Aus der Klinik und Poliklinik für kleine Haustiere
des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Evaluation des Rebound-Tonometers TonoVet® für die Bestimmung des Augeninnendrucks bei Greifvögeln und Eulen

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Anne Reuter
Tierärztin
aus Attendorn

Berlin 2009

Journal-Nr: 3320

Gedruckt mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin

der Freien Universität Berlin

Dekan:	Prof. Dr. L. Brunnberg
Erster Gutachter:	Prof. Dr. Corinna Eule
Zweiter Gutachter:	Prof. Dr. Heike Tönhardt
Dritter Gutachter:	Univ.-Prof. Dr. Dr. Hafez Mohamed Hafez

Deskriptoren (nach CAB-Thesaurus):
birds, predatory birds, eyes, eye diseases, glaucoma, intraocular pressure (MeSH), diagnostic techniques, normal values, tonometry, ocular (MeSH), age differences, trauma, calibration

Tag der Promotion: 16.11.2009

Bibliografische Information der *Deutschen Nationalbibliothek*

Die Deutsche Nationalbibliothek verzeichnet diese Publikation in der Deutschen Nationalbibliografie; detaillierte bibliografische Daten sind im Internet über <http://dnb.ddb.de> abrufbar.

ISBN: 978-3-86664-729-9
Zugl.: Berlin, Freie Univ., Diss., 2009
Dissertation, Freie Universität Berlin
D 188

Dieses Werk ist urheberrechtlich geschützt.
Alle Rechte, auch die der Übersetzung, des Nachdruckes und der Vervielfältigung des Buches, oder Teilen daraus, vorbehalten. Kein Teil des Werkes darf ohne schriftliche Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form reproduziert oder unter Verwendung elektronischer Systeme verarbeitet, vervielfältigt oder verbreitet werden.

Die Wiedergabe von Gebrauchsnamen, Warenbezeichnungen, usw. in diesem Werk berechtigt auch ohne besondere Kennzeichnung nicht zu der Annahme, dass solche Namen im Sinne der Warenzeichen- und Markenschutz-Gesetzgebung als frei zu betrachten wären und daher von jedermann benutzt werden dürfen.

This document is protected by copyright law.
No part of this document may be reproduced in any form by any means without prior written authorization of the publisher.

alle Rechte vorbehalten | all rights reserved
© mensch und buch verlag 2009
choriner str. 85 - 10119 berlin
verlag@menschundbuch.de – www.menschundbuch.de

Inhalt

1 Einleitung ... - 7 -

2 Literaturübersicht ... - 8 -

2.1 Definition des Augeninnendrucks ... - 8 -

2.2 Messung des Augeninnendrucks ... - 8 -

2.2.1 Manometrie ... - 8 -

2.2.1.1 Methoden ... - 8 -

2.2.1.2 Anwendung ... - 9 -

2.2.2 Tonometrie ... - 9 -

2.2.2.1 Bedeutung der Tonometrie in der Ornitho-Ophthalmologie ... - 10 -

2.2.2.2 Manuelle Tonometrie ... - 10 -

2.2.2.3 Impressionstonometrie ... - 10 -

2.2.2.4 Applanationstonometrie ... - 12 -

2.2.2.5 Weitere Möglichkeiten der Tonometrie am Tierauge ... - 14 -

2.2.3 Das Rebound-Tonometer TonoVet® ... - 15 -

2.2.3.1 Technischer Hintergrund ... - 15 -

2.2.3.2 Störgrößen ... - 16 -

2.2.3.3 Anwendung in der Veterinärmedizin ... - 17 -

2.2.4 Tonometrie in der Ornitho-Ophthalmologie ... - 19 -

2.3 Anatomie relevanter Strukturen des Vogelauges ... - 22 -

2.3.1 Augapfel (Bulbus oculi) ... - 22 -

2.3.2 Bulbushüllen (Tunicae bulbi) ... - 22 -

2.3.3 Hornhaut (Cornea) ... - 23 -

2.3.4 Strahlenkörper (Corpus ciliare) ... - 23 -

2.3.5 Vordere und hintere Augenkammer (Camera anterior et posterior bulbi) ... - 23 -

2.3.6 Iridokornealer Winkel (Angulus iridocornealis) ... - 24 -

2.3.7 Augenfächer (Pecten oculi) ... - 24 -

2.4 Physiologie des Augeninnendrucks ... - 25 -

2.4.1 Produktion und Fluss des Kammerwassers ... - 25 -

2.4.2 Regulation des Augeninnendrucks ... - 27 -

2.4.3 Faktoren mit Einfluss auf den IOP ... - 28 -

2.4.3.1 Zirkadianer Rhythmus ... - 28 -

2.4.3.2 Alter ... - 29 -

2.4.3.3 Geschlecht und Hormonstatus ... - 29 -

2.4.3.4 Körperhaltung ... - 29 -

2.4.3.5 Anästhesie ... - 30 -

2.5 Pathologie des Augeninnendrucks ... - 31 -

2.5.1 Okuläre Hypertension und Glaukom ... - 31 -

2.5.1.1 Begriffsdefinitionen ... - 31 -

2.5.1.2 Einteilung und Pathogenese des Glaukoms ... - 31 -

2.5.1.3 Diagnostik ... - 32 -

2.5.1.4 Glaukom beim Vogel ... - 32 -

2.5.2 Okuläre Hypotension ... - 33 -

3 Material und Methoden ... - 34 -

3.1 Zielsetzung ... - 34 -

3.2 Tiere ..... *- 34 -*

3.3 Kalibration des TonoVet® ..... *- 35 -*
3.3.1 Versuchsmaterial ..... - 35 -
3.3.2 Versuchsaufbau ..... - 35 -
3.3.3 Durchführung der Kalibrationsversuche ..... - 37 -
3.3.4 Statistische Auswertung ..... - 37 -

3.4 Evaluation der Reproduzierbarkeit der Messergebnisse ..... *- 38 -*
3.4.1 Bestimmung der Reproduzierbarkeit ..... - 38 -
3.4.2 Statistische Auswertung ..... - 38 -

3.5 Ermittlung von Referenzbereichen des IOP ..... *- 38 -*
3.5.1 Tiere ..... - 38 -
3.5.2 Ophthalmologische Untersuchung ..... - 39 -
3.5.3 Das TonoVet® ..... - 40 -
3.5.4 Bestimmung des IOP ..... - 41 -
3.5.5 Statistische Auswertung ..... - 41 -

3.6 Evaluation des Einflusses der Körperposition auf den Augeninnendruck ..... *- 42 -*
3.6.1 Tiere ..... - 42 -
3.6.2 IOP-Messung in aufrechter Körperposition und in Rückenlage ..... - 42 -
3.6.3 Statistische Auswertung ..... - 43 -

3.7 Ermittlung der physiologischen Schwankungsbreite des Augeninnendrucks ..... *- 43 -*
3.7.1 Tiere und Methode ..... - 43 -
3.7.2 Statistische Auswertung ..... - 44 -

3.8 Ermittlung des Augeninnendrucks bei Tieren mit ophthalmologischen Befunden nach akutem Trauma ..... *- 44 -*
3.8.1 Tiere und Methode ..... - 44 -
3.8.2 Statistische Auswertung ..... - 44 -

4 Ergebnisse ..... - 45 -

4.1 Patientengut ..... *- 45 -*
4.1.1 Klinische Diagnosen ..... - 45 -
4.1.2 Ophthalmologische Befunde ..... - 45 -
4.1.3 Alter und Geschlecht ..... - 46 -

4.2 Kalibration des TonoVet® ..... *- 47 -*
4.2.1 Vergleich von Manometrie und Tonometrie ..... - 47 -
4.2.1.1 Seeadler ..... - 47 -
4.2.1.2 Habicht ..... - 47 -
4.2.1.3 Sperber ..... - 48 -
4.2.1.4 Mäusebussard ..... - 49 -
4.2.1.5 Turmfalke ..... - 49 -
4.2.1.6 Waldkauz ..... - 50 -
4.2.1.7 Waldohreule ..... - 50 -
4.2.1.8 Schleiereule ..... - 51 -
4.2.2 Regressionsanalyse ..... - 52 -
4.2.2.1 Seeadler ..... - 53 -
4.2.2.3 Sperber ..... - 57 -
4.2.2.4 Mäusebussard ..... - 59 -
4.2.2.5 Turmfalke ..... - 61 -
4.2.2.6 Waldkauz ..... - 62 -

4.2.2.7 Waldohreule ... - 63 -
4.2.2.8 Schleiereule ... - 64 -

4.3 Evaluation der Reproduzierbarkeit der Messergebnisse ... - 64 -

4.4 Augeninnendruck von Greifvögeln und Eulen ... - 66 -
4.4.1 Referenzbereiche des Augeninnendrucks ... - 66 -
4.4.2 Vergleich von Familien und Spezies ... - 68 -
4.4.3 Vergleich innerhalb der Altersklassen und Geschlechter ... - 69 -
4.4.3.1 Seeadler ... - 70 -
4.4.3.2 Rotmilan ... - 70 -
4.4.3.3 Habicht ... - 70 -
4.4.3.4 Sperber ... - 71 -
4.4.3.5 Mäusebussard ... - 72 -
4.4.3.6 Turmfalke ... - 72 -
4.4.3.7 Wanderfalke ... - 73 -
4.4.3.8 Waldkauz ... - 74 -
4.4.3.9 Waldohreule ... - 74 -
4.4.3.10 Schleiereule ... - 75 -
4.4.4 Vergleich zwischen rechtem und linkem Auge ... - 76 -
4.4.5 Vergleich des Augeninnendrucks in aufrechter Position und in Rückenlage ... - 77 -
4.4.6 Ermittlung der physiologischen Schwankung des Augeninnendrucks ... - 78 -
4.4.7 Augeninnendruck von Tieren mit ophthalmologischen Befunden nach akutem Trauma ... - 79 -

5 Diskussion ... - 83 -

5.1 Klinische und ophthalmologische Befunde ... - 83 -

5.2 Kalibration des TonoVet® ... - 85 -

5.3 Reproduzierbarkeit der Messergebnisse ... - 88 -

5.4 Augeninnendruck von Greifvögeln und Eulen ... - 88 -

5.5 Vergleich des Augeninnendrucks in aufrechter Position und in Rückenlage ... - 93 -

6 Zusammenfassung ... - 96 -

7 Summary ... - 98 -

8 Literatur ... - 99 -

Anhang ... - 115 -

Danksagung ... - 136 -

Selbstständigkeitserklärung ... - 137 -

Abkürzungen

(enthält Abkürzungen, die mehr als einmal im Text verwendet werden)

CH	Corneal Hysteresis (Korneale Hysterese)
CRF	Corneal Resistance Factor (Kornealer Widerstand)
CT	Corneal Thickness (Hornhautdicke)
®	eingetragenes Warenzeichen
et al.	et alii (und andere)
G	Gauge
°	Grad
°C	Grad Celsius
g	Gramm
IOP	Intraocular Pressure (Augeninnendruck)
IOP (tono)	tonometrisch bestimmter Augeninnendruck
IOP (mano)	manometrisch bestimmter Augeninnendruck
µl	Mikroliter
µm	Mikrometer
ml	Milliliter
mmHg	Millimeter-Quecksilbersäule
mm	Millimeter
Min	Minute
o.b.B.	ohne besondere Befunde
OD	Oculus dexter (rechtes Auge)
OS	Oculus sinister (linkes Auge)
%	Prozent
SD	Standard Deviation (Standardabweichung)
SI	Système Internationale d'unités (Internationales Einheitensystem)
cm	Zentimeter

1 Einleitung

Greifvögel und Eulen, die als Patienten in tierärztlichen Praxen, Kliniken und insbesondere Auffangstationen vorgestellt werden, werden in den meisten Fällen aufgrund eines akuten Traumas, beispielsweise nach Kollision mit Fahrzeugen, gefunden. Ziel einer jeden Behandlung von Wildvögeln ist die erfolgreiche Wiederauswilderung. Die Sehfähigkeit ist dabei ein entscheidendes Kriterium, daher ist die ophthalmologische Untersuchung Bestandteil der klinischen Evaluation der Tiere.

Die Tonometrie, das heißt die indirekte Bestimmung des Augeninnendrucks, ist ein wichtiges Hilfsmittel in der ophthalmologischen Diagnostik, insbesondere zur frühen Erkennung von intraokularen Entzündungsprozessen oder Glaukomgeschehen.

Bislang konnte der Augeninnendruck bei Vögeln mit dem Applanationstonometer TONO-PEN® ermittelt werden (Braun 1995). Diese Methode unterliegt jedoch Einschränkungen wie der Größe des Auges und einer lokalen Anästhesie. Im Jahr 1996 wurde ein neues Verfahren zur Tonometrie bekannt, woraus zunächst ein Rebound-Tonometer für die Humanmedizin resultierte und vor wenigen Jahren schließlich zwei neue Varianten für den Einsatz in der Veterinärmedizin entwickelt wurden (Ruokonen 2008b).

Die Rebound-Tonometrie versprach nach Studien an unter anderem Mäusen, Hunden, Pferden und auch Haushühnern eine schnelle und verlässliche Messung des Augeninnendrucks, welche von den Tieren gut toleriert wurde (Görig et al. 2006; Güse 2008; Prashar et al. 2007; Wang et al. 2005).

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit soll das Rebound-Tonometer TonoVet® für die Bestimmung des Augeninnendrucks bei Greifvögeln und Eulen evaluiert werden.

Durch Messung des Augeninnendrucks von gesunden Augen sollen Referenzbereiche für die einzelnen Spezies bestimmt werden und eine mögliche Abhängigkeit von Alter, Geschlecht und Körperposition untersucht werden. Zusätzlich wird ermittelt, welchen physiologischen Schwankungen der Augeninnendruck unterliegt und welche Druckänderungen nach einem akuten Trauma erwartet werden können. Die Kalibration des TonoVet® erfolgt an enukleierten Augen und soll einen Vergleich der Messwerte mit dem tatsächlichen Augeninnendruck sowie die Überprüfung der Reproduzierbarkeit der Ergebnisse ermöglichen.

2 Literaturübersicht

2.1 Definition des Augeninnendrucks

Der Druck P als physikalische Größe bezeichnet die auf eine Fläche A wirkende Kraft F:
P = F / A.
Die SI-Basiseinheit für Druck ist das Pascal (Pa). Eine ältere, für die Angabe des Augeninnendrucks gebräuchliche Einheit ist Millimeter Quecksilbersäule (mmHg; 1 mmHg = 133,322 Pa).
Der Augeninnendruck (Intraocular Pressure, IOP) ist der Druck, welcher von innen auf die Bulbushüllen wirkt. Er ist abhängig von der Elastizität der Bulbushüllen, den Druckverhältnissen in der Orbita und der Flüssigkeitsfüllung des Auges. Hierbei spielt vor allem das Kammerwasser eine Rolle (Rumberger 2008). Sind Kammerwasserproduktion und –abfluss ausgeglichen, kann der IOP relativ konstant gehalten werden (Gum et al. 2007).
Da die Bulbushüllen selber nicht über die notwendige Stabilität verfügen, besteht die Aufgabe des IOP in der Wahrung der Formstabilität und Lage der refraktierenden Schichten des Auges (Gum et al. 2007).

2.2 Messung des Augeninnendrucks

Der IOP kann über direkte Druckmessung (Manometrie) oder indirekte Verfahren (Tonometrie) bestimmt werden.

2.2.1 Manometrie

Unter Manometrie in der Ophthalmologie versteht man die invasive Messung des IOP.
Ein Messfühler wird durch Einstich in die vordere Augenkammer oder den Glaskörper im Auge platziert. Die Bezugsgröße bei der Manometrie ist der Umgebungsdruck.

2.2.1.1 Methoden

Die einfachste manometrische Methode stellt die Gravitationsmanometrie dar. Bekannte Beispiele sind das Wasser- und das Quecksilbermanometer. Hier wirkt im U- Rohr der Druck im System, zum Beispiel im Auge, auf den einen, der Luftdruck auf den anderen Flüssigkeitsspiegel. Aus der Differenz lässt sich der gesuchte Druckwert berechnen.

Eine weitere Methode ist die Verwendung elastischer Manometer. Der gesuchte Druck verursacht eine Verschiebung eines Kolbens oder einer Membran, welche mechanisch oder elektrisch sichtbar gemacht werden kann (Rumberger 2008).

2.2.1.2 Anwendung

In der routinemäßigen klinischen Diagnostik findet die Manometrie keine Anwendung.
Abgesehen von dem relativ großen Aufwand, liegt dies zum einen an den möglichen Messfehlern. Durch das Einbringen eines Messfühlers in das Auge ist durch dessen Volumen ein Anstieg des Messergebnisses möglich (Dalma-Weiszhausz et al. 2008). Außerdem kann durch die Penetration der Bulbushüllen Flüssigkeit an der Einstichstelle austreten und so das Messergebnis nach unten verfälschen. Weiterhin stellt ein invasives Verfahren immer auch ein höheres Risiko dar, insbesondere aufgrund der Infektions- und Verletzungsgefahr (Rumberger 2008).
Anwendung findet die Manometrie hingegen in Versuchen zur Kalibration tonometrischer Verfahren. Hier wird über ein Flüssigkeitsreservoir der Druck im Auge vorgegeben und auf diese Weise Messfehler umgangen. Der Druck kann dann direkt über die Flüssigkeitssäule oder einen zusätzlichen Messfühler kontrolliert werden (Knollinger et al. 2005; Passaglia et al. 2004; Rumberger 2008).

2.2.2 Tonometrie

Tonometrie ist die nicht-invasive Messung des IOP. Sie basiert auf der Annahme, dass ein Auge mit hohem IOP einer Verformung durch einen definierten, auf die Kornea einwirkenden Druck einen größeren Widerstand entgegenbringt als ein Auge mit niedrigerem IOP. Die hier gemessene Sekundärgröße ist also die Hornhautdeformation (Rumberger 2008).
Die Tonometrie ist ein wichtiges Hilfsmittel in der ophthalmologischen Diagnostik und Kontrolle von Glaukom-Patienten. Heute gibt es eine Vielzahl verschiedener Tonometer die auf unterschiedlichen Konzepten beruhen. Als Goldstandard wird dabei immer noch das Goldmann-Applanationstonometer erachtet, wobei im Bestreben nach möglichst exakten IOP-Werten Faktoren wie die Hornhautkrümmung und –dicke berücksichtigt werden sollten (Chihara 2008).

