Steppenadlern konzentrieren sich große Mengen elastischer Fasern am Ansatzpunkt des Brücke-Muskels. Im übrigen Corpus ciliare sind dagegen nur wenige Fasern zu finden.

Die untersuchten Turmfalken und die Schleiereule besitzen allgemein nur wenige elastische Fasern. Diese verlaufen gebündelt direkt am Ziliarspalt, parallel zu demselben.

Auch Schnee-Eulen, Uhus und Waldkäuze weisen nur wenige elastische Fasern im inneren Teil des Strahlenkörpers auf, diese sind jedoch nicht so sehr direkt am Ziliarspalt gebündelt. Zusätzlich sind teilweise am Ansatz des hinteren Ziliarmuskels oder direkt am Sinus ciliosclerales geringfügig mehr vorhanden.

Bei Seeadlern und Weißkopfseeadlern befinden sich verhältnismäßig viele elastische Fasern im Corpus ciliare. Diese konzentrieren sich aber vor allem auf den irisnahen Bereich und den Ansatzbereich des M. ciliaris posterior.
Mäusebussarde können keiner dieser Gruppen eindeutig zugeordnet werden, dabei ihnen sämtliche Ausprägungen, was Anzahl und Verteilung angeht, vorkommen.

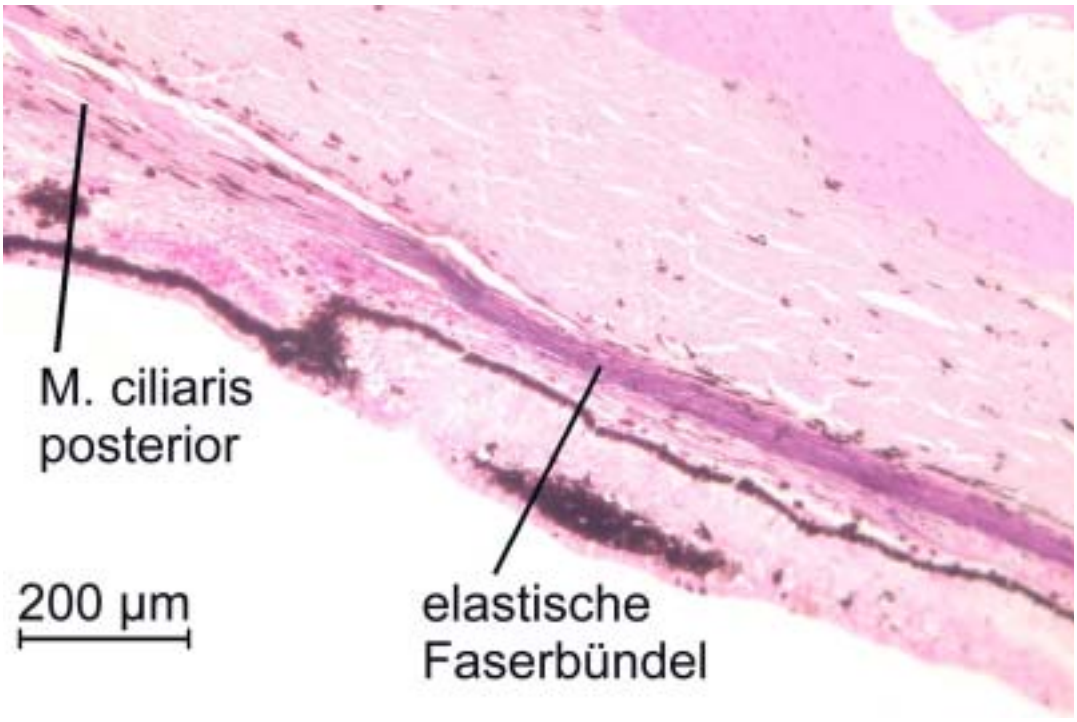

Abb. IV-14: Meridionalschnitt durch die hintere Pars plicata mit kräftigem Bündel elastischer Fasern die zum Ansatz des M. ciliaris posterior führen, Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Resorcinfuchsin-Kernechtrot)

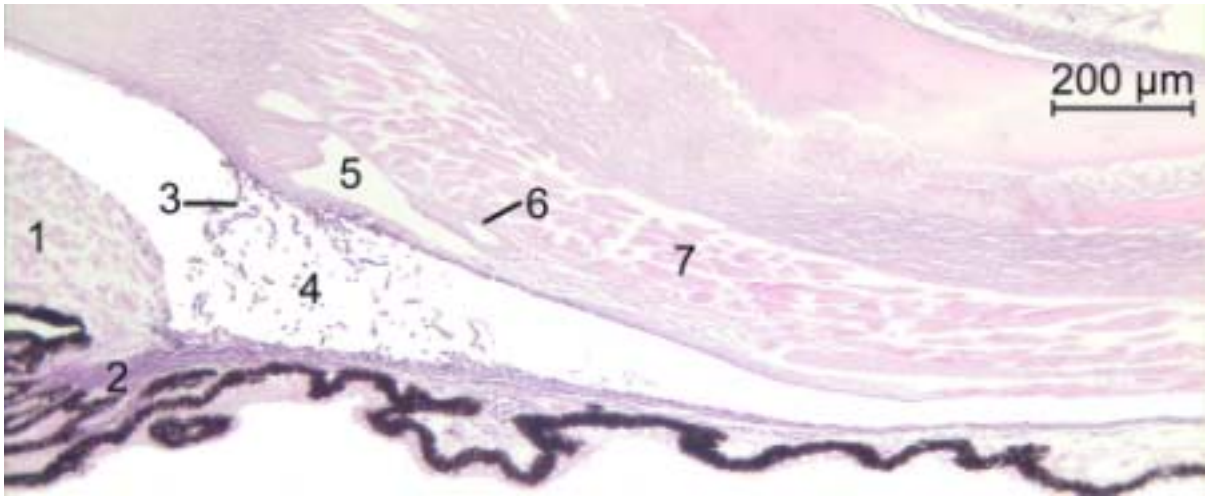

Abb. IV-15: Meridionalschnitt durch den Ziliarköper mit elastischen Fasern in der vorderen Pars plicata, im Ligamentum pectinatum und im Reticulum trabeculare beim Haushuhn (*Gallus gallus*) (Resorcinfuchsin-Kernechtrot); 1: Iris, 2: Elastische Fasern in Ziliarfalte, 3: Ligamentum pectinatum, 4: Ziliarspalt mit Reticulum trabeculare, 5: Sinus venosus sclerae, 6: Circulus arteriosus ciliaris, 7: M. ciliaris anterior

IV.1.6 Pigmentierung

Auch die Pigmenteinlagerungen im Ziliarkörper variieren sehr stark, wobei immer nur der innere Anteil deutlich pigmentiert ist, während sich im äußeren Teil nur um den Sinus venosus sclerae herum Pigmentzellen befinden.
Hühnervögel besitzen allgemein eine sehr deutliche Pigmentierung, genauso wie die untersuchten Adlerarten. Der Corpus ciliare von Habichten, Falken und Kormoranen ist dagegen nur geringgradig pigmentiert. Unter Mäusebussarden existieren bei verschiedenen Tieren entsprechend der Unterschiede in der äußeren Gefiederfarbe auch große Variationen in der Pigmentierung des Ziliarkörpers (vgl. Abb. II-1).
Bei den Nachtgreifvögeln besitzt nur der Waldkauz eine deutliche Pigmentierung, bei den übrigen Vogelarten dieser Gruppe ist der Strahlenkörper nur undeutlich oder gar nicht pigmentiert.

IV.1.7 Ziliarmuskel

Grundsätzlich sind bei Hühnervögeln und Taggreifvögeln alle drei Portionen (M. ciliaris anterior, M. ciliaris posterior und Fibrae radiales) des M. ciliaris vorhanden. Der M. ciliaris anterior zieht von der Sklera nach vorne, der M. ciliaris von demselben Ursprung an der Sklera nach hinten. Die Fibrae radiales sind immer nur als vereinzelte Fasern zu erkennen, die zwischen dem vorderen und dem hinteren Ziliarmuskel verlaufen.
Nachtgreifvögel besitzen nur zwei deutlich erkennbare Portionen, den vorderen und den hinteren Ziliarmuskel. Nur bei der untersuchten Schleiereule und einer Waldohreule waren Fibrae radiales in Form einer einzelnen Muskelfaser eindeutig zuzuordnen.

Mäusebussarde, Turmfalken, Haushühner, Perlhühner und Puten besitzen einen sehr kräftigen M. ciliaris anterior. Der Ansatz des dicken Muskels reicht oft bis zum kranialen Ende des Schlemm-Kanals, wo die Muskelfasern in die Cornea einmünden. Der M. ciliaris posterior ist nur geringfügig weniger stark ausgeprägt (vgl. Abb. IV-16).

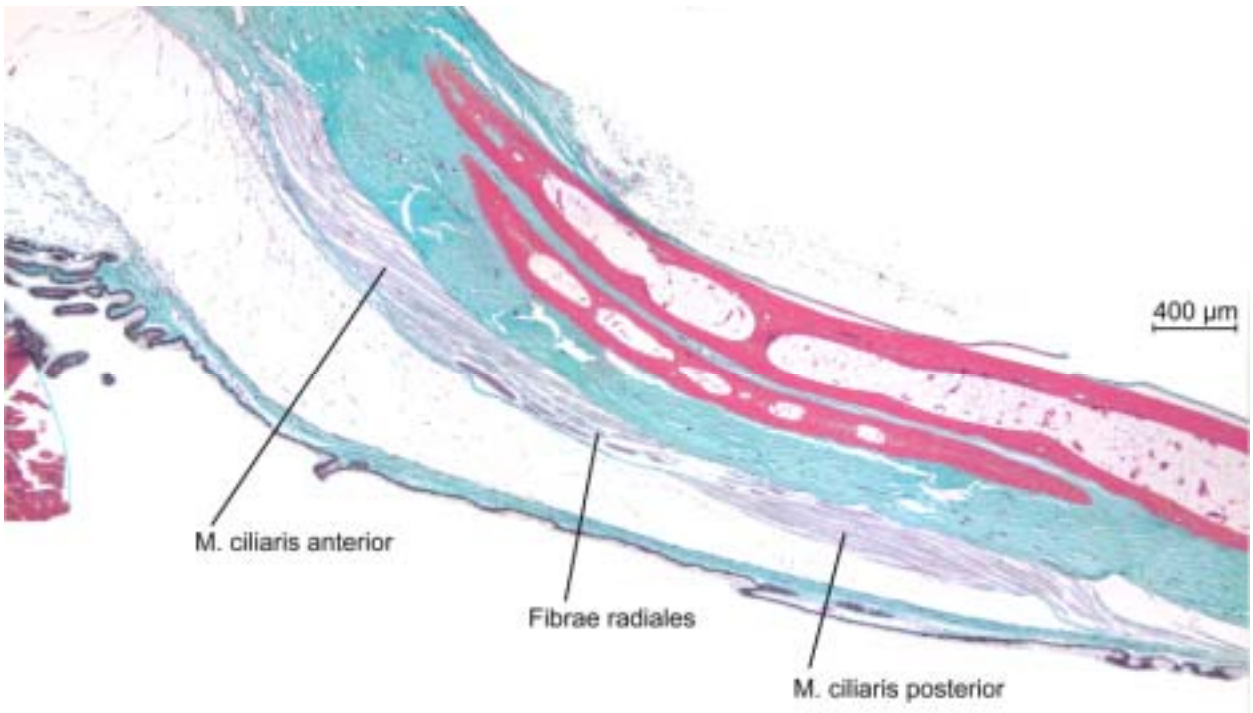

Abb. IV-16: Meridionalschnitt durch den Ziliarkörper mit dem M. ciliaris anterior und posteriorbeim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (MG)

Auch Habichte, Steppenadler, Weißkopfseeadler, Fasane und Pfauen haben einen sehr kräftigen Crampton-Muskel, dessen Ansatz des öfteren weit kranial des Schlemm-Kanals liegt. Ihr Brücke-Muskel ist jedoch deutlich schwächer ausgebildet.

Bei Seeadlern und Gerfalken sind dagegen sowohl der vordere als auch der hintere Ziliarmuskel nur schwach ausgeprägt. Im Vergleich zu diesen beiden Portionen sind die Fibrae radiales beim Seeadler sehr kräftig.

Bei den anderen Vogelarten bestehen die Fibrae radiales meist aus wenigen Fasern, die den vorderen und hinteren Ziliarmuskel verbinden.

Alle untersuchten Nachtgreifvögel besitzen einen außerordentlich kräftigen M. ciliaris anterior, dessen Ansatz etwa auf Höhe des kranialen Endes des Schlemm-Kanals liegt. Ihr M. ciliaris posterior ist dagegen nur rudimentär ausgebildet und besteht meist nur aus ein bis zwei Fasern (vgl. Abb. IV-17). Einzelne Fibrae radiales sind nur bei einigen Präparaten erkennbar.

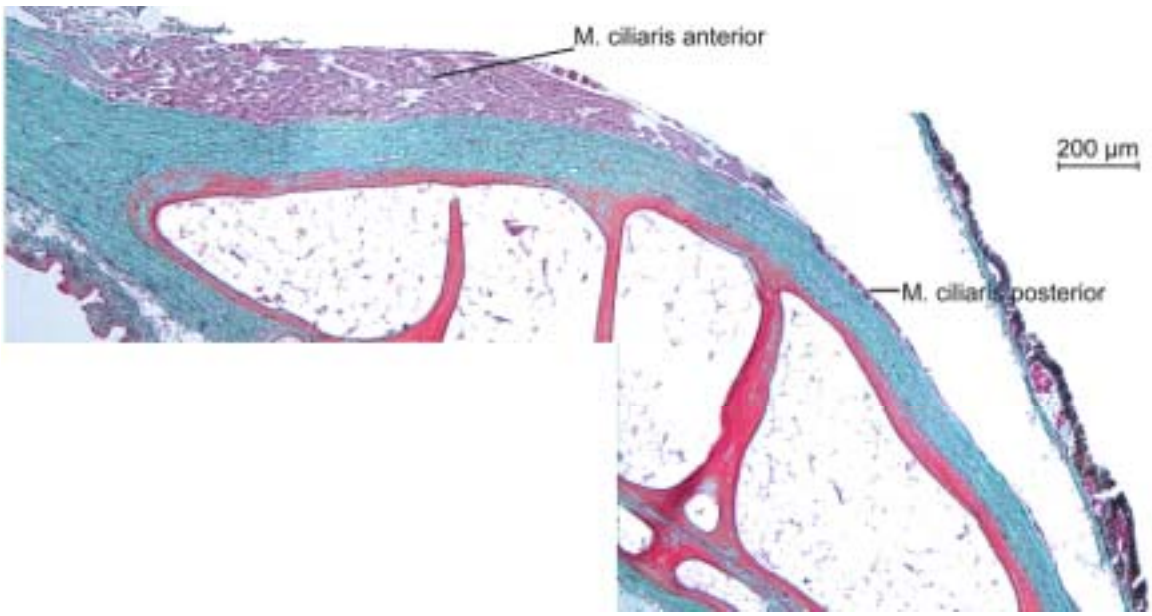

Abb. IV-17: Meridionalschnitt durch den Ziliarkörper mit dem M. ciliaris anterior und posterior bei der Waldohreule (*Asio otus*) (MG)

Der Kormoran unterscheidet sich stark von sämtlichen anderen untersuchten Vogelarten. Sein Crampton-Muskel besteht nur aus ein bis zwei Fasern, dafür ist sein Brücke-Muskel wesentlich kräftiger geartet als der der anderen Vögel. Wie die Hühnervögel und Taggreifvögel besitzt auch er einige wenige Fasern, die als Fibrae radiales identifiziert werden können.

IV.1.8 Ziliarnerv

Der N. ciliaris nimmt bei allen Vogelaugen den gleichen Verlauf.
Am Ansatz des M. ciliaris posterior dringt er in den Bereich des Sinus ciliosclerali ein. Dort verläuft er zuerst zwischen den Muskelfasern des Brücke-Muskels und dem Skleralring, danach zwischen Fibrae radiales und Brücke-Muskel, schließlich zwischen Fibrae radiales und Crampton-Muskel. Daraufhin wendet er sich zur Oberfläche des M. ciliaris anterior und verläuft zwischen ihm und dem Sinus ciliosclerali in Richtung des Schlemm-Kanals (vgl. Abb. IV-18). Dort angekommen passiert er den Circulus arteriosus ciliaris und ist bis zum Ansatz des Ligamentum pectinatum weiterzuverfolgen. Ventral durchkreuzt er hier den Sinus ciliosclerali, zusammen mit dem Ramus communicans internus zwischen Circulus arteriosus ciliaris und iridis (vgl. Abb. IV-19).

Sowohl In der Irisbasis und im weiteren Verlauf an der Irishinterfläche, als auch zwischen den Ziliarfalten und dem Ziliarspalt können ebenfalls Nervanschnitte gefunden werden.

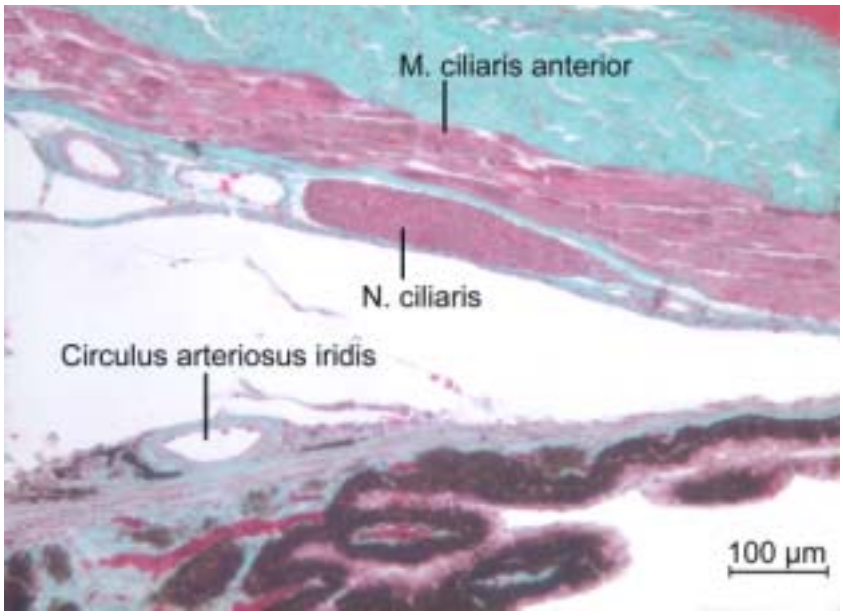

Abb. IV-18: Meridionalschnitt durch den Ziliarkörper mit N. ciliaris beim Haushuhn (*Gallus gallus*), temporal (MG)

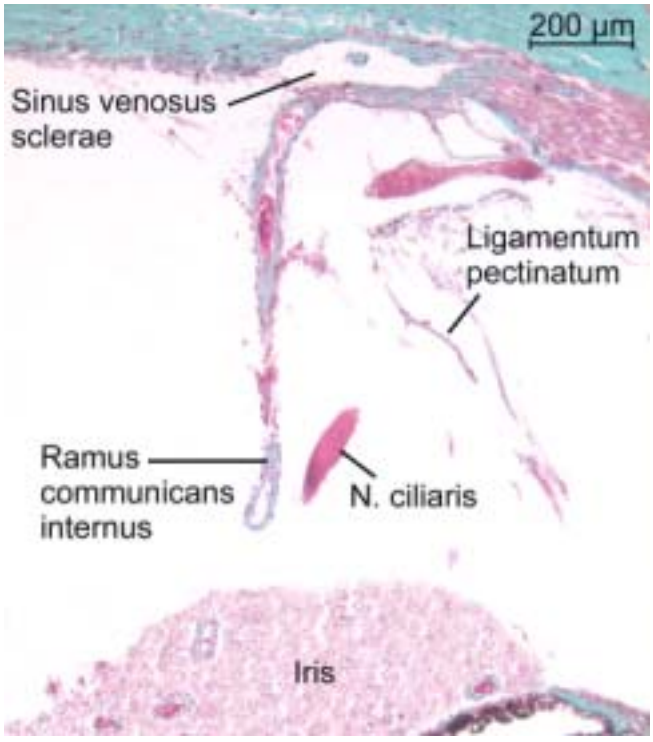

Abb. IV-19: Meridionalschnitt durch einen Ast des N. ciliaris und den Ramus communicans internus bei der Waldohreule (*Asio otus*) (MG)

IV.1.9 Zonulafasern

Der Verlauf der Zonulafasern ähnelt sich bei allen untersuchten Vogelarten.
Die Fibrae zonulares sind lichtmikroskopisch vor allem im Bereich der langen Processus ciliares der Pars plicata gut sichtbar, obwohl sie immer nur schwach angefärbt sind. Sie entspringen an den vordersten Ziliarfortsätzen, deren Spitzen mit der Linsenkapsel verschmolzen sind, nur an deren Seiten, dahinter auch an den Spitzen und in geringerem Maße in den Tälern zwischen den Falten. Diese Fasern setzten zum Teil an der Linse an (Haltefasern) (vgl. Abb. IV-22), zum Teil verbinden sie aber auch die Ziliarfalten mit den Ziliarfortsätzen (Spannfasern) (vgl. Abb. IV-20 und Abb. IV-21). Auch im Bereich der Hintere Pars plicata entspringen wenige Zonulafasern die zur Linse, beziehungsweise zum Glaskörper ziehen, sie sind hier jedoch nur wenige und sehr unscheinbar (vgl. Abb. IV-23).

Mit dem Rasterelektronenmikroskop lässt sich der Verlauf der Zonulafasern wesentlich genauer beobachten. Im hinteren Bereich des Ziliarkörpers, an der hinteren Pars plicata, bilden die im Großen und Ganzen parallel verlaufenden Fasern eine dichte Matte, die auf den Ziliarfalten liegt, wobei kaum Fasern direkt zur Linse ziehen (vgl. Abb. IV-24). Weiter vorne, im Bereich der Pars plicata, nimmt die Anzahl der Fasern, die hier an den Spitzen und Seiten der Ziliarfortsätze entspringen, etwas ab. Von hier ziehen die straff gespannten Fibrae zonulares zum Linsenäquator (vgl. Abb. IV-25).

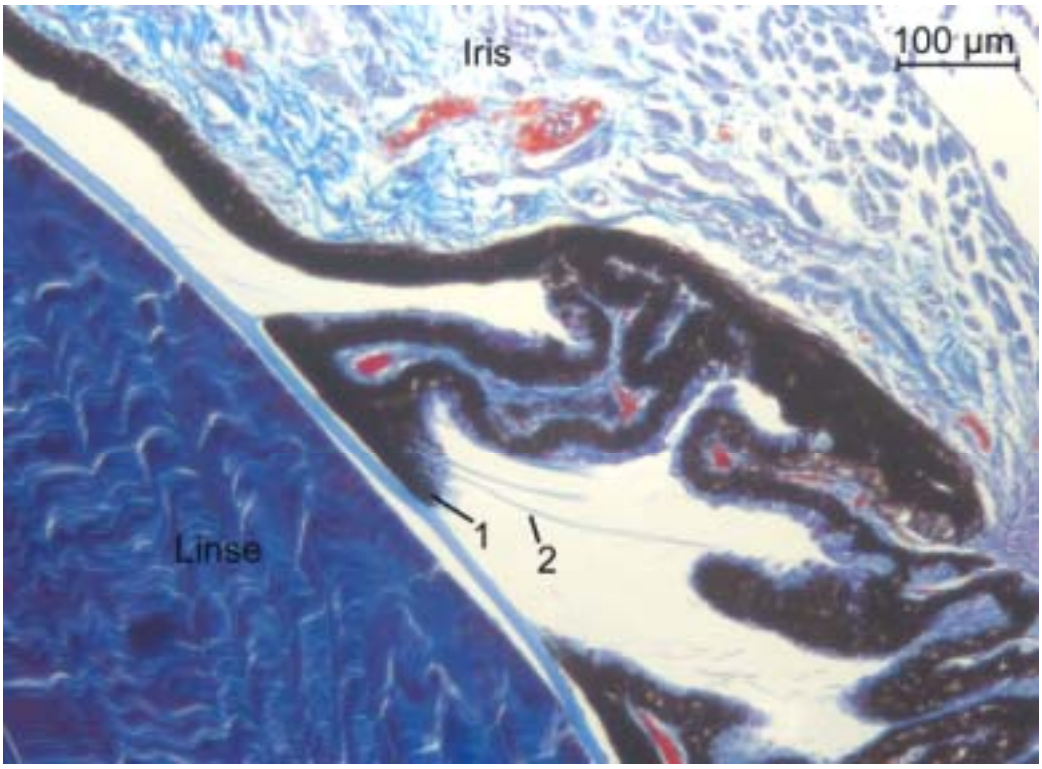

Abb. IV-20: Meridionalschnitt durch Proc. ciliares mit Zonulafasern beim Haushuhn (*Gallus gallus*) (Azan mod.); 1: Proc. ciliaris, 2: Zonulafaser (Spannfaser)

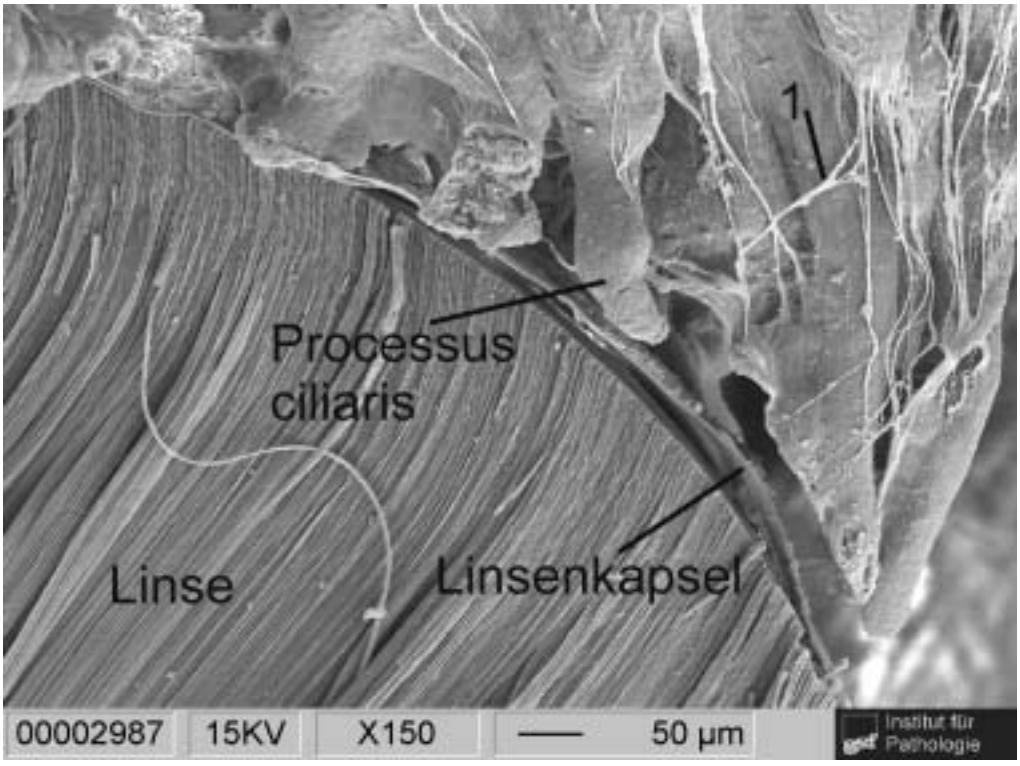

Abb. IV-21: Proc. ciliares mit Zonulafasern bei der Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*); REM-Präparat; 1: Zonulafaser (Spannfaser)

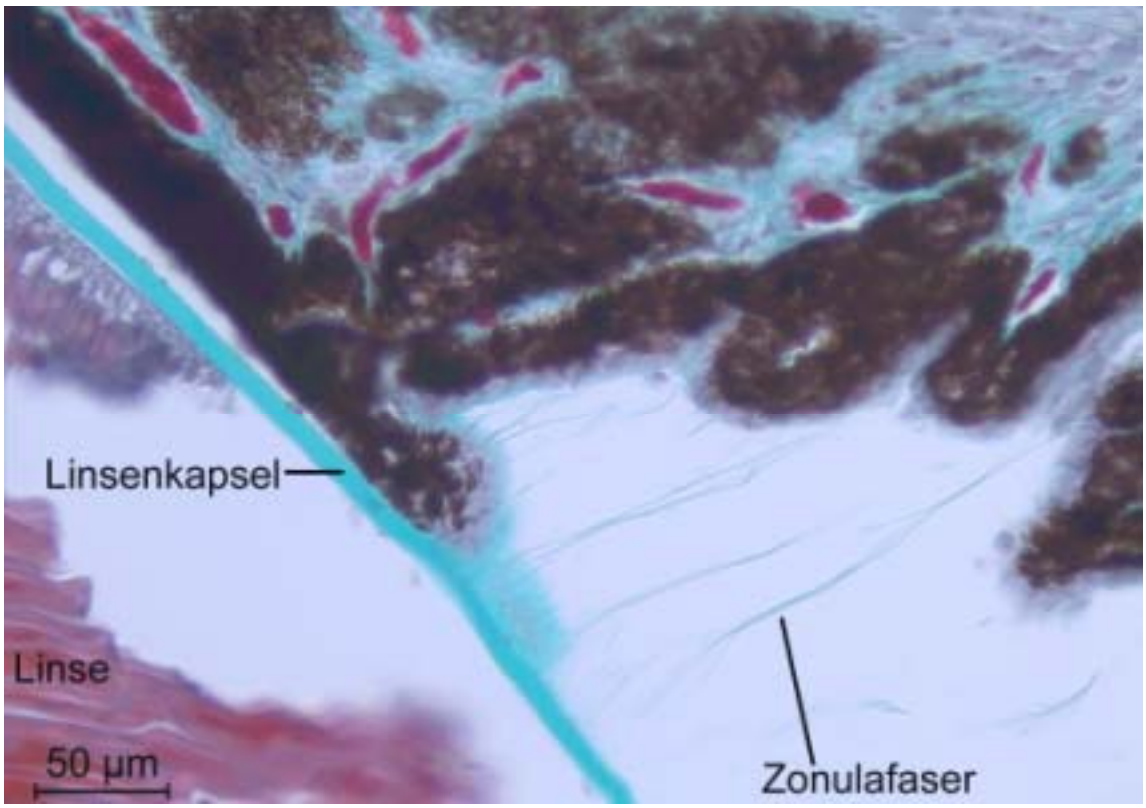

Abb. IV-22: Ansatz der Zonulafasern (Haltefasern) an der Linse beim Haushuhn (*Gallus gallus*) (MG)

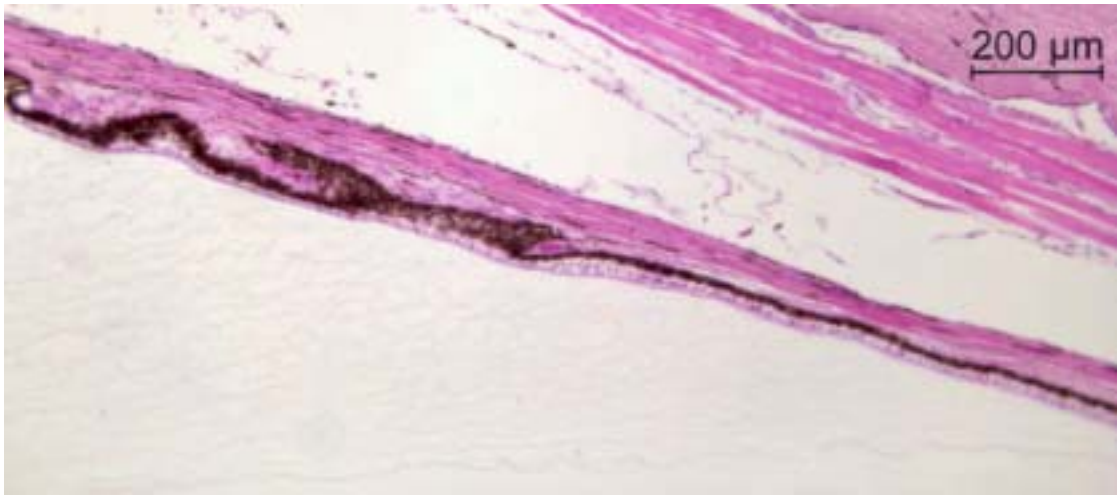

Abb. IV-23: Längsschnitt durch die hintere Pars plicata mit Zonulafasern beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (HE)

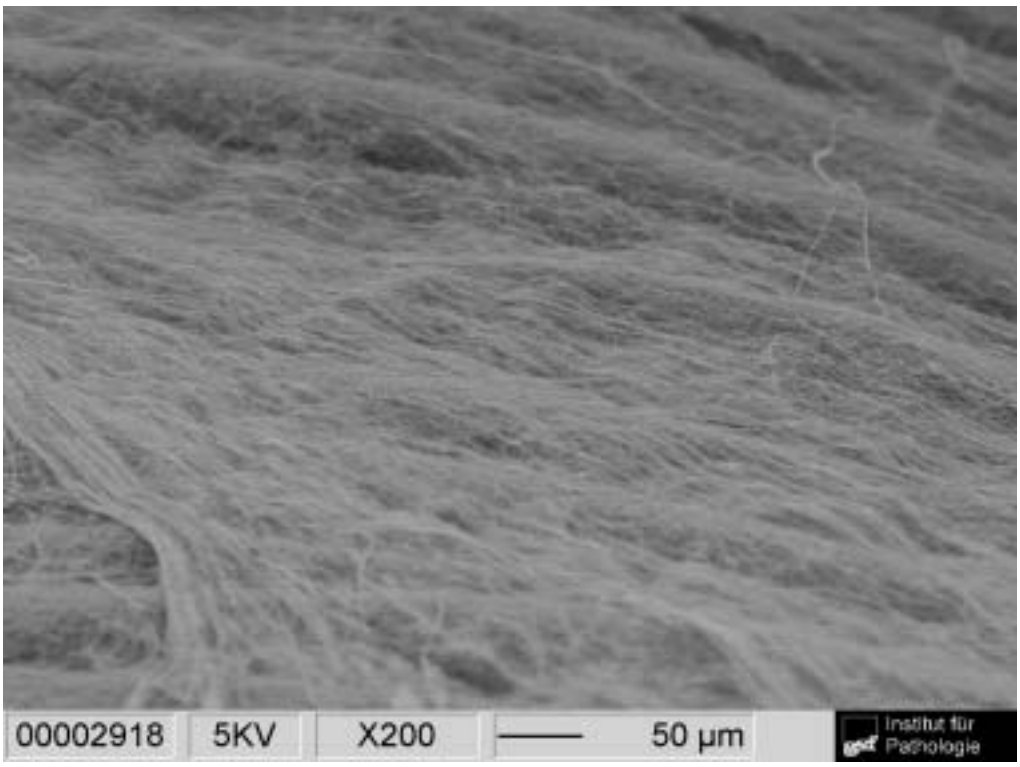

Abb. IV-24: Hintere Pars plicata mit Zonulafasern bei der Waldohreule (*Asio otus*), REM-Präparat

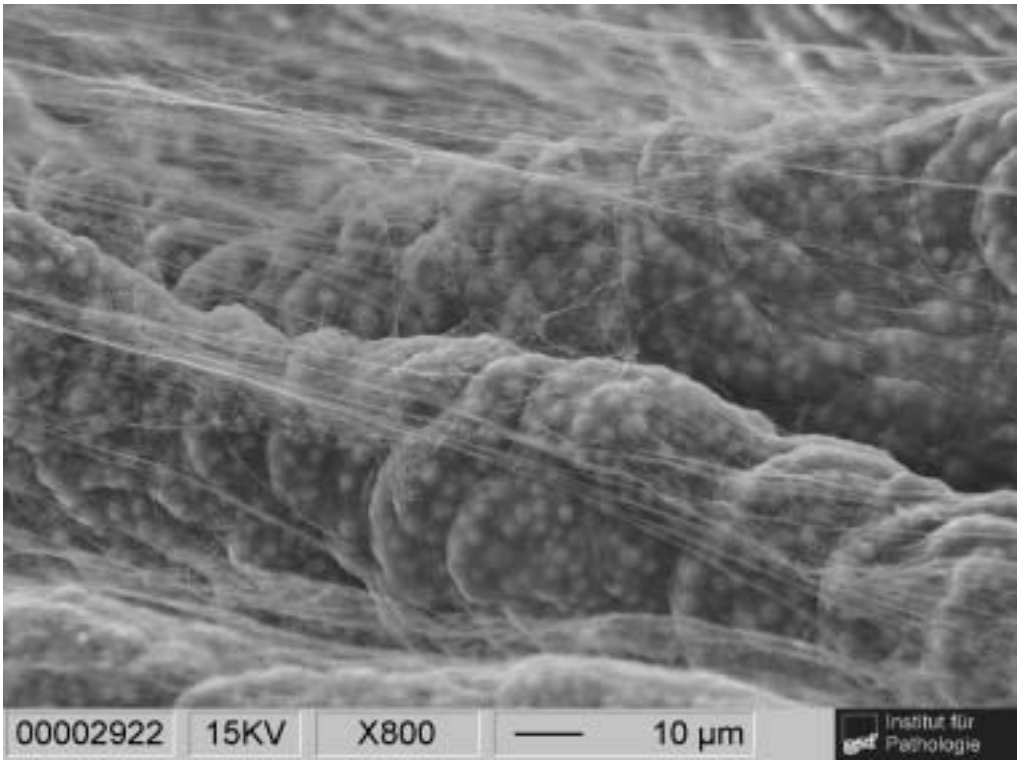

Abb. IV-25: Vordere Pars plicata mit Zonulafasern bei der Waldohreule (*Asio otus*), REM-Präparat

IV.2 Iris

Bei sämtlichen untersuchten Bulbi aller Vogelarten befand sich die Iris in einem Zustand deutlicher Mydriasis.
Das Aussehen der Iris im Meridionalschnitt ist signifikanten tierartlichen Unterschieden unterworfen.

IV.2.1 Form

Bereits die Form der Iris im Meridionalschnitt zeigt einige Gemeinsamkeiten und Unterschiede bei den untersuchten Vogelarten.

Die häufigste Form der Iris ist dabei die in der Literatur beschriebene, miteinem sehr schmalen Margo ciliaris, an den ein breiterer Abschnitt angrenzt, der dann wiederum in den schmalen Margo pupillaris ausläuft. Die Iris ist grundsätzlich nasal kürzer als temporal.

Taggreifvögel besitzen dagegen eine lange und schmale Iris. Auffällig ist dabei besonders die Iris von Gerfalken, Seeadlern und Steppenadlern, bei denen sie extrem lang und besonders schmal ist (vgl. Abb. IV-26). Bei Gerfalken ist zusätzlich dazu noch der Pupillenrand umgeschlagen.
Nachtgreifvögel und der Kormoran weisen eher eine kurze und breite Iris auf. Schleiereulen und Waldohreulen fallen hierbei ein wenig aus der Reihe. Ihre Iris ist länger und dünner als die der restlichen Nachtgreifvögel. Bei den Hühnervögelnsind beide Ausprägungen üblich. Während Fasane eher eine lange und schmale Iris besitzen, ist sie bei Puten lang und dick, bei Pfauen dagegen kurz und dick. Bei Haus- und Perlhühnern kann keine vorherrschende Form erkannt werden.

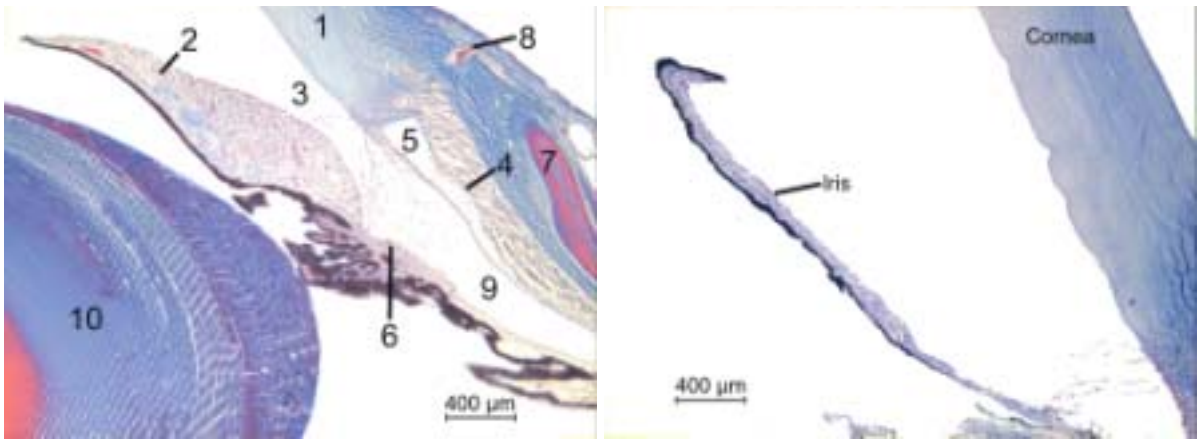

Abb. IV-26: Vergleich zwischen der Iris des Haushuhnes (*Gallus gallus*) (temporal) (Azan mod.) (links) und der Iris des Gerfalken (*Hierofalco rusticolus*) (Azan mod.) (rechts); 1: Cornea, 2: Iris, 3: Angulus iridocornealis, 4: Circulus arteriosus ciliaris, 5: Sinus venosus sclerae, 6: Circulus arteriosus iridis, 7: Skleralring, 8: Ramus communicans externus, 9: Sinus ciliosclerales, 10: Linse;

IV.2.2 Hinterfläche

Die Hinterfläche der Iris wird bei allen untersuchten Vogelarten komplett bis zur Spitze von zwei einschichtig hochprismatischen Epithellagen (Pars iridica retinae) bedeckt, die stark pigmentiert und nur schwer zu unterscheiden sind. Bei den meisten endet diese Pigmentschicht genau an der Spitze. Bei Uhu, Turmfalken, Gerfalken, Weißkopfseeadler, Pute und Pfau schlägt die Pigmentschicht um und bedeckt auch einen kleinen Teil der Vorderseite der Irisspitze. Nur beim Fasan erstreckt sich die Pigmentschicht der Rückseite auch noch auf die Spitze und manchmal die gesamte freie Irishälfte der Vorderseite.
Die Pigmentschicht ist leicht gewellt, beim Uhu und bei der Schnee-Eule zum Teil girlandenartig gefaltet (vgl. Abb. IV-27).

Im Rasterelektronenmikroskop zeigt sich, dass die Hinterfläche der Iris von Nachtgreifvögeln in Längsrichtung (vom Margo ciliaris zum Margo pupillaris) große Längsfalten bildet, die von vielen kleinen Querfalten durchzogen werden. Deren Oberfläche ist wiederum nicht glatt, sondern ebenfalls leicht uneben (vgl. Abb. IV-27). Bei Hühnervögeln und Taggreifvögeln ist die Irishinterfläche dagegen deutlich gleichmäßiger und glatter.

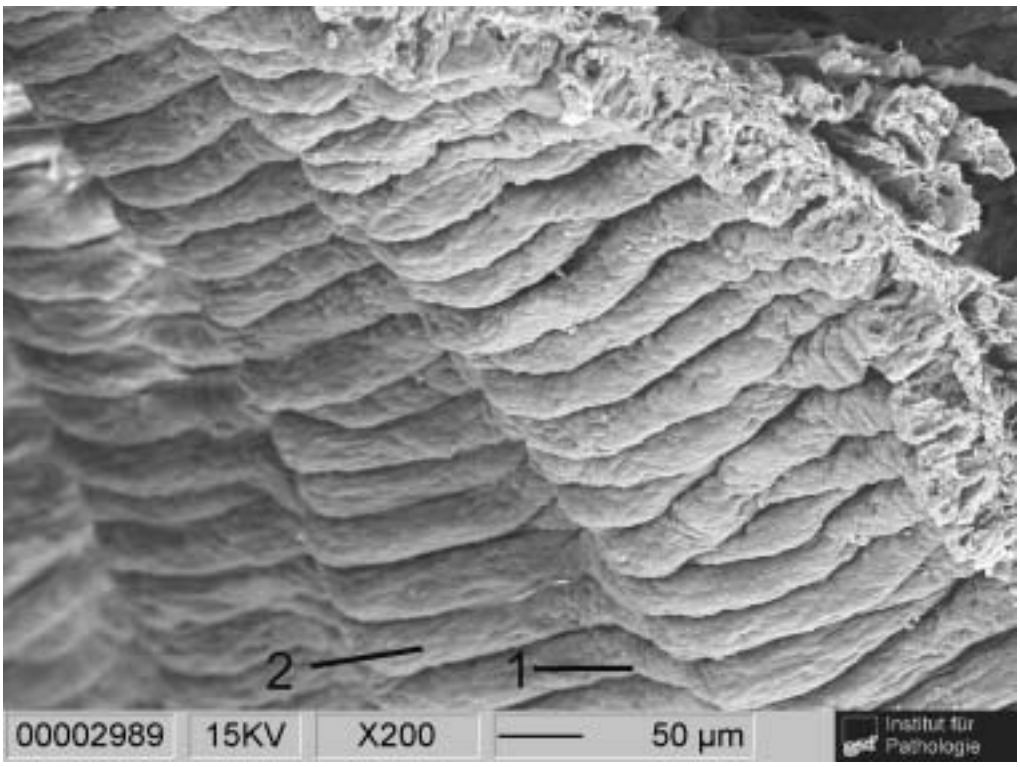

Abb. IV-27: Irishinterfläche der Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*), REM-Präparat; 1: Längsfalte, 2: Querfalte

IV.2.3 Vorderfläche

Die Vorderseite der Iris ist von der vorderen Augenkammer nicht durch eine Epithelschicht abgegrenzt, so dass das Irisstroma in direktem Kontakt mit dem Kammerwasser steht. In den Zellen, die den vorderen Rand der Iris bilden, befinden sich bei den meisten untersuchten Vogelarten wenige bis mäßig viele Pigmentgranula. Tierartlich und individuell unterschiedlich kann dabei die Ausbreitung derselben nur die freie Hälfte der Iris oder aber auch ihre gesamte Länge betreffen. Bei Gerfalken, Waldohreulen, Schnee-Eulen, zum Teil beim Uhu, bei Haushühnern sowie beim Kormoran sind keine Pigmentgranula vorhanden.

IV.2.4 Stroma

Das Irisstroma besteht aus artbezogen unterschiedlich viel lockerem Bindegewebe, das aus kollagenen Fasern aufgebaut ist. Elastische Fasern konnten nicht nachgewiesen werden.
Bei den untersuchten Hühnervögeln und Nachtgreifvögeln konzentriert sich das lockere Bindegewebe vor allem auf den Teil der Iris, der der Hinterfläche anliegt. Vor allem beim Haushuhn ist dies sehr deutlich zu sehen. Bei den Taggreifvögeln und beim Kormoran ist dagegen im Bereich der Vorderfläche mehr Bindegewebe vorhanden (vgl. Abb. IV-30).

Bei den Nachtgreifvögeln (außer beim Waldkauz und der Schleiereule) bestehen die vorderen zwei Drittel des Irisstromas aus großen Verbänden epitheloider Zellen, die jedoch keine allzu feste Bindung untereinander zu haben scheinen. Die Zellen sind sehr groß, das Plasma ist bei fast allen Färbungen nur sehr schwach gefärbt und wirkt blasig. Der Kern liegt zentral, ist groß, rund und euchromatisch mit einem deutlichen Nucleolus (vgl. Abb. IV-28). Die bei Paraffinschnitten blasigen Anteile des Zellplasmas zeigen sich bei Gefrierschnitten als mit Ölrot kräftig rot angefärbte Granula (vgl. Abb. IV-28), das Cytoplasma ist bei Gefrierschnitten PAS-positiv.
Ähnliche Zellen finden sich in geringerer Anzahl auch bei Fasanen, Gerfalken, Turmfalken und Weißkopfseeadlern an der Vorderfläche der Iris. Bei diesen sind jedoch meist das Zellplasma und der Kern deutlich chromophil und sind nichtblasig (vgl. Abb. IV-29).

Bei sämtlichen untersuchten Augen fanden sich ein bis mehrere Nervenanschnitte im Irisstroma, die vom Ziliarspalt kommend meist entlang der Vorderfläche von der Irisbasis in Richtung Spitze verlaufen.

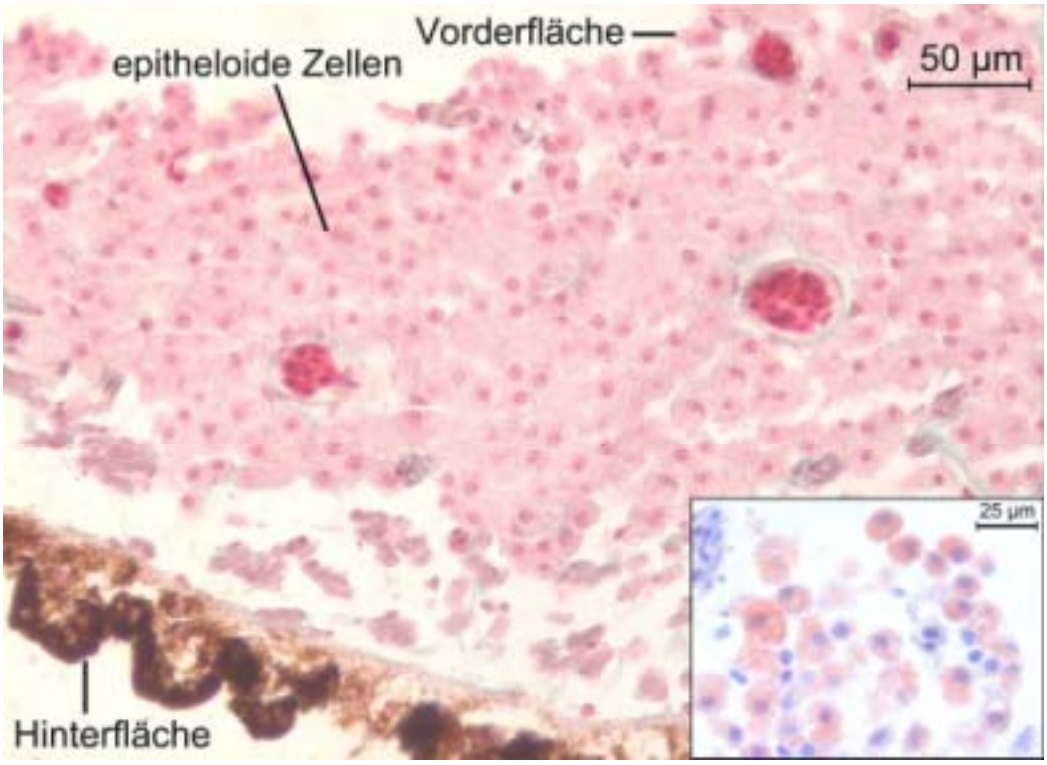

Abb. IV-28: Meridionalschnitt durch die Iris der Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*) mit epitheloiden Pigmentzellen im gesamten Stroma (MG); Ausschnitt rechts unten: Gefrierschnitt durch die Iris einer Waldohreule (*Asio otus*) (Ölrot)

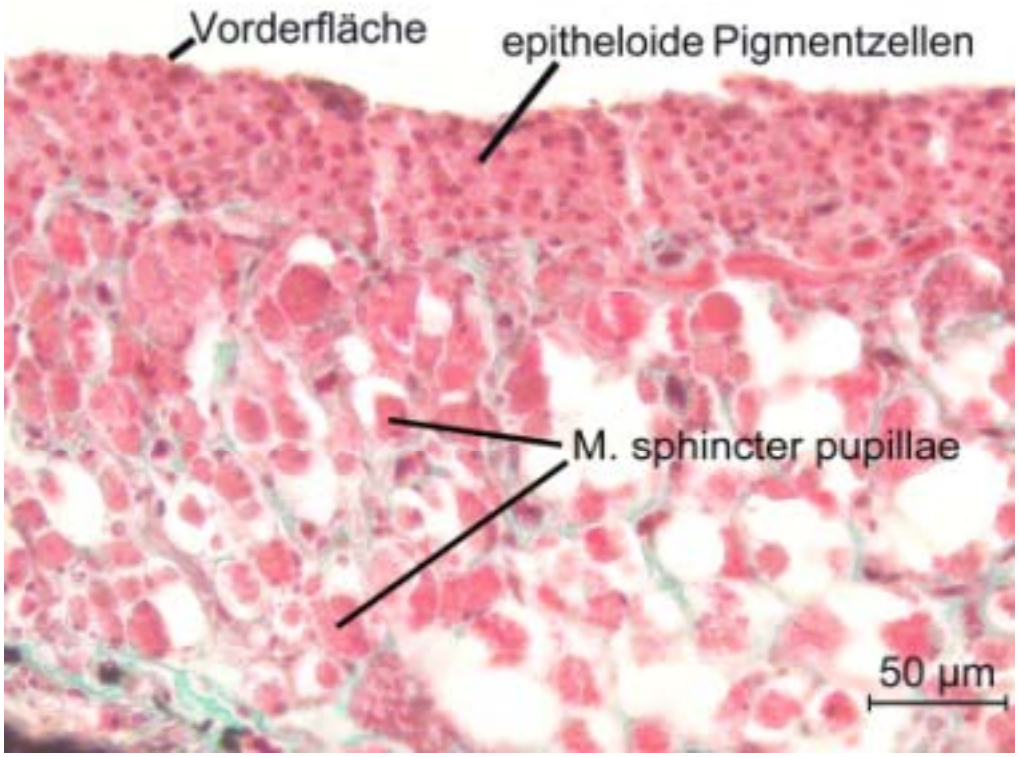

Abb. IV-29: Meridionalschnitt durch die Iris eines Fasans (*Phasianus colchicus*) mit epitheloiden Pigmentzellen an der Vorderfläche (MG)

Ein Gefäßnetz durchzieht die Iris bei allen Vögeln. Die Anzahl der Gefäße variiert dabei sowohl inner- als auch interspezifisch. Nachtgreifvögel, Turmfalken und Haushühner besitzen besonders viele. Die Größe der Gefäße reicht von ungefähr 15 µm bis etwa 60 µm (vgl. Abb. IV-30). Beim Turmfalken konzentrieren sich die Gefäße auf die Irisvorderfläche.