2.2.2.1 Bedeutung der Tonometrie in der Ornitho-Ophthalmologie

Die Tonometrie am Vogelauge ist, neben der klinisch-diagnostischen Relevanz, für die humanmedizinische Forschung von besonderer Bedeutung. Vögel, insbesondere Hühnervögel, sind traditionelle Versuchsmodelle der Ophthalmologie für die Glaukomforschung und genetische Studien.

Für den klinischen Gebrauch ist die Tonometrie spätestens seit Einführung tragbarer Geräte mit geringerer Berührungsfläche ein geeignetes diagnostisches Hilfsmittel (Braun 1995).

Im Gegensatz zum Säugetier ist ein Primärglaukom beim Vogel selten; daher spielt die Tonometrie nur eine geringe Rolle in der Erkennung von Glaukomgeschehen. In der Vogelmedizin dient die Tonometrie eher zur Ermittlung von Druckänderungen bei Traumata oder entzündlichen Prozessen und liefert die Basis für die Erkennung und entsprechende Therapie der zugrunde liegenden Krankheit (Korbel 1999).

2.2.2.2 Manuelle Tonometrie

Die Palpation des Auges zur Schätzung des IOP ist die älteste Methode der Glaukomdiagnostik bei Mensch und Haustier. Dazu werden Zeige- und Mittelfinger auf das obere Augenlid gelegt und mit einem Finger leichter Druck ausgelöst, während der andere Finger die Lage des Augapfels stabilisiert (Ollivier et al. 2007). Diese heute kaum noch gebräuchliche Methode verlangt viel Erfahrung des Untersuchers, kann aber in Notsituationen erste Hinweise auf einen erhöhten IOP liefern (Baum et al. 1995).

Beim Vogel wird die Hornhaut durch das größere untere Augenlid palpiert. Die Palpation ist hier aber auch bei stark veränderten Werten nicht aussagekräftig, da der IOP durch die Palpation des Skleralrings und des Tarsus im Unterlid leicht falsch eingeschätzt werden kann (Korbel 1993).

2.2.2.3 Impressionstonometrie

Bei der Impressionstonometrie wird der IOP über eine Eindellung der Kornea bestimmt.

Es gibt zwei verschiedene Verfahren: Das Ausschlagsverfahren und das Kompensationsverfahren.

Ersteres ist das klassische Verfahren in der Impressionstonometrie. Dabei wird die Einsinktiefe eines Stempels mit vorgegebener Kraft in die Hornhaut als Messgröße genutzt; Voraussetzung ist, dass der Druck durch den Stempel den IOP übersteigt.

Der Stempel sinkt so tief, bis sein Druck P (t) gleich der Summe aus IOP und dem durch den Stempel erzeugten Gegendruck P (g) ist. Daraus lässt sich der IOP berechnen:
IOP = P (t) – P (g).
Je höher der IOP, desto kleiner muss der aufgebrachte Gegendruck sein, das heißt ein Stempel mit definiertem Gewicht wird weniger einsinken. Der IOP und die Einsinktiefe verhalten sich also umgekehrt proportional zueinander.
Der Gegendruck wird gebildet durch mehrere Faktoren: Die Adhäsionskraft der Tränenflüssigkeit, die Retraktionskraft der Kornea und die verdrängte Flüssigkeit, welche zu einem großen Teil vom Bulbus aufgenommen wird und zur Dehnung der Bulbushüllen führt. Da diese bei steigendem Druck eine zunehmende Rigidität zeigen, fällt der Druckanstieg durch die Flüssigkeitsverdrängung in hohen Druckbereichen umso größer aus. Die Rigidität der Bulbushüllen ist wiederum von verschiedenen Faktoren wie der Größe des Auges und dem Alter des Patienten abhängig (Pallikaris et al. 2005). Insbesondere besteht hier die Gefahr, dass ein hoher Druck in großen oder weniger rigiden Augen nicht erkannt wird. Ein unwesentlicher Teil des verdrängten Flüssigkeitsvolumens geht über den durch den ausgeübten Druck leicht erhöhten Kammerwasserabfluss verloren. Dieser als Tonographieeffekt bekannte Volumenverlust kann allerdings bei wiederholen Messungen eine Rolle spielen (Rumberger 2008).
Das bekannteste Tonometer, das nach diesem Prinzip funktioniert, ist das Schiötz-Tonometer. Der Patient muss dafür mit den Augen nach oben gerichtet gehalten werden, so dass das Gerät mit dem Stempel nach lokaler Anästhesie vertikal auf der Kornea positioniert werden kann. Anhand einer Messskala wird der Druck abgelesen und anhand von Kalibrationstabellen für die jeweilige Spezies umgerechnet. Kalibrationstabellen existieren für den Menschen, Hunde (Miller und Pickett 1992b; Peiffer et al. 1977) und Katzen (Miller und Pickett 1992a).
Für den Einsatz in der Vogelmedizin eignet sich das Schiötz-Tonometer weniger, da es lediglich bei Spezies mit größeren Augen eingesetzt werden kann und lageunabhängige, stressärmere Alternativen bestehen (Korbel 1993). Es werden Werte von 15-17 mmHg für Falken und von 20 mmHg für Haushühner (*Gallus gallus domesticus*) angegeben (Bayón et al. 2007).
Impressionstonometer, die nach dem Kompensationsverfahren arbeiten, messen den für eine definierte Eindellung erforderlichen Druck (Rumberger 2008). Ein Beispiel ist das Tonair-Tonometer, ein pneumotonographisches Tonometer, welches die Hornhaut über den Staudruck eines Luftstroms indirekt applaniert (Ruokonen 2008a).

Bei Untersuchungen am Hundeauge war es anderen Tonometern deutlich unterlegen und erbrachte keine verlässlichen IOP-Werte (Gelatt et al. 1977).

2.2.2.4 Applanationstonometrie

Die Applanationstonometrie beruft sich auf das Imbert-Ficksche Gesetz, welches aussagt, dass der Druck in einer Flüssigkeitskugel, die von einer Membran umgeben ist, gleich dem Gegendruck ist, der die Membran zu einer Ebene abplattet. Danach muss der Druck, der für die Abplattung der Hornhaut benötigt wird, gleich dem Druck im Auge sein. Da hier davon ausgegangen wird, dass die Wölbung der Hornhaut allein vom IOP abhängt, sind mögliche Fehlerquellen, wie die Adhäsionskraft des Tränenfilms, die Rigidität der Hornhaut und die Verdrängung der Flüssigkeit unter der Hornhaut, nicht auszuschließen.

In der Applanationstonometrie bestehen ebenfalls die zwei Möglichkeiten des Ausschlags- und des Kompensationsverfahrens (Rumberger 2008).

Das Ausschlagverfahren geht auf Maklakoff (1885) zurück. Hier wirkt eine konstante Kraft auf das Auge, welche die Hornhaut applaniert. Der IOP kann durch Messung der Fläche, die durch die definierte Kraft applaniert wird, bestimmt werden (Ollivier et al. 2007).

Das Messprinzip des Maklakoff-Tonometers entspricht damit im Wesentlichen dem des Schiötz-Tonometers: Es schätzt den IOP anhand der Rigidität der Bulbushüllen und ist damit den gleichen Messfehlern ausgesetzt.

Das Kompensationsverfahren nutzt als Messgröße die Kraft, die für die Applanation einer bestimmten Fläche definierter Größe erforderlich ist. Da hier die Applanationsfläche konstant ist, ist auch das Volumen der verdrängten Flüssigkeit konstant. Es ergibt sich zwar ebenfalls im Verlauf der Messung ein Druckanstieg im Auge, dieser kann aber als systematischer Fehler bei der Kalibration berücksichtigt werden (Rumberger 2008). Die Applanationsfläche hat idealerweise einen Durchmesser zwischen 3 und 4 mm, da hier der Einfluss von Hornhautrigidität und Adhäsionskraft des Tränenfilms am geringsten ist (Goldmann und Schmidt 1957). Das erste nach diesem Prinzip arbeitende Tonometer für den Routineeinsatz war das Goldmann-Applanationstonometer. Hier wird die aufgebrachte Kraft optisch durch Prismen ermittelt. Durch die Verschiebung der Prismen gegeneinander werden zwei Halbkreise bei Kraftzunahme aufeinander zu bewegt, bis sie sich bei Erreichen der Applanationsfläche von 3,06 mm berühren. Die hierfür erforderliche Kraft erlaubt eine Berechnung des IOP.

Das Goldmann-Applanationstonometer ist kombiniert mit einer Spaltlampe. Voraussetzung für die Messung ist, dass das Auge mehrere Sekunden ruhig verharrt; außerdem ist eine

Anfärbung mit Fluoreszein und eine Lokalanästhesie des Auges erforderlich (Ollivier et al. 2007). Aufgrund dieser Nachteile wird es in der Veterinärmedizin kaum eingesetzt; modifizierte Geräte wurden allerdings für den Einsatz bei Labortieren entwickelt (Cohan und Bohr 2001a, b). Das Goldmann-Applanationstonometer wird auch heute noch als Goldstandard für die klinische Prüfung neuer Tonometer erachtet.

Die Tonometer nach Draeger und Perkins sind ähnliche Geräte mit dem Vorteil, dass sie tragbar und die Messungen dadurch positionsunabhängig sind.

Mit dem Mackay-Marg Tonometer erschien das erste elektronische Applanationstonometer. Hier nimmt ein Drucksensor in der Applanationsfläche direkt den Druck auf, welcher bei der Applanation zwischen Instrument und Hornhaut entsteht. Die Applanationsfläche selber geht dabei nicht mehr in die Berechnung des Drucks mit ein. Im Messkopf befindet sich ein Stempel, welcher bei der Berührung der Hornhaut verschoben wird. Diese Bewegung wird registriert; das Ergebnis ist ein Tonogramm, dessen Amplitude dem IOP entspricht (Rumberger 2008).

Veterinärmedizinisch wurde das Mackay- Marg Tonometer unter anderem für die IOP-Messung beim Hund (Priehs et al. 1990), bei der Katze (Miller et al. 1991), beim Pferd (Miller et al. 1990), beim Rind (Gum et al. 1998) und beim Kaninchen (Gelatt und Gum 1981; Görig et al. 2005) genutzt. Bei der Taube (*Columba livia*) war die Messung des IOP mit dem Mackay-Marg Tonometer nicht möglich (Görig et al. 2005). In den Studien zeigte das Mackay-Marg Tonometer eine hohe Genauigkeit der Messergebnisse und war den Vergleichsgeräten zum Teil überlegen, ist aber heute nicht mehr im Handel erhältlich.

Eine Weiterentwicklung stellt das heute weit verbreitete Tonometer TONO-PEN® (Reichert Inc., Depew NY, USA) dar. Das Prinzip ist ähnlich: In der Applanationsfläche mit einem Durchmesser von 3,22 mm befindet sich ein beweglicher Stempel, der die Fläche um 5 µm überragt. In Abhängigkeit vom IOP wird der Stempel bei Berührung der Kornea verschoben, was eine Spannungsänderung im Gerät bewirkt. Diese wiederum wird in ein elektrisches Signal konvertiert. Ein Single-Chip Mikroprozessor verarbeitet die Signale und bildet aus mehreren gültigen Messungen den Mittelwert, welcher digital angezeigt wird (Ruokonen 2008b).

Der TONO-PEN® ist das in der Veterinärmedizin derzeit wohl am meisten gebrauchte Tonometer. Die Vorteile dieses Tonometers gegenüber älteren Modellen liegen auf der Hand: Der TONO-PEN® ist nur 18 cm lang bei einem Gewicht von 60 g. Da er batteriebetrieben ist, kann er ortsunabhängig eingesetzt werden. Hinzu kommt die Lageunabhängigkeit, die eine Messung des IOP in jeder Position ermöglicht (Ruokonen 2008b).

Zur Messung ist eine lokale Anästhesie des Auges notwendig. Der TONO-PEN® wird wie ein Stift in der Hand gehalten und ohne Druck mehrmals senkrecht zur Kornea auf das Auge aufgesetzt. Nach vier gültigen Messungen ertönt ein Piepton und der Wert wird auf dem Display angezeigt, außerdem die Standardabweichung (Standard Deviation, SD) der gültigen Messungen in Prozent. Beträgt diese 20% oder mehr, empfiehlt der Hersteller eine erneute Messung (Reichert Inc.).

Die Messung des IOP mit dem TONO-PEN® wurde für verschiedene Tierarten evaluiert.

Für den Hund wird ein mittlerer Wert (+/- SD) von 19,2 (+/- 5,9) mmHg angegeben (Gelatt und MacKay 1998). Bei Kalibrationsversuchen zeigte sich, dass der TONO-PEN® bei steigendem IOP zunehmend zu tiefe Werte anzeigte und die Genauigkeit und die Reproduzierbarkeit der Messergebnisse abnahm (Görig et al. 2006).

Bei der Katze ergab sich ein mittlerer Wert (+/- SD) von 19,7 (+/- 5,6) mmHg (Miller et al. 1991). Es zeigte sich, dass der TONO-PEN® den IOP über den gesamten getesteten Bereich zu niedrig angab, wobei auch hier besonders im höheren Druckbereich die Differenz deutlicher ausfiel (Passaglia et al. 2004; Stoiber et al. 2006); ähnlich verhielt es sich bei Kaninchen (Abrams et al. 1996; Acosta et al. 2007), Schaf und Rind (Passaglia et al. 2004).

Bei Maus und Ratte erhielt man im niedrigen Druckbereich zu hohe Messergebnisse, während mit steigendem IOP auch hier die Werte zu niedrig waren (Pease et al. 2006; Reitsamer et al. 2004).

Referenzwerte wurden weiterhin für das Pferd (Knollinger et al. 2005) und auch für Heimtiere wie Meerschweinchen (Coster et al. 2008) und Frettchen (Montiani-Ferreira et al. 2006) ermittelt.

2.2.2.5 Weitere Möglichkeiten der Tonometrie am Tierauge

Pneumotonographische Tonometer arbeiten über einen Luftstrom, der einerseits zur Applanation der Hornhaut führt und andererseits einen Staudruck im Gerät bewirkt, welcher zur Bestimmung des IOP genutzt wird (Ruokonen 2008a). Tonometer dieser Art wurden vor allem für den Gebrauch in der Versuchstierkunde bei Kaninchen, Katze und Hund evaluiert (Gelatt et al. 1977; Hammond und Bhattacherjee 1984; Stoiber et al. 2006). Im klinischen Gebrauch konnten sie sich nicht durchsetzen, da die Anwendung am nicht-anästhesierten Tier problematisch ist: die Messung erfordert einen relativ langen Hornhautkontakt und führt leicht zu Hornhautabrasionen (Gelatt et al. 1977). Beim Hund dauerte eine Messung bis zu 15 Minuten, was besonders bei nervösen Hunden den Messvorgang erschwerte (Görig et al. 2006).

Eine zunehmende Rolle nimmt die Rebound-Tonometrie ein: das Anfang dieses Jahrtausends entwickelte und seitdem mehrfach modifizierte Verfahren wird in der Humanmedizin als ICare®, in der Forschung als TonoLab® und in der Veterinärmedizin als TonoVet® (ICare Finland Oy, Espoo) eingesetzt.

2.2.3 Das Rebound-Tonometer TonoVet®

2.2.3.1 Technischer Hintergrund

Die Rebound-Tonometrie nutzt den Rückstoß einer Tonometersonde von der Hornhautoberfläche zur Bestimmung des IOP. Dieses Messprinzip ist technisch folgendermaßen umgesetzt: In den Hülsenschaft des Gerätes wird vor jeder Messung eine magnetische Einmal-Sonde von 50 mm Länge mit einem Durchmesser von 1,4/ 1,0 mm eingesetzt, deren Spitze Kunststoff-umhüllt ist. Im Schaft befinden sich zwei koaxial angeordnete elektrische Spulen. Durch Aktivierung einer Magnetspule wird die Messsonde horizontal auf die Hornhautoberfläche zu beschleunigt; hier prallt sie zurück und induziert an den Spulen eine Spannungsänderung, welche in ein digitales Signal konvertiert wird.

Die Spannungsänderung hängt von der Geschwindigkeit der Messsonde ab und lässt auf den IOP des Auges schließen: Je geringer die Dauer des Hornhautkontaktes und die Abbremsung der Sonde, desto niedriger der IOP (Kontiola 2000).

Das Gerät wird über 4 AA-Batterien betrieben und wiegt inklusive der Batterien 250 g. Es misst 13-32 mm (B) x 45-80 mm (H) x 230 mm (L). Das Messergebnis wird in mmHg angezeigt. Der Hersteller gibt einen Messbereich von 1-99 mmHg an mit einer Genauigkeit von 2 % im unteren Messbereich von 5-30 mmHg und 10 % im oberen Messbereich von 30-80 mmHg.

Von insgesamt sechs erfolgten Messungen werden der niedrigste und der höchste Wert nicht gezählt; die übrigen vier Werte werden gemittelt. Der gemittelte Wert erscheint am Display, außerdem die Qualität der Messungen: Blinkt der Buchstabe vor dem Messwert, ist die Standardabweichung größer als normal. Ein kleiner Querbalken vor dem Messwert gibt dann das Ausmaß der Abweichungen an.

Der TonoVet®, der speziell für die Tiermedizin konzipiert ist, besitzt eine interne Kalibration für verschiedene Tierarten. Der Benutzer kann je nach Fabrikat wählen zwischen „d“ für Messungen am Hunde- und Katzenauge, „H“ für Messungen am Pferdeauge und „P“ für andere Spezies (ICare Finland Oy).

2.2.3.2 Störgrößen

Da das Rebound-Tonometer den IOP über die Sekundärgröße der Hornhautdeformation bestimmt und die Hornhaut bei der Messung berührt wird, kommen verschiedene Faktoren als mögliche Fehlerquellen in Betracht. Insbesondere die Eigenschaften der Hornhaut und deren Einfluss auf die Rebound-Tonometrie wurden vielfach untersucht.

Die Dicke der Hornhaut (Corneal Thickness, CT) kann das Messergebnis beeinflussen. In humanmedizinischen Studien wurde gezeigt, dass die Messergebnisse mit der CT korrelieren: je dicker die Hornhaut, desto höher das Messergebnis des Rebound-Tonometers (Jorge et al. 2008; Martinez-de-la-Casa et al. 2006). Auch beim Huhn (Prashar et al. 2007) und bei Greifvögeln und Eulen konnte diese Korrelation bestätigt werden (Bayón et al. 2006).

Da die CT nicht über die gesamte Kornea gleich ist, sondern peripher höher ist als zentral und auch Unterschiede zwischen der nasalen, temporalen, superioren und inferioren CT bestehen (Khoramnia et al. 2007), sind Messfehler denkbar. Entgegen dieser Annahme zeigte sich beim Menschen jedoch, dass peripher geringgradig niedrigere Messergebnisse erzielt wurden und diese nicht signifikant von den zentral gemessenen IOP-Werten abwichen (Gonzalez-Meijome et al. 2006; Queiros et al. 2007).

In einer anderen humanmedizinischen Studie erwies sich das IOP-Messergebnis als nicht signifikant abhängig von der CT; hier konnte eher eine Abhängigkeit von den biomechanischen Eigenschaften der Hornhaut nachgewiesen werden (Chui et al. 2008).

Die korneale Hysterese (Corneal Hysteresis, CH) und der korneale Widerstand (Corneal Resistance Factor, CRF) sind biomechanische Eigenschaften der Hornhaut, welche mit neueren Geräten wie dem Ocular Response Analyser ermittelt werden können. Da natürliche Materialien, wie die Hornhaut, keine idealen elastischen, sondern visköse Eigenschaften besitzen, ist die Deformation der Hornhaut nicht direkt proportional zur der einwirkenden Kraft. Zur Bestimmung der CH mit dem Ocular Response Analyser wirkt ein kurzer Luftstoß auf die Kornea. Mit Hilfe eines elektro-optischen Systems erfolgen zwei IOP-Messungen: die erste bei der Applanation der Kornea, die zweite beim Wiedervorwölben. Die CH wird beschrieben als die Differenz dieser beiden Messungen und ist ein Maß für den Energieverlust durch die visköse Eigenschaft der Kornea. Der CRF ist ein Maß für den Gesamtwiderstand der Hornhaut (Reichert Inc.).

Die IOP-Messergebnisse mit dem Rebound-Tonometer beim Menschen korrelierten positiv mit den Messergebnissen des Ocular Response Analysers für CH und CRF (Chui et al. 2008; Jorge et al. 2008).

Ein signifikanter Zusammenhang zwischen Hornhautkrümmung und IOP-Messwert des Rebound-Tonometers konnte in der Humanophthalmologie nicht gezeigt werden (Sahin et al. 2008).

Eine weitere mögliche Fehlerquelle ist der Einfluss des Tränenfilms, welcher durch Adhäsionskräfte die kinematischen Eigenschaften der Messsonde beeinträchtigen kann (Ruokonen 2008b).

Der Tonographieeffekt könnte eine Rolle spielen, wie in Versuchen mit dem TonoLab® an Mäusen gezeigt werden konnte. Hier führten wiederholte Messungen mit dem TonoLab® zu niedrigeren IOP-Werten (Morris et al. 2006). In einer anderen Studie wurde hingegen trotz häufiger Messungen keine Änderung des IOP beobachtet (Wang et al. 2005).

Die Rebound-Tonometrie hat sich sowohl in der Human- als auch in der Veterinärophthalmologie als unabhängig von Untersucher und Erfahrung des Untersuchers erwiesen und erbrachte reproduzierbare Ergebnisse (Görig et al. 2006; Martinez-de-la-Casa et al. 2005; Sahin et al. 2007).

2.2.3.3 Anwendung in der Veterinärmedizin

Die Rebound-Tonometrie wurde für die Anwendung bei verschiedenen Tierarten evaluiert.

Der TonoLab® hat sich für die IOP-Bestimmung bei Maus und Ratte als verlässlich erwiesen. In Kalibrationsversuchen konnte gezeigt werden, dass die Messergebnisse gut mit den manometrischen Messwerten korrelierten, während sich für den TONO-PEN® eine schwächere Korrelation ergab (Goldblum et al. 2002; Morris et al. 2006; Wang et al. 2005). Als vorteilhaft zeigte sich hier vor allem die schnelle, unkomplizierte Messung mit dem TonoLab®, welche keine Anästhesie erforderte und von den Tieren gut toleriert wurde (Johnson et al. 2008; Wang et al. 2005). Die Berührungsfläche zwischen Kornea und Tonometer ist gering – ein entscheidender Faktor bei der IOP-Bestimmung kleiner Spezies. Die Ergebnisse waren reproduzierbar (Goldblum et al. 2002), was mit dem TONO-PEN® bislang problematisch erschien. Um hier verlässliche Werte zu erzielen, mussten 10-15 valide Messungen durchgeführt werden, was relativ zeitaufwendig war (Moore et al. 1993); außerdem kann durch wiederholte Messungen mit dem TONO-PEN® der IOP beeinflusst werden (Rumberger 2008). Weiterhin war der TonoLab® im Gegensatz zum TONO-PEN® in der Lage, auch geringe IOP-Veränderungen anzuzeigen (Johnson et al. 2008; Saeki et al. 2008).

Der TonoVet® wurde bislang vor allem für den Einsatz am Hundeauge bewertet. Bereits vor Erscheinen dieses Tonometers für den veterinärmedizinischen Gebrauch, erwies sich das

humanmedizinische Pendant ICare® als eine schnelle, einfach anwendbare und von den Hunden gut tolerierte Alternative (Leiva et al. 2006).

In Kalibrationsversuchen ermittelte man eine deutliche lineare Korrelation von TonoVet®- und Manometermesswerten über den gesamten Messbereich von 5-80 mmHg. Die Messergebnisse des TonoVet® waren, verglichen mit dem TONO-PEN®, signifikant niedriger und ergaben einen mittleren Wert (+/- SD) von 10,8 (+/- 3,1) mmHg (Knollinger et al. 2005). In einer anderen Studie wurden vergleichbare Ergebnisse ermittelt. Auch hier zeigte sich eine gute Genauigkeit des TonoVet® über den gesamten getesteten Bereich von 7,4-73,5 mmHg. Im Vergleich mit anderen Tonometern war die Messgenauigkeit des Mackay-Marg-Tonometers vergleichbar, während sie bei TONO-PEN® und dem Pneumatonometer PT-100 im höheren Druckbereich abnahm. Die Reproduzierbarkeit der Ergebnisse nahm bis auf beim Mackay-Marg-Tonometer mit steigendem IOP ab. Beim lebenden Tier ergab eine Sedation keine Verbesserung der Reproduzierbarkeit. Alle vier Tonometer zeigten einen relativ großen Schwankungsbereich der Messergebnisse, was mit steigendem IOP noch deutlicher wurde. Beim klinischen Einsatz wurde die Messung mit dem TonoVet® gut toleriert, erfolgte schnell und mit minimalem Stress für die Tiere. Als Nachteil des TonoVet® wurde angegeben, dass die Messsonde horizontal gehalten werden musste, um nicht aus dem Schaft zu fallen, und er nicht, wie der TONO-PEN®, positionsunabhängig arbeitet. Auch die IOP-Messung bei Glaukompatienten ergab Werte, die mit denen des Mackay-Marg-Tonometers vergleichbar waren (Görig et al. 2006).

Für das Pferd wurde ein Referenzwert (+/- SD) von 22,1 (+/- 5,9) mmHg ermittelt. Im Vergleich zum TONO-PEN® zeigte der TonoVet® insgesamt höhere Werte an (Knollinger et al. 2005). Die Messwerte korrelierten stark mit den manometrischen Werten bis zu einem vorgegebenen Druck von 60-70 mmHg. Bei höherem Druck unterschätzte der TonoVet® die manometrischen Ergebnisse (Güse 2008; Knollinger et al. 2005). Die Messergebnisse mit dem TonoVet® waren reproduzierbar und unabhängig von der Kooperation des Pferdes; insgesamt wurde der Messvorgang auch von Pferden gut toleriert (Güse 2008).

Beim Kaninchen zeigte der TonoVet® bei Kalibrationsversuchen im unteren Druckbereich zu hohe und im oberen Druckbereich zunehmend zu niedrige Werte an. Die Ergebnisse waren mit denen des TONO-PEN® vergleichbar (Görig et al. 2005; Kalesnykas und Uusitalo 2007). Allerdings wurde in letzterer Studie eine geringere Genauigkeit und größere Schwankungen der TONO-PEN®-Messwerte berichtet (Kalesnykas und Uusitalo 2007). In einer anderen Studie wiederum wurden signifikant niedrigere Werte mit dem TonoVet® gefunden im Vergleich zum TONO-PEN® (Studer et al. 2005).

Beim Meerschweinchen erhielt man einen mittleren Wert (+/- SD) von 6,10 (+/- 2,18) mmHg mit dem TonoVet® (Einstellung „P“, n=10), während der TONO-PEN® einen mittleren Wert (+/- SD) von 19,40 (+/- 2,50) mmHg erbrachte (Coster et al. 2008).
Die Einstellungen „d“ bzw. „P“ des TonoVet® erzielten bei Messungen am Ziegenauge unterschiedliche mittlere Werte (+/- SD): 11,8 (+/-1,5) mmHg (n=10) mit der Einstellung „d“, 7,9 (+/- 1,7) mmHg (n=8) mit der Einstellung „P“ (Broadwater et al. 2007). Daher ist eine Angabe der gewählten Einstellung für die Interpretation der Werte unerlässlich.

2.2.4 Tonometrie in der Ornitho-Ophthalmologie

Zur Bestimmung des IOP beim Vogel werden der TONO-PEN® und der TonoVet® eingesetzt.
Mit dem TONO-PEN® kann der IOP bei Vögeln mit einem Korneadurchmesser ab 9 mm zuverlässig bestimmt werden. Bei einem Korneadurchmesser zwischen 5 und 9 mm sind mehrfache Messungen notwendig, um ein valides Endergebnis zu erhalten; eine Bestimmung des IOP von noch kleineren Augen ist mit dem TONO-PEN® nicht möglich (Korbel 1999).
Für den TONO-PEN® liegen Referenzwerte für viele verschiedene Vogelspezies vor; in einer Studie erhielt man die niedrigsten mittleren IOP-Werte (+/- SD) bei der Hausgans (*Anser anser*) mit 9,0 (+/- 1,4) mmHg, die höchsten beim Truthuhn (*Meleagris gallopavo*) mit 18,7 (+/- 1,6) mmHg (Braun 1995). Diese großen Interspeziesunterschiede machen deutlich, dass auch innerhalb der Klasse Aves die Ermittlung von Referenzwerten für jede Spezies unerlässlich ist.

Für Greifvögel und Eulen werden folgende Werte für Messungen mit dem TONO-PEN® angegeben (Tabelle 1):

Tabelle 1. Referenzwerte für den Augeninnendruck (mmHg) bei Greifvögeln und Eulen gemessen mit dem TONO-PEN® (Braun 1995) (SD=Standardabweichung)

Spezies	**n (Tiere)**	**Arithmetisches Mittel +/-SD**
Habichtartige		
Habicht (*Accipiter gentilis*)	3	16,5 +/- 1,2
Sperber (*Accipiter nisus*)	12	13,9 +/- 1,9
Mäusebussard (*Buteo buteo*)	16	16,0 +/- 1,5
Adler (*Haliaeetus et Aquila spp.*)	5	16,2 +/- 0,7
Falkenartige		
Sakerfalke (*Hierofalco cherrug*)	8	15,2 +/- 1,7
Wanderfalke (*Hierofalco peregrinus*)	5	14,9 +/- 2,0
Turmfalke (*Falco tinnunculus*) adult	12	13,7 +/- 1,8
Turmfalke (*Falco tinnunculus*) juvenil	6	9,2 +/- 1,5
andere Falken	9	15,7 +/- 1,2
Eulen		
Schleiereule (*Tyto alba*)	5	11,0 +/- 1,1
Waldohreule (*Asio otus*)	7	10,2 +/- 2,1
Waldkauz (*Strix aluco*)	5	11,1 +/- 1,6

In Kalibrationsversuchen korrelierten die Ergebnisse des TONO-PEN® im Bereich von 10-25 mmHg sehr gut mit denen des Manometers; darunter zeigte der TONO-PEN® zu hohe, darüber zunehmend zu niedrige Werte an. Mit Hilfe von Regressionsformeln war die Berechnung von korrigierten IOP-Werten möglich (Braun 1995).

Weitere Referenzwerte wurden in den USA für Steinadler (*Aquila chrysaetos*), Weißkopfseeadler (*Haliaeetus leucocephalus*), Präriebussard (*Buteo swainsoni*) und Virginia-Uhu (*Bubo virginianus*) ermittelt. Für den Virginia-Uhu, einer Eulenspezies, erhielt man auffallend niedrigere IOP-Werte als für die Greifvogelspezies (Stiles et al. 1994).

Beim Vergleich von TONO-PEN® und TonoVet® in den beiden Einstellungen „d“ und „P“ bei der Ost-Kreischeule (*Megascops asio*) erhielt man deutlich unterschiedliche Messergebnisse: Das mittlere IOP-Ergebnis (+/- SD) des TONO-PEN® lag mit 11 +/- 1,9 mmHg zwischen dem TonoVet® „P“ mit 9 +/- 1,8 mmHg und dem TonoVet® „d“ mit 14 +/- 2,4 mmHg (Harris et al. 2008). Auch beim Uhu (*Bubo bubo*) ergaben beide Tonometer unterschiedliche Werte; hier lagen die Ergebnisse des TONO-PEN® mit einem Mittelwert

(+/- SD) von 9,35 (+/- 1,81) mmHg allerdings unter den Ergebnissen des TonoVet® „P“ mit 10,45 (+/- 1,64) mmHg (Jeong et al. 2007).
Weitere Referenzwerte für den TonoVet® liegen für folgende Spezies vor (Tabelle 2):

Tabelle 2. Referenzwerte für den Augeninnendruck (mmHg) für Greifvogel- und Eulenspezies gemessen mit dem TonoVet® (Bayón et al. 2006) (SD=Standardabweichung)

Spezies	**n (Augen)**	**Arithmetisches Mittel +/- SD**
Steinkauz (*Athene noctua*)	24	9,31 +/- 2,22
Turmfalke (*Falco tinnunculus*)	14	10,00 +/- 1,62
Uhu (*Bubo bubo*)	8	11,96 +/- 1,52
Zwergadler (*Hieraaetus pennatus*)	6	28,17 +/- 8,02
Schlangenadler (*Circaetus gallicus*)	4	34,26 +/- 11,82
Habichtsadler (*Aquila fasciata*)	6	40,26 +/- 7,14

In Kalibrationsversuchen mit TONO-PEN® und TonoVet® bei der Taube besaß der TONO-PEN® eine höhere Genauigkeit in Bezug auf die manometrischen Messwerte; allerdings nahm bei beiden Tonometern die Genauigkeit mit steigendem IOP ab (Görig et al. 2005). Bei Messungen am Hühnerauge zeigte der TonoVet® im Gegensatz zum TONO-PEN® eine geringere Varianz der Messergebnisse und zeigte eine starke lineare Korrelation zu manometrisch ermittelten Werten. Außerdem konnte gezeigt werden, dass das Messergebnis nicht signifikant durch eine Änderung der Distanz zwischen TonoVet® und Kornea beeinflusst wurde. Auch die parazentrale Messung parallel zur zentralen Messachse zeigte keinen Einfluss auf das Messergebnis. Nur die Änderung des Auftreffwinkels zwischen Tonometersonde und Kornea veränderte bei einem Auge das Ergebnis, so dass davon ausgegangen werden kann, dass auch beim nicht-anästhesierten Vogel verlässliche Messungen möglich sind (Prashar et al. 2007).
Die Messungen mit dem TonoVet® wurden insgesamt gut von den Vögeln toleriert (Jeong et al. 2007; Prashar et al. 2007).

2.3 Anatomie relevanter Strukturen des Vogelauges

Das Vogelauge besitzt im Vergleich zum Säuger einige klassen- und auch speziesspezifische Besonderheiten, die den IOP und die Messung des IOP möglicherweise beeinflussen können.

2.3.1 Augapfel (Bulbus oculi)

Der Augapfel der Vögel ist verglichen mit dem der Säuger sehr groß und kann je nach Spezies verschiedene Formen annehmen. Greifvögel besitzen in der Regel eine globuläre Augapfelform, kann aber bei den kleineren Spezies, wie zum Beispiel beim Turmfalken relativ flach sein. Bei Eulen nimmt der Bulbus eine tubuläre Form an (Murphy 1987).
Der anteriore Augapfelabschnitt und damit die Kornea ist stärker gekrümmt als der sklerale posteriore Abschnitt und von diesem durch einen konkaven Abschnitt der Sklera deutlich abgesetzt (Reese et al. 2001).