Der Circulus arteriosus iridis befindet sich nasal in der Iris in der Nähe des Margo ciliaris, während er temporal außerhalb der Iris im Ziliarkörper liegt und dort mehr oder weniger in den Ziliarspalt hineinragt (vgl. Abb. IV-26 Iris Huhn).

Rasterelektronenmikroskopisch konnten beim Weißkopfseeadler temporal Gefäßschlingen mit einem Durchmesser von etwa 35 µm nachgewiesen werden, die am Margo ciliaris der Iris, direkt am Ansatz des Ligamentum pectinatum, aus der Iris heraus- und dicht daneben wieder in sie hineinführen (vgl. Abb. IV-43).

IV.2.5 M. sphincter pupillae

Querschnitte des quergestreiften M. sphincter pupillae können bei allen Vogelaugen vor allem am Margo pupillaris der Iris, aber häufig auch in etwas geringerer Anzahl im gesamten Irisstroma gefunden werden. Bei den Hühnervögeln und Taggreifvögeln konzentrieren sich die Muskelfasern im Stroma meistens an der Vorderfläche der Iris. Ausnahmen hierbei sind Perlhühner und Gerfalken. Bei den Nachtgreifvögeln, außer beim Waldkauz, befinden sich die Muskelfasern im Irisstroma näher an der Hinterfläche.
Besonders kräftig ist der Schließmuskel der Pupille bei Hühnervögeln, mit Ausnahme des Pfaus, und bei Taggreifvögeln, mit Ausnahme des Steppen- und des Seeadlers. Insbesondere der Kormoran besitzt einen ausgesprochen starken M. sphincter pupillae. Dagegen ist er bei Nachtgreifvögeln eher schwächer ausgebildet.

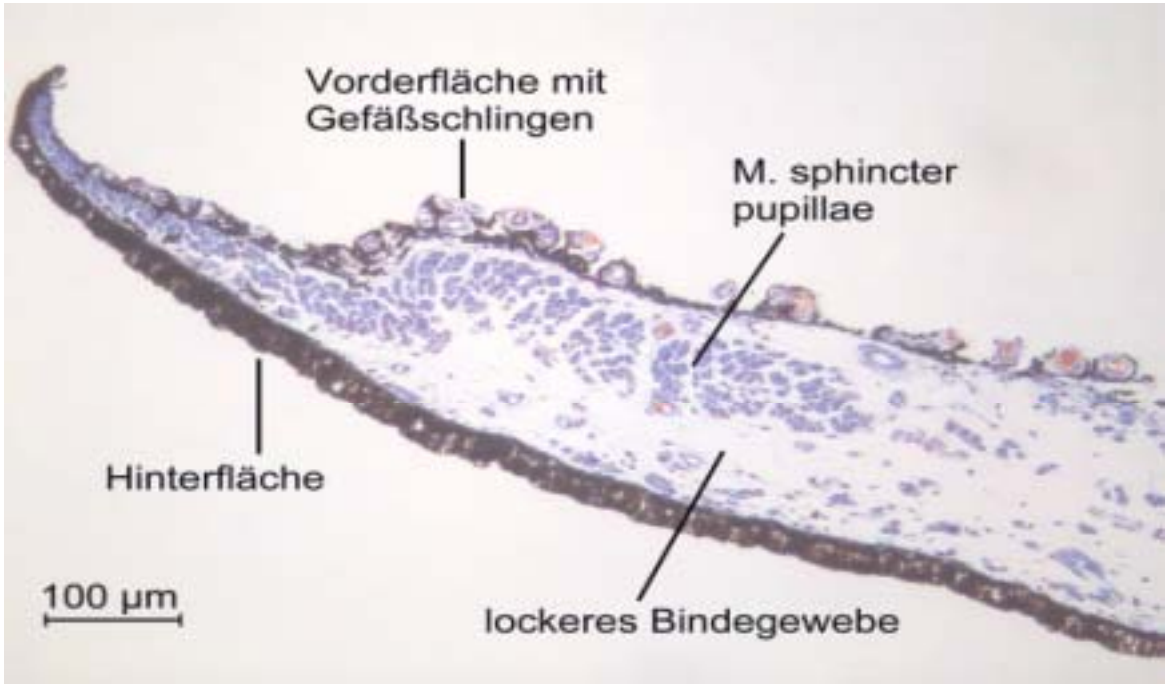

Abb. IV-30: Meridionalschnitt durch die Iris eines Turmfalken (*Tinnunculus tinnunculus*) (Azan mod.) mit kräftigem M. sphincter pupillae

IV.2.6 M. dilatator pupillae

Der M. dilatator pupillae verläuft direkt am Epithel der Hinterfläche der Iris. Beim Pfau, Mäusebussard und beim Gerfalken findet man Fasern von ihm aber auch im übrigen Irisstroma. Er ist meist wesentlich schwächer als der Sphinkter.

Nachtgreifvögel haben, genauso wie Steppenadler und Seeadler, nur einen schwachen Dilatator. Er besteht meist aus ein bis zwei Fasern, die an der Hinterfläche der Iris entlangführen. Bei Mäusebussarden, Gerfalken und Weißkopfseeadlern gibt es deutliche individuelle Unterschiede. Die Stärke des Muskels variiert bei diesen Vögeln von schwach bis sehr kräftig. Turmfalken und Hühnervögel haben allgemein einen sehr kräftigen Dilatator. Bei letzteren fällt der M. dilatator pupillae des Pfaus noch am schwächsten aus (vgl. Abb. IV-31). Vergleichsweise am stärksten ist der Dilatator beim Kormoran.

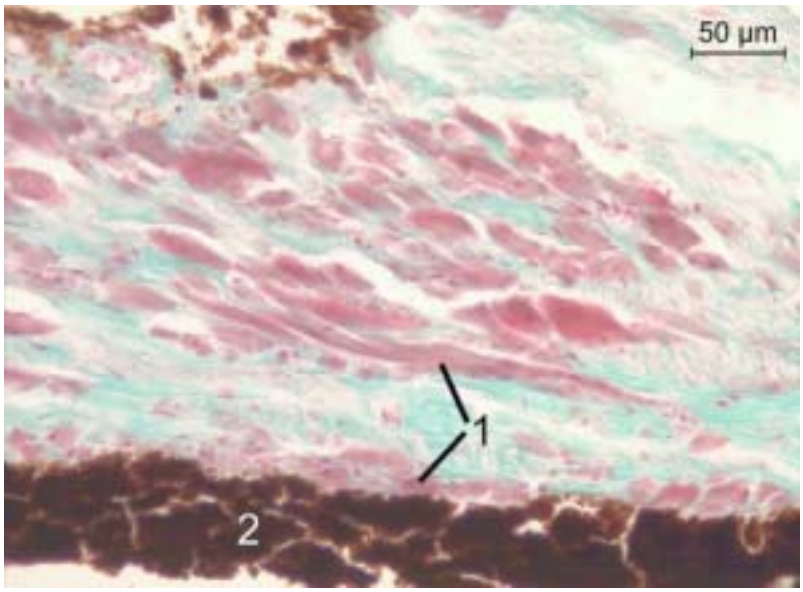

Abb. IV-31: Meridionalschnitt durch die Iris mit M. dilatator pupillae (längs angeschnitten) beim Pfau (*Pavo cristatus*) (MG); 1: M. dilatator pupillae, 2: Irishinterfläche

IV.3 Kammerwinkel

Die Untersuchungen zeigen, dass die Größe und Gestaltung des Kammerwinkels mit der Augapfelform korreliert ist.

Alle untersuchten Nachtgreifvögel besitzen einen kurzen und weit offenen Kammerwinkel.

Der Angulus iridocornealis von Hühnervögeln ist dagegen sehr tief und eng. Eine Ausnahme bildet hierbei nur der Pfau, dessen Winkel dem der Nachtgreifvögel ähnelt.

Die Taggreifvögel lassen sich nicht so leicht in ein Schema einfügen, sie liegen aber immer zwischen diesen beiden Extremen. Der Kammerwinkel des Weißkopfseeadlers ist kurz und weit offen. Dagegen ähnelt der der Falken und des Seeadlers dem der Hühnervögel, er ist verhältnismäßig tief und eng (vgl. Abb. IV-32). Für den Gerfalken gilt dies wiederum nur bedingt, da sein Angulus iridocornealis nur nasal und temporal tief und eng ist, während er dorsal wie der des Steppenadlers tief und trotzdem weit offen ist.

Unter den untersuchten Mäusebussarden finden sich große individuelle Unterschiede. Vorherrschend sind jedoch Kammerwinkel, die nicht sehr tief sind und in der

Weite zwischen denen der Nachtgreifvögel und denen der Hühnervögel liegen (vgl. Abb. IV-33).

Beim Kormoran ist der Kammerwinkel kurz und sehr weit offen.

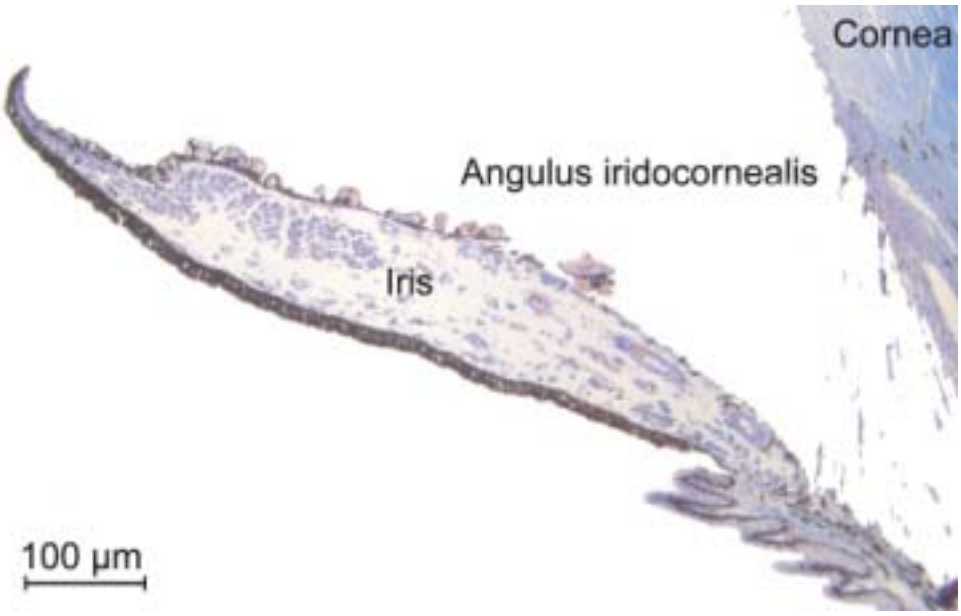

Abb. IV-32: Meridionalschnitt durch den Kammerwinkel beim Turmfalken (*Tinnunculus tinnunculus*) (Azan mod.)

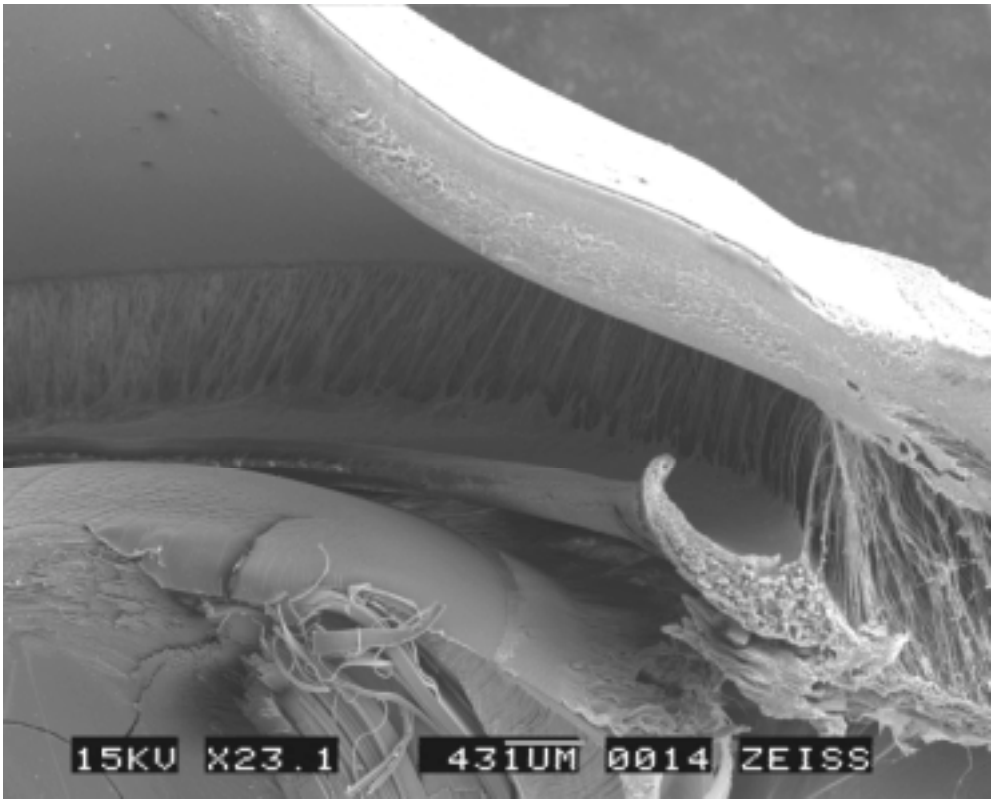

Abb. IV-33: Kammerwinkel beim Mäusebussard (*Buteo buteo*), REM-Präparat

IV.4 Ligamentum pectinatum

Das Ligamentum pectinatum, das den Kammerwinkel vom Ziliarspalt trennt, ist bei allen untersuchten Vogelarten deutlich ausgeprägt vorhanden.

Die einzelnen Stränge des Ligamentum pectinatum bestehen, je nach ihrer Dicke, aus einer bis mehreren elastischen Fasern, die parallel zueinander laufen (vgl. Abb. IV-34). Auf den Fasern sitzen flache Endothelzellen auf, die im Rasterelektronenmikroskop als spindelförmige Verdickungen in Erscheinung treten (vgl. Abb. IV-35). Kranial dieser breiten, bandartigen Struktur finden sich vereinzelte dünne Fasern, die zur Vorderfläche des Margo ciliaris der Iris ziehen (vgl. Abb. IV-48).

Die Fasern des Ligamentum pectinatum entspringen breitflächig an der Sklera und ziehen zur Iriswurzel, wo sie ebenso breitflächig ansetzen. Mit dem Rasterelektronenmikroskop kann man sehen, dass sich die Stränge vor den Ansatzpunkten wieder in die Einzelfasern aufspalten. Die Einmündung in die Iriswurzel erfolgt relativ steil, während die Fasern in die Sklera in einem flachen Bogen einmünden (vgl. Abb. IV-36, Abb. IV-38 und Abb. IV-39).

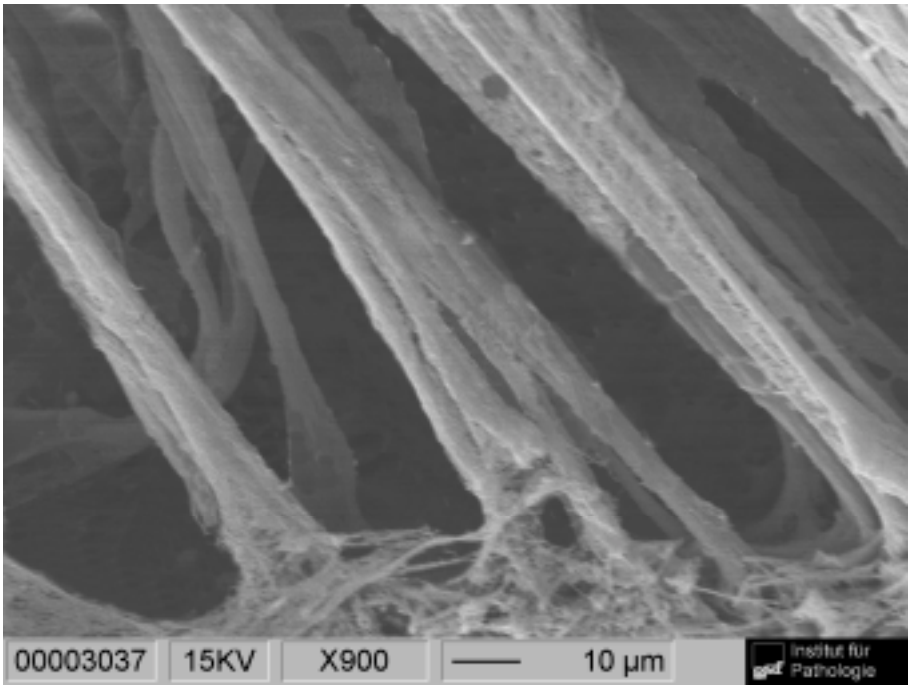

Abb. IV-34: Einzelstränge des Ligamentum pectinatum der Pute (*Meleagris gallopavo*); REM-Präparat

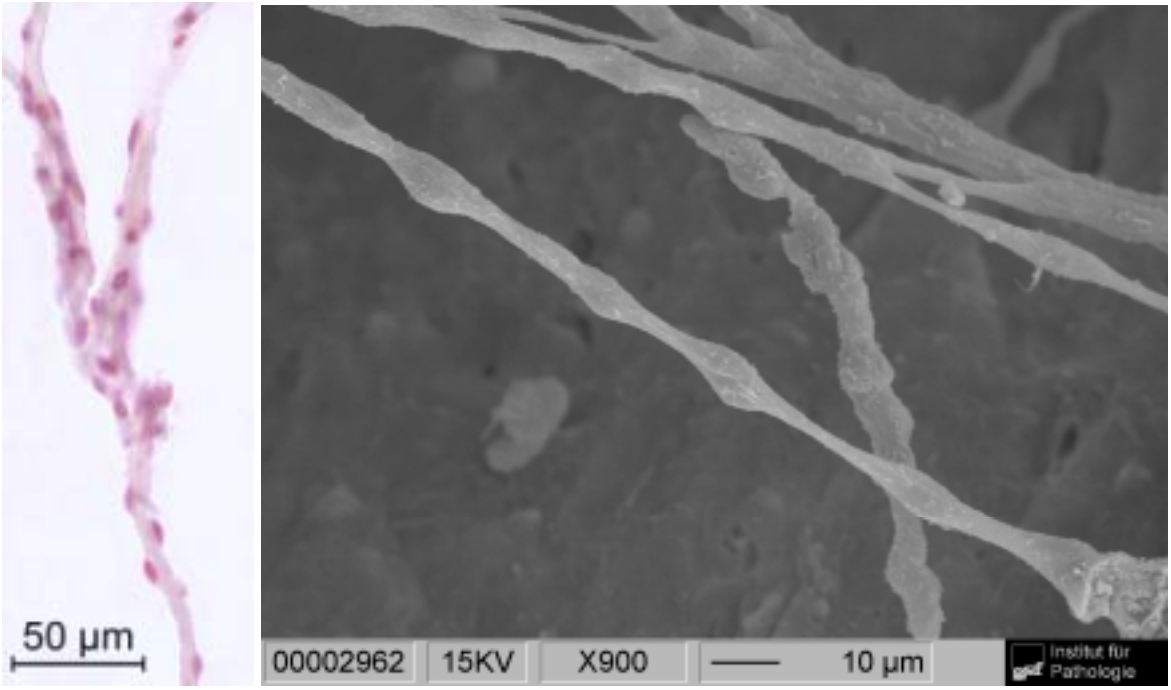

Abb. IV-35: Einzelfaser des Ligamentum pectinatum beim Perlhuhn (*Numida meleagris*) (links: MG, rechts: REM-Präparat)

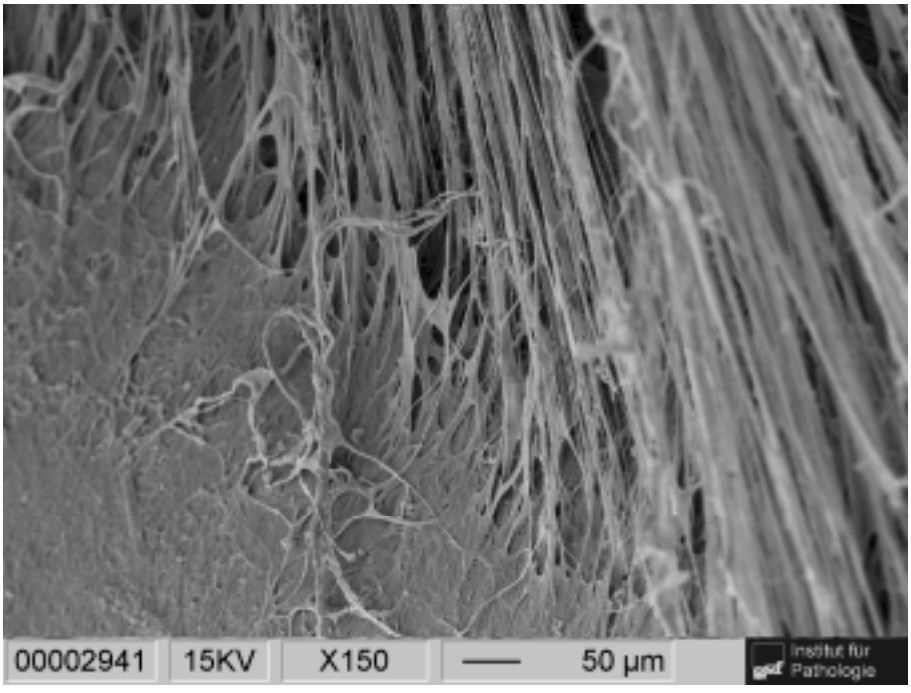

Abb. IV-36: Irisansatz des Ligamentum pectinatum der Waldohreule (*Asio otus*), REM-Präparat

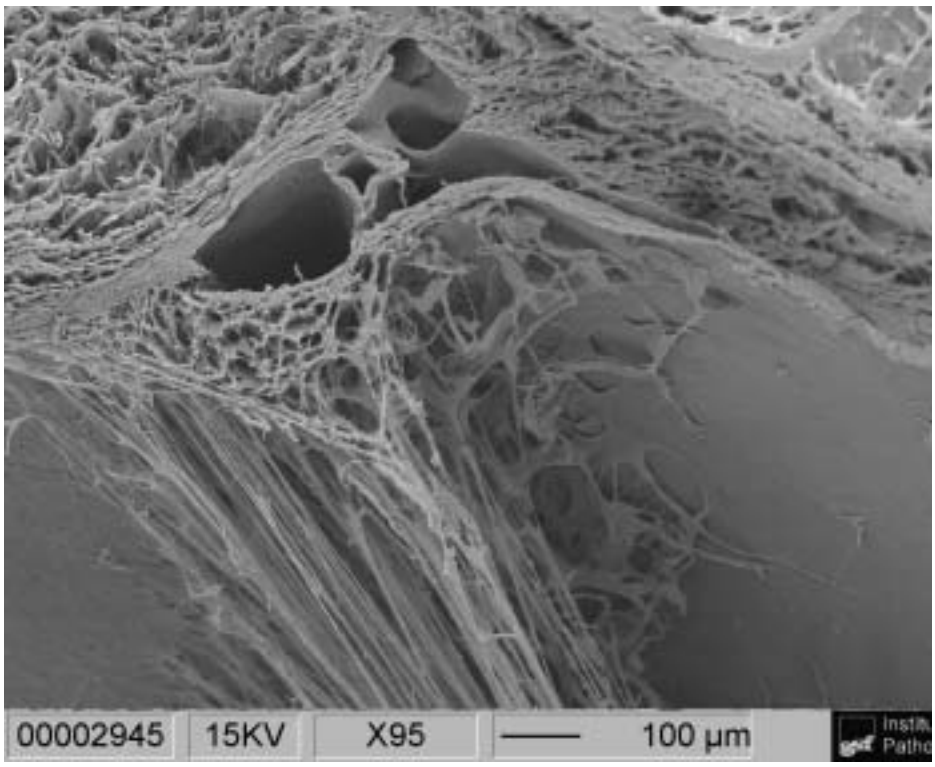

Abb. IV-37: Skleraansatz des Ligamentum pectinatum der Waldohreule (*Asio otus*); REM-Präparat

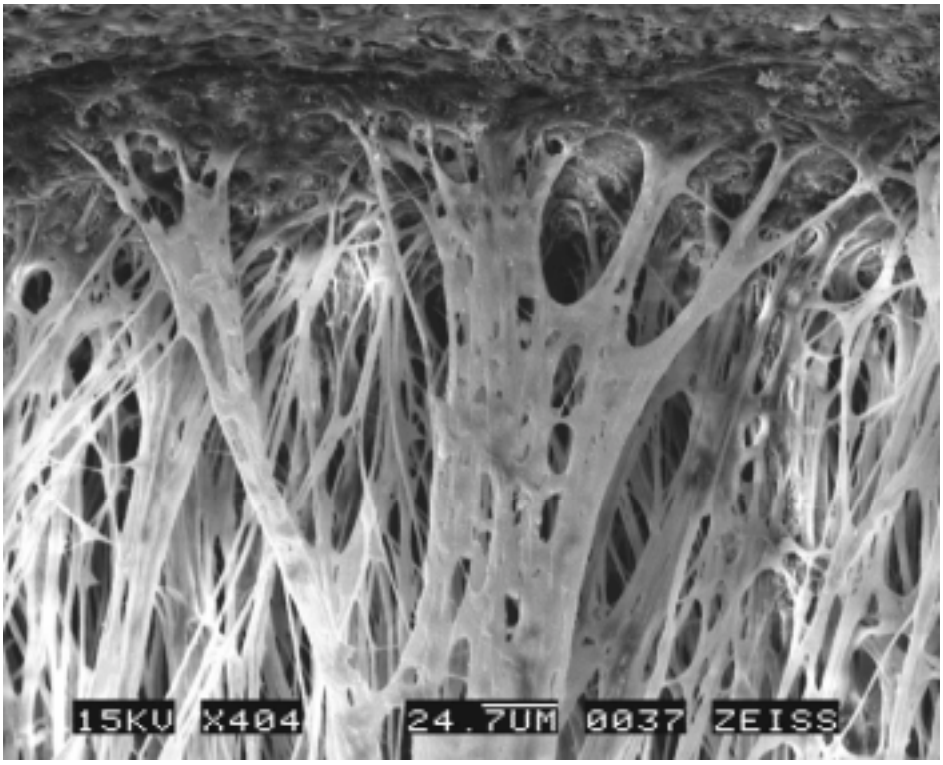

Abb. IV-38: Skleraansatz des Ligamentum pectinatum beim Mäusebussard (*Buteo buteo*); REM-Präparat

Neben dem primären Ligamentum pectinatum können bei fast allen untersuchten Vogelarten lichtmikroskopisch auch mindestens einer, zum Teil auch mehrere (Waldohreulen und Gerfalken bis zu zwei, Weißkopfseeadler bis drei, Mäusebussarde bis vier) sekundäre Stränge nachgewiesen werden, die grundsätzlich ebenso aufgebaut, meistens aber etwas dünner sind. Diese sekundären Stränge verlaufen straff parallel zu den primären. Sie unterscheiden sich optisch deutlich vom dahinterliegenden Reticulum trabeculare.
Rasterelektronenmikroskopisch zeigt sich, dass alle untersuchten Vogelarten eine oder mehrere Reihen dieser sekundären Stränge besitzen. Sie sind meist dünner als die primären Stränge der ersten Reihe, da sie aus weniger Einzelfasern bestehen. Ihr Verlauf ist jedoch sehr straff parallel zu den Primärsträngen, wodurch sie sich von dem Geflecht des Reticulum trabeculare unterscheiden. Obwohl die absolute Anzahl der Reihen an sekundären Fasern schlecht zu bestimmen ist, kann man doch erkennen, dass es deutliche tierartliche Unterschiede gibt.

Das Ligamentum pectinatum der Nachtgreifvögel ist besonders kräftig. Seine Stränge bestehen beispielsweise bei der Schnee-Eule und beim Uhu aus bis zu zehn parallel zueinander verlaufenden elastischen Fasern. Bei diesen Vögeln finden sich auch besonders viele und kräftige sekundäre Stränge. Eine Ausnahme bildet die Waldohreule. Bei ihr existiert hinter dem primären Ligamentum pectinatum nur noch eine schmale Reihe dünner sekundärer Stränge (vgl. Abb. IV-41 und Abb. IV-42).

Auch beim Kormoran ist das Ligamentum pectinatum sehr kräftig. Lichtmikroskopisch können sekundäre Stränge bei den hier untersuchten Augen nicht festgestellt werden. Mit dem Rasterelektronenmikroskop zeigt sich, dass hinter den primären noch eine schmale Reihe sekundärer Stränge vorhanden ist.

Beim Habicht lassen sich als einzigem der hier untersuchten Taggreifvögel keine sekundären Stränge lichtmikroskopisch nachweisen. Sein Ligamentum pectinatum besteht jedoch wie das der anderen Taggreifvögel aus zwei bis vier elastischen Fasern und ist damit mittelkräftig bis kräftig.

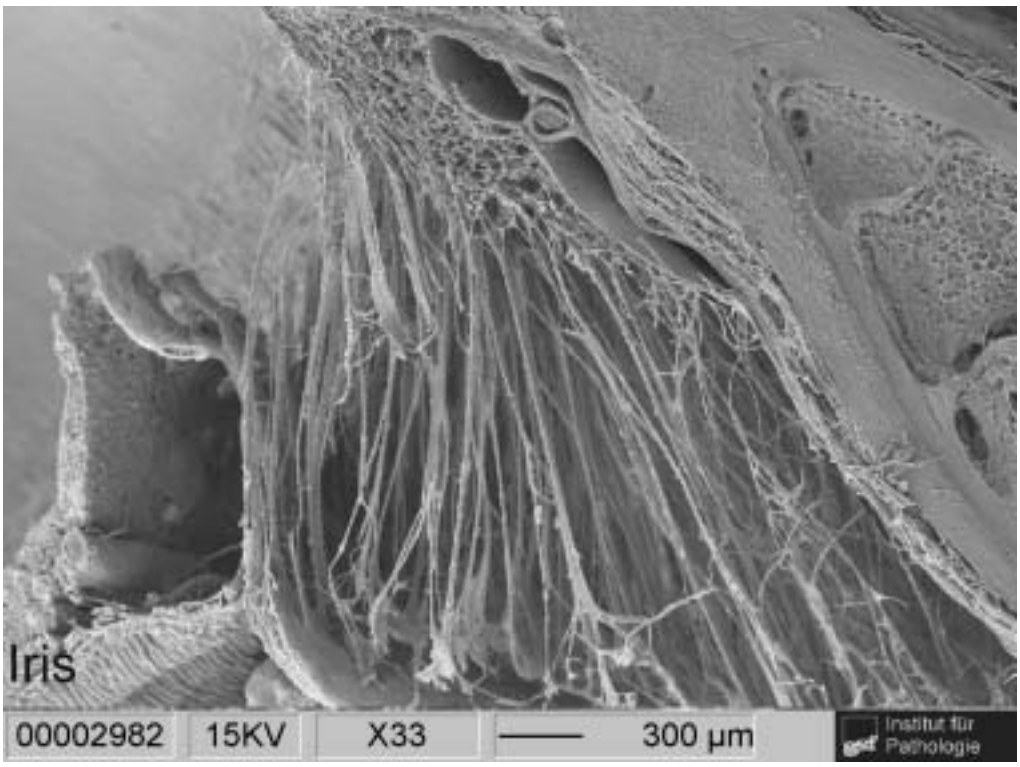

Abb. IV-39: Ligamentum pectinatum der Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*); REM-Präparat

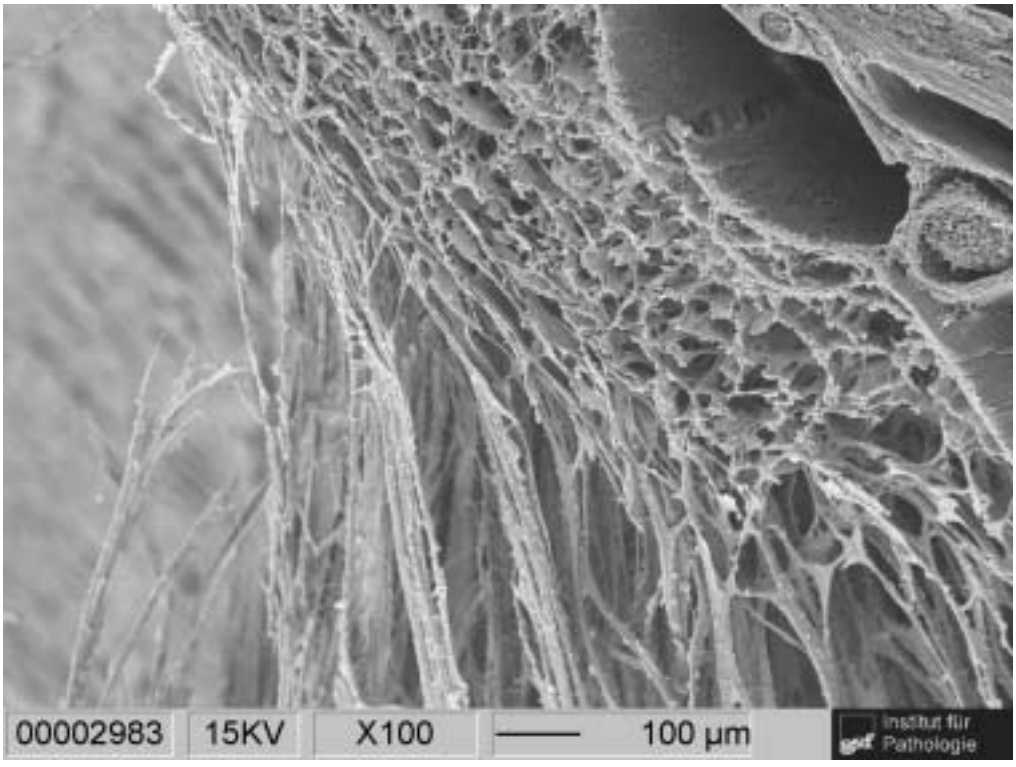

Abb. IV-40: Skleraansatz des Ligamentum pectinatum der Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*); REM-Präparat

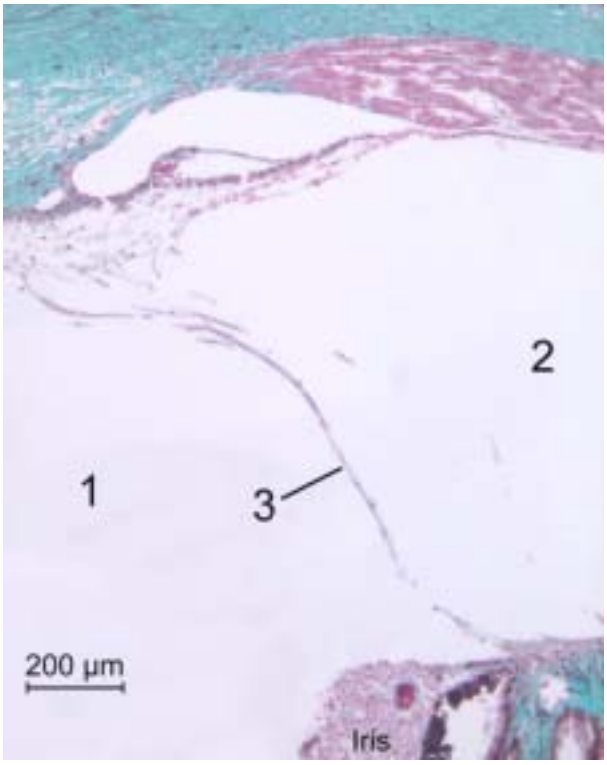

Abb. IV-41: Ligamentum pectinatum der Waldohreule (*Asio otus*) (MG); 1: Angulus iridocornealis; 2: Sinus cilioscleralis; 3: Ligamentum pectinatum

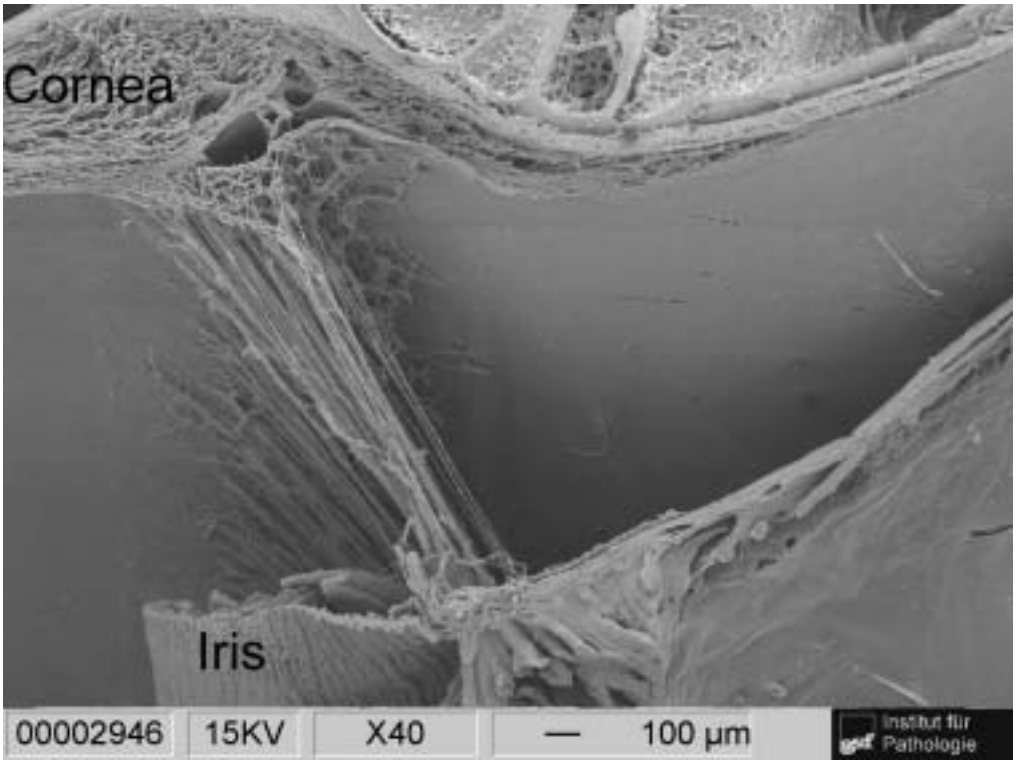

Abb. IV-42: Ligamentum pectinatum der Waldohreule (*Asio otus*); REM-Präparat

Nur das Ligamentum pectinatum von Seeadlern und Turmfalken ist schwächer. Bei ihnen bestehen die Stränge jeweils nur aus einer einzelnen elastischen Faser.
Die rasterelektronenmikroskopische Untersuchung zeigt dagegen, dass auch bei den Taggreifvögeln sekundäre Stränge vorhanden sind. Sie sind aber an Anzahl und Dicke nur mittelmäßig ausgebildet.

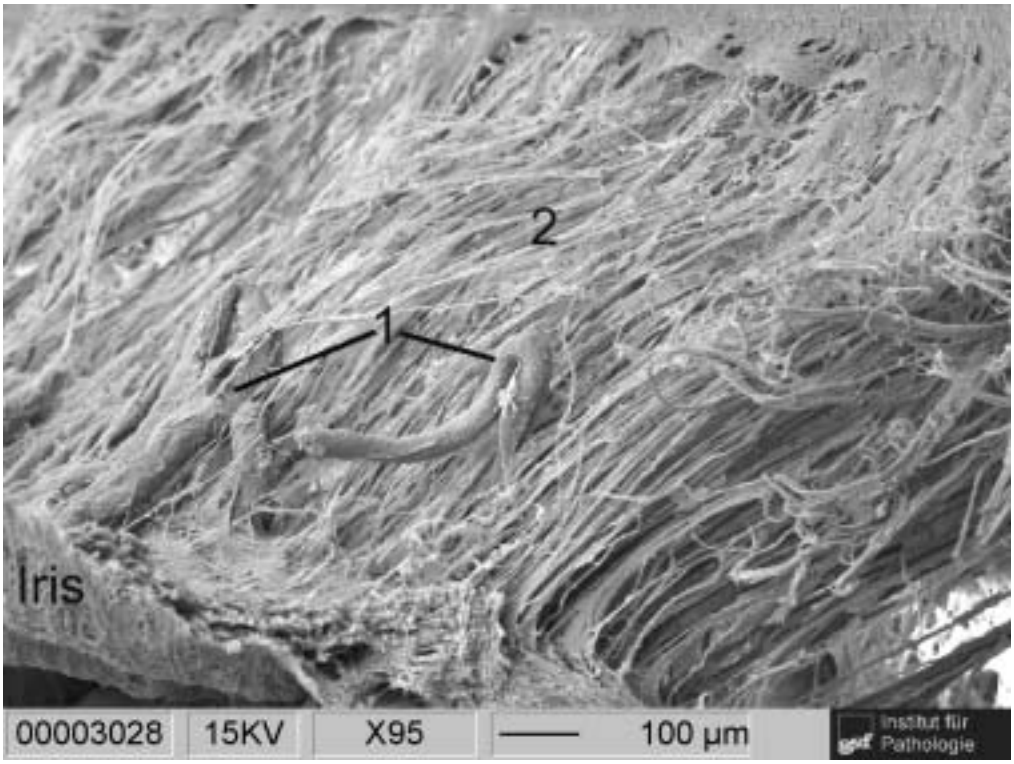

Abb. IV-43: Gefäßschlingen der Iris, die in das Ligamentum pectinatum hineinragen beim Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus*); REM-Präparat; 1: Gefäßschlingen, 2: Ligamentum pectinatum

Das primäre Ligamentum pectinatum der Hühnervögel besteht ebenfalls aus ein bis drei parallel zueinander verlaufenden elastischen Fasern. Alle untersuchten Hühnervögel besitzen Sekundärstränge. Diese sind vor allem bei Puten und Haushühnern relativ zahlreich, während bei Perlhühnern und bei Pfauen nur eine Reihe identifizierbar ist. Beim Fasan sind nur sehr wenige, undeutliche Sekundärstränge vorhanden.

Bei den meisten untersuchten Vogelarten besteht das primäre Ligamentum pectinatum in der Ansicht in den Kammerwinkel hinein aus parallelen, mehr oder weniger kräftigen Strängen, die untereinander nur wenig Verbindung haben (vgl.

Abb. IV-44). Zwischen diesen Strängen sind Spalträume frei, die vor allem bei der Waldohreule und beim Perlhuhn enorm groß sind.

Blickt man dagegen beim Kormoran von vorne in den Kammerwinkel, bietet sich ein ganz anderes Bild. Die Stränge sind extrem dick und so miteinander verbunden, dass kein paralleler Verlauf mehr auszumachen ist. Das Ligamentum pectinatum hat hier die Form eines dicken Netzes, das zwischen seinen Fasern mehr oder weniger große Löcher besitzt (vgl. Abb. IV-46).
Die Pute nimmt eine Zwischenstellung zwischen diesen beiden Erscheinungsformen ein. Zwar verlaufen die Fasern ihres Ligamentum pectinatum noch eindeutig parallel zueinander, es existieren jedoch bereits viele Querverbindungen, die ein weitmaschiges Netz ergeben. Die Stränge sind allerdings viel dünner als beim Kormoran (vgl. Abb. IV-45).

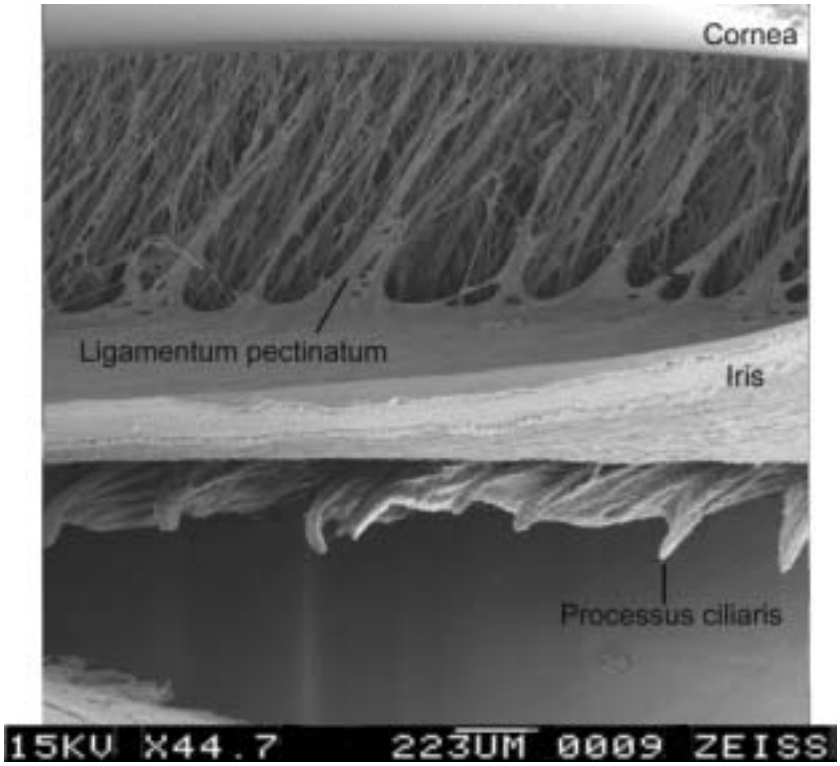

Abb. IV-44: Kranialansicht des Ligamentum pectinatum beim Mäusebussard (*Buteo buteo*); REM-Präparat, Linse entfernt

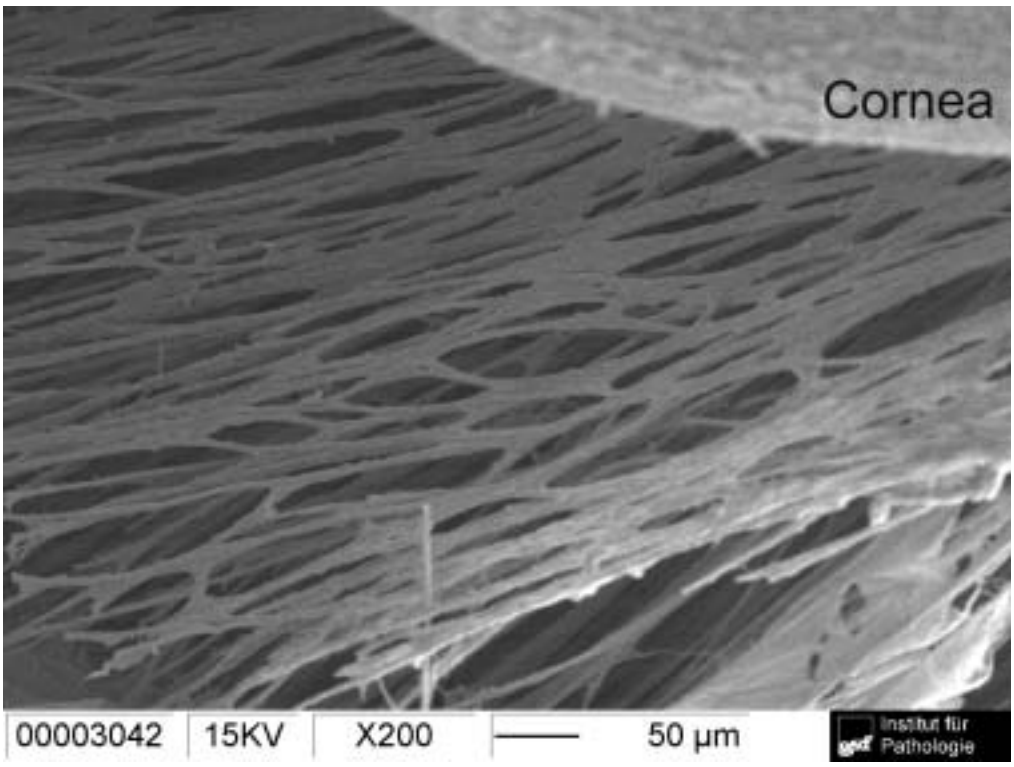

Abb. IV-45: Kranialansicht des Ligamentum pectinatum der Pute (*Meleagris gallopavo*); REM-Präparat

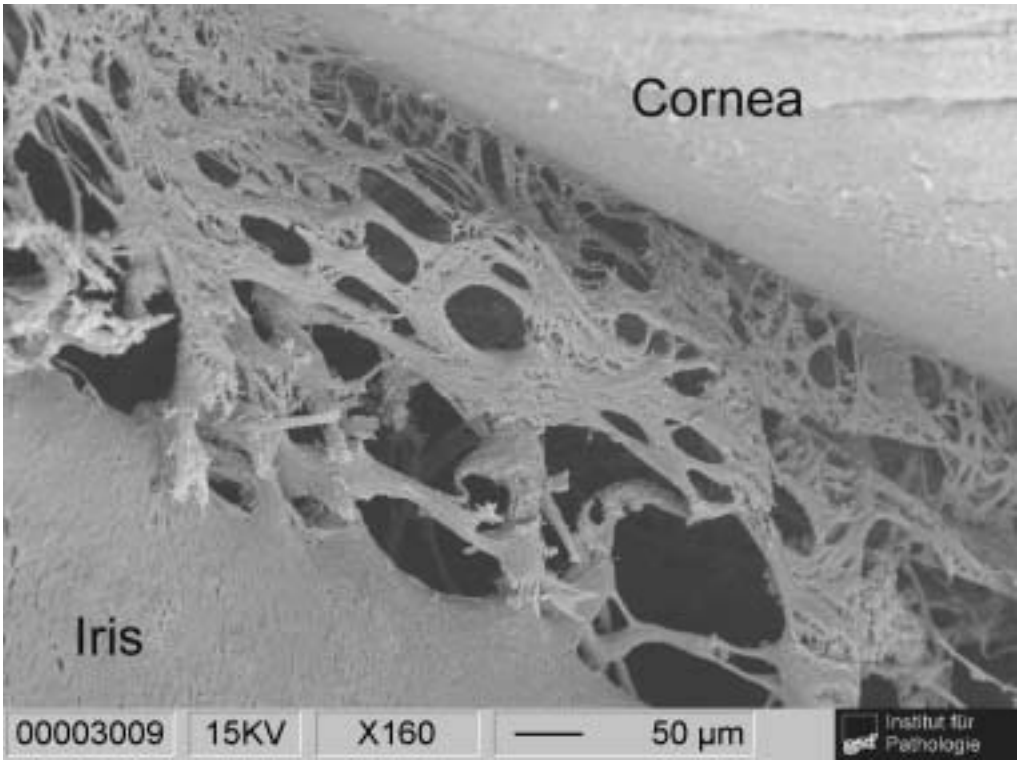

Abb. IV-46: Kranialansicht des Ligamentum pectinatum beim Kormoran (*Phalacrocorax carbo*); REM-Präparat

IV.5 Ziliarspalt

IV.5.1 Form

Bei der Form des Sinus ciliosclerales interessieren hauptsächlich seine Länge und Breite. Grundsätzlich ist er bei allen untersuchten Vogelarten nasal kürzer als temporal.