2.3.2 Bulbushüllen (Tunicae bulbi)

Wie auch beim Säuger bestehen die Bulbushüllen aus drei aufeinander folgenden Schichten: Tunica fibrosa, Tunica vasculosa und Tunica interna bulbi.
Die äußere Augenhaut (Tunica fibrosa bulbi) ist wesentlich an der Formgebung des Bulbus und der Wahrung der Formstabilität beteiligt. Sie besteht aus der weißen, gefäßarmen Sklera und der durchsichtigen, gefäßfreien Kornea (Schummer und Vollmerhaus 1992).
Das Bindegewebe der Sklera wird durch eine durchgehende hyaline Knorpelplatte (Lamina cartilaginea sclerae) unterstützt und ist nur am Sehnervenaustritt unterbrochen. Um den Austritt des Nerven ist sie bei vielen Greifvogelspezies, nicht aber bei Eulen, hufeisenförmig verknöchert (Os nervi optici) (Murphy 1987; Reese et al. 2001).
Der konkave Abschnitt der Sklera kaudal der Kornea wird gebildet durch den knöchernen Skleralring (Anulus ossicularis sclerae), welcher wiederum aus 10-18 einzelnen Knochenblättchen (Ossicula sclerae) besteht, welche sich fischschuppenartig überlagern (Reese et al. 2001). Ihre feste bindegewebige Verbindung untereinander verleiht dem Skleralring die nötige Stabilität für die Auflagerung des Ziliarkörpers (Corpus ciliare) an seiner Innenseite und seine Funktion als Widerlager bei der aktiven Kompression der Linse bei der lentikulären Akkomodation (Reese et al. 2001; Schummer und Vollmerhaus 1992).

2.3.3 Hornhaut (Cornea)

Die Kornea entspricht vom Aufbau her der der Säuger und besteht aus fünf Schichten: dem vorderen Korneaepithel, der Bowman-Membran, dem Stroma, der Descemet-Membran und dem hinteren Korneaepithel. Die Bowman-Membran ist im Vergleich zum Säugetierauge dicker und trägt so wesentlich zur Hornhautstabilität bei. Die Descemet-Membran ist dagegen im Vergleich dünner und nicht bei allen Spezies ausgebildet.

Die Hornhautkrümmung zeigt große speziesspezifische Unterschiede und ist insbesondere bei den Eulen auffällig stark (Reese et al. 2001). Mit Ausnahme von Wasservögeln und einigen Greifvögeln (Reese et al. 2001), ist die Dicke der Hornhaut bei den Vögeln mit etwa 400 µm eher gering (Schummer und Vollmerhaus 1992).

Bei Steinkauz, Uhu und Turmfalke wurden mittels Pachymetrie am lebenden Vogel noch niedrigere mittlere Werte von 141,21 bzw. 240,00 bzw. 155,82 µm ermittelt; bei verschiedenen Adlerspezies lag die mittlere Hornhautdicke dagegen im Bereich von 600 µm (Bayón et al. 2006).

Wie auch bei Hund und Katze verändert sich die Hornhautdicke mit dem Alter des Vogels und verzeichnete beim Haushuhn nach einer anfänglichen kurzen Abnahme eine Zunahme bis zum 70. Lebenstag und blieb dann allerdings nahezu konstant bei einer mittleren Dicke von 242 µm (Montiani-Ferreira et al. 2004; Montiani-Ferreira et al. 2003; Moodie et al. 2001).

2.3.4 Strahlenkörper (Corpus ciliare)

Der Strahlenkörper ist ein Bestandteil der mittleren Augenhaut und bildet einen rostral auf die Choroidea folgenden ringförmigen Wulst. Neben seinen Aufgaben bei der Verankerung der Linse und der Akkommodation, ist hier der Ort der Kammerwasserproduktion. An seiner Innenfläche weist der Strahlenkörper zahlreiche Falten (Plicae ciliares) auf, die von einem zweischichtigen Epithel bekleidet sind. Die untere Schicht entspricht dem Pigmentepithel der Pars optica der Retina und ist reich an Melanin. Die obere Schicht, die nur bei Eulen pigmenthaltig ist (Reese et al. 2001), besteht aus hochprismatischen Epithelzellen mit basalen Einfaltungen, welche das Kammerwasser produzieren und in die hintere Augenkammer sezernieren (Schummer und Vollmerhaus 1992).

2.3.5 Vordere und hintere Augenkammer (Camera anterior et posterior bulbi)

Die vordere Augenkammer wird von der Vorderfläche der Iris, der Kornea und dem iridokornealen Winkel begrenzt und ist in Abhängigkeit vom Krümmungsradius der Kornea

unterschiedlich tief. Eulen zum Beispiel haben mit ihrer stark vorgewölbten Kornea eine relativ tiefe vordere Augenkammer (Reese et al. 2001). Ultraschallgestützten Untersuchungen zufolge wird eine mittlere Tiefe der vorderen Augenkammer von 2,7 mm, 3,1 mm und 2,4 mm bei Schleiereule, Waldkauz und Waldohreule angegeben. Bei Turmfalke und Mäusebussard sind es 1,9 und 2,9 mm (Gumpenberger und Kolm 2006).

Die hintere Augenkammer wird von der Hinterfläche der Iris, der Linse und dem Ziliarkörper begrenzt. Sie ist im Vergleich zum Säugerauge deutlich kleiner. Beim Vogel reicht die große Linse weit peripher; außerdem berühren die vorderen hohen Plicae ciliares fast die Hinterfläche der Iris (Schummer und Vollmerhaus 1992).

2.3.6 Iridokornealer Winkel (Angulus iridocornealis)

Der iridokorneale Winkel wird gebildet aus der posterioren Hinterfläche der Hornhaut, dem kranialsten Anteil der Sklera und der Vorderfläche der Iris. Er ist beim Vogel relativ weit und kurz und wird nach kaudal durch das Ligamentum pectinatum begrenzt.

Das Ligamentum pectinatum verankert die Irisbasis an der Sklera und besteht aus kräftigen, gerade verlaufenden Faserbündeln, welche, im Gegensatz zum Säuger, nach kaudal in ein bindegewebiges Maschenwerk, das Reticulum trabeculare, übergehen. Dieses überbrückt den sehr tiefen Ziliarspalt (Sinus ciliosclerlalis), welcher sich zwischen der äußeren und der inneren Platte des beim Vogel zweigeteilten Ziliarkörpers erstreckt und eine wichtige Funktion bei der lentikulären Akkomodation besitzt. Die Zwischenräume des Reticulum trabeculare werden als Fontana-Räume (Spatia anguli iridocornealis) bezeichnet (Korbel 1998). Sie stellen die Verbindung zwischen den Augenkammern und dem Schlemm'schen Kanal, einem ringförmigen Sammelkanal für das Kammerwasser, dar (Schummer und Vollmerhaus 1992).

Der iridokorneale Winkel ist besonders bei Eulen auffällig weit, aber auch bei den Greifvögeln gut entwickelt (Murphy 1987).

2.3.7 Augenfächer (Pecten oculi)

Der Augenfächer ist eine Besonderheit des Vogelauges. Er ragt von der Eintrittsstelle des Nervus opticus aus weit in den Glaskörper hinein. Es lassen sich drei Typen unterscheiden: der Faltentyp, der Fahnentyp und der Konustyp. Letzterer kommt nur beim Kiwi (*Apteryx spp.*) vor; der Fahnentyp wird bei Flachbrustvögeln (Ratitae) wie dem Afrikanischen Strauß (*Struthio camelus*) und dem Großen Emu (*Dromaius novaehollandiae*) beschrieben. Bei den

Kielbrustvögeln (Carinata) wie den Greifvögeln und Eulen ist in der Regel der Faltentyp zu finden, welcher durch eng aneinander liegende vertikale Falten charakterisiert ist (Reese et al. 2001).

Diese Falten sind aus pigmentierten Gliazellen, je einer Arterie, zwei Venen und einem dichten Kapillargefäßnetz mit dicker Basalmembran aufgebaut. Ontogenese und Histologie lassen auf eine retinale Herkunft des Pecten schließen (Schummer und Vollmerhaus 1992).

Die Funktion des Pecten ist bis heute umstritten. Frühere Theorien, das Pecten sei der Sitz eines magnetischen Sinnesorgans oder werfe ein Schattenmuster auf die Retina, welches die Sicht von kleinen, sich bewegenden Objekten erleichtere, konnten nicht bestätigt werden (Brach 1977). Heute wird vor allem die Theorie vertreten, dass das Pecten eine Rolle im Stoffwechsel besitzt. Eine Ablation des Pecten ergab in Versuchen eine leichte Senkung des pH-Wertes der Glaskörperflüssigkeit. Da das Pecten besonders reich an Carboanhydrase ist, wurde eine Funktion bei der Entsorgung von Stoffwechselprodukten wie Laktat vermutet (Brach 1975; Eichhorn und Flugel 1988). In fluoreszenzangiographischen Untersuchungen wurde eine Verteilung des Farbstoffes vom Pecten aus in den Glaskörper beobachtet (Korbel et al. 2000). Außerdem konnte gezeigt werden, dass das Pecten durch passive Mitbewegung bei oszillatorischen Augenbewegungen den Farbstoff in den Glaskörperraum vorwärts treibt (Pettigrew et al. 1990). Aufgrund dieser Beobachtungen und histologischer Ergebnisse wurde auf eine nutritive Funktion zur Versorgung der avaskulären Retina und des Glaskörpers geschlossen (Reese et al. 2001). Allerdings konnte in früheren Versuchen bei Ablation des Glaskörpers kein Einfluss auf die Retina festgestellt werden (Brach 1975). Man schrieb daher eher der durch das Pecten in den Glaskörper fließenden Flüssigkeit eine Aufgabe beim Abtransport von Stoffwechselprodukten und bei der Regulation des IOP zu (Brach 1977).

2.4 Physiologie des Augeninnendrucks

2.4.1 Produktion und Fluss des Kammerwassers

Das Kammerwasser füllt die hintere und vordere Augenkammer und die Pupille. Es wird am hochprismatischen Epithel des Ziliarkörpers gebildet und ähnelt aufgrund der Blut-Kammerwasser-Schranke einem Ultrafiltrat des Blutplasmas. Der wesentliche Mechanismus der Kammerwasserproduktion ist aktiver Transport; Diffusion und Ultrafiltration sind zu einem geringeren Anteil beteiligt (Ofri 2002). Ultrafiltration ist ein von der Teilchengröße abhängiger, druckgetriebener Stofftrennprozess über eine Membran, beschreibt hier also den passiven Transport durch die Zellmembran durch hydrostatische Kräfte, welche durch den

Unterschied zwischen dem Druck in den Kapillaren des Ziliarkörpers und dem IOP entstehen. Das Kammerwasser enthält, in niedrigeren Konzentrationen als das Blutplasma, Proteine, Immunglobuline, Enzyme und Lipide; außerdem Kohlenhydrate, Harnstoff, Aminosäuren und gelöste Ionen in unterschiedlichen Konzentrationen. Bei den Kationen sind vor allem Natriumionen mit einem Anteil von etwa 95% von Bedeutung, da sie aktiv in das Kammerwasser sezerniert werden und passiv Wasser folgt. Der Transport von Bikarbonationen in das Kammerwasser aus der enzymkatalysierten Reaktion $CO_2 + H_2O \leftrightarrow HCO_3^- + H^+$ sorgt ebenfalls für den Einstrom von Wasser (Gum et al. 2007). Neueren Erkentnissen zufolge spielt speziesabhängig der aktive Transport von Chloridionen über einen Na^+-K^+-2Cl-Symport und einen gepaarten Antiport von Cl^-/HCO_3^- und Na^+/H^+ eine bedeutende Rolle (Do und Civan 2008). Wasser folgt passiv aufgrund des sich ausbildenden osmotischen Gradienten oder wird über das Aquaporin AQP1 sezerniert (Verkman et al. 2008).

Die tatsächliche Zusammensetzung des Kammerwassers ist aufgrund der unterschiedlichen metabolischen Ansprüche von Kornea und Linse stark speziesabhängig (Ofri 2002) und verändert sich während der Passage durch das Auge aufgrund der Stoffwechselreaktionen mit den angrenzenden Geweben (Adler 2002).

Das Kammerwasser fließt aus der hinteren Augenkammer durch die Pupille in die vordere Augenkammer. Hier zirkuliert es aufgrund des Temperaturunterschieds zwischen der Iris und der kühleren Kornea.

Um einen konstanten IOP aufrecht zu erhalten, muss die Kammerwasserproduktion gleich dem Kammerwasserabfluss sein. Der Abfluss des Kammerwassers erfolgt auf unterschiedlichen Wegen: die beiden Hauptabflusswege sind der sogenannte konventionelle Weg und der unkonventionelle Weg (Gum et al. 2007).

Der konventionelle, oder auch korneosklerale Abfluss erfolgt über den iridokornealen Winkel. Das Kammerwasser verlässt die vordere Augenkammer über die Fontana-Räume und den Schlemm'schen Kanal und fließt von hier über transzelluläre Kanäle und Poren in das venöse System der Sklera ab. Der Schlemm'sche Kanal ist im Vergleich zum Säuger auffällig weit, was zum einen auf die höhere Abflussfazilität, zum anderen auf das große Volumen der vorderen Augenkammer und deren Volumenänderung während der Akkomodation zurückgeführt werden kann (Schummer und Vollmerhaus 1992; Tripathi und Tripathi 1973).

Beim unkonventionellen, oder uveoskleralen Weg diffundiert das Kammerwasser über den Ziliarkörper in die supraziliären und suprachorioidalen Räume und von hier weiter in die skleralen und episkleralen Gewebe (Ofri 2002).

Bei den Säugern ist der Anteil dieser beiden Möglichkeiten am Gesamtabfluss speziesabhängig verschieden. Beim Hund beispielsweise macht der unkonventionelle Weg etwa 15%, bei der Katze dagegen nur 3% aus (Gum et al. 2007).
Beim Vogel liegen keine Angaben zur relativen Bedeutung des unkonventionellen Weges vor. Eine Besonderheit des Vogelauges ist ein ausgedehntes lymphatisches Gefäßnetz in der Choroidea, welches eine Rolle beim effektiven Abfluss des Kammerwassers auf diesem Weg spielen könnte (De Stefano und Mugnaini 1997).

2.4.2 Regulation des Augeninnendrucks

Die Haupteinflussgrößen des IOP sind die Rate der Kammerwassersekretion am Ziliarkörper und die des Kammerwasserabflusses, welche physiologischerweise gleich hoch sind und so einen steady-state IOP ermöglichen (Ofri 2002).
Die Kontrolle von Produktion, Sekretion und Abfluss des Kammerwassers ist sehr komplex und erfolgt auf nervalem, hormonellem und mechanischem Niveau. Beim Säuger spielen neben dem Zentralnervensystem das sympathische und das parasympathische Nervensystem eine Rolle. Die choroidalen Gefäße, die Ziliarkörperfortsätze und das Trabekelwerk sind reich an adrenergen Nervenbahnen. Die Regulation der Kammerwasserproduktion steht zu einem großen Teil unter der Kontrolle von α2-und β2-adrenergen Rezeptoren, welche durch Aktivierung der Adenylatzyklase und Freisetzung des second messengers cAMP maßgeblich an den zirkadianen IOP-Veränderungen beteiligt sind (Chiquet und Denis 2004; Grüb und Mielke 2004). Auch das Renin-Angiotensin System könnte eine Rolle spielen (Vaajanen et al. 2008a). Daneben konnte eine Reihe weiterer Hormonrezeptoren nachgewiesen werden, deren Einfluss auf den IOP aber noch weitestgehend ungeklärt ist (Grüb und Mielke 2004).
Physikalisch gesehen hängt die Kammerwasserproduktion F_{in} vom Blutdruck P_a der Ziliargefäße, dem IOP und der Einflussfazilität C_{in} ab (Adler 2002):
$F_{in} = (P_a - IOP)\ C_{in}$.
Bei Hühnern der Rasse White Rock konnten für 20 Wochen alte, ophthalmologisch unauffällige Tiere folgende Werte (+/- SD) bestimmt werden: F_{in} = 12,9 (+/- 1,9) µl/Min, IOP = 11,1 (+/- 0,4) mmHg und C_{in} = 2,03 (+/- 0,24) µl/Min/mm. Tiere derselben Rasse und desselben Alters, die bei permanentem Licht aufgezogen worden waren und ein Licht-induziertes Glaukom entwickelt hatten, zeigten erniedrigte Werte für F_{in} und C_{in} und erhöhte IOP-Werte: F_{in} = 5,3 (+/- 1,3) µl/Min, C_{in} = 0,80 (+/- 0,12) µl/Min/mm und IOP = 21,1 (+/- 1,9) mmHg (Lauber et al. 1972).

Der Kammerwasserabfluss F_{out} ist abhängig vom IOP, dem Druck in den Episkleralgefäßen P_e und der Abflussfazilität C_{out} (Adler 2002):

$F_{out} = (IOP - P_e)\ C_{out}$.

Tatsächlich aber weiß man bei Menschen, dass der Kammerwasserfluss nur zum Teil autoreguliert ist durch den IOP. Der überwiegende Teil der Kammerwassersekretion erfolgt unabhängig vom IOP. Außerdem wird zwar bei hohem IOP das Trabekelwerk, welches über kontraktile Elemente verfügt, weitgestellt, gleichzeitig aber auch durch die Verlegung des Schlemm'schen Kanals die Abflussfazilität herabgesetzt (Rumberger 2008).

2.4.3 Faktoren mit Einfluss auf den IOP

2.4.3.1 Zirkadianer Rhythmus

Der IOP kann sich speziesabhängig mit der Tageszeit verändern und zeigt je nach Spezies unterschiedliche Verlaufskurven. Bei der Katze steigt der IOP abends und bleibt auch nach Mitternacht höher als am Tag (Del Sole et al. 2007). Beim Hund hingegen wurden am frühen Morgen höhere Werte gemessen als am Abend (Chen et al. 1980). In Versuchen mit Mäusen zeigte sich ein Anstieg des IOP bis 21:00 Uhr und anschließend ein Abfall bis 09:00 Uhr in einem 12-stündigen hell-dunkel Rhythmus. Wurden die Tiere bei dauerhaftem Licht oder in dauerhafter Dunkelheit gehalten, war der Verlauf nicht mehr biphasisch, sonst zeigte mehrere Hoch-und Tiefpunkte (Sugimoto et al. 2006). Auch beim Kaninchen konnte in einer telemetrischen Studie eine Abhängigkeit des IOP vom hell-dunkel Rhythmus belegt werden: Nach Einschalten des Lichts sank der IOP, nach Ausschalten des Lichts wurde ein erneuter Anstieg verzeichnet (McLaren et al. 1996).