Hühnervögel weisen allgemein einen relativ kurzen Ziliarspalt auf, der hinter der Öffnung zum Kammerwinkel sehr schnell enger wird. Beim Fasan entspricht er nur nasal und temporal dieser Beschreibung, während er dorsal und ventral lang und schmal ist (vgl. Abb. IV-47 und Abb. IV-48).

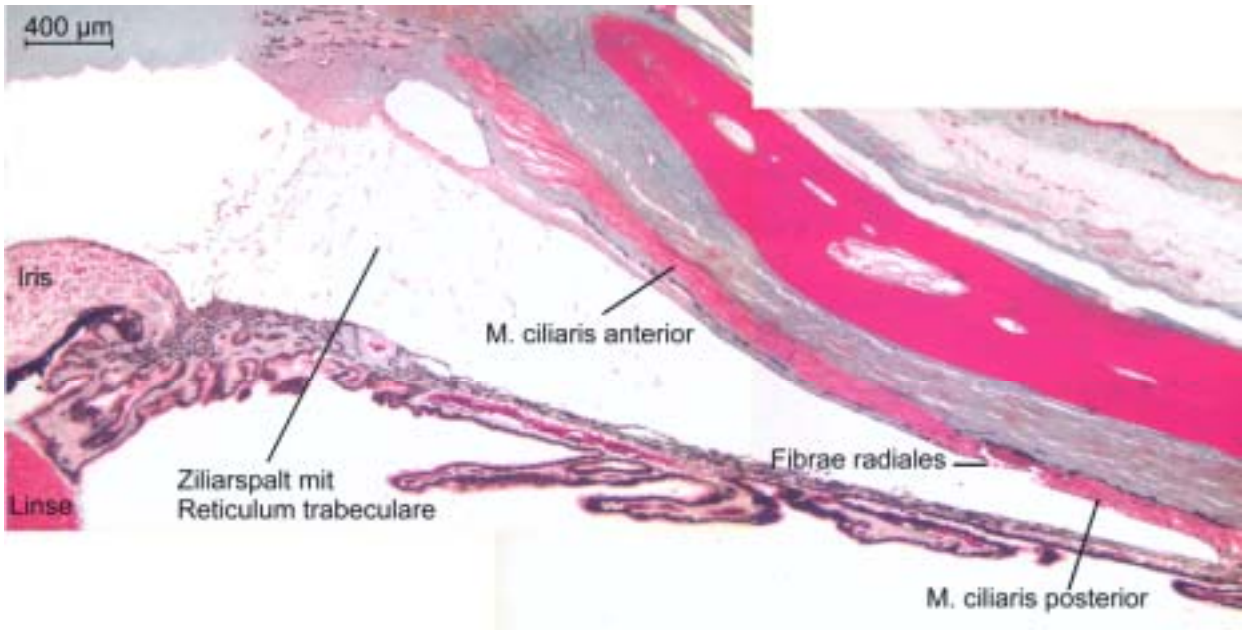

Abb. IV-47: Meridionalschnitt durch den Ziliarspalt der Pute (*Meleagris gallopavo*) (MG)

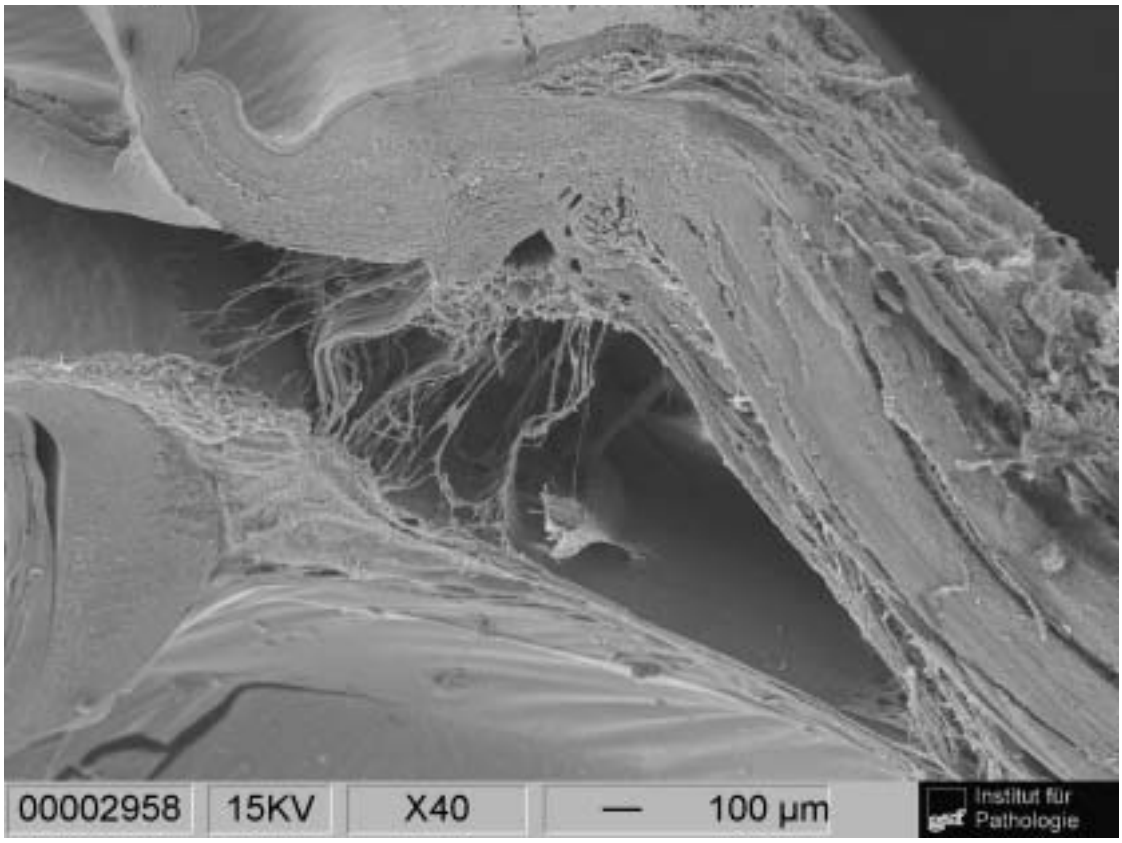

Abb. IV-48: Ziliarspalt beim Perlhuhn (*Numida meleagris*); REM-Präparat)

Taggreifvögel haben im Großen und Ganzen einen langen Sinus ciliosclerali, der relativ breit ist und nach hinten nur sehr langsam schmäler wird. Dabei kann kein Unterschied, außer dem bereits oben erwähnten, zwischen nasal, temporal, dorsal und ventral festgestellt werden (vgl. Abb. IV-49). Eine Ausnahme bilden hierbei die Falken, deren Ziliarspalt sehr kurz ist, breit beginnt und schnell enger wird.

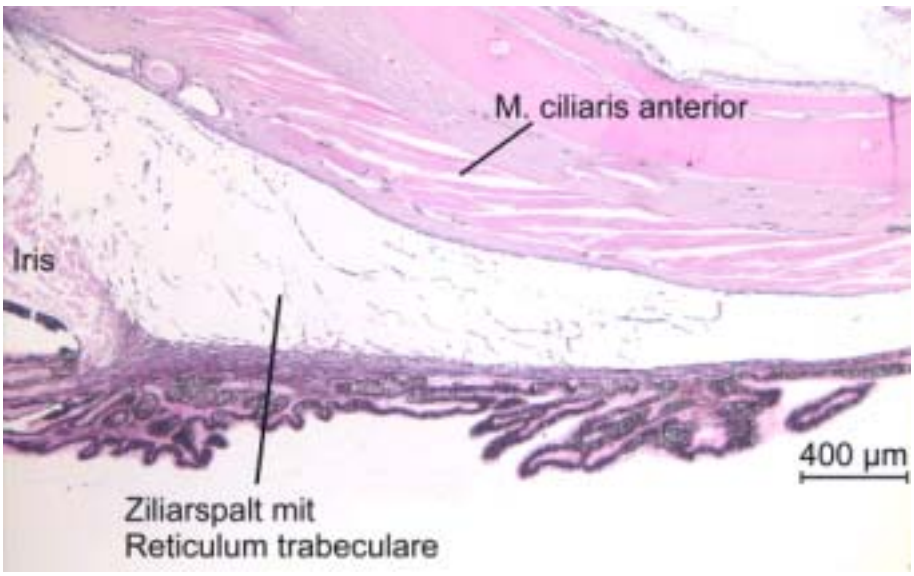

Abb. IV-49: Meridionalschnitt durch den Ziliarspalt beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Resorcinfuchsin-Kernechtrot)

Größere speziesspezifische Variationen finden sich bei den Nachtgreifvögeln. Schnee-Eulen und Uhus besitzen einen sehr langen und breiten Ziliarspalt, dessen Durchmesser bis fast zum Ende annähernd gleich bleibt und erst kurz davor spitz zusammenläuft.

Auch bei Waldohreulen ist der Sinus ciliosclerali lang. Sein anfangs sehr großer Durchmesser verengt sich schnell, danach bleibt er bis zum Ende fast gleich.

Der Waldkauz schließlich besitzt einen sehr kurzen und breiten Ziliarspalt, genauso wie der Kormoran.

IV.5.2 Reticulum trabeculare

Das Reticulum trabeculare besteht bei allen untersuchten Vogelarten aus einem Geflecht von elastischen Fasern, das sich im Ziliarspalt befindet. Vor allem vorne, im Bereich des Ligamentum pectinatum, verlaufen häufig zwei bis vier dünne Fasern gemeinsam, die sich dann kurz vor dem Ansatzpunkt geringgradig auffächern und so einmünden. Weiter hinten im Spalt verlaufen die dünnen Fasern dagegen meistens einzeln und münden dementsprechend auch unverzweigt ein. Im Gegensatz zum Ligamentum pectinatum sind die elastischen Fasern des Reticulum trabeculare nicht von Endothelzellen bedeckt (vgl. Abb. IV-50).

Entlang der Ansatzstellen sind im Corpus ciliare vermehrt elastische Fasern vorhanden.

Die Unterschiede zwischen den verschiedenen Augapfeltypen sind sehr groß, innerhalb dieser Typen ähnelt sich die Ausprägung jedoch stark.

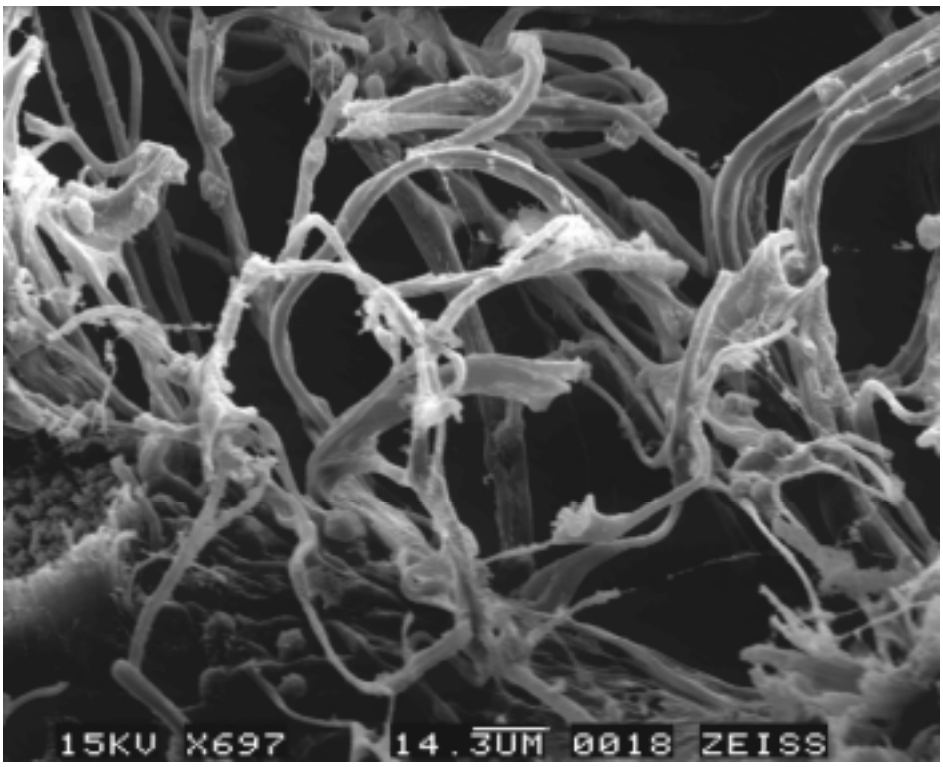

Abb. IV-50: Reticulum trabeculare beim Haushuhn (*Gallus gallus*); REM-Präparat

IV.5.2.1 Taggreifvögel

Taggreifvögel besitzen das deutlichste retikuläre Maschenwerk. Es füllt bei allen ungefähr die vorderen zwei Drittel des Ziliarspalts mit einem dichten Fasergeflecht aus. Temporal ist der Spalt oft etwas weniger gefüllt, dafür ist hier das Maschenwerk noch etwas dichter. Lichtmikroskopisch sind im hinteren Abschnitt des Ziliarspaltes keine Strukturen nachweisbar (vgl. Abb. IV-49).

Der Gerfalke ist der einzige untersuchte Vogel, bei dem der komplette Ziliarspalt lichtmikroskopisch mit dem Reticulum trabeculare aufgefüllt ist.

Im Rasterelektronenmikroskop zeigt sich, dass das Maschenwerk bei Taggreifvögeln sehr dicht ist. Die Fasern werden untereinander durch zahlreiche Querstränge verbunden. Ihr Durchmesser liegt deutlich unter dem der Fasern des Ligamentum pectinatum.

Beim Mäusebussard ist nasal und temporal gut zu sehen, dass das hinterste Viertel des Sinus ciliosclerali keine, oder nur sehr vereinzelte, Fasern enthält. Der Ziliar-

spalt ist hier mit Endothel ausgekleidet und völlig glatt. Dorsal und ventral kann man allerdings beim Mäusebussard mit dem Rasterelektronenmikroskop sehen, dass das Maschenwerk, wenn auch weniger dicht, so gut wie ganz bis zum Ende des Spaltes reicht, genauso wie beim Turmfalken und beim Weißkopfseeadler in allen vier Quadranten.

IV.5.2.2 Nachtgreifvögel

Bei den Nachtgreifvögeln ist das Reticulum trabeculare am schwächsten ausgebildet. Direkt am Ligamentum pectinatum ist es bei allen sehr dicht. Dahinter befindet sich aber nur maximal im vordersten Viertel ein Maschenwerk elastischer Fasern, danach ist der Spalt leer. Nur im Sinus ciliosclerales von Uhus und Schnee-Eulen finden sich in den vorderen zwei Dritteln des Ziliarspaltes, nur in einzelnen Fällen bis zu seinem Grund, elastische Fasern.

Die rasterelektronenmikroskopische Untersuchung zeigt, dass das Maschenwerk bei Waldohreulen mit Abstand am schwächsten ausgebildet ist (vgl. Abb. IV-42). Seine Fasern finden sich hier ausschließlich direkt hinter dem Ligamentum pectinatum und nur direkt im Bereich des Schlemm-Kanals, wo sie ein relativ weitmaschiges Netz bilden. Der Rest des Ziliarspaltes ist komplett frei von Fasern. Auch hier finden sich keine Hinweise, dass es sich bei diesen Befunden um ein Artefakt handeln könnte. Es sind keine Zerreißungen zu sehen, die Auskleidung des Spaltes ist auch hier glatt.

Beim Uhu findet man nasal etwa bis zur Hälfte, temporal nur im vordersten Drittel des Ziliarspaltes ein relativ dichtes Maschenwerk. Der Spalt ist dahinter allerdings nicht komplett leer. Es befinden sich dort noch einige wenige Fasern, die jedoch kein Netz mehr bilden.

Am dichtesten ist das Reticulum trabeculare bei der Schnee-Eule (vgl. Abb. IV-39). Hier sind die vorderen zwei Drittel des Spaltes mit einem relativ engen Maschenwerk gefüllt, das nach hinten allerdings immer lockerer wird. Auch das letzte Drittel ist nicht komplett leer. Hier finden sich aber nur noch ganz vereinzelt Fasern.

IV.5.2.3 Hühnervögel

Bei den Hühnervögeln füllt das Reticulum trabeculare nur das vordere Drittel des Ziliarspaltes aus. Dabei verliert es immer mehr an Dichte, je weiter es sich vom Ligamentum pectinatum entfernt. Bei Puten besteht das retikuläre Maschenwerk aus besonders dicken elastischen Fasern. Fasane besitzen individuell verschieden teilweise in den vorderen zwei Dritteln ihres Ziliarspaltes elastische Fasern.
Bei allen Hühnervögeln ist aber der hintere Bereich des Ziliarspaltes lichtmikroskopisch leer (vgl. Abb. IV-15).
Im Rasterelektronenmikroskop zeigt sich ein etwas differenzierteres Bild. Perlhühner besitzen wirklich nur im vordersten Viertel ihres Ziliarspaltes ein dichtes Reticulum trabeculare. Das folgende Viertel enthält nur noch ein paar einzelne Fasern, dahinter ist der Spalt komplett leer. Auch hier finden sich keine Anzeichen, die diese Beobachtung als Artefakt ausweisen würde.
Bei Hühnern und Puten sind die Verhältnisse ähnlich, sie besitzen aber in der gesamten vorderen Hälfte des Sinus ciliosclerales ein dichtes Maschenwerk. Das der Puten ist dabei geringfügig lockerer als das der Hühner.
Beim Pfau, der allgemein einen besonders kurzen Ziliarspalt besitzt, und nasal und temporal beim Fasan können sich im gesamten, extrem kurzen, Sinus ciliosclerales zahlreiche Fasern des Reticulum trabeculare befinden. Dabei ist das Maschenwerk des Pfaus eher locker, während das des Fasans sehr engmaschig ist.

IV.5.2.4 Kormoran

Der Ziliarspalt von Kormoranen ist nur im vorderen Drittel mit einem sehr dichten Maschenwerk angefüllt. Dahinter befinden sich keine Fasern mehr. Dieses Bild wird auch durch das Rasterelektronenmikroskop bestätigt. Hiermit kann man auch sehen, dass die Fasern des Reticulum trabeculare bei Kormoran wesentlich stärker vernetzt sind und damit eindeutlich stabileres und engmaschigeres Geflecht ergeben als bei allen anderen untersuchten Vogelarten.

IV.5.3 Sinus venosus sclerae

Der Sinus venosus sclerae besteht bei allen Vogelarten aus einem doppelten Gefäßring. Das vordere Gefäß ist rund und in den meisten Fällen das größere von beiden. Das hintere hat eine flache Form und ist meist deutlich kleiner als das vordere. Zwischen diesen beiden Gefäßringen finden sich Anastomosen, die über den Circulus arteriosus ciliaris hinwegziehen (vgl. Abb. IV-54). In Einzelfällen können auch drei Gefäßringe vorhanden sein, nasal ist teilweise nur ein Gefäßring ausgebildet. Bei lichtmikroskopischen Präparaten sind regelmäßig Gefäße angeschnitten, die das Kammerwasser aus dem Sinus venosus sclerae abführen. Der Durchmesser beider Gefäße variiert intraindividuell sehr stark. Meist ist das Innere leer, doch können sich postmortal hineingelangte Erythrozyten im Schlemm-Kanal befinden.
Beim Weißkopfseeadler und Mäusebussard finden sich hauptsächlich drei kleinere Gefäßringe, deren Gesamtvolumen jedoch groß ist (vgl. Abb. IV-53). Bei Hühnervögeln ist der hintere Teil häufig wabig gekammert (vgl. Abb. IV-57).

Die Fontana-Räume des Sinus ciliosclerales und der Plexus venosus sclerae werden nur von der Endothelschicht des Schlemm-Kanals und einer sehr dünnen Schicht lockerem Bindegewebes getrennt (vgl. Abb. IV-51).

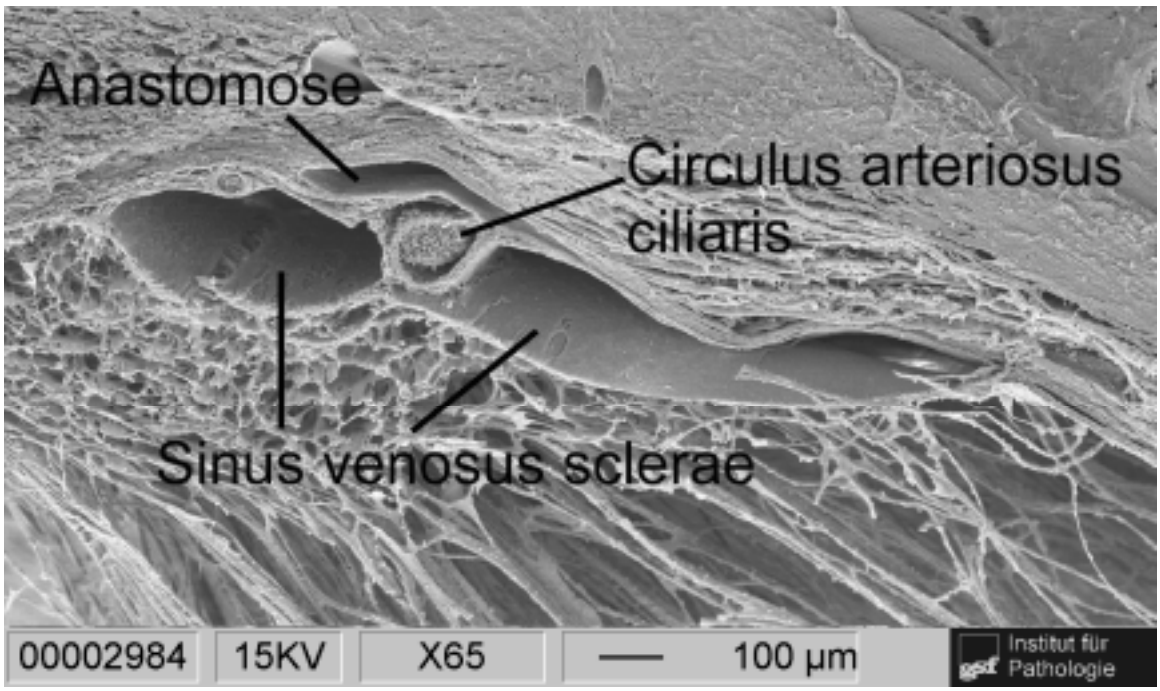

Abb. IV-51: Sinus venosus sclerae der Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*); REM-Präparat

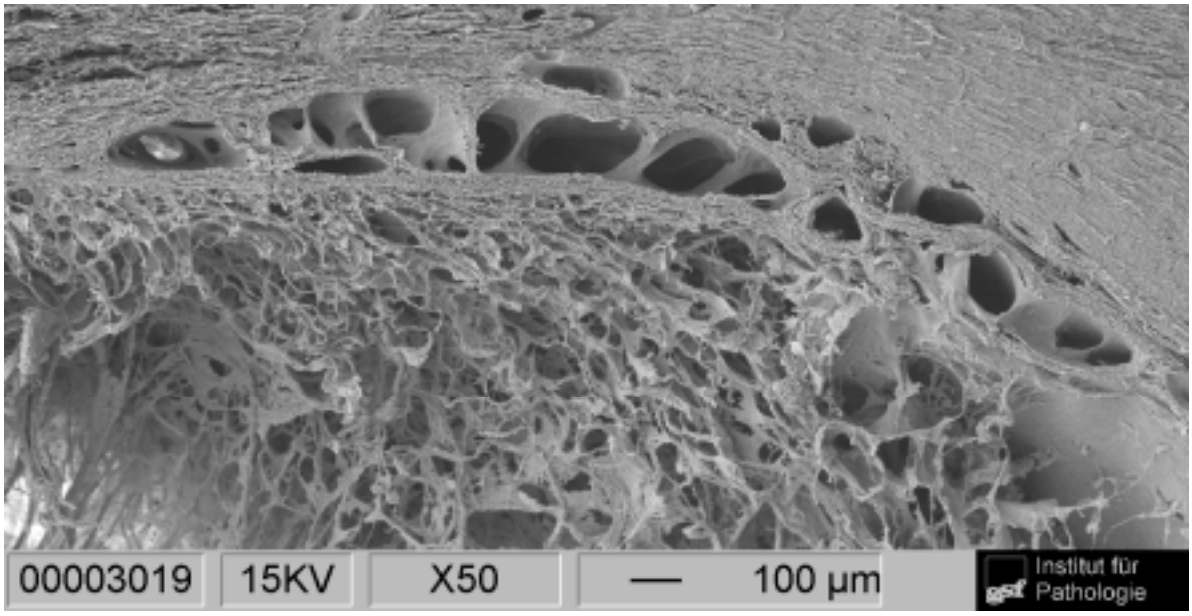

Abb. IV-52: Sinus venosus sclerae beim Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus*); REM-Präparat

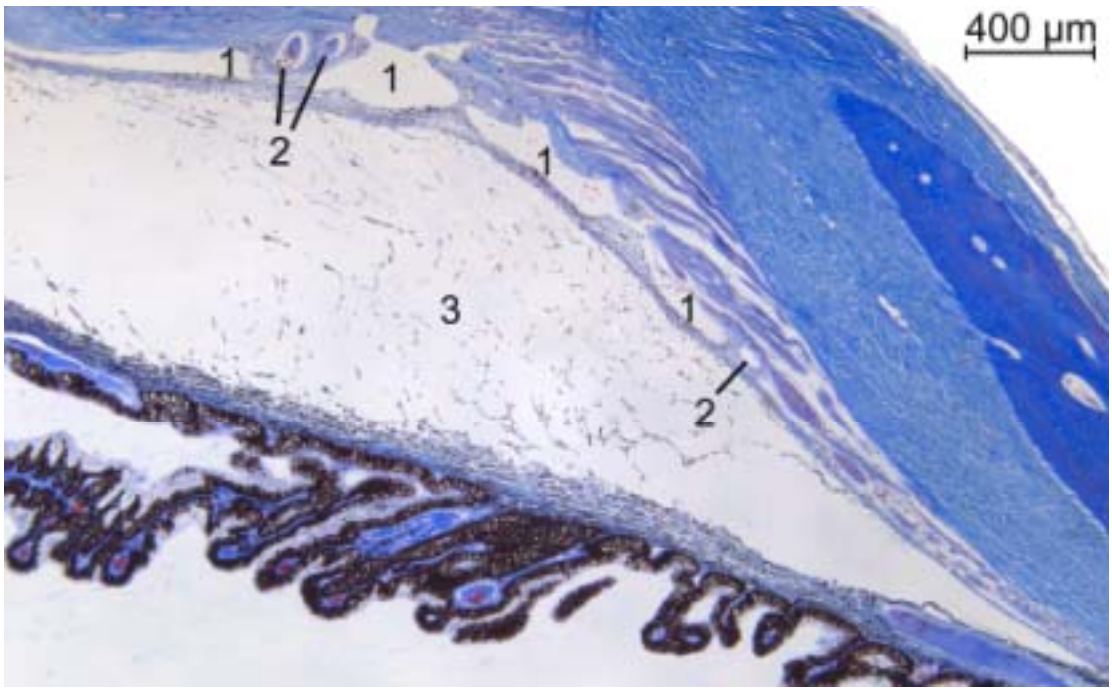

Abb. IV-53: Sinus venosus sclerae (1) und Circulus arteriosus ciliaris (2) beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Azan mod.); 3: Ziliarspalt mit Reticulum trabeculare

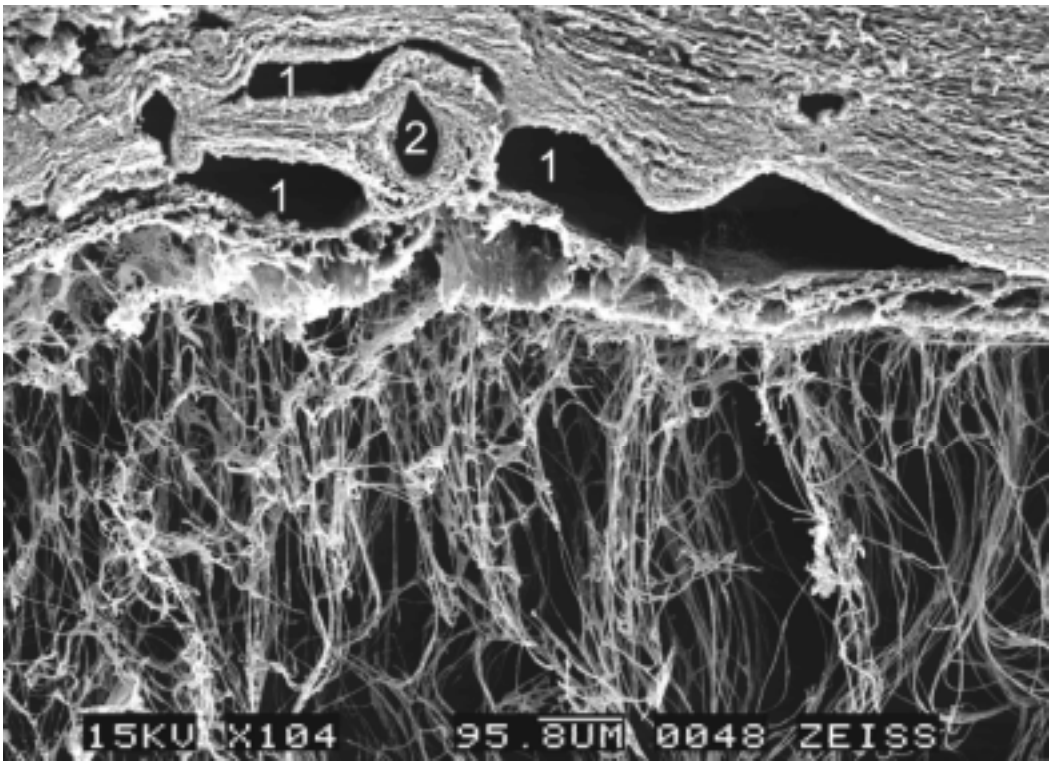

Abb. IV-54: Sinus venosus sclerae (1) und Circulus arteriosus ciliaris (2) beim Mäusebussard (*Buteo buteo*); REM-Präparat

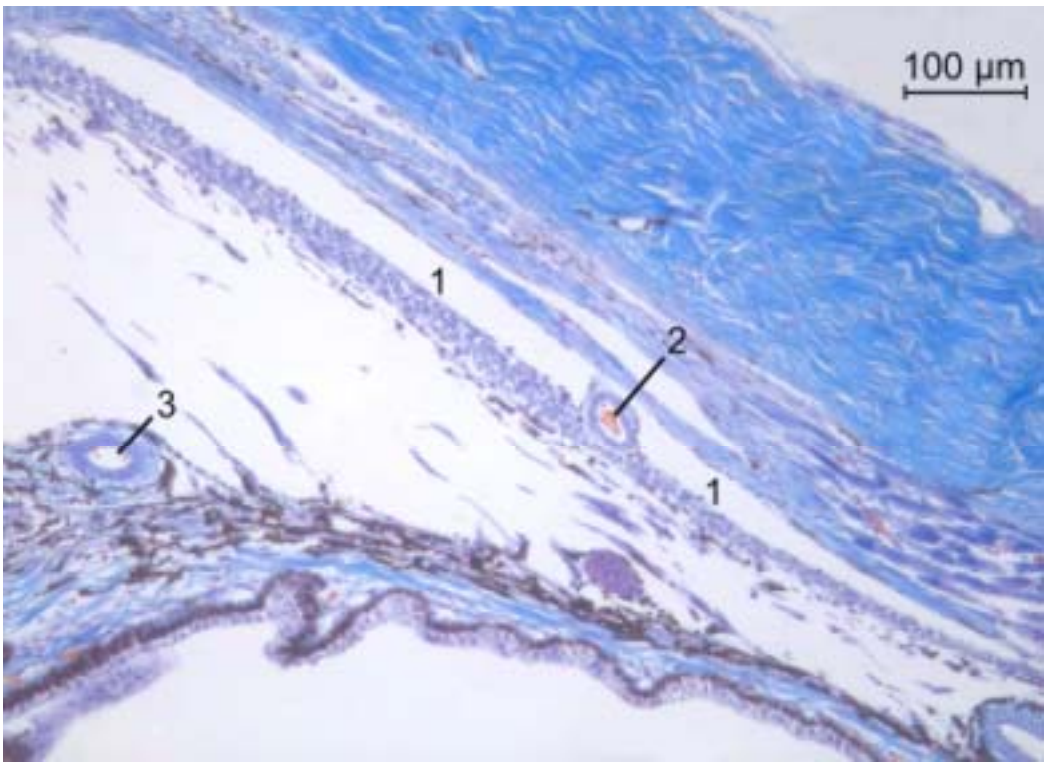

Abb. IV-55: Sinus venosus sclerae (1) und Circulus arteriosus ciliaris (2) Turmfalke (*Tinnunculus tinnunculus*), nasal (Azan mod.); 3: Circulus arteriosus iridis

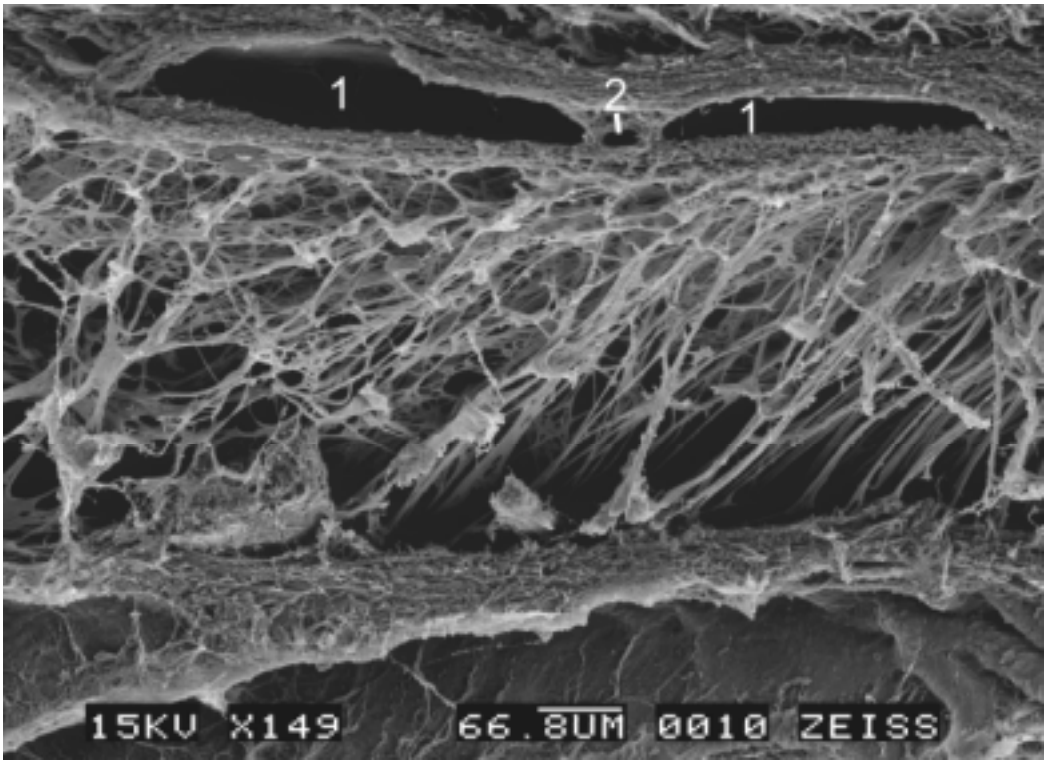

Abb. IV-56: Sinus venosus sclerae (1) und Circulus arteriosus ciliaris (2) beimTurmfalken (*Tinnunculus tinnunculus*); REM-Präparat

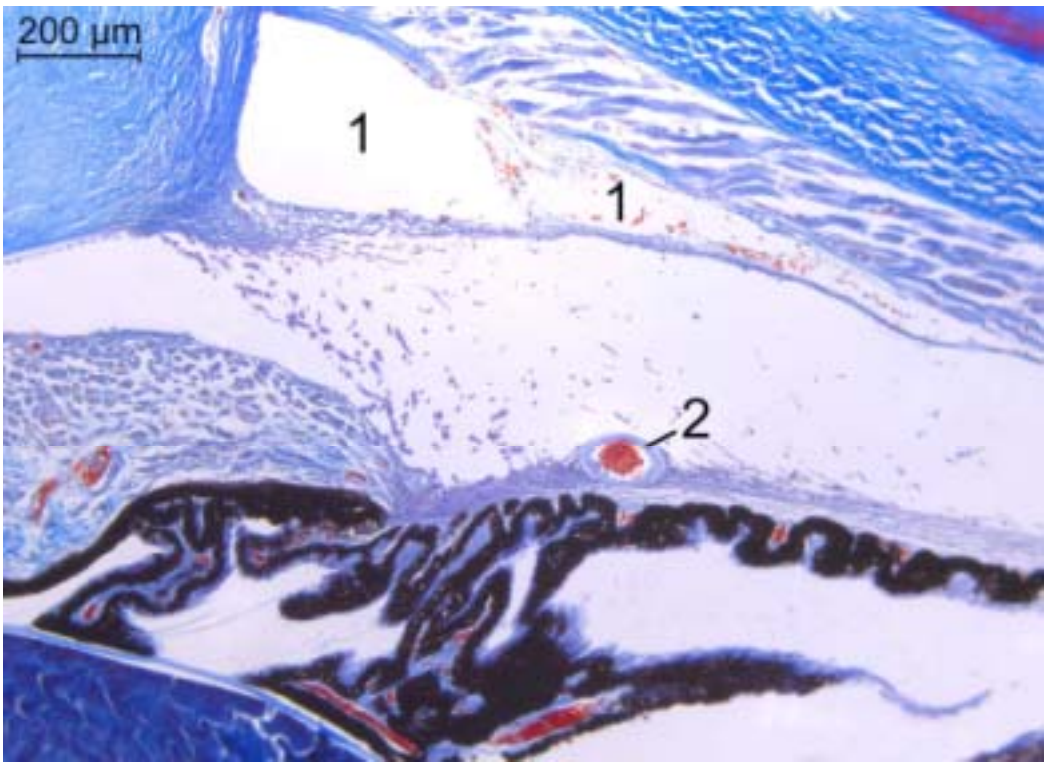

Abb. IV-57: Sinus venosus sclerae (1) und Circulus arteriosus iridis (2) beim Haushuhn (*Gallus gallus*) temporal (Azan mod.)

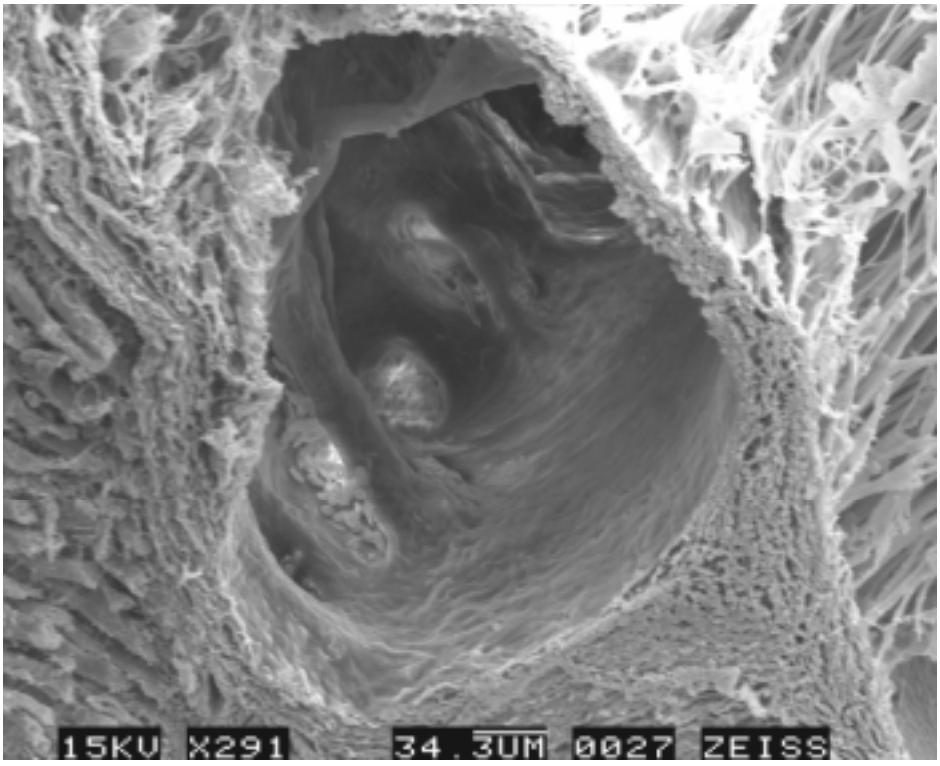

Abb. IV-58: Einblick in den Sinus venosus sclerae beim Haushuhn (*Gallus gallus*); REM-Präparat

IV.5.4 Circulus arteriosus ciliaris

Grundsätzlich liegt der Circulus arteriosus ciliaris zwischen den Abteilungen des Schlemm-Kanals. Dabei können bei einem Plexus venosus sclerae der aus mehr als zwei Abschnitten besteht durchaus mehrere Arteriolen vorkommen. Diese verlaufen oft direkt nebeneinander, können aber auch durch Gefäße des Plexus venosus sclerae getrennt sein. Meist ist eine der Arteriolen deutlich größer als die anderen (vgl. Abb. IV-59).

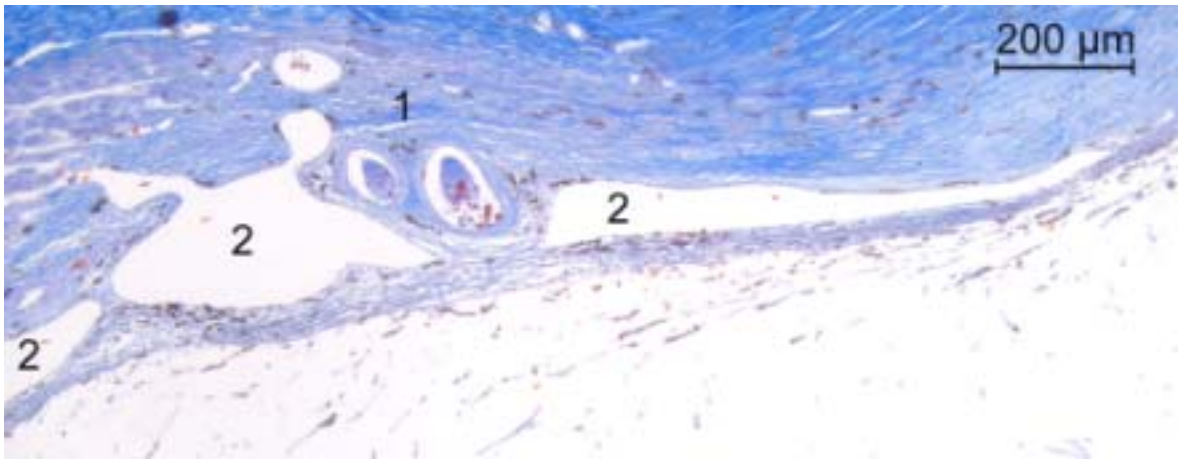

Abb. IV-59: Circulus arteriosus ciliaris (1) und Sinus venosus sclerae (2) beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (Azan mod.)

Der Durchmesser der Arteriolen ist auch intraspezifisch sehr unterschiedlich.
Bei den Hühnervögeln, insbesondere beim Haushuhn, existieren besonders auffallende Größenunterschiede. Der Gefäßdurchmesser schwankt zwischen unter zehn µm und 150 µm.

Bei den Taggreifvögeln sind die Unterschiede und Schwankungen nicht ganz so groß. Auch hier reicht die Bandbreite von 15 µm bis 150 µm, meistens haben die Gefäße des Circulus arteriosus ciliaris aber einen Durchmesser um die 75 µm. Dasselbe gilt für den Kormoran.

Die Nachtgreifvögel besitzen ebenfalls einen Circulus arteriosus ciliaris, dessen Größe um die 75 µm liegt. Gerade bei Schnee-Eulen kann der Durchmesser aber auch bis zu 300 µm betragen.

Teilweise sind Gefäße mit einem Durchmesser von etwa 45 µm vorhanden, die von außen um den Skleralring und den vorderen Ziliarmuskel herumziehen und schließlich in den Circulus arteriosus ciliaris münden. Anschnitte dieser Rami communicantes externi wurden nasal, temporal, dorsal und ventral gefunden.

IV.5.5 Ramus communicans internus

Ventral anastomosieren der Circulus arteriosus ciliaris mit dem Circulus arteriosus iridis über den Ramus communicans internus.

Es tritt hinter dem Ligamentum pectinatum, an der Grenze zwischen Kammerwinkel und Ziliarspalt, aus der Sklera in den Sinus ciliosclerales ein, überquert ihn gemeinsam mit dem N. ciliaris und mündet vor dem Ligamentum pectinatum in die Iris ein. Sein Durchmesser beträgt je nach Vogelart zwischen 40 µm und 90 µm (vgl. Abb. IV-60).

Dieses Gefäß konnte bei mehreren Präparaten sowohl licht- als auch raster-elektronenmikroskopisch nachgewiesen werden.

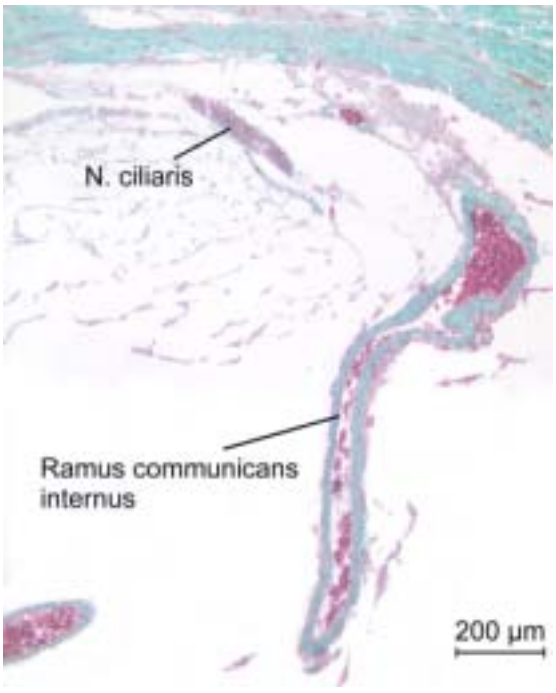

Abb. IV-60: Ramus communicans und N. ciliaris bei der Schnee-Eule (*Nyctea scandiaca*) (MG)

V. Diskussion

Die vorliegenden Ergebnisse über die Morphologie des Corpus ciliare und seiner angrenzenden Strukturen stimmen in vielen Aspekten mit der vorhandenen Literatur überein. Die vergleichende Betrachtung verschiedener Vogelarten ergab darüber hinaus zahlreiche neue Erkenntnisse.

V.1 Ziliarkörper

V.1.1 Form und Einteilung

Das Corpus ciliare wird beim Vogel in die Pars plicata, auf der sich die Ziliarfalten befinden, und die Pars plana, auf der die Falten flach auslaufen, eingeteilt (REESE / HEGNER / KORBEL, 1998; REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).

EICHHORN (1988) teilt den Ziliarkörper des Rindes sogar in vier Regionen ein, wobei diese Einteilung in hintere Pars plicata, postlentikuläre und prälentikuläre Pars plicata und die Übergangszone zwischen Iris und Corpus ciliare durch die Untersuchungen von MARZ (1999) bestätigt wird. ROHEN (1957) beschreibt diese Einteilung auch für Nager, Fleischfresser und Primaten.

Die eigenen Untersuchungen zeigen, dass diese Einteilung für Vögel nicht gelten kann, da sich beim Vogel vor der Linse keine Ziliarfalten mehr befinden, sondern der Ziliarkörper hier direkt in die Iris übergeht. Eine bei den gerade erwähnten Tierarten, v.a. auch den Säugetieren, vorhandene prälentikuläre Pars plicata existiert beim Vogel daher nicht. Die Pars plicata kann aber in einen vorderen, mit hohen Ziliarfalten, und einen hinteren Abschnitt, mit deutlich niedrigeren, dafür aber enger zusammenliegenden Falten, gegliedert werden.

Auch eine Übergangszone zwischen Iris und Ziliarkörper ist bei Vögeln nicht zu erkennen, der beiden Strukturen sind sehr scharf voneinander abgegrenzt.

Eine Pars plana ist bei den untersuchten Vogelarten ebenfalls nicht regelmäßig vorhanden, nur bei den Fasanen, dem Gerfalken und dem Habicht ist eine sehr schmale Pars plana erkennbar.

MURPHY, GLASSER und HOWLAND (1995) beschreiben, dass der Ziliarkörper bei Hühnern in horizontaler Richtung asymmetrisch ist. Damit passt er sich der ebenfalls asymmetrischen Form des Skleralringes (DUKE-ELDER / WYBAR, 1961) und damit auch des Bulbus (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001) bei Vögeln an. Die Asymmetrie des Ziliarkörpers konnte für alle untersuchten Vogelarten bestätigt werden. Die Verkürzung wirkt sich dabei hauptsächlich auf die hintere Pars plicata aus, die nasal immer kürzer ist. Bei Vögeln, die eine geringe Pars plana besitzen, ist diese nasal ebenfalls kürzer. Hier besteht ein großer Unterschied zum Rind, bei dem MARZ (1999) nachweisen konnte, dass die Asymmetrie des Rinderauges sich bei diesen Tieren ausschließlich auf die Länge der Pars plana auswirkt.

V.1.2 Ziliarfalten und Ziliarfortsätze

Eine Plica ist eine längliche Struktur, während ein Processus fingerförmig ist. Eine Falte ist im Lichtmikroskop daran zu erkennen, dass sie immer Kontakt zum Untergrund hat. Ein Fortsatz kann bei schrägem Anschnitt von der Unterlage isoliert sein. Beide Begriffe werden in der Literatur zum Aufbau des Corpus ciliare häufig relativ willkürlich verwendet, was zu einer gewissen Uneinigkeit und Verwirrung in diesem Bereich führt. REESE, HEGNER und KORBEL (1998) und KORBEL, REESE und HEGNER (1998) verwenden in ihren Artikeln zum Ziliarkörper bei verschiedenen Vögeln die Begriffe gemäß ihrer Definition. MARZ (1999) beim Rind und THORSTENSEN (1995) bei der Katze treffen jedoch nicht durchgehend diese Unterscheidung. Bei den von ihnen beschriebenen Processus ciliares majores und minores handelt es sich demnach eigentlich um Plicae ciliares majores und minores. Dies stimmt auch mit den eigenen Beobachtungen an Vogelaugen überein. Hier sind im Bereich der vorderen Pars plicata zahlreiche Sekundärfalten vorhanden.

Die extreme Auffaltung der Plicae ciliares in primäre und sekundäre Falten, sowie in zahlreiche Fortsätze im Bereich der vorderen Pars plicata dienen mehreren Zwecken.

Einerseits macht die starke Gliederung die Struktur enorm stabil und zugleich beweglich, bei gleichzeitiger Materialersparnis. Die große Bewegungsfreiheit der

Ziliarfalten ist für die Akkommodation beim Vogel, bei der das Corpus ciliare zur Linse hingeschoben wird, unerlässlich.
Zusätzlich wird durch die Sekundärfalten und Fortsätze die Oberfläche im Bereich der vorderen Pars plicata stark vergrößert. Dies ist wichtig, da bei Vögeln eine prälentikuläre Pars plicata fehlt, in welcher nach ROHEN (1957) bei Säugetieren das Kammerwasser produziert und sezerniert wird. Die Untersuchungen von MARZ (1999) bestätigen das. Da beim Säugetier das Epithel der postlentikulären Pars plicata und der Pars plana mit einer dichten Zonulamatte bedeckt ist, die eine Diffusionsbarriere darstellt, muss das Kammerwasser in der zonulafaserfreien prälentikulären Pars plicata produziert werden.
Beim Vogel sind bei weitem nicht so viele Zonulafasern vorhanden, sie stellen daher auch keine Diffusionsbarriere dar. Die gute Vaskularisation und starke Oberflächenvergrößerung der vorderen Pars plicata beim Vogel weist darauf hin, dass hier in diesem Bereich das Kammerwasser produziert wird.