Beim Pferd und bei Lama und Alpaka konnten keine signifikanten Veränderungen des IOP im Tagesverlauf festgestellt werden (van der Woerdt et al. 1998; Willis et al. 2000).

Beim Haushuhn wurden mit dem TONO-PEN® tagsüber Werte von 19,8 mmHg, nachts von 13,1 mmHg ermittelt (Nickla et al. 1998). In einer weiteren Studie mit dem TONO-PEN® wurden Höchstwerte um 05:00 Uhr (14,3 mmHg), Tiefstwerte um 21:00 Uhr (10,5 mmHg) gemessen. Bei der Taube hingegen erhielt man die höchsten Werte um 13:00 Uhr (13,3 mmHg), die niedrigsten Werte um 01:00 Uhr (9,4 mmHg). Der IOP-Tagesverlauf bei Mäusebussard und Waldkauz zeigte im Gegensatz dazu keine signifikanten Veränderungen (Braun 1995).

2.4.3.2 Alter

Das Alter kann einen Einfluss auf den IOP haben. Beim Menschen wurden mit zunehmendem Alter zunehmend höhere IOP-Werte ermittelt (Qureshi 1997), beim Hund hingegen zunehmend niedrigere (Gelatt und MacKay 1998). Bei der Katze konnten derartige Unterschiede nicht belegt werden (Del Sole et al. 2007). Beim Löwen verhielt es sich ähnlich wie beim Menschen mit deutlich steigenden IOP-Werten bis zum Alter von etwa 20 Monaten (Ofri et al. 2008), aber nur geringer Korrelation bei adulten Tieren unterschiedlichen Alters (Ofri et al. 1999).

2.4.3.3 Geschlecht und Hormonstatus

In humanmedizinischen Studien wurde bei Frauen ein höherer IOP gemessen als bei Männern. Besonders nach der Menopause wurde ein IOP-Anstieg vermerkt (Qureshi 1997).
Bei Hund und Katze konnte kein Unterschied zwischen männlichen und weiblichen Tieren gezeigt werden (Del Sole et al. 2007; Gelatt und MacKay 1998). Allerdings zeigte sich eine Abhängigkeit vom Hormonstatus: Katzen im Östrus hatten einen höheren IOP als andere. Bei IOP-Messungen während der Trächtigkeit stellte sich eine Abhängigkeit vom Progesteronspiegel heraus (Ofri et al. 2002).
Beim Löwen wiederum erhielt man bei den männlichen Tieren deutlich höhere IOP-Werte (Ofri et al. 1998), und auch hier zeigte sich bei den weiblichen Tieren eine Abhängigkeit des IOP vom Progesteronspiegel (Ofri et al. 1999).

2.4.3.4 Körperhaltung

Beim Säuger ist bekannt, dass die Position des Körpers Veränderungen des IOP bewirken kann. Dies gilt es zum einen bei der Bewertung der gemessenen IOP-Werte zu berücksichtigen, wie auch bei Tieren, bei denen eine Erhöhung des IOP kritisch sein kann.
Beim Menschen wurde die Veränderung des IOP während dem Wechsel von aufrecht stehender Position über Rückenlage zu vertikaler Kopfüber-Position beobachtet. Der IOP stieg innerhalb von einer Minute mit zunehmendem Winkel an und erreichte beim Kopfstand sogar den dreifachen Basiswert (Linder et al. 1988).
Ähnliche Versuche mit Mäusen ergaben einen entsprechenden Zusammenhang. Je größer der Winkel der Kopfüber-Position, desto höher der IOP: Bei 0, 30 und 60° erhielt man die Werte 16,5 (+/- 0,6), 18,2 (+/- 0,6) und 19,5 (+/- 1,8) mmHg. Hier konnte auch ein Zusammenhang

zwischen der Körperposition und dem Druck in den Episkleralgefäßen nachgewiesen werden, welcher ebenso wie der IOP mit zunehmendem Winkel anstieg (Aihara et al. 2003).
Beim Hund wurde der IOP-Verlauf in sitzender Position, Brust-Bauchlage, bzw. Rückenlage nach 0, 3 und 5 Minuten protokolliert. Nach 0 Minuten erhielt man unterschiedliche IOP-Werte in den verschiedenen Körperpositionen von 12,5 mmHg, 11,7 mmHg, bzw. 13,4 mmHg. Nach 5 Minuten waren keine signifikanten Unterschiede mehr feststellbar (Broadwater et al. 2008).
Der Einfluss der Kopfposition über bzw. unter Herzhöhe wurde beim Pferd getestet. Die Tiere zeigten einen signifikant höheren IOP von im Mittel 25,7 mmHg bei nach unten gehaltenem Kopf, während man bei nach oben gehaltenem Kopf einen Mittelwert von 17,5 mmHg erhielt (Komaromy et al. 2006).

2.4.3.5 Anästhesie

Ein wichtiger Faktor, der vor allem bei der Untersuchung stressgefährdeter Wildtiere eine Rolle spielt, ist der Einfluss von Anästhetika auf den IOP. Anästhetika können über eine Veränderung des Muskeltonus oder eine Veränderung der Hämodynamik den IOP erhöhen oder auch erniedrigen (Ofri 2002). Bei intraokularen Eingriffen ist häufig gerade eine Erniedrigung des IOP erwünscht (Korbel 1999).
Der Einsatz von Ketamin, einem Injektionsnarkotikum, erhöhte den IOP bei Hunden (Hofmeister et al. 2006) und Katzen (Hahnenberger 1976), erniedrigte ihn hingegen bei der Ratte (Jia et al. 2000).
Inhalationsnarkotika zeigten ebenfalls eine unterschiedliche Beeinflussung des IOP. Desfluran zum Beispiel erhöhte den IOP beim Hund, während eine signifikante Änderung bei der Benutzung von Sevofluran ausblieb (Almeida et al. 2004). Isofluran bewirkte eine Erniedrigung des IOP während der Anästhesie bei Ratten (Jia et al. 2000).
Auch beim Vogel wurde ein deutlicher Einfluss von Isofluran während der Luftsackperfusionsanästhesie ermittelt. In Abhängigkeit vom Luftsackperfusionsvolumen beobachtete man eine Senkung des IOP, welche vermutlich auf eine Erniedrigung des PaCO2, der damit verbundenen respiratorischen Alkalose, Gefäßkonstruktion und verminderten Perfusion der okularen Gefäße zusammenhängt (Korbel 1999).

2.5 Pathologie des Augeninnendrucks

2.5.1 Okuläre Hypertension und Glaukom

2.5.1.1 Begriffsdefinitionen

Die Begriffe „Okuläre Hypertension“ und „Glaukom“ müssen klar von einander unterschieden werden. Ersterer beschreibt eine Erhöhung des IOP über den Normwert, was nicht zwingend an eine pathologische Veränderung der okulären Strukturen gebunden ist.
Der Begriff Glaukom hingegen wird genutzt für eine Reihe von Erkrankungen, welche mit einer Funktionsstörung der retinalen Ganglienzellen bis zum Zelltod und Verlust der Axone des Nervus opticus einhergehen und so zu eingeschränkter Sehfähigkeit oder sogar Blindheit führen können. Damit ist ein Glaukom nicht zwingend an eine Erhöhung des IOP gebunden, sondern kann auch bei normotensiven Patienten oder nach erfolgreicher Senkung des IOP noch vorliegen. Eine okuläre Hypertension gilt aber als primärer Risikofaktor und Hauptsymptom eines Glaukomgeschehens (Ofri 2002).

2.5.1.2 Einteilung und Pathogenese des Glaukoms

Theoretisch ist eine pathologische Erhöhung des IOP durch eine gesteigerte Kammerwasserproduktion oder durch einen verringerten Abfluss des Kammerwassers möglich. Tatsächlich trifft aber letzteres zu: ein erhöhter IOP durch eine Hypersekretion von Kammerwasser ist bislang nicht beschrieben. Je nach Ursache des reduzierten Abflusses unterscheidet man drei Formen des Glaukoms:

1. das primäre Glaukom, für welches keine andere ursächliche okuläre Veränderung diagnostiziert werden kann, sondern dessen Ursache in einer progressiven Verengung des iridokornealen Winkels oder einem reduzierten Abfluss durch das Trabekelsystem liegt;
2. das sekundäre Glaukom, welches auf einer anderen, primären Erkrankung des Auges beruht, welche eine Obstruktion des iridokornealen Winkels verursacht und
3. das kongenitale Glaukom, bei dem Missbildungen des iridokornealen Winkels oder des Trabekelsystems vorliegen.

Eine weitere Einteilungsmöglichkeit ergibt sich aus dem Zustand des iridokornealen Winkels, je nachdem ob dieser offen ist und die Ursache der Obstruktion woanders liegt, oder ob er verengt oder geschlossen ist.

Die Folgen eines Glaukoms können das ganze Auge betreffen. Neben unspezifischen Symptomen wie Schmerz und Lethargie, sind spezifischere Anzeichen wie Buphthalmus, Korneaödem, Mydriasis, Hypertension oder im späteren Stadium auch Hypotension durch eine Atrophie des Ziliarkörpers möglich. Degeneration von Retina und Nervus opticus verursacht verminderte Sehfähigkeit bis hin zur Blindheit (Ofri 2002).

2.5.1.3 Diagnostik

Grundsätzlich sollte auch bei Verdacht auf ein Glaukom eine gründliche, komplette ophthalmologische Untersuchung erfolgen. Bei Verdacht auf Hypertension oder Glaukom sollte in jedem Fall der IOP mit Hilfe eines Tonometers kontrolliert werden.

Die Tonographie, also eine druckbedingte Verdrängung des Kammerwassers mit Hilfe eines auf die Kornea aufgesetzten Stempels, ermöglicht die Berechnung der Abflussfazilität (Rumberger 2008).

Um den iridokornealen Winkel zu beurteilen, bedient man sich der Gonioskopie. Mittels Ultraschall kann die Größe des Augapfels bestimmt werden, außerdem ist eine Untersuchung intraokularer Strukturen möglich. Schließlich hilft ein Elektroretinogramm bei der Beurteilung einer möglichen retinalen Schädigung (Ofri 2002).

2.5.1.4 Glaukom beim Vogel

Eine Erhöhung des IOP wird beim Vogel vor allem in Zusammenhang mit sekundären Glaukomen beobachtet. Primäre Glaukome sind aufgrund des weiten iridokornealen Winkels selten und werden nur vereinzelt beschrieben (Bayón et al. 2007). Laut einem Fallbericht eines Virginia-Uhus mit erhöhten IOP-Werten konnte postmortal eine dysplastische Veränderung des Trabekelsystems nachgewiesen werden (Rayment und Williams 1997).

Sekundäre Glaukome können im Zusammenhang mit einer Uveitis entstehen, wenn Entzündungsprodukte den Abfluss behindern. Synechien, Linsenluxationen, Blutungen und intraokuläre Neoplasien können die Abflusswege verlegen (Ofri 2002).

Wilde Greifvögel und Eulen werden meistens wegen Traumata beim Tierarzt vorgestellt, die häufig auch eine Schädigung okulärer Strukturen mit sich bringen (Murphy 1987).

Bei der Untersuchung von Waldkäuzen fand man bei Tieren mit Irido- oder Zyklodialyse deutlich erhöhte IOP-Werte (Williams et al. 2006). Laut Fallberichten entwickelte ein Neuseeland-Kuckuckskauz (*Ninox novaeseelandiae*) nach Trauma mit Verletzung der Iris ein Glaukom, ein Bengalen-Uhu (*Bubo bubo bengalensis*) nach Uveitis; beide Tiere wurden

erfolgreich auf Glaukom therapiert (Chitty 1995). Ein Virginia-Uhu wurde mit einseitigem Glaukom, hypermaturer Katarakt und Uveitis des linken Auges vorgestellt. Der IOP betrug hier 75 mmHg, der Druck im rechten Auge, welches ebenfalls eine Uveitis zeigte, 12 mmHg. Gonioskopisch wurden am linken Auge Veränderungen des Ligamentum pectinatum und ein tiefer iridokornealer Winkel beschrieben, diese Veränderungen aber eher als sekundär und die Uveitis als Ursache des Glaukoms angesehen (Sandmeyer et al. 2007).

Weiterhin spielt das Glaukom beim Vogel eine Rolle als Modell für das humane Glaukom. Durch Züchtung bestimmter Mutanten, durch Medikamente oder gezielte Lichtprogramme in der Aufzucht können insbesondere Hühner und Wachteln (*Coturnix coturnix*) mit veränderten IOP-Werten für Forschungszwecke genutzt werden (Lauber 1987; Schmid et al. 2003; Takatsuji et al. 1986) oder auch drucksenkende Medikamente an ihnen evaluiert werden (Schmid et al. 2000).

2.5.2 Okuläre Hypotension

Okuläre Hypotension entwickelt sich beim Menschen entweder durch verringerte Kammerwasserproduktion aufgrund von Entzündungen oder Medikamenten oder durch einen Verlust von Kammerwasser. Bei Traumata oder Operationen kann Kammerwasser in den extraokulären Raum entweichen, während zum Beispiel nach Zyklodialyse ein vermehrter uveoskleraler Abfluss von Kammerwasser erfolgt (Aminlari und Callahan 2004; Fine et al. 2007).

Bei Hund und Katze wird ein erniedrigter IOP wird vor allem in Zusammenhang mit akuter und chronischer Uveitis diagnostiziert.

Bei einer akuten Uveitis ist die Kammerwasserproduktion verringert, die Blut-Kammerwasser-Schranke nicht mehr intakt und der uveosklerale Abfluss, vermutlich durch Prostaglandine vermittelt, erhöht.

Bei einer chronischen Uveitis kann die Fibrosierung oder Atrophie des Ziliarkörpers zur Senkung des IOP beitragen und bis zur Phthisis bulbi führen (Hendrix 2007).

Beim Vogel konnte bei der ophthalmologischen Untersuchung von Waldkäuzen gezeigt werden, dass Tiere mit einer Entzündung im Bereich des anterioren Augenabschnitts deutlich niedrigere IOP-Werte hatten (Williams et al. 2006).

Eine Hypotonie ist häufig das erste Symptom einer Uveitis, daher sollte für eine frühzeitige Diagnosestellung stets auch die Bestimmung des IOP erfolgen (Hendrix 2007).

3 Material und Methoden

3.1 Zielsetzung

Das Rebound-Tonometer TonoVet® wurde bereits erfolgreich in verschiedenen Bereichen der Veterinärmedizin genutzt. Auch in der Ornithoophthalmologie wurde es gelegentlich zur Bestimmung des Augeninnendrucks eingesetzt. Da sich das Gerät insbesondere aufgrund seiner geringen Berührungsfläche und einfachen und schnellen Anwendung für den Gebrauch bei Vögeln anbietet, sollte das TonoVet® im Rahmen dieser Dissertation für die Anwendung bei Greifvögeln evaluiert werden.

Ziele dieser Studie waren daher

1. die Ermittlung von Referenzbereichen des IOP von in Deutschland vorkommenden Greifvogelspezies,
2. die Ermittlung des Einflusses der Körperposition auf das Messergebnis,
3. die Kalibration des TonoVet® anhand von manometrischen Vergleichsmessungen und
4. die Überprüfung der Reproduzierbarkeit der mit dem TonoVet® gemessenen Werte.

3.2 Tiere

Die Untersuchungen im Rahmen dieser Dissertation wurden im Zeitraum von Juli 2007 bis April 2009 in der Abteilung für Ophthalmologie der Klinik und Poliklinik für kleine Haustiere der Freien Universität Berlin durchgeführt.

Die meisten Tiere, die in diese Studie aufgenommen wurden, kamen als Patienten in die Abteilung für Heim-, Zoo- und Wildtiere der Klinik und Poliklinik für kleine Haustiere. Der restliche Anteil der Tiere war im Artenschutzzentrum Leiferde des NABU Deutschland untergebracht.

Die ophthalmologische Untersuchung und die Bestimmung des IOP erfolgten im Rahmen der klinischen Routineuntersuchung der Tiere. Zu dieser Untersuchung zählt als wesentlicher Bestandteil die ophthalmologische Untersuchung, um die uneingeschränkte Sehfähigkeit der Tiere für eine erfolgreiche Wiederauswilderung zu gewährleisten. Die Kalibrationsversuche wurden an enukleierten Augen von Tieren durchgeführt, die, unabhängig von dieser Studie, aufgrund ihrer Erkrankung euthanasiert werden mussten.

3.3 Kalibration des TonoVet®

3.3.1 Versuchsmaterial

Die Versuche zur Kalibration des TonoVet® erfolgten an enukleierten Augen von Vögeln, die in der Klinik und Poliklinik für kleine Haustiere krankheitsbedingt euthanasiert werden mussten. Vor der Euthanasie wurden alle Tiere einer ophthalmologischen Untersuchung unterzogen, um den IOP verfälschende Erkrankungen der Augen auszuschließen.

Die Augen wurden innerhalb einer Stunde nach Euthanasie des Tieres transkonjunktival enukleiert und in 0,9%iger NaCl-Lösung bei 2-8°C bis zur Durchführung des Versuchs für bis zu acht Stunden gelagert.

Es wurden Messreihen an insgesamt 82 Augen von acht verschiedenen Spezies durchgeführt (Tabelle 6).

Tabelle 6. Anzahl der für die Kalibrationsversuche genutzten Augen

Familie	**Spezies**	**n (Augen)**
Habichtartige (Accipitridae)	Seeadler (*Haliaeetus albicilla*)	19
	Habicht (*Accipiter gentilis*)	5
	Sperber (*Accipiter nisus*)	15
	Mäusebussard (*Buteo buteo*)	25
Falkenartige (Falconidae)	Turmfalke (*Falco tinnunculus*)	6
Eigentliche Eulen (Strigidae)	Waldkauz (*Strix aluco*)	6
	Waldohreule (*Asio otus*)	4
Schleiereulen (Tytonidae)	Schleiereule (*Tyto alba*)	2
Gesamt		82

3.3.2 Versuchsaufbau

Der Versuchsaufbau ist in Abbildung 2 dargestellt.

Das enukleierte Auge wurde auf einem mit Mullkompressen gepolsterten Ring aus Modelliermasse sicher auf einem Plastikbecher gelagert.

Ein digitales Manometer (DD-890, ATP Messtechnik GmbH, Ettenheim), welches zuvor beim Landesamt für Mess- und Eichwesen Berlin-Brandenburg geprüft wurde, wurde über eine Heidelberger Verlängerung (Länge 30cm, B. Braun Melsungen AG) an ein Dreiwegehahnsystem (Discofix®, B. Braun Melsungen AG) angeschlossen. Ein Reservoir mit NaCl-Lösung (0,9%, 250ml, B. Braun Melsungen AG) wurde an einen höhenverstellbaren

Infusionsständer gehängt und über eine Heidelberger Verlängerung (Länge 140 cm, B. Braun Melsungen AG) mit dem Dreiwegehahnsystem verbunden.
An dem dritten Ausgang des Dreiwegehahns wurde eine Kanüle (20G, B. Braun Melsungen AG) befestigt und anschließend das NaCl-Reservoir geöffnet, um das System luftfrei mit Flüssigkeit zu füllen. Nun konnte das digitale Manometer eingeschaltet, der im System herrschende Druck abgelesen und über eine Höhenverstellung des NaCl-Reservoirs auf 5 mmHg korrigiert werden. Schließlich wurde die Kanüle transskleral in den Glaskörperraum des Auges eingestochen. Eine Versiegelung der Einstichstelle war nicht notwendig, da keine Leckagen beobachtet werden konnten.
Während der Messungen blieb die Verbindung zum NaCl-Reservoir offen, um konstante Druckverhältnisse zu erreichen.
Undichtigkeiten im System konnten sofort durch einen Druckabfall am Manometer aufgedeckt und in der Regel durch einen Austausch von Silikonschläuchen oder ein Nachbefestigen am Dreiwegehahn behoben werden.

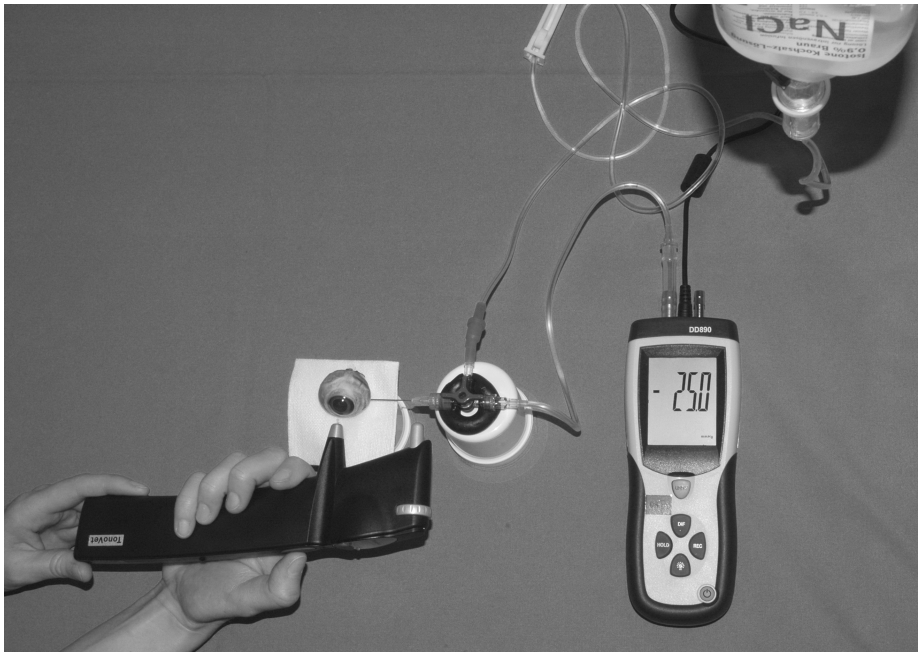


Abbildung 2. Versuchsaufbau für die Kalibrationsversuche mit rechts dem Manometer, welches den tatsächlichen Druck im Auge über eine transsklerale Kanüle misst und als Standardwert für die Bewertung der Messungen mit dem TonoVet® (links) genutzt wird. Über die Höhenverstellung des NaCl-Reservoirs kann der Druck im Auge manipuliert werden.

3.3.3 Durchführung der Kalibrationsversuche

Der auf das System wirkende Druck wurde über eine Höhenverstellung des NaCl-Reservoirs in 5 mmHg-Schritten gesteigert, so dass Messungen im Bereich von 5–100 mmHg stattfanden. Der Druck wurde jeweils mit einer Genauigkeit von +/- 0,1 mmHg eingestellt; der eingestellte Wert konnte direkt auf dem Display des Manometers abgelesen werden. Im gesamten Bereich von 5–100 mmHg war die Einstellung des Druckes ohne Probleme möglich und es konnten auf jeder Stufe konstante Druckwerte erreicht werden.

Je Messstufe wurden drei Messungen mit dem TonoVet® durchgeführt und die Messergebnisse protokolliert. Zeigte das TonoVet® einen Messfehler an, wurde die Messung wiederholt. Konnte auch nach drei Messungen kein fehlerfreier Messwert mit dem TonoVet® erzielt werden, wurde der dritte Wert notiert und durch Klammern kenntlich gemacht.

3.3.4 Statistische Auswertung

Zum Vergleich von manometrischer und tonometrischer Methode wurden die Ergebnisse zunächst als Streudiagramm und anschließend nach der Methode von Bland-Altmann dargestellt. Hierfür wurde stets der erste mit dem Tonometer gemessene Wert genutzt.

Um von den mit dem Tonometer gemessenen Werten auf den tatsächlichen IOP schließen zu können, wurde eine Regressionsanalyse über den klinisch relevanten Druckbereich von 5-60 mmHg durchgeführt. Die manometrischen Druckwerte wurden dabei als die unabhängige, die tonometrischen Werte als die abhängige Variable betrachtet. Wurde bei einer Spezies ein abweichendes Verhalten der Werte über den betrachteten Druckbereich festgestellt, erfolgte eine getrennte Regression für den Bereich von 5-30 mmHg und den Bereich von 35-60 mmHg. Es muss beachtet werden, dass hier keine Unabhängigkeit der Wertepaare vorliegt, da jeweils eine oder zwei Messreihen, entsprechend zwölf Wertepaaren je Auge, von einem Tier stammen.

Zusätzlich wurden das korrigierte Bestimmtheitsmaß und der Standardfehler des Schätzers angegeben. Je näher das Bestimmtheitsmaß an 100% liegt, desto geringer ist die Streuung der Werte um die Gerade. Das korrigierte Bestimmtheitsmaß verringert den Einfluss der Anzahl der Beobachtungen. Der Standardfehler des Schätzers ist ein Maß für die Genauigkeit der Vorhersagen durch die Regressionsgerade.

3.4 Evaluation der Reproduzierbarkeit der Messergebnisse

3.4.1 Bestimmung der Reproduzierbarkeit

Bei den Kalibrationsversuchen wurden auf jeder Messstufe drei Messungen durchgeführt. Anhand dieser Mehrfachmessungen konnte die Reproduzierbarkeit der Messergebnisse evaluiert werden.

3.4.2 Statistische Auswertung

Es wurde für jede Dreifachmessung die Varianz berechnet. Anschließend wurde jeweils für die verschiedenen manometrisch kontrollierten Druckwerte der Mittelwert der Varianzen gebildet und durch Ziehen der Wurzel die Wiederhol-Standardabweichung gebildet. Die erwarteten Messwerte streuen +/- um diese Standardabweichung.

Außerdem wurde für jede Dreifachmessung die maximale Differenz der Messwerte bestimmt und diese gegen die manometrischen Druckwerte im Boxplot aufgetragen. Zur Darstellung von Daten im Boxplot siehe Abschnitt 3.3.5 „Statistische Auswertung“.

Die Bearbeitung der Daten erfolgte mit dem Programm SPSS 15.0 for Windows (SPSS Inc., Chicago).

3.5 Ermittlung von Referenzbereichen des IOP

3.5.1 Tiere

Es wurden IOP-Werte von zehn Spezies aus vier verschiedenen Familien von insgesamt 265 Tieren ermittelt (Tabelle 3).

Neben den ophthalmologischen Befunden wurden Daten zu Gewicht, Geschlecht und Alter erhoben.

Die Bestimmung des Geschlechts erfolgte entweder postmortal durch Sektion oder am lebenden Tier anhand von morphologischen Kriterien. Das Alter konnte zum Teil durch die Beringung der Tiere oder die Kenntnis der Patientengeschichte, zum Beispiel bei Tieren, die im Artenschutzzentrum Leiferde als Nestlinge abgegeben worden waren, festgelegt werden. Bei den meisten Tieren aber erfolgte die Altersbestimmung, wie auch die Geschlechtsbestimmung, anhand von morphologischen Kriterien nach Forsman 2007, Glutz von Blotzheim und Bauer 1980 und Glutz von Blotzheim et al. 1989.

Die Tiere wurden in drei Altersklassen eingeteilt:

1. Nestlinge,
2. Juvenile und
3. Adulte.

Beim Turmfalken wurden die eben flügge gewordenen Jungtiere in die Klasse der Juvenilen eingeordnet. Immature und subadulte Seeadler wurden als adulte Tiere eingestuft.

Tabelle 3. Anzahl der insgesamt untersuchten Greifvögel und Eulen

Familie	**Spezies**	**n (Tiere)**
Habichtartige (Accipitridae)	Seeadler (*Haliaeetus albicilla*)	19
	Rotmilan (*Milvus milvus*)	4
	Habicht (*Accipiter gentilis*)	37
	Sperber (*Accipiter nisus*)	28
	Mäusebussard (*Buteo buteo*)	55
Falkenartige (Falconidae)	Turmfalke (*Falco tinnunculus*)	73
	Wanderfalke (*Falco peregrinus*)	4
Eigentliche Eulen (Strigidae)	Waldkauz (*Strix aluco*)	24
	Waldohreule (*Asio otus*)	16
Schleiereulen (Tytonidae)	Schleiereule (*Tyto alba*)	5
Gesamt		265

3.5.2 Ophthalmologische Untersuchung

Alle Tiere wurden, nach einer allgemeinen klinischen Untersuchung, einer ophthalmologischen Untersuchung unterzogen.

Der erste Schritt der allgemeinen ophthalmologischen Untersuchung war die Beurteilung des Visus. Dabei war es besonders entscheidend, den Vogel zunächst ohne Fixation zu beobachten und zu beurteilen, wie sich das Tier in seiner Box verhielt und orientierte; nach stationärer Einstellung der Tiere kamen weitere Kriterien hinzu wie das Auffinden von Futter und eventuell das Flugverhalten. Am fixierten Tier wurden dann der Drohreflex, die Fähigkeit zur Fixation von Gegenständen sowie die Reaktion auf taktile Reize evaluiert.

Anschließend erfolgte eine vergleichende Adspektion beider Augen mit Untersuchung der Augenumgebung und der Bulbi hinsichtlich Größe, Lage und Form. Weiterhin wurden die Hornhaut, die Iris und die Pupille vergleichend betrachtet. Wichtig war außerdem eine Adspektion der Ohröffnung mit dem kaudotemporalen Abschnitt der Bulbuswand, da Blutungen in die Ohröffnung einen Hinweis auf intraokulare Blutungen liefern konnten.

Die spezielle ophthalmologische Untersuchung wurde mit Hilfe einer Handspaltlampe (SL-15, Kowa Company, Tokio) und einem direkten Ophthalmoskop (BETA 200®, Heine Optotechnik, Herrsching) ohne Anwendung eines Mydriatikums durchgeführt.
Mit der Handspaltlampe wurde der vordere Augenabschnitt mit Kornea, vorderer Augenkammer, Iris, Kammerwinkel, Pupille und Linse eingehend untersucht. Das direkte Ophthalmoskop diente zur Beurteilung des Glaskörpers und des Augenhintergrundes inklusive des Pektens.

3.5.3 Das TonoVet®

Die Tonometrie ist ein wesentlicher Bestandteil des speziellen ophthalmologischen Untersuchungsgangs.
Zur Bestimmung des IOP mit dem TonoVet® (Abbildung 1) musste zunächst vor jeder Messung eine Einmalsonde in den Schaft des Gerätes eingesetzt werden. Anschließend wurde das TonoVet® mit der Messsonde vertikal gehalten und durch Druck auf den Auslöseknopf eingeschaltet und aktiviert. Die Messsonde war nun durch das Magnetfeld im Schaft fixiert.
Für den Messvorgang musste das TonoVet® mit der Messsonde horizontal, im Abstand von 4-8 mm vor die Hornhaut gehalten werden. Durch leichten Druck auf den Auslöseknopf erfolgte die Messung des IOP. Insgesamt mussten sechs Einzelwerte bestimmt werden, welche das Gerät zu einem Endwert mittelte. Durch einen Signalton zeigte das TonoVet® an, wenn sechs Messungen erfolgt waren. Wichen die sechs Messergebnisse zu stark voneinander ab, wurde dies auf dem Display durch einen Querbalken vor dem „d“ (für interne Kalibration dog/cat) angezeigt. Signalisierte das Gerät einen solchen Messfehler, erfolgte eine erneute Messung.

Abbildung 1. TonoVet® mit Messsonde

3.5.4 Bestimmung des IOP

Für die Ermittlung des IOP wurde der Vogel in aufrechter Position gehalten und eine Messung, entsprechend sechs Einzelmessungen, je Auge durchgeführt. Neben den klinischen und ophthalmologischen Befunden wurden Datum und Uhrzeit vermerkt. Obwohl bekannt ist, dass der IOP beim Vogel einem zirkadianen Rhythmus unterliegt, konnte aufgrund des Klinikablaufs und der Stressminimierung für die Vögel keine einheitliche Uhrzeit eingehalten werden. Die Messungen fanden alle im Zeitraum von 07.30 bis 18.00 Uhr statt.

Für die Auswertung wurden nur Daten von Augen genutzt, welche sich in der ophthalmologischen Untersuchung als gesund erwiesen.

3.5.5 Statistische Auswertung

Für die Ermittlung der Normalbereiche wurde eine deskriptive Statistik unter der Annahme, dass es sich um nicht normalverteilte Daten handelt, durchgeführt. Zur Vergleichbarkeit mit der aktuellen Literatur wurde außerdem auch das arithmetische Mittel mit Standardabweichung berechnet. Um Unterschiede zwischen Familien, Spezies, Alter, Geschlecht, beziehungsweise rechtem und linkem Auge zu beurteilen, wurde der Mann-Whitney-Wilcoxon-Test für unabhängige, beziehungsweise der Wilcoxon-Test für abhängige Stichproben genutzt. Alle Vergleiche wurden als Einzeltests durchgeführt. Diese Tests sind

als explorative Statistik gedacht; die Ergebnisse können nicht als schließende Statistik gewertet werden. Ein p-Wert mit $p<0,05$ wurde als statistisch signifikant gewertet.
Für die graphische Darstellung wurden Boxplots gewählt. Die untere beziehungsweise obere Linie der Box stellen das 25%- beziehungsweise 75%-Perzentil dar, die Linie in der Box den Median. Die Whiskers geben den minimalen beziehungsweise maximalen Wert an, der noch keinen Ausreißer darstellt. Ausreißer sind Werte, die zwischen anderthalb und drei Boxlängen außerhalb der Box liegen und werden als Punkte dargestellt. Werte die mehr als das dreifache über der Boxhöhe liegen sind Extremwerte und werden als Sterne dargestellt. Zur Auswertung der Daten wurde das Programm SPSS 15.0 for Windows (SPSS Inc., Chicago) eingesetzt.

3.6 Evaluation des Einflusses der Körperposition auf den Augeninnendruck

3.6.1 Tiere

Bei insgesamt 197 Tieren wurde der IOP in zwei verschiedenen Körperpositionen gemessen (Tabelle 5).

Tabelle 5. Anzahl der Greifvögel und Eulen, bei denen der IOP in zwei Körperpositionen gemessen wurde

Familie	**Spezies**	**n (Tiere)**
Habichtartige (Accipitridae)	Seeadler (*Haliaeetus albicilla*)	13
	Rotmilan (*Milvus milvus*)	3
	Habicht (*Accipiter gentilis*)	24
	Sperber (*Accipiter nisus*)	17
	Mäusebussard (*Buteo buteo*)	42
Falkenartige (Falconidae)	Turmfalke (*Falco tinnunculus*)	65
	Wanderfalke (*Falco peregrinus*)	2
Eigentliche Eulen (Strigidae)	Waldkauz (*Strix aluco*)	18
	Waldohreule (*Asio otus*)	11
Schleiereulen (Tytonidae)	Schleiereule (*Tyto alba*)	2
Gesamt		197

3.6.2 IOP-Messung in aufrechter Körperposition und in Rückenlage

Zur Ermittlung eines eventuellen Einflusses der Körperposition auf den IOP wurden Werte in zwei verschiedenen Körperpositionen ermittelt. Eine Messung erfolgte, wie bereits

beschrieben, in aufrechter Position. Anschließend erfolgte eine zweite Messung, wofür der Vogel in horizontale Rückenlage verbracht und der IOP nach einer kurzen Adaptationszeit von etwa fünf Sekunden erneut gemessen wurde.
Die Ergebnisse dieser zweiten Messung wurden ebenfalls vermerkt; die Messungen fanden stets zur gleichen Zeit am gleichen Ort zu denselben Bedingungen statt wie die Messungen in aufrechter Position.

3.6.3 Statistische Auswertung

Um die Daten in aufrechter Position und in Rückenlage zu vergleichen, wurde der Wilcoxon-Test für abhängige Stichproben durchgeführt. Ein p-Wert mit $p<0,05$ wurde als statistisch signifikant gewertet.
Die Daten wurden mit dem Programm SPSS 15.0 for Windows (SPSS Inc., Chicago) ausgewertet.