V.1.3 Ziliarmuskel

Wie unter anderem schon von MURPHY, GLASSER und HOWLAND (1995) beschrieben, besteht der M ciliaris bei den Vögeln aus drei Portionen quergestreifter Muskulatur, die nasal am kürzesten sind.
Der M. ciliaris anterior verläuft von der Sklera zur Cornea, deren Krümmung er bei seiner Kontraktion verstärkt (corneale Akkommodation) (FREWEIN / SINOWATZ, 1992; PARDUE / SIVAK, 1997)
Der M. ciliaris posterior, entspringt proximal des vorderen Ziliarmuskels an der Sklera und zieht zur Basalplatte des Ziliarkörpers. Bei seiner Kontraktion schiebt er den Ziliarkörper hornhautwärts in Richtung Augenachse, wodurch die Ziliarfortsätze auf den Randwulst der Linse gedrückt werden und diese verformt wird (FREWEIN / SINOWATZ, 1992; PARDUE / SIVAK, 1997). Die Fibrae radiales haben keine besondere Funktion.
Daraus resultieren auch die Unterschiede in der Akkommodationsart bei Säugetieren und Vögeln. Während der M. ciliaris bei Säugetieren bei seiner Kontraktion ein Nachlassen der Spannung an den Zonulafasern verursacht, wodurch die Linse *passiv* ihre ursprüngliche kugelige Form annimmt, akkommodieren Vögel durch eine

aktive Verstärkung der Linsen- und Korneakrümmung bei einer Kontraktion des M. ciliaris (REESE / KORBEL / LIEBICH, 2001).
Aus der unterschiedlichen Verwendung von lentikulärer und cornealer Akkommodation bei den verschiedenen Vogelarten ergeben sich unterschiedliche Akkommodationsbreiten.
Nachtaktive Vögel besitzen eine Akkommodationsbreite zwischen 0,6 und 10 dpt (MURPHY / HOWLAND, 1983), tagaktive Vögel ca. 20 dpt (MEYER, 1986). Bei Hühner wird eine Akkommodationsbreite zwischen 10 dpt (TROILO / WALLMAN, 1987) und 17 dpt (SCHAEFFEL / HOWLAND, 1987) beschrieben. Die Angaben zur Akkommodationsbreite des Kormorans liegen zwischen 50 dpt (HUMMEL, 2000) und 80 dpt (SIVAK / HILDEBRAND / LEBERT, 1985).

Die Untersuchungen zeigen, dass die drei Portionen M. ciliaris anterior, posterior und Fibrae radiales prinzipiell bei allen Vogelarten vorhanden sind. Auch beim Kormoran, bei dem nach KORBEL, REESE und HEGNER (1998) kein M. ciliaris anterior ausgebildet ist, konnten alle drei Anteile nachgewiesen werden. Der vordere Ziliarmuskel besteht bei diesem Vogel jedoch aus nur ein bis zwei Muskelfasern.
Die Fibrae radiales bestehen grundsätzlich nur aus einzelnen Muskelfasern, sie sind daher besonders bei Nachtgreifvögeln häufig nicht eindeutig anzusprechen. Eine vierte Portion des M. ciliaris, wie sie von LORD (1956) beim Rotschwanzbussard (*Buteo* jamaicensis; Gmel., 1788) beschrieben wird, ist bei keinem der untersuchten Vögel vorhanden.

Wie schon von REESE und LANG (1998) angegeben, kann man anhand der Stärke der verschiedenen Anteile des Ziliarmuskels Rückschlüsse auf die vorrangige Art der Akkommodation ziehen. So wurde nachgewiesen, dass Nachtgreifvögel vor allem corneal akkommodieren, Kormorane ausschließlich lentikulär und Taggreifvögel sowie Hühnervögel beide Formen der Akkommodation kombiniert verwenden (REESE / LANG, 1998).

Auffällig ist, dass zwar die Kräfteverhältnisse zwischen den Muskeln bei den untersuchten Gruppen Taggreifvögel, Nachtgreifvögel und Hühnervögel innerhalb dieser Gruppen relativ konstant sind, die Stärke des Ziliarmuskels an sich zum Teil aber

deutliche Unterschiede aufweist. Dies weist auf Unterschiede in der Akkommodationsbreite hin.

Die Beschreibung von GLASSER, MURPHY, TROYLO und HOWLAND (1995), wonach bei Hühnern die lentikuläre Akkommodation vorwiegend durch den M. dilatator pupillae bewerkstelligt wird, wogegen der M. ciliaris posterior und intraokuläre Druckänderungen nur eine geringe Rolle spielen, kann so nicht bestätigt werden. Bei Vögeln die ausgeprägt lentikulär akkommodieren sind sowohl der M. dilatator pupillae als auch der M. ciliaris posterior sehr kräftig ausgebildet, was darauf hinweist, dass die lentikuläre Akkommodation durch ein Zusammenspiel beider Muskeln bewerkstelligt wird.

V.1.4 Elastische Fasern

Besonders deutlich unterscheiden sich die Ziliarkörper der verschiedenen untersuchten Vogelarten in ihrem Gehalt an elastischen Fasern.
Dabei ist besonders auffällig, dass diese elastischen Fasern im allgemeinen beim Kormoran, bei Hühnervögeln und bei Taggreifvögeln besonders zahlreich zum Ansatzpunkt des M. ciliaris posterior ziehen.

Den Ziliarmuskeln fehlen die üblicherweise bei Muskeln vorhandenen Antagonisten, die die Ausgangsstellung wieder herstellen sollen. Sobald sich der M. ciliaris posterior entspannt, ziehen die elastischen Fasern an seinem Ansatzpunkt als passive Gegenspieler den Ziliarkörper und damit auch die Linse in seine Ausgangsposition zurück. Unterstützt werden sie durch die elastischen Fasern in den Ziliarfalten und denen des Ligamentum pectinatum und Reticulum trabeculare. Die Anzahl der elastischen Fasern ist nicht mit der Stärke der Muskulatur, sondern mit der Akkommodationsart korreliert. So besitzen Eulen, die fast ausschließlich corneal akkommodieren, nur sehr wenige elastische Faserbündel im Ziliarkörper, die Eigenrückstellkraft der Cornea so groß ist, dass hierfür keine elastischen Fasern benötigt werden. Besonders zahlreich sind die elastischen Fasern dagegen im Ziliarkörper von Hühnervögeln und dem Kormoran.

V.1.5 Zonulafasern

Der beobachtete Verlauf der Zonulafasern entspricht größtenteils den Beschreibungen von ERCKENBRECHT und ROHEN (1974), sowie STREETEN (1988b) bei höheren Primaten, sowie MARZ (1999) beim Rind. Konkrete Beschreibungen bei Vögeln fehlen in der Literatur bisher.
Im Bereich der hinteren Pars plicata bilden die Fibrae zonulares eine dichte Matte, die aus größtenteils parallel verlaufenden Faserbündeln besteht.
Auch die von ROHEN und RENTSCH (1969) beim Menschen getroffene und von MARZ (1999) für das Rind bestätigte Unterteilung in Haltefasern und Spannfasern kann für den Vogel übernommen werden. Von der Pars plicata aus ziehen Haltefasern von den Plicae und Processus ciliares zur Linse, während Spannfasern von den Falten zu den Fortsätzen ziehen. Im Vergleich zu den Säugetieren, bei denen ausschließlich die Zonulafasern für die Befestigung der Linse verantwortlich sind, besitzen Vögel nur wenige Zonulafasern. Der Anteil an Spannfasern im Verhältnis zu der Anzahl an Haltefasern ist beim Vogel relativ groß.

V.2 Iris

V.2.1 Form

Die Grundform der Iris entspricht bei den untersuchten Vogelarten prinzipiell der von FREWEIN und SINOWATZ (1992) beschriebenen. Dennoch können große Unterschiede in Länge, Dicke und Form der Querschnitte festgestellt werden.
Da sich die Iris sämtlicher Präparate bei der Verarbeitung in einem Zustand der Mydriasis befanden und da die Form innerartlich sehr konstant ist, kann man davon ausgehen, dass die festgestellten Unterschiede nicht durch verschiedene Kontraktionszustände der Irismuskulatur verursacht werden. Artefakte in dieser Hinsicht wurden durch die Anzahl der Augen und Schnitte jedes Präparates ausgeschlossen.

V.2.2 Hinterfläche

Wie von SINOWATZ (1992) und LIEBICH (1999) beschrieben, ist die Hinterseite der Iris bei allen Vogelarten stark pigmentiert. Eine Beschreibung der unterschiedlichen Struktur der Hinterfläche von Nachtgreifvögeln im Vergleich zu anderen Vogelarten, wie sie im Lichtmikroskop, noch besser aber im Rasterelektronenmikroskop zu sehen ist, fehlt jedoch in der vorhandenen Literatur.

Die Tiefe der Längs- und Querfalten an der Hinterfläche der Iris von Nachtgreifvögeln könnte vom Kontraktionszustand der Irismuskulatur abhängig sein. Es ist jedoch unwahrscheinlich, dass die Falten ausschließlich von ihm verursacht werden, da derartiges dann auch und gerade bei anderen Vogelarten, die sich zum Teil viel stärker an unterschiedliche Lichtverhältnisse anpassen müssen, zu finden sein müsste.

Für die Theorie, dass die Ausprägung der Fältelung vom Kontraktionszustand der Irismuskulatur abhängig ist spricht, dass die Querfältchen besonders deutlich und zahlreich sind. Dies entspricht der Tatsache, dass sich sämtliche Augen in einer leichten Mydriasis befanden, wodurch das Gewebe an der Hinterfläche zusammengeschoben wird. Bei einer Pupillenverengung könnten diese Fältchen verstreichen und so das für die Querschnittsverlängerung nötige Gewebe freigeben.

Da Nachtgreifvögel bei besonders dunklen Verhältnissen sehen müssen, muss ihre Iris wahrscheinlich zu einer besonders starken Mydriasis fähig sein. Daher könnten die Längsfalten der Iris von Nachtgreifvögeln dazu dienen, den Margo pupillaris der Iris den nötigen Bewegungsspielraum geben und die für die extreme Erweiterung nötige Gewebemenge zur Verfügung zu stellen. Das hieße, dass die Längsfalten bei einer starken Mydriasis verstreichen, während die Querfalten deutlicher werden. Die rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen unterstützen diese Annahme.

V.2.3 Stroma

Die von OEHME (1969) im Irisstroma beschriebenen elastischen Fasern konnten in den eigenen Untersuchungen nicht gefunden werden. Es waren bei keiner der untersuchten Vogelarten elastische Fasern in der Iris vorhanden.

MARZ (1999) weist elastische Fasern in der Iris von Rindern nach. LIEBICH (1999) beschreibt sie als Bestandteil des Irisstromas beim Säugetier. Da Mammalia

allgemein einen sehr schwachen M. dilatator pupillae besitzen, sind bei diesen Tieren die elastischen Fasern zur passiven Erweiterung der Pupille nötig.
Vögel besitzen im Vergleich dazu einen kräftigen Irisdilatator, daher sind bei ihnen elastische Fasern im Stroma nicht nötig.

Die von OEHME (1968) beschriebenen und von OLIPHANT (1981) als Pigmentzellen identifizierten Zellen konnten bei allen untersuchten Nachtgreifvögeln außer dem Waldkauz und der Schleiereule nachgewiesen werden. Dies bestätigt die Ergebnisse von OLIPHANT (1981), der die Zellen für die gelbe Augenfarbe mancher Nachtgreifvögel verantwortlich macht. Die positive Fett- und PAS-Färbung weist auf Glykolipide im inneren der Pigmentzellen hin. Da beim Waldkauz keine derartigen Pigmentzellen gefunden werden, muss die gelbe Augenfarbe bei ihm durch andere Farbstoffe verursacht werden. Schleiereulen haben eine dunkel pigmentierte Iris, daher überrascht hier das Fehlen dieser Pigmentzellen nicht.

Die Zellen in der Iris von Fasanen, Gerfalken, Turmfalken und Weißkopfseeadlern, die in ihrer Größe und Form denen der Eulen ähneln, sind bisher in der Literatur nicht erwähnt. Obwohl sie sich bei den Standardfärbungen meist etwas kräftiger anfärben und obwohl sie bei all diesen Vögel nur an der Vorderfläche zu finden sind, im Gegensatz zu den Pigmentzellen der Eulen, liegt die Vermutung nahe, dass es sich bei diesen epitheloiden Zellverbänden ebenfalls um Pigmentzellen handelt. Allerdings fehlt bei diesen Zellen die reflektierende Fettkomponente, die in der Iris von Nachtgreifvögeln vorhanden ist.
Im Vergleich dazu wird die rote Augenfarbe der Turmfalken zusätzlich zu den speziellen Pigmentzellen auch durch die für den Turmfalken typischen eng gewundenen Gefäße an der Irisvorderfläche verursacht.

Dunkle Irisfarben, wie sie beispielsweise beim Mäusebussard vorkommen, werden durch unterschiedlich große Mengen Melanin im Irisstroma, vor allem aber auch an Vorder- und Hinterfläche verursacht.

OEHME (1969) beschreibt Gefäßschleifen, die beim Mäusebussard (*Buteo buteo;* L., 1758), der Gattung *Falco* (L.,1758), beim Waldkauz (*Strix aluco;* L.,1758) und beim Mauersegler (*Apus apus;* L., 1758) die Iris verlassen und wieder zu ihr zurückkehren. Die eigenen Untersuchungen zeigen, dass derartige freie Gefäßschleifen auch beim Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus;* L., 1766) vorhanden sind.

V.2.4 Irismuskulatur

Während LIEBICH (1999) den Verlauf des M. sphincter pupillae beim Säugetier weitgehend auf die Irisspitze beschränkt, zeigen die eigenen Untersuchungen, dass seine Muskelfasern sich beim Vogel auf das gesamte Irisstroma verteilen.
Die Tatsache, dass der Kormoran einen besonders kräftigen M. sphincter pupillae besitzt, stimmt mit den Beschreibungen von REESE, KORBEL und LIEBICH (2001) überein. Die extreme Verformung der Linse bei der lentikulären Akkommodation des Kormorans, die dazu führt, dass die Linse gegen die Iris gedrückt wird, erfordert eine starke Gegenkraft der Iris, damit diese nicht weggedrückt wird.

Die Muskelfasern des M. dilatator pupillae konzentrieren sich, wie bereits von LIEBICH (1999) beim Säugetier angegeben, an der Hinterfläche der Iris. Dennoch können vereinzelte Fasern vor allem beim Pfau, Mäusebussard und Gerfalken auch im übrigen Stroma gefunden werden.

Nachtgreifvögel besitzen allgemein eine ausgesprochen schwache Irismuskulatur. Dies überrascht im Falle des Sphinkters nicht besonders, da diese Tiere bekanntlich nachtaktiv sind und auch tagsüber dunkle Plätze aufsuchen. Die Fähigkeit zu einer besonders schnellen und starken Miosis ist bei diesen Tieren daher nur schwach ausgebildet.
Warum der Dilatator jedoch ebenfalls sehr schwach ist lässt sich vielleicht auch mit der Nachtaktivität und dem Aufenthalt an dunklen Orten erklären. Da sich die Pupille die meiste Zeit in mehr oder weniger starken Stadien der Mydriasis befindet, ist eine ständige Korrektur der Pupillengröße nicht nötig. Auch bei der Jagd nachts ist kaum eine schnelle Anpassung an unterschiedliche Lichtverhältnisse nötig, da diese nachts meist konstanter sind als tagsüber.

V.3 Kammerwinkel und Ziliarspalt

Wie von REESE, KORBEL und LIEBICH (2001) beschrieben, teilt der Ziliarspalt den Ziliarkörper der Vögel in eine äußere und eine innere Platte, die in der hinteren Pars plicata des Corpus ciliare miteinander in Verbindung stehen. Aus diesem Grund setzte sich im deutsprachigen Raum der anatomisch Korrekte Ausdruck „Ziliarspalt" durch (DUKE-ELDER, 1958). Die lateinische Bezeichnung „Sinus ciliosclerali" impliziert die falsche Vorstellung, dass der Spalt zwischen Corpus ciliare und Sklera liegt. Korrekter wäre daher der Terminus „Sinus ciliaris".
Der vogeltypische tiefe Ziliarspalt ist unerlässlich für die aktive Akkommodation der Vögel. Durch ihn bekommt der Platte des Ziliarkörpers die Bewegungsfreiheit die nötig ist, um bei einer Kontraktion des M. ciliaris posterior nach vorne gegen die Linse gedrückt zu werden.

Eine standardisierte Klassifizierung der Kammerwinkelregion, wie die von TRIPATHI (1974) für Säugetiere eingeführte Einteilung der Kammerwinkelregion in einen herbivoren, carnivoren und anthropoiden Typ, existiert beim Vogel nicht.
Will man die Verhältnisse in Kammerwinkel und Ziliarspalt der Vögel in das von TRIPATHI (1974) etablierte Schema einfügen, kann man sagen, dass die größte Ähnlichkeit mit den Verhältnissen des herbivoren Typs besteht. Der Ziliarmuskel ist nur im äußeren Blatt des Corpus ciliare vorhanden. Die Größe des Kammerwinkels beim Vogelauge ähnelt der der Ungulaten, der Ziliarspalt ist allerdings extrem tief.

V.4 Ligamentum pectinatum

Die von WYCHGRAM (1912) beim Vogel beschriebene Gliederung des Ligamentum pectinatum in drei Abschnitte konnte mit den eigenen Untersuchungen nicht bestätigt werden. Demnach existieren bei Vögeln nur ganz vereinzelte dünne Fasern, die zur Irisvorderfläche ziehen. Die vordersten kräftigen Stränge inserieren am Übergang von der Iris zum Ziliarkörper. Das Reticulum trabeculare präsentiert sich nicht als Teil des Ligamentum pectinatum, sondern als eigenständige Struktur.

Bei Wiederkäuern und Pferden ist das Ligamentum pectinatum so kräftig, dass es die Irisbasis stützt (DE GEEST / LAUWERS / SIMOENS / SCHAEPDRIJVER; 1991;

WAGNER, 1991; MARZ, 1999). Bei Vögeln ist es dagegen viel zu dünn, um eine stützende Funktion auszuüben. Eher kommt ihm die von WYCHGRAM (1912) beschriebene stabilisierende, oder von TRIPATHI (1974) betonte verankernde Funktion zu.

Das Ligamentum pectinatum könnte aber auch für die unter V.1.4 beschriebene Rückstellfunktion der Ziliarmuskeln, die von den elastischen Fasern ausgeübt werden, von Bedeutung sein. Bei Entspannung der Muskulatur kann durch den passiven Zug des Ligamentum pectinatum die Linse in ihre Ausgangsform gebracht werden.

DE GEEST, LAUWERS, SIMOENS und SCHRAEPDRIJVER (1987) konnten zeigen, dass die Stärke des Ligamentum pectinatum bei den Säugetieren proportional zur Ausdehnung des Ziliarspaltes und umgekehrt proportional zur Größe des Ziliarmuskels ist. Auch bei den Vögeln findet man ein proportionales Verhältnis von der Breite des Ziliarspaltes und der Stärke des Ligamentum pectinatum. So sind bei Nachtgreifvögeln und Kormoranen, bei denen der Sinus ciliosclerali am breitesten ist, die Einzelstränge des Ligamentum pectinatum am kräftigsten. Hühnervögel, bei denen der Ziliarspalt relativ eng und kurz ist, besitzen dagegen nur ein verhältnismäßig schwaches Ligamentum pectinatum. Die Pute bildet hier eine Ausnahme. Ihr Ligamentum pectinatum ähnelt in seiner Ausprägung dem des Kormorans sehr.

Die von DE GEEST, LAUWERS, SIMOENS und SCHRAEPDRIJVER (1987) aufgrund ihrer Beobachtungen aufgestellte Theorie, dass die Akkommodationsbreite der verschiedenen Tierarten von der Ausprägung des Kammerwinkels abhängt, kann ohne weitergehende Untersuchung für Vögel nicht einfach übernommen werden. Die Verhältnisse beim Kormoran, der von den hier untersuchten Vogelarten die größte Akkommodationsbreite besitzt, unterstützen allerdings die Theorie.

Die von von MARTIN (1975) beim Hund, von SAMUELSON, SMITH und BROOKS (1989) und WAGNER (1991) beim Pferd und von KÖBNICK, KÖSTLIN und LIEBICH (1995) bei der Katze gefundenen sekundären Fasern kaudal der primären Fasern

des Ligamentum pectinatum existieren auch bei Vögeln. Je nach Vogelart sind eine bis mehrere Reihen dieser Stränge vorhanden, die dünner sind als die primären.

V.5 Sinus venosus sclerae

Wie KORBEL, REESE und HEGNER (1998) und v. HORST (2002) beschreiben, besteht der Sinus venosus sclerae der Vögel meist aus zwei Ringen, zwischen denen der Circulus arteriosus sclerae liegt. Der innere Ring ist im Querschnitt meist rund, während der äußere Ring spitz zuläuft. Die Behauptung von MURPHY, GLASSER und HOWLAND (1995), sowie von v. HORST (2002), dass Hühnern nasal ein gut entwickelter Sinus venosus sclerae fehlt, konnte durch die eigenen Untersuchungen nicht bestätigt werden. Zum Teil ist aber, wie von v. HORST (2002) beschrieben, nasal die Zweiteilung des Sinus venosus sclerae aufgehoben.
Die von v. HORST (2002) im Korrosionspräparat dargestellten Anastomosen zwischen den beiden Ringen konnten auch in dieser Arbeit nachgewiesen werden.

Bei Hühnern ist der äußere Ring deutlich durch Septen gekammert. Auch der Sinus venosus sclerae der anderen Vogelarten besitzt solch Septen, ein Gefäßgeflecht, also Plexus venosus sclerae, wie er bei den Haussäugetieren vorkommt, ist bei Vögeln jedoch nicht vorhanden. Hier entsprechen die anatomischen Gegebenheiten eher denen bei Primaten, die einen Sinus venosus sclerae besitzen. Diese Ergebnisse stimmen auch mit den Beobachtungen von v. HORST (2002) überein.

MURPHY (1987), LAWTON (1993c) und KORBEL (1994) beschreiben übereinstimmend, dass bei Vögeln keine Primärglaukome vorkommen. KORBEL (1994) gibt als Ursache hierfür den weit offenen Angulus iridoconealis der Vögel an. Die eigenen Untersuchungen zeigen, dass auch die Größe des Schlemm-Kanals, verbunden mit der extrem kurzen Diffusionsstrecke (die nur aus Gefäßendothel und wenigem lockerem Bindegewebe besteht) den Kammerwasserabfluss erleichtert und damit die Bildung eines Primärglaukoms verhindert.

VI. Zusammenfassung

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Struktur des Corpus ciliare und seiner Anhangsgebilde bei verschiedenen Vogelspezies abzuklären. Hierfür wurden der Ziliarkörper, der Kammerwinkel, die Zonulafasern und die Iris von 52 Vögeln aus 19 Arten erstmals systematisch nicht nur licht-, sondern auch rasterelektronenmikroskopisch untersucht. Dabei wurden stellvertretend für den flachen Bulbustyp Augen von Hühnervögeln, für den globulären Bulbustyp Augen von Taggreifvögeln und für den tubulären Bulbustyp Augen von Nachtgreifvögeln verwendet. Zusätzlich fand noch der Kormoran besondere Beachtung.

Die Untersuchungen zeigen, dass der grundsätzliche Aufbau des Ziliarkörpers der Vögel bei allen Arten ähnlich ist. Er kann nur in zwei Abschnitte, die vordere Pars plicata und hintere Pars plicata, unterteilt werden. Eine Pars plana, eine Übergangszone zur Iris und prälentikuläre Pars plicata, wie sie beim Säugetier für die Kammerwasserproduktion vorhanden ist, existiert beim Vogel nicht. Die Produktion des Kammerwassers wird hier von der vorderen Pars plicata übernommen.

Große speziesspezifische Unterschiede konnten bei dem Gehalt an elastischen Fasern im Corpus ciliare festgestellt werden. Hierbei zeigt sich, dass Spezies, die ausgeprägt lentikulär akkommodieren wie Hühnervögel, Taggreifvögel und der Kormoran besonders zahlreiche elastische Faserbündel als Gegenkraft zum M. ciliaris posterior im Corpus ciliare besitzen, während bei Nachtgreifvögeln, die fast ausschliesslich corneal akkommodieren kaum elastische Fasern vorhanden sind.

Auch der M. ciliaris zeigt bei den verschiedenen Vogelarten, abhängig von bei ihnen vorkommenden Art der Akkommodation, deutliche Unterschiede in seiner Ausprägung. Bei Hühnervögeln und Taggreifvögeln sind die beiden Hauptportionen, M. ciliaris anterior und posterior, gleich kräftig, während bei Nachtgreifvögeln die vordere, beim Kormoran die hintere Portion deutlich stärker ausgeprägt ist.
Die vogeltypische aktive Akkommodation bedingt auch den extrem tiefen Ziliarspalt bei allen Vogelarten.

Der Kammerwinkel ist entsprechend den unterschiedlichen Bulbusformen bei Hühnervögeln eng und bei Nachtgreifvögeln weit offen. Taggreifvögel nehmen eine Zwischenstellung ein.

Das Ligamentum pectinatum ist beim Vogel zu schwach, um eine stützende Funktion auszuüben. Es besteht aus dünnen, meist parallel zueinander verlaufenden Einzelsträngen, die bei einer Entspannung des M. ciliaris posterior die Rückstellung des Ziliarkörpers und der Linse erleichtern. Eine Ausnahme bildet das Ligamentum pectinatum beim Kormoran. Hier besteht es aus dicken, stark vernetzten Fasern.

Durch die Untersuchung des Schlemm-Kanals konnte eindeutig gezeigt werden, dass Vögel einen Sinus venosus sclerae besitzen, im Gegensatz zum Plexus venosus sclerae der meisten Säugetiere.

Bei den untersuchten Fasanen, Turmfalken, dem Gerfalken und dem Weißkopfseeadler konnten an der Irisvorderfläche epitheloide Pigmentzellen nachgewiesen werden, die den für die Iris vieler Nachtgreifvögel typischen Pigmentzellen ähneln

VII. Summary

Structure of the ciliary body and its annexes in different bird species: a light- and scanning electron microscopic study.

The aim of this study was to clarify the structure of the ciliary body and its annexes in different bird species. Therefore the ciliary body, the chamber angle, the fibrae zonulares and the iris of 52 birds of 19 different species were examined systemically for the first time, not only by light microscopy, but also by scanning electron microscopy. Vicarious for the different types of bulbi oculi were examined gallinaceous birds, day-active and night-active predatory birds.