3.7 Ermittlung der physiologischen Schwankungsbreite des Augeninnendrucks

3.7.1 Tiere und Methode

Bei 15 Tieren (Tabelle 4) wurde der IOP im Laufe des stationären Aufenthalts im Rahmen von Routinekontrolluntersuchungen mehrmals gemessen. Die Messungen fanden stets zwischen 08.00 und 10.00 Uhr morgens in aufrechter Position statt, allerdings nicht immer an aufeinander folgenden Tagen. Zur Stressminimierung konnte hinsichtlich des Datums keine gleichmäßige Reihenfolge eingehalten werden, da der IOP nur bestimmt werden sollte, wenn unabhängig davon eine Kontrolluntersuchung stattfand.
Insgesamt wurde der IOP bei allen Tieren fünf Mal bestimmt.

Tabelle 4. Anzahl der Greifvögel, bei denen eine Mehrfachmessung des IOP erfolgte

Familie	**Spezies**	**n (Tiere)**
Habichtartige (Accipitridae)	Habicht (*Accipiter gentilis*)	4
	Mäusebussard (*Buteo buteo*)	6
Falkenartige (Falconidae)	Turmfalke (*Falco tinnunculus*)	5
Gesamt		15

3.7.2 Statistische Auswertung

Es wurden jeweils die Varianzen der Werte der Fünffachmessung gebildet und anschließend für jedes Tier beziehungsweise jede Spezies gemittelt. Durch die Berechnung der Wurzel dieses Mittelwerts wurde die Wiederhol-Standardabweichung als Maß für die Streuung der Werte ermittelt.

Zur Auswertung der Daten wurde das Programm SPSS 15.0 for Windows (SPSS Inc., Chicago) genutzt.

3.8 Ermittlung des Augeninnendrucks bei Tieren mit ophthalmologischen Befunden nach akutem Trauma

3.8.1 Tiere und Methode

Wurden bei der ophthalmologischen Untersuchung bei einem Tier Befunde an einem oder beiden Augen festgestellt, wurden diese notiert und festgehalten, ob es sich dabei um frische Veränderungen durch ein akutes Trauma handelte.

3.8.2 Statistische Auswertung

Die ermittelten IOP-Werte bei gesunden Augen und Augen mit frischen Veränderungen wurden, getrennt nach Spezies, im Boxplot gegeneinander aufgetragen und deskriptiv miteinander verglichen. Zur Darstellung von Daten im Boxplot siehe Abschnitt 3.3.5 „Statistische Auswertung“.

Außerdem wurde bei den Tieren mit unilateralen Veränderungen der IOP-Wert des veränderten Auges mit dem des gesunden Auges im Wilcoxon-Test für abhängige Stichproben verglichen. Ein p-Wert mit $p<0,05$ wurde als statistisch signifikant gewertet.

Die Auswertung erfolgte mit Hilfe des Programmes SPSS 15.0 for Windows (SPSS Inc., Chicago).

4 Ergebnisse

4.1 Patientengut

4.1.1 Klinische Diagnosen

Es wurden insgesamt 265 Greifvögel und Eulen untersucht.

Mehr als die Hälfte dieser Tiere (147 von 265 Tieren; 55,5%) wurde aufgrund eines Traumas in die Klinik aufgenommen. Dazu zählen Anflugtraumata und Traumata unbekannter Genese mit unter anderem Frakturen, Verletzungen, Lähmungserscheinungen oder anderen neurologischen Ausfällen.

Einen relativ großen Anteil stellten daneben verwaiste Jungvögel (54 von 265 Tieren; 20,4%) dar, welche als Nestlinge oder Ästlinge gefunden und in der Klinik abgegeben wurden.

Als weitere Diagnosen traten Infektionskrankheiten einschließlich Aspergillose und Parasitosen, Vergiftungen und Befiederungsstörungen auf, außerdem selten Neoplasien und Missbildungen.

Bei 33 der 265 Tiere (12,5%) wurden Kachexie und/oder Apathie beobachtet, jedoch eine eindeutige kausale Diagnose konnte nicht gestellt werden.

4.1.2 Ophthalmologische Befunde

Bei 72 (27,2%) der insgesamt 265 Vögel wurden Befunde an einem oder beiden Augen festgestellt. 23 Tiere wiesen okuläre Veränderungen am linken Auge, 20 Tiere am rechten Auge und 29 Tiere an beiden Augen auf.

Zu den ophthalmologischen Befunden zählten unter anderem Blutungen in die vordere Augenkammer, in den Glaskörperraum oder am Pekten, Hornhautläsionen, Linsenluxation und –subluxation, Glaskörpervorfall, Netzhautablösung, entzündliche Veränderungen der verschiedenen okulären Strukturen sowie chorioretinitische Narben.

55,6% der Tiere mit ophthalmologischen Befunden wurden aufgrund eines Traumas in der Klinik aufgenommen.

4.1.3 Alter und Geschlecht

Die Tabellen 7 und 8 zeigen die Alters- und Geschlechterverteilung innerhalb der Spezies bei allen untersuchten Tieren.

Tabelle 7. Altersverteilung bei den untersuchten Greifvögeln und Eulen

	Alter			**Gesamt**
Spezies	**Nestling**	**Juvenil**	**Adult**	
Seeadler	0	4	15	19
Rotmilan	0	1	3	4
Habicht	0	25	12	37
Sperber	0	14	14	28
Mäusebussard	1	18	36	55
Turmfalke	8	55	10	73
Wanderfalke	1	1	2	4
Waldkauz	2	13	9	24
Waldohreule	0	3	13	16
Schleiereule	1	1	3	5
Gesamt	13	135	117	265

Tabelle 8. Geschlechterverteilung bei den untersuchten Greifvögeln und Eulen

	Geschlecht			**Gesamt**
Spezies	**Weiblich**	**Männlich**	**Unbekannt**	
Seeadler	10	9	0	19
Rotmilan	1	0	3	4
Habicht	18	19	0	37
Sperber	24	4	0	28
Mäusebussard	11	16	28	55
Turmfalke	5	8	60	73
Wanderfalke	3	1	0	4
Waldkauz	4	1	19	24
Waldohreule	3	2	11	16
Schleiereule	0	1	4	5
Gesamt	75	58	132	265

4.2 Kalibration des TonoVet®

4.2.1 Vergleich von Manometrie und Tonometrie

Der Wilcoxon-Test für abhängige Stichproben zeigt einen signifikanten Unterschied zwischen tonometrischen und manometrischen Messwerten ($p<0,001$). Anhand der graphischen und Regressionsanalyse wird allerdings ein linearer Zusammenhang zwischen den beiden Methoden deutlich.

4.2.1.1 Seeadler

Beim Seeadler liefert das TonoVet® höhere Messergebnisse als die vom Manometer angezeigten Werte. Mit zunehmendem Druck wird dieser Unterschied über den gesamten Messbereich auffälliger (Abbildungen 24 a und b).

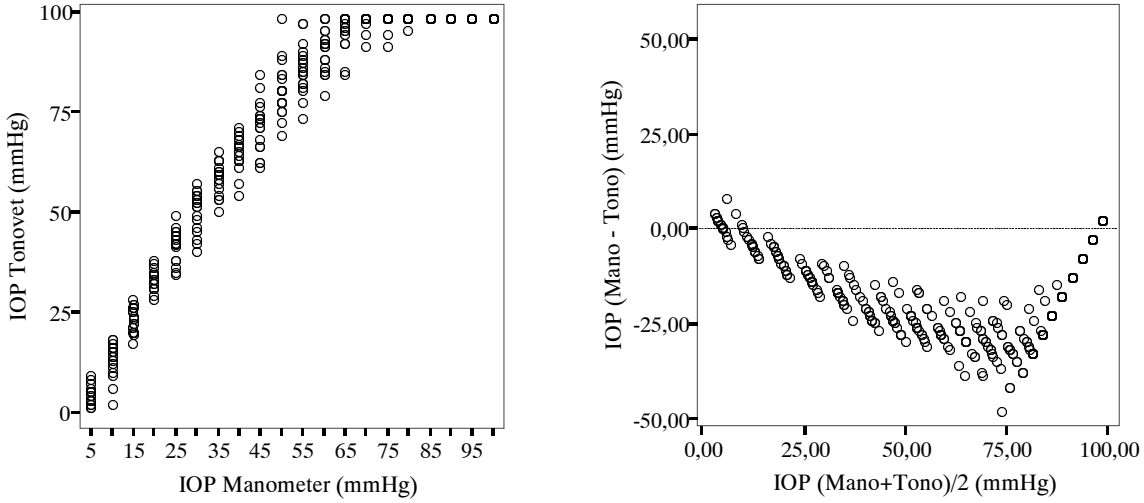


Abbildung 24 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer beim Seeadler (n = 19 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.1.2 Habicht

Im unteren Messbereich von 5-20 mmHg streuen die Werte im Graphen nach Bland-Altman um Null. Im Druckbereich über 20 mmHg zeigt das TonoVet® höhere Messwerte an als das Manometer. Je höher der Druck, desto größer die Abweichung der beiden Methoden (Abbildungen 25 a und b).

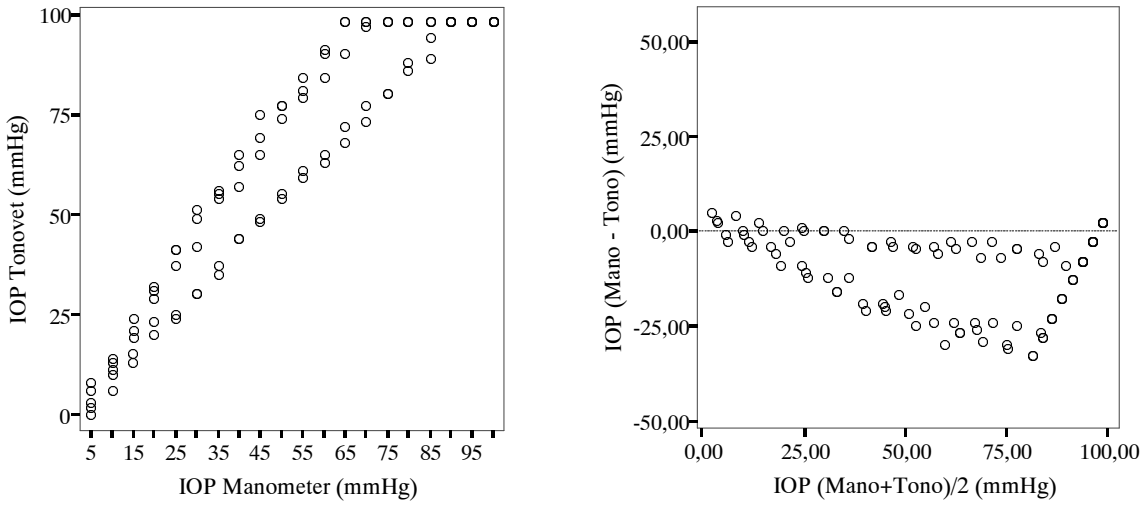
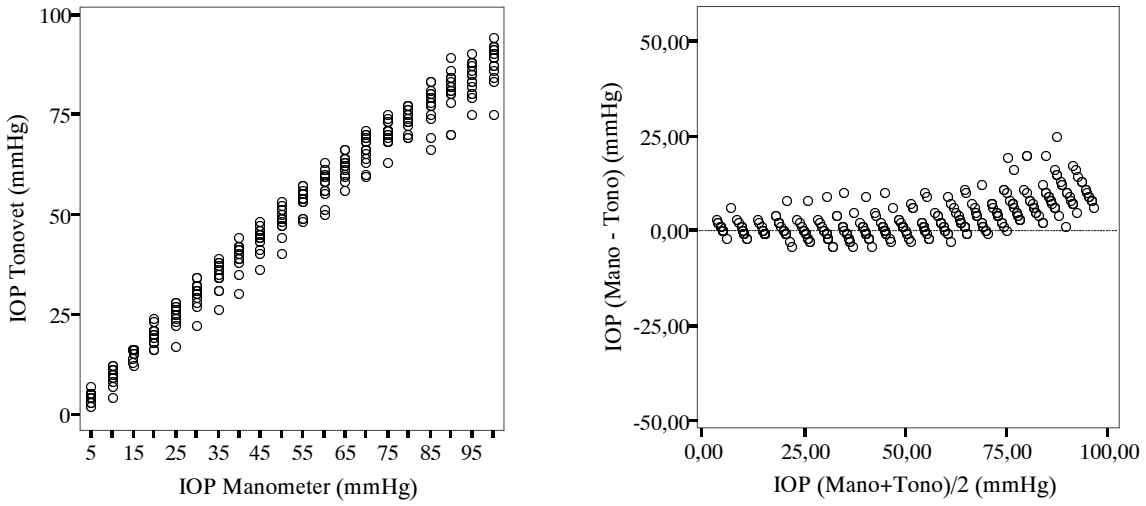


Abbildung 25 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer beim Habicht (n = 5 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.1.3 Sperber

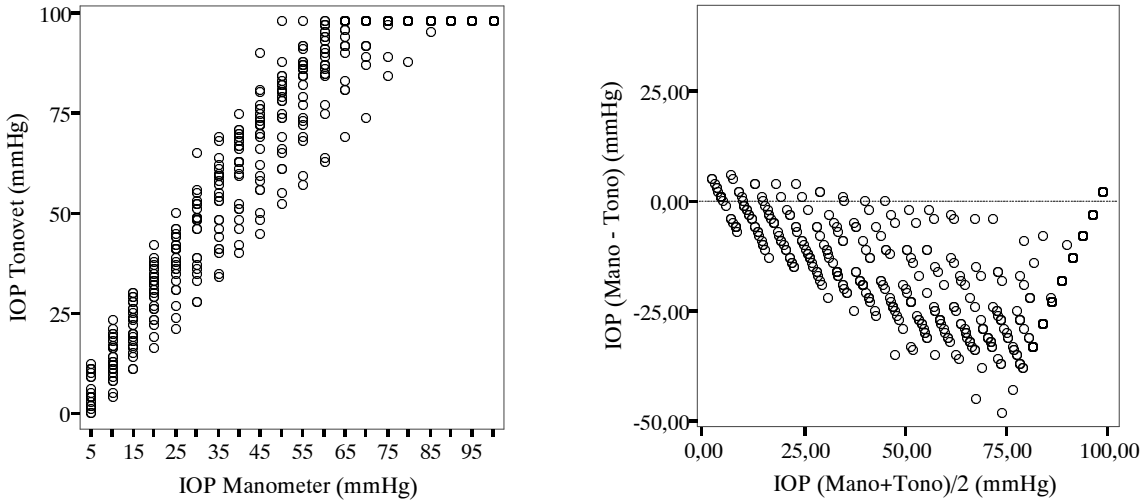
Beim Sperber streuen die Werte im Graphen nach Bland-Altman im Messbereich von 5-65 mmHg um Null. Im höheren Druckbereich zeigt das TonoVet® zunehmend niedrigere Werte an als das Manometer (Abbildungen 26 a und b).



Abbildungen 26 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer beim Sperber (n = 15 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.1.4 Mäusebussard

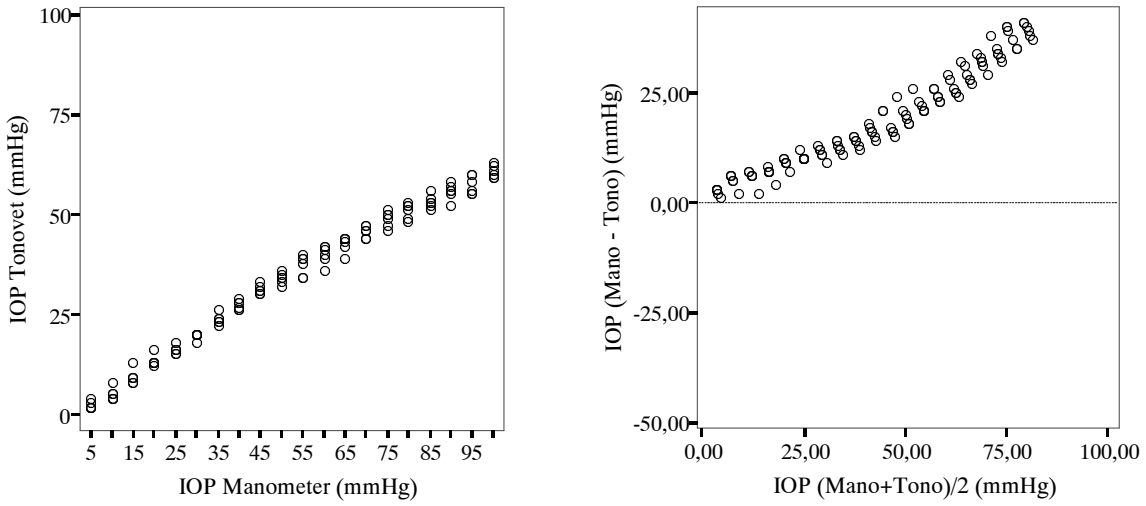
Mit zunehmendem Druck liefert das TonoVet® zunehmend höhere Messwerte als das Manometer (Abbildungen 27 a und b).



Abbildungen 27 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer beim Mäusebussard (n = 25 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.1.5 Turmfalke

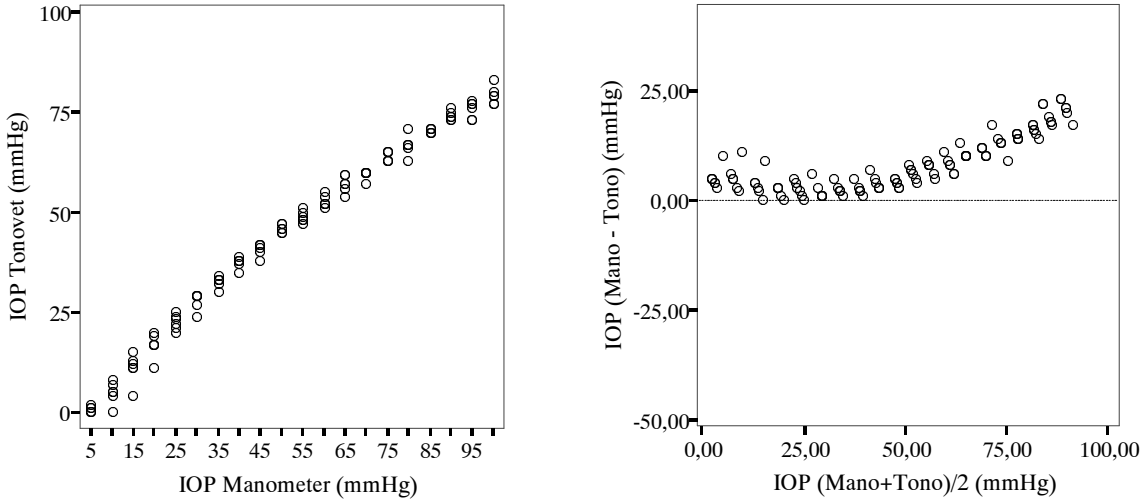
Beim Turmfalken liegen die Messergebnisse des Tonometers deutlich unter denen des Manometers. Mit zunehmendem Druck wird diese Diskrepanz größer: die Messwerte des TonoVet® werden zunehmend niedriger als die vom Manometer angezeigten Werte (Abbildungen 28 a und b).