The examination showed that the general anatomy of the ciliary body is equal in all birds. It can be divided morphologically into two parts from posterior to anterior: the posterior part of the pars plicata and the anterior part of the pars plicata. A prelenticular pars plicata, pars plana and transitional region of the iris, as it exists in mammals for the production of the aqueous humour, cannot be found in birds. In the avian eye, the aqueous humour is produced by the anterior part of the pars plicata.

Large species-specific differences in the content of elastic fibres in the ciliary body could be found. Gallinaceous birds, day-active predatory birds and the cormorant use lenticular accommodation. Their ciliary body therefore contains many elastic fibres, while in night-active predatory birds, which almost exclusively use corneal accommodation, the ciliary body contains almost none.

The size of the different portions of the ciliary muscle depend on the kind of accommodation used in the various bird species. In gallinaceous birds and day-active predatory birds, both main parts of the ciliary muscle, the ciliaris anterior and posterior muscle are equal in size. In contrast to this, the anterior portion in night-active predatory birds and the posterior portion in the cormorant is much larger.
The avian-specific active accommodation requires an extremely deep ciliioscleral sinus in all bird species.

The width of the chamber angle depends on the bulbus type. In gallinaceous birds it is narrow, while in night-active predatory birds it is wide open. In day-active predatory birds its width is intermediate.

The pectinate ligament in the bird is not strong enough to support the structure of the ciliary body. It consists of thin, mostly parallel cords which pull the ciliary body back into a relaxed postion when the ciliaris posterior muscle relaxes. In contrast to this, in the cormorant eye, the pectinate ligament consists of a very dense network of thick fibres.

The examination of the Schlemm's canal showed clearly, that birds have a sinus venosus sclerae, in contrast to the plexus venosus sclerae in most mammals.

In the anterior part of the iris of the examined *Phasianus colchicus*, *Tinnunculus tinnunculus*, *Hierofalco rusticolus* and *Haliaeetus leucocephalus* epitheloid cells were found, which are similar to the pigment cells, typical to many night active predatory birds.

VIII. Literaturverzeichnis

1 Ahne W. Systematische Zoologie. In: Ahne W, Liebich HG, Stohrer M, Wolf E. Zoologie: Lehrbuch für Studierende der Veterinärmedizin und Agrarwissenschaften. Stuttgart, New York: Schattauer 2000; 241.

2 Barishak YR, Harofe A. Development of the angle of the anterior chamber of the eye in animal and human embryos. Israel J Med Sc 1978; 14 (8): 891.

3 Barrie KP, Gum GG, Samuelson DA, Gelatt KN. Morphologic studies of uveoscleral outflow in normotensive and glaucomatous beagles with fluorescein-labeled dextran. Am J Vet Res 1985; 46: 89-97.

4 Bedford PGC, Grierson I. Aqueous drainage in the dog. Research in Veterinary Science 1986; 41: 172-86.

5 Beebe DC. Development of the ciliary body: a brief review. Trans Ophthalmol Soc U K 1986; 105(Pt2): 123-30.

6 Berndt R, Meise W. Naturgeschichte der Vögel Bd1: Allgemeine Vogelkunde. Stuttgart 1959; 95.

7 Bill A, Phillips CI. The Role of the Iris and the Ciliary Body in the Drainage of Aqueous Humour- I. Studies in Man. Exp Eye Res 1971; 12: 373.

8 Bill A. Bill A, Phillips CI. The Role of the Iris and the Ciliary Body in the Drainage of Aqueous Humour- II. studies in Monkeys. Exp Eye Res 1971; 12: 373.

9 Bill A. Formation and Drainage of Aqueous Humour in Cats. Exp Eye Res 1965; 5: 185-90.

10 Bill A. Scanning Electron Microscopic Studies of the Canal of Schlemm. Exp Eye Res 1970; 10: 214-8.

11 Bornfeld N, Spitznas M, Breipohl W, Bijvank GJ. Scanning Electron Microscopy of the Zonule of Zinn. Albrecht v. Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1974; 192: 117-29.

12 Caprioli J. The ciliary epithelia and aqueous humor. In: Adler's Physiology of the eye, ed: Moses RA. St. Louis: C V Mosby Co 1975; 204-18.

13 Choh V, Sivak JG, Meriney SD. A physiological model to measure effects of age on lenticular accommodation and spherical aberration in chickens. IOVS 2002 Jan; 43(1): 92-8.

14 Cole DF, Tripathi RC. Theoretical Considerations on the Mechanism of the Aqueous Outflow. Exp Eye Res 1971; 12: 25-32.

15 Danilov RK, Ishmeeva ZB. Ultrastructure of the striated muscle tissue of the iris of birds. Arkh Anat Gistol Embriol 1991 Jun; 100(6): 72-5.

16 Davanger M, Ringvold A. The ciliary body and the suspension of the lens in a monkey (cercopithecus aethiops)- a scanning electron microscopic study. Acta Ophthalmologica 1977; 55 (6): 965-75.

17 De Geest JP, Lauwers H, Simoens P, De Schaepdrijver L. A light microscopic and SEM study of the trabecular meshwork and scleral venous plexus in the domestic animals. Acta Morphologica Neerlando-Scandinavica 1987; 25: 299-300.

18 De Geest JP, Lauwers H, Simoens P, De Schaepdrijver L. Comparative Morphology of the Pectinate Ligament in the Domestic Animals. Anatomia, Histologia, Embryologia 1991; 20: 281-2.

19 Duke.Elder S Sir, Wybar KC. System of ophthalmology. In: Duke-Elder S Sir: The anatomy of the visual system. London: Kimpton 1961.

20 Duke-Elder S Sir. The eyes of birds. In: Duke-Elder WS Sir: System of Ophthalmology- Vol 1-The eye in evolution. London: Henry Kimpton-Verlag 1958.

21 Eckert H. Augensysteme. In: Grundriß der Zoologie, 1. Auflage. Mehlhorn H. Stuttgart: Gustav Fischer Verlag 1989; 503-38.

22 Ehinger B. Adrenergic Nerves in the Avian Eye and Ciliary Ganglion. Zeitschrift für Zellforschung 1967; 82: 577-88.

23 Eichhorn M. Funktionelle Morphologie des Ziliarkörpers: Ultrastrukturelle, histochemische und in-vitro Untersuchungen am Rinderauge. Habilitationsschrift, Erlangen 1988.

24 Erckenbrecht JF, Rohen JW. Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen über den Zonulaapparat höherer Primaten als weiterer Beitrag zu einer neuen Akkommodationstheorie. Albrecht v. Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1974; 193: 19-32

25 Evans HE, Martin GR. Organa sensum. In: Baumel JJ, King AS, Breazile JE, Evans HE, Vanden Berge JC (ed): Handbook of avian anatomy: Nomina anatomica avium, 2nd edition. Cambridge, Massachusetts: Publications of the nuttall ornithological club 1993; 588-591.

26 Frewein J, Sinowatz F. In: Nickel R, Schummer A, Seifele E. Lehrbuch der Anatomie der Haustiere. Band 5:Anatomie der Vögel, 2. Auflage. Berlin, Hamburg: Parey 1992; 374-86.

27 Gelatt KN. Animal models for glaucoma. Investigative ophthalmology & visual science 1977; 16 (7): 592-6.

28 Glasser A, Howland HC. A history of studies of visual accommodation in birds. Q Rev Biol 1996 dec; 71(4): 475-509.

29 Glasser A, Myrphy CJ, Troilo D, Howland HC. The mechanism of lenticular accommodation in chicks. Vision Res 1995; 35(11): 1525-40.

30 Glasser A, Troilo D, Howland HC. The mechansim of corneal accommodation in chicks. Vision Res 1994 Jun; 34(12): 1549-66.

31 Green K, Gaasterland DE, Milton R, Bowman K. Influence of Aging on Aqueous Humor Production. Interdiscipl Topics Geront 1987; 13: 14-20.

32 Grierson I, Lee WR. Junctions between the Cells of the Trabecular Meshwork. Albrecht v. Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1974; 192: 89-104.

33 Grüninger HH. Mikroskopisch-anatomische und morphometrische Untersuchungen an Reptilienaugen. Diss med vet, München 2002.

34 Harms V. Physik für Mediziner und Pharmazeuten, 13. Auflage. Kiel: Harms Verlag 1994; 232-45.

35 Hollander WF, Owen RD. The carotenoid nature of yellow pigment in the chicken iris. Po Sci 1939; 18: 385-7.

36 Horst v. C. Anatomische Untersuchungen zur Vaskularisation des aviären Bulbus oculi. Diss. med. Vet, München, 2002.

37 Hossler FE, Olson KR. Microvasculature of the avian eye: Studies on the eye of the duckling with microcorrosion casting, scanning electron microscopyand stereology. Am. J. Anat 1984; 170: 205-21.

38 Howland HC, Sivak JG. Penguin vision in air and water. Vision Res 1984; 24(12): 1905-9.

39 Hummel G. Anatomie und Physiologie der Vögel, 1. Auflage. Ulm: UTB 2000; 262-76.

40 King AS, McLelland J. Birds- Their Structure and Function, 2nd ed. London, Philadelphia, Toronto, Mexico City, Rio de Janeiro, Sydney, Tokyo, Hong Kong: Baillière Tindall 1984; 284-301.

41 Kinnear A, Lauber JK, Boyd TAS. Genesis of light-induced avian glaucoma. Invest Ophthlamol 1974; 13(11): 872-5.

42 Köbnick M, Köstlin R, Liebich HG. Zur rasse- und altersabhängigen Struktur des Augenkammerwinkels bei der Katze. Tierärztl Prax 1995; 23: 603-8.

43 Korbel R, Reese S, Hegner K. Anatomical and clinical examination of the iridocorneal angle (Gonioscopy) and the ciliary body in various bird species. 2nd scientific meeting of the EAZWV, Chester, UK, May 21-24 1998, Kongr.ber. 329-42.

44 Korbel R. Augenkrankheiten bei Vögeln. Habilitationsschrift, München 1994.

45 Lauber JK. Light-induced avian glaucoma as an animal model for human primary glaucoma. J Ocul Pharmacol 1987 spring; 3(1): 77-100.

46 Lauber JK. Review: avian models for experimantal myopia. J Ocul Pharmacol 1991 Fall; 7(3): 259-76.

47 Lawton MPC. Avian anterior segment disease. Proc Assoc Avian Vet, Nashville/Tennesee 1993c; 223-312.

48 Liebich HG. Funktionelle Histologie, 3. Auflage. Stuttgart, New York: Schattauer 1999; 300-14.

49 Link BA, Nishi R. Development of the avian iris and ciliary body: mechanisms of cellular differentiation during the smooth - to - striated muscle transition. Dev Biol 1998; 203: 163-76.

50 Link BA, Nishi R. Development of the avian iris and ciliary body: the role of Activin and Follistatin in coordination of the smooth - to - striated muscle transition. Dev Biol 1998; 199: 226-34.

51 Lord RD. A comparative study of the eyes of some falceriform and passeriform birds. Am Midl Nat 1956; 56: 325-44.

52 Lütjen-Drecoll E, Rohen JW. Besonderheiten bindegewebiger Strukturen im Bereich des vorderen Augensegmentes. Verh Anat Ges 1981; 75: 147-55.

53 Martin CL. The Normal Canine Iridocorneal Angle As Viewed with the Scanning Electron Microscope. Journal of the American Animal Hospital Association 1975; 11 (2): 180-4.

54 Marz HJ. Zur Morphologie des Corpus ciliare und seiner Anhangsgebilde beim Rind. Diss med vet, München 1999.

55 Meyer DB. The avian eye. In: Sturkie PD: Avian physiology. 4th ed. New York, Berlin, Heielberg, Tokyo: Springer 1986; 37-48.

56 Murphy CJ, Glasser A, Howland HC. The anatomy of the ciliary region of the chicken eye. Invest Ophthalmol Vis Sci 1995; 36: 889-96.

57 Murphy CJ, Howland HC. Owl eyes: accommodation, corneal curvature and refractive state. J comp Physiol 1983; 151, 277-284.

58 Murphy CJ. Raptor ophthalmology. Compend Cont Educ Pract Vet 1987; 9: 241-60.

59 Nakabayashi, M. Anatomical and physiological studies on the aqueous sinus artery of the pigeon eye. Jpn. J. Ophthalmol. 1999; 43: 262-71.

60 Nakano KE, Nakamura H. origin of the irideal striated muscle in birds. J Embryol Exp Morphol 1985; 88: 1-13.

61 Nomina Anatomica Veterinaria, 4. Auflage. International Committee on veterinary gross anatomical nomenclature. Ithaka/New York 1992.

62 Oehme H. Blutgefäße und Bindegewebe der Vogeliris. Jahrbuch für Morphologie und Mikroskopische Anatomie 1969; 113: 555-89.

63 Oehme H. Vergleichende Untersuchungen über die Färbung der Vogeiris. Biol Zbl 1968; 88: 3-35.

64 Oliphant LW, Johnson MR, Murphy C, Howland H. The musculature and pupillary response of the great horned owl iris. Exp Eye Res 1983 Dec; 37(6): 583-95.

65 Oliphant LW. Crystalline Pteridines in the Stromal Pigment Cells of the Iris of the Great Horned Owl. Cell Tissue Res 1981; 217: 387-95.

66 Oliphant LW. Observations on the pigmentation of the pigeon iris. Pigmentcell Res 1987; 1(3): 202-8.

67 Oliphant LW. Pteridines and purines as major pigments of the avian iris. Pigment Cell Res 1987; 1(2): 129-31.

68 Pardue MT, Sivak JG. The functional anatoy of the ciliary muscle in for avian species. Brain Behav Ecol 1997; 49(6): 295-311.

69 Ravelhofer K. Pathologisch-anatomische Untersuchungen an Augen verschiedener Vogelspezies. Diss med vet, München 1996.

70 Raviola G. Effects of paracentesis on the blood-aqueous barrier: An electron microscope study on macaca mulatta using horseradish peroxidase as a tracer. Invet Ophthalmol Vis Sci 1981; 21: 52-72.

71 Raviola G. The fine structure of the ciliary zonule and ciliary epithelium with special regard to the organization and insertion of the zonular fibrils. Investigative Ophthalmology 1971; 10 (11): 851-69.

72 Raviola G. The Structural Basis of the Blood-Ocular Barriers. Exp Eye Res 1977; Suppl: 27-63.

73 Reese S, Hegner K, Korbel R. Zur Anatomie des Ziliarkörpers und der Kammerwinkelregion von Greifvogelaugen als Grundlage für die Gonioskopie. In: Kösters J. Verhandlungsberichte der XI. Tagung der Fachgruppe Geflügelkrankheiten der DVG 1998; 231-7.

74 Reese S, Hegner K. Zum Ziliarkörper bei Greifvögeln. 93. Versammlung der Anatomischen Gesellschaft, Greifswald, 27.-31.3. 1998, Kongr.ber. 332-3.

75 Reese S, Korbel R, Liebich HG. Sehorgan. In: Anatomie und Propädeutik des Geflügels, 1. Auflage. König HE, Liebich HG. Stuttgart, New York: Schattauer 2001; 195-214.

76 Reese S, Lang S. The accommodation apparatur of the eye in Accipitriformes and Strigiformes- a comparative morphological study. In: Hofer H, Pitra C, Hofmann R. Contributions to the 2nd international Symposium on Physiology and ethology of Wild and Zoo animals, Berlin, Germany, 7-10 October 1998. Blackwell Wissenschafts-Verlag Berlin, Wien: 1998.

77 Reese S. Pigmente im innenblatt der Pars ciliaris retinae bei eulen (Strigiformes). Verh Anat Ges 2000; 95: 207.

78 Reich ME, Roll P, Hofmann H, Scher A. Rasterelektronenmikroskopische Untersuchungen des vorderen Augenabschnittes mit besonderer Berücksichtigung des Verlaufs der Zonula Zinnii. Albrecht v. Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1974; 195: 271-83.

79 Renard G, Hirsch M, Savoldelli M, Pouliquen Y. The Development of the Irido-corneal Angle in the Chick Embryo. Albrecht v. Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1980; 212: 135-42.

80 Rentsch FJ. Elektronenmikroskopische Untersuchungen über die intercellulären Verbindungen des unpigmentierten Ciliarepithels in den Hauptverankerungsgebieten des Zonulaapparates. Albrecht v Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1970; 180: 113-33.

81 Rickenbacher J. Beitrag zum funktionellen Bau der Iris des Rindes. Acta anat 1953; 18: 48-64.

82 Rochon-Duvigneaud A. Les yeux at la vision des vertébrés. Paris: Masson 1943.

83 Rohen J. Kammerwinkelstudien- Zur funktionellen Struktur des Ciliarkörpers einiger Versuchstiere und des Menschen. Albrecht v. Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1957; 158: 310-25.

84 Rohen J. Über den Ansatz der Ciliarmuskulatur im Bereich des Kammerwinkels. Ophthalmologica 1956; 131: 51-60.

85 Rohen J. Über zwei morphologisch und funktionell verschiedene Abschnitte des Ziliarkörpers. Ophthalmologica 1957; 133: 103-9.

86 Rohen JW, Rentsch FJ. Der konstruktive Bau des Zonulaapparates beim Menschen und dessen funktionelle Bedeutung. Albrecht v Graefes Arch Klein Exp Ophthal 1969; 178: 1-19.

87 Rohen JW. Scanning electron microscopic studies of the zonular apparatus in human and monkey eyes. Invest Ophthalmol Vis Sci 1979; 18: 133-44.

88 Romeis B. Mikroskopische Technik, 16. Auflage. München: R. Oldenburg Verlag 1968; 128.

89 Samuelson D, Smith P, Brooks D. Morphologic features of the aqueous humor drainage pathways in horses. Am J Vet Res 1989; 50 (5): 720-7.

90 Samuelson DA. In: Veterinary Ophthalmology, 3. Auflage. Gelatt KN. Philadelphia: lippinkott williams und Willkins Verlag 1999.

91 Scapolo PA, Peirone SM, Filogamo G, Veggetti A. histochemical, immunohistochemical and ultrastructural observations on the iris of Gallus gallus. Anat Rec 1988 Jul; 221(3): 687-99.

92 Schaeffel F, Howland HC. Corneal accommodation in chick and pigeon. J Comp Physiol (A) 1987 Mar; 160(3): 375-84.

93 Schaeffel F, Wagner H. Barn owls have symmetrical accommodation in both eyes, but idependent pupillary responses to light. Vision Res 1992; 32(6): 1149-55).

94 Schätzle B. Entwicklungsgeschichtliche und vergleichend morphologisch-anatomische Untersuchungen an Ciliarkörper und Iris verschiedener Vogelaugen mit besonderer Berücksichtigung der Akkommodation. Diss phil, Basel 1973.

95 Silbernagl S, Despopoulos A. Taschenatlas der Physiologie, 4. Auflage. Stuttgart, New York: Thieme 1991; 300-15.

96 Simoens P, De Geest JP, Lauwers H. Comparative Morphology of the Pectinate Ligaments of Domestic Mammals, as Observed under the Dissecting Microscope and the Scanning Electron Microscope. J Vet Med Sci 1996; 58 (10): 977-82.

97 Sinowatz F. Auge. In: Histologie, 2. Auflage. Hees H, Sinowatz F. Köln: Deutscher Ärzte-Verlag 1992; 323-32.

98 Sivak J, Howland HC, McGill-Harlestad P. Vision of the Humboldt penguin (Spheniscus humboldti) in air and water. Proc R Soc Lond B Biol Sci 1987 Jan 22; 229(1257): 467-72.

99 Sivak JG, Hildebrand T, Lebert C. Magnitude and rate of accommodation in diving and nondiving birds. Vision Res 1985; 25(7): 925-33.

100 Sivak JG, Hildebrand TE, Lebert CG, Myshak LM, Ryall LA. Ocular accommodation in chickens: corneal vs lenticular accommodation and effect of age. Vision Res 1986; 26(11): 1865-72.

101 Sivak JG. Ultrastructure of the avian iris dilator muscle. Rev Can Biol Exp 1983; 42(1): 57-61.

102 Smith PJ, Samuelson DA, Brooks DE, Whiteley RD. Unconventional aqueous humor outflow of microspheres perfused into the equine eye. Am J Vet Res 1986; 47: 2445-53.

103 Smith RL, Raviola G. The structural basis of the blood-aqueous barrier in the chicken eye. Invest Ophthalmol Vis Sci 1983 Mar; 24(3): 326-38.

104 Spencer WH, Alvarado J, Hayes TL. Scanning electron microscopy of human ocular tissues: Trabecular meshwork. Invest ophthalmol 1968; 7: 651-62.

105 Streeten BW. Ciliary Body. In: Biomedical Foundations of Ophthalmology Vol 1. Herausgeber Duane TD, Jaeger EA. Philadelphia: JB Lippincott 1988a.

106 Streeten BW. Zonular apparatus. In: Biomedical Foundations of Ophthalmology Vol 1. Herausgeber Duane TD, Jaeger EA. Philadelphia: JB Lippincott 1988b.

107 Suburo AM, Marcantoni M. The structural basis of ocular accommodation in the chick. Rev Can biol Exp 1983 Jul; 42(2): 131-7.

108 Suburo AM, Scolaro JA. The eye of the magellanic penguin (Spheniscus magellanicus): structure of the anterior segment. Am J Anat 1990 Nov; 189(3): 245-52).

109 Svedbergh B, Bill A. Scanning Electronmicroscopic Studies on the Corneal Endothelium, the Trabecular Meshwork and the Canal of Schlemm in Human Eyes. Exp Eye Res 1971; 12: 373.

110 Svedbergh B. effects of artificial intraocular pressure elevation on the outflow facility and the ultrastructure of the chamber angle in the vervet monkey (ceropithecus ethiops). Acta ophthalmol 1974; 52: 829-44.

111 Tanimura I. Comparative morphology of the bulbus oculi of the domestic animals revealed by scanning electron microscopy. Jpn J Vet Sci 1977; 39: 643-56.

112 Theiler K. Beitrag zum funktionellen Bau der Iris des Schweines. Z f exp Medizin 1950; 255-66.

113 Thorstensen KB. Zur Morphologie des Corpus ciliare und seiner Anhangsgebilde bei der Katze. Diss med vet, München 1995.

114 Tillotson HM, Oliphant LW. Iris stromal pigment cells of the ringed turtle dove. Pigment Cell Res 1990; 3(6): 319-23.

115 Tripathi RC, Tripathi BJ. The Mechanism of Aqueous Outflow in Birds I. Exp Eye Res 1973a; 15: 409-23

116 Tripathi RC, Tripathi BJ. The Mechanism of Aqueous Outflow in Birds II. Exp Eye Res 1973b; 15: 409-23

117 Tripathi RC, Tripathi BJ. The Mechanism of Aqueous Outflow in Lower Mammals. Exp Eye Res 1972; 14: 73-9.

118 Tripathi RC. Comparative physiology and anatomy of the aqueous outflow pathway. In: The Eye. New York, London: Academic Press 1974; 5: 163-356.

119 Tripathi RC. Mechanism of the Aqueous Outflow across the Trabecular Wall of Schlemm's Canal. Exp Eye Res 1970; 11: 116-21.

120 Tripathi RC. The functional morphology of the outflow system of ocular and cerebrospinal fluids. Exp Eye Res 1977; Suppl: 65-116.

121 Troilo D, Wallman J. Changes in corneal curvature during accommodation in chicks. Vision Res 1987; 27(2): 241-7.

122 Tronsoco MU. Microanatomy of the eye with the slit lamp microscope. II. comparative anatomy of the ciliary body, zonula and related structures im mammalia. Am J Ophthalmol 1977; 25: 1-31.

123 Uusitalo R, Palkama A, Stjernschantz J. An Electron Microscopic Study of the Blood-Aqueous Barrier in the Ciliary Body and Iris of the Rabbit. Exp Eye Res 1973; 17: 49-63.

124 Wagner A. Zur Morphologie des Angulus iridocornealis beim Pferd. Diss med vet, München 1991.

125 Walls GL. The vertebrate eye and ist adaptive radiation. Bloomfield Hills, Michigan: Cranbook Institute of Science 1942.

126 Wolters HE. Die Vogelarten der Erde, 1. Auflage. Berlin: Parey 1982.

127 Wychgram E. Über das Ligamentum pectinatum im Vogelauge. Archif f Vergl Ophthalmol 1912/13; 3: 22-9.

Danksagung

Zuerst möchte ich mich bei Herrn Prof. Dr. Drs. h.c. H.-G. Liebich für die Überlassung des Themas und die Bereitstellung des großzügig ausgestatteten Arbeitsplatzes bedanken.

Auch bei Herrn Dr. S. Reese möchte ich mich für die hervorragende Betreuung herzlich bedanken. Ohne seine jederzeit freundliche, geduldige und bereitwillige Unterstützung hätte diese Arbeit nicht so zügig abgeschlossen werden können.

Mein besonderer Dank gilt Frau Silvia Mitterer. Ihre Erfahrung und ihr know how in allen labortechnischen Bereichen waren von sehr großem Wert für mich.

Auch möchte ich mich bei Herrn Dr. Heinzmann und Frau Wehnes vom Institut für Pathologie der GSF München bedanken. Herrn Dr. Heinzmann danke ich für die unkomplizierte Bereitstellung seines Rasterelektronenmikroskopes für meine Untersuchungen. Frau Wehnes möchte ich für die nette und zeitaufwendige Betreuung danken, die mir viele schöne Aufnahmen geliefert hat.

Dr. Scharmann danke ich für seinen großartigen Tipp mit der Eigelb-Einbettung, die mir hervorragende, fast unbeschädigte Präparate erbracht hat.

Vielen Dank auch an Hermann Obermayer für die Beschaffung frischer Vogelaugen und an die anderen Präparatoren Herrn Hans Kelm und Herrn Siegfried Hecher für die freundliche Unterstützung.

Fr. Schoel vom Institut für Parasitologie danke ich für die Zeit die sie sich netterweise genommen hat, mir eine Einführung in die Rasterelektronenmikroskopie zu geben.

Bei Frau Neumann der Firma tesa AG möchte ich mich für die freundliche und unkomplizierte Bereitstellung verschiedener Tesafilme und Lösungsmittel bedanken.

Besonders bedanken möchte ich mich bei meinen Eltern, die mich immer in jeder Hinsicht unterstützt haben.

Vielen Dank auch an Rico Heil für seinen technischen Support bei allen Computer-problemen.