Abbildungen 28 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer beim Turmfalken (n = 6 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.1.6 Waldkauz

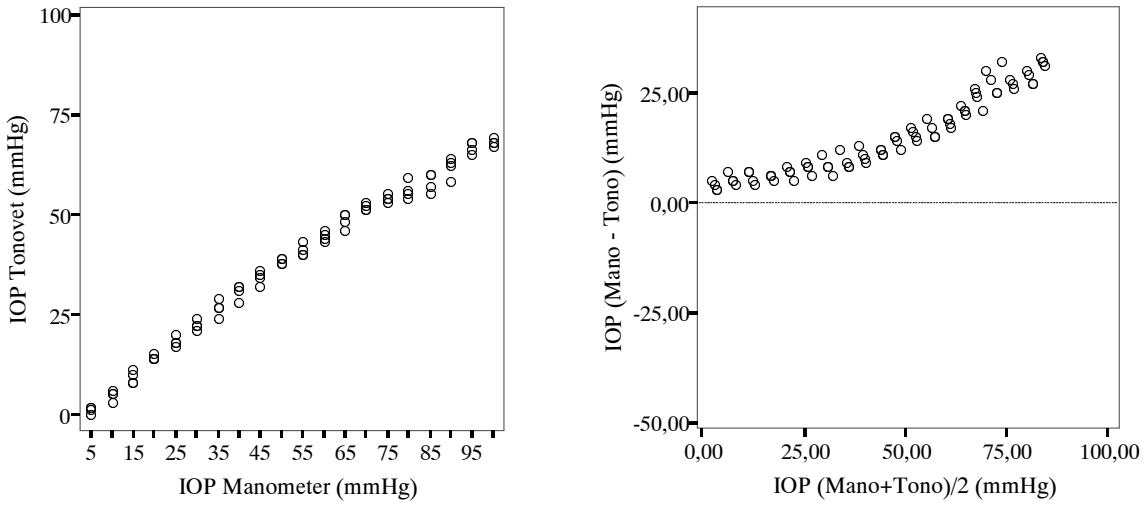
Auch beim Waldkauz zeigt das TonoVet® im höheren Druckbereich zunehmend niedrigere Werte an als das Manometer (Abbildungen 29 a und b).



Abbildungen 29 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer beim Waldkauz (n = 6 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.1.7 Waldohreule

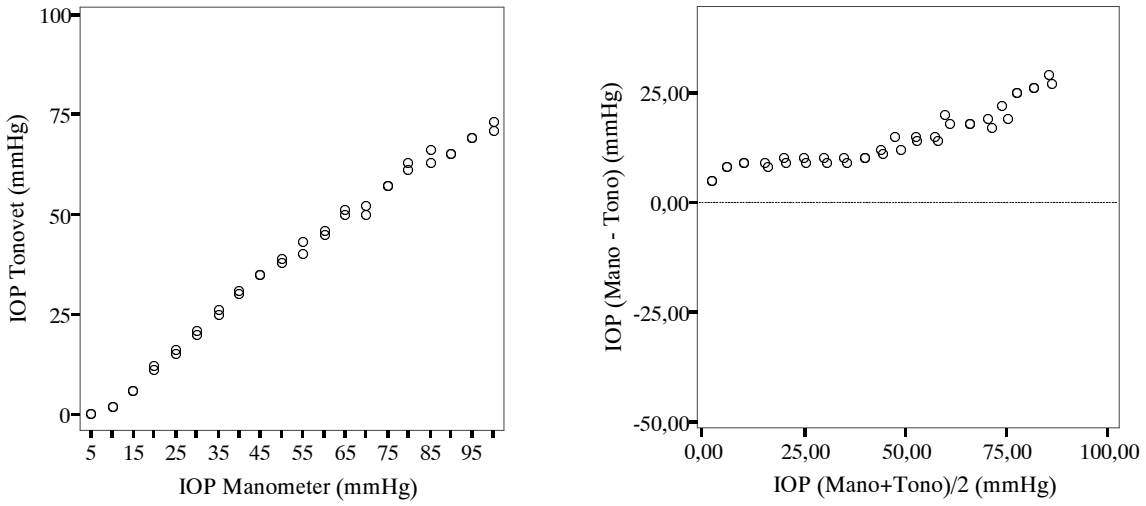
Bei der Waldohreule zeigt das TonoVet® über den gesamten Messbereich zunehmend niedrigere Werte an als das Manometer (Abbildungen 30 a und b).



Abbildungen 30 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer bei der Waldohreule (n = 4 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.1.8 Schleiereule

Bei der Schleiereule liegen die Messergebnisse des TonoVet® über den gesamten Messbereich unter denen des Manometers. Mit zunehmendem Druck wird diese Diskrepanz auffälliger (Abbildungen 31 a und b).



Abbildungen 31 a und b. Vergleich der Messergebnisse von Tonometer versus Manometer bei der Schleiereule (n = 2 Augen): a. Streudiagramm b. Bland-Altmann Verfahren

4.2.2 Regressionsanalyse

Die Ergebnisse der Regressionsanalyse sind in Tabelle 14 zusammengefasst. Bei Seeadler, Habicht, Sperber und Mäusebussard wurde aufgrund der mit dem Druck zunehmenden Streuung der Werte um die Gerade eine zweistufige Regression über die Bereiche von 5 – 30 mmHg und 35 - 60 mmHg durchgeführt.

Tabelle 14. Ergebnisse der Regression von manometrischen und tonometrischen Druckwerten bei den einzelnen Spezies

Spezies	**n (Augen)**	**Druck-bereich (mmHg)**	**Regressionsformel**	**korrigiertes Bestimmtheits-maß (%)**	**Standard-fehler (mmHg)**
Seeadler	19	5 - 30	y = 1,86 x - 4,97	95,3	3,56
		35 - 60	y = 1,33 x + 12,09	81,4	5,45
Habicht	5	5 - 30	y = 1,49 x - 3,67	82,7	5,88
		35 - 60	y = 1,24 x + 4,63	48,9	10,84
Sperber	15	5 - 30	y = 1,03 x - 0,71	94,3	2,17
		35 - 60	y = 0,92 x + 2,72	86,0	3,18
Mäusebussard	25	5 - 30	y = 1,62 x - 2,41	82,6	6,35
		35 - 60	y = 1,39 x + 5,23	58,0	10,10
Turmfalke	6	5 - 60	y = 0,70 x - 1,19	98,5	1,53
Waldkauz	6	5 - 60	y = 0,97 x - 2,92	98,0	2,40
Waldohreule	4	5 - 60	y = 0,80 x - 2,30	98,9	1,45
Schleiereule	2	5 - 60	y = 0,88 x - 5,77	99,4	1,19

4.2.2.1 Seeadler

Im Streudiagramm fällt bereits eine zunehmende Streuung der Werte in den höheren Druckbereichen auf. Daher wurde hier, wie auch bei den übrigen Spezies der Familie Accipitridae, eine zweistufige Regression durchgeführt. Zunächst wurde der Bereich von 5-30 mmHg betrachtet, anschließend der Bereich von 35–60 mmHg. Das korrigierte Bestimmtheitsmaß fällt im hohen Druckbereich höher, der Standardfehler niedriger aus.
Die Abbildungen 32 a und b zeigen die Regressionsgraphen zur berechneten Geraden.

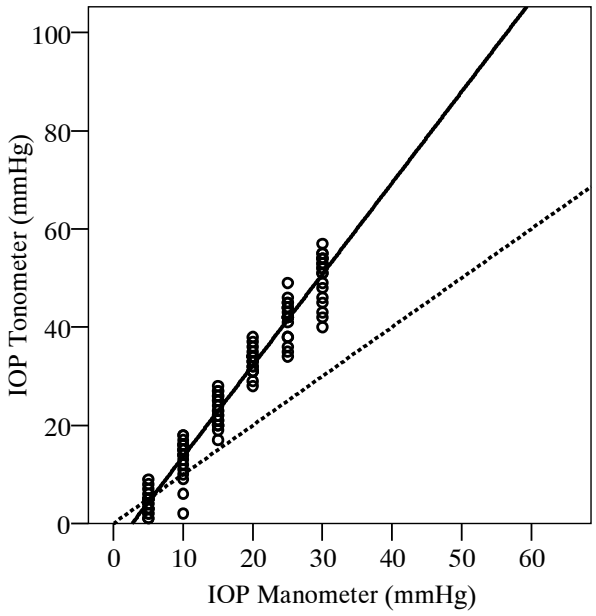


Abbildung 32 a. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5-30 mmHg:
IOP (tono) = 1,86 IOP (mano) – 4,97 (Seeadler, n = 19 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

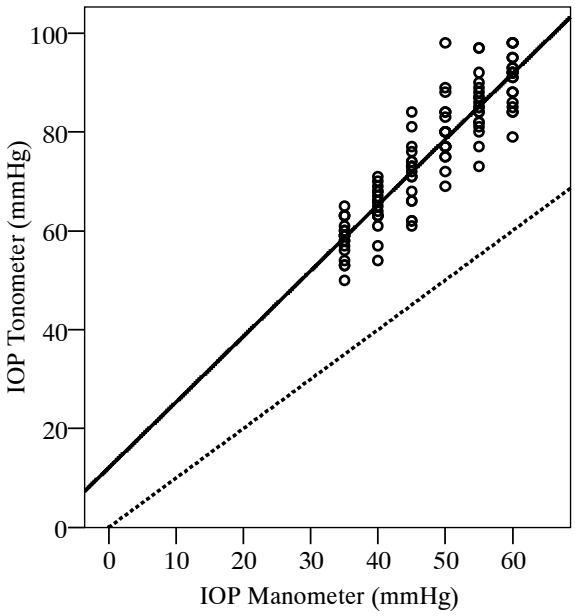


Abbildung 32 b. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 35-60 mmHg:
IOP (tono) = 1,33 IOP (mano) + 12,09 (Seeadler, n = 19 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.4.2.2 Habicht

Auch beim Habicht werden im höheren Druckbereich ein niedrigeres Bestimmtheitsmaß und ein höherer Standardfehler beobachtet Die Abbildungen 33 a und b zeigen die Graphen der Regressionsanalyse.

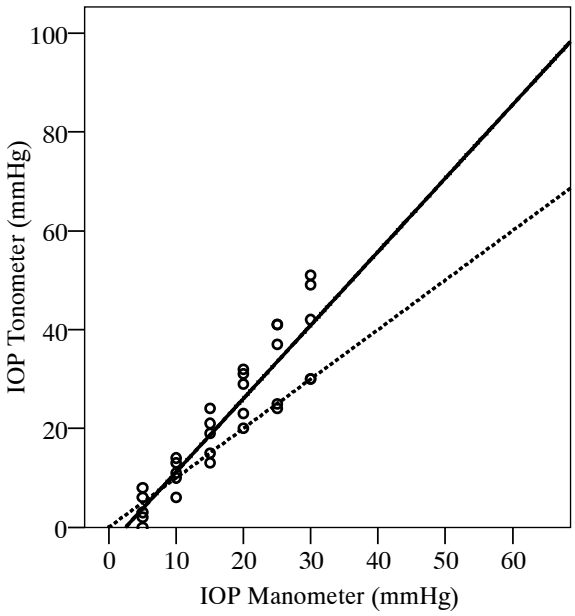


Abbildung 33 a. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5-30 mmHg:

IOP (tono) = 1,49 IOP (mano) - 3,67 (Habicht, n = 5 Augen)

(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

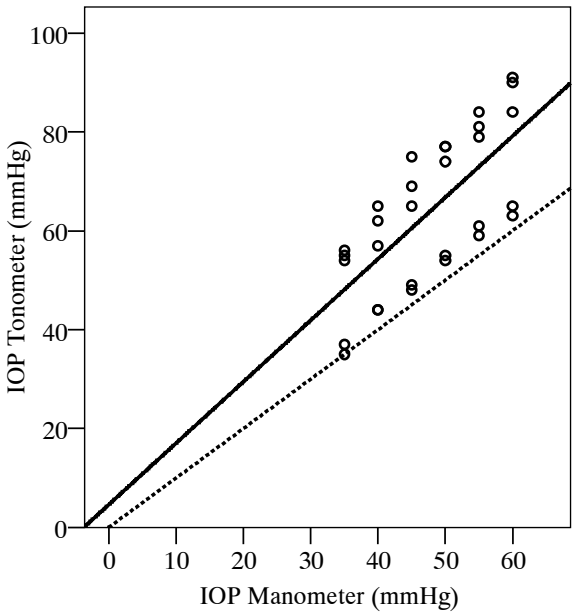


Abbildung 33 b. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 35-60 mmHg:

IOP (tono) = 1,24 IOP (mano) + 4,63 (Habicht, n = 5 Augen)

(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.2.2.3 Sperber

Auch hier ist ein niedrigeres Bestimmtheitsmaß und ein höherer Standardfehler im Druckbereich über 30 mmHg berechnet worden. Die Abbildungen 34 a und b stellen die Regressionsgraphen dar.

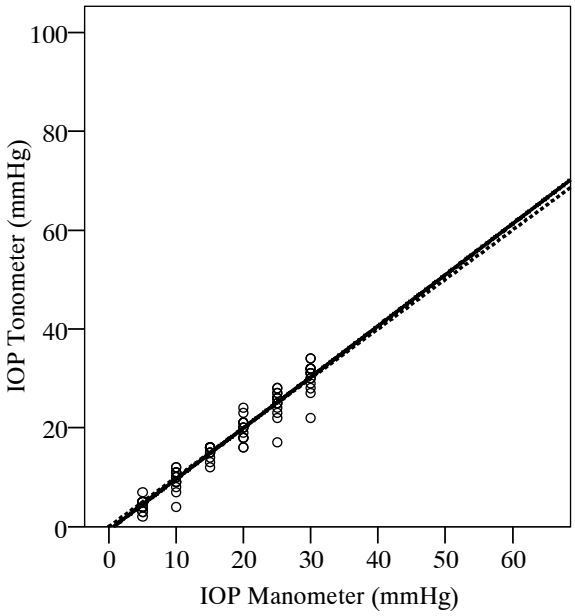


Abbildung 34 a. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5-30 mmHg:
IOP (tono) = 1,03 IOP (mano) – 0,71 (Sperber, n = 15 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

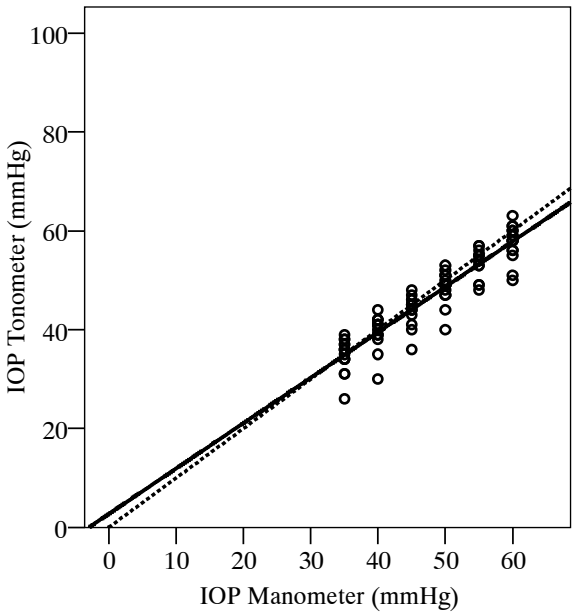


Abbildung 34 b. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 35-60 mmHg:
IOP (tono) = 0,92 IOP (mano) + 2,72 (Sperber, n = 15 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.2.2.4 Mäusebussard

Beim Mäusebussard ist ein deutlicher Abfall des Bestimmtheitsmaßes und Anstieg des Standardfehlers im höheren Druckbereich zu verzeichnen. Die Graphen zur Regression sind in den Abbildungen 35 a und b wiedergegeben.

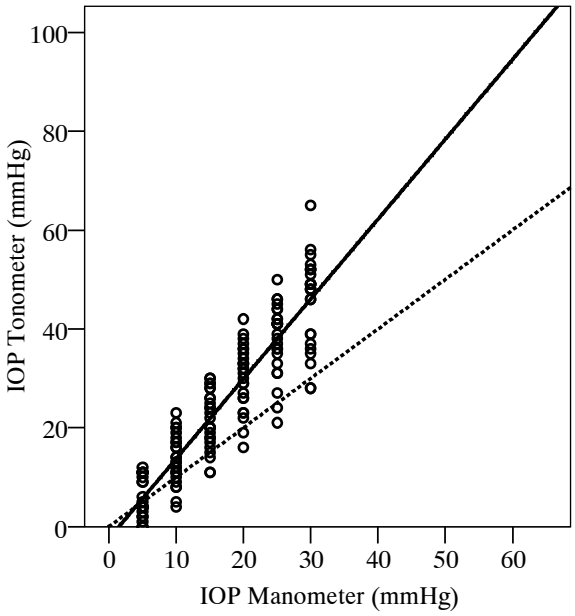


Abbildung 35 a. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5-30 mmHg:
IOP (tono) = 1,62 IOP (mano) – 2,41 (Mäusebussard, n = 25 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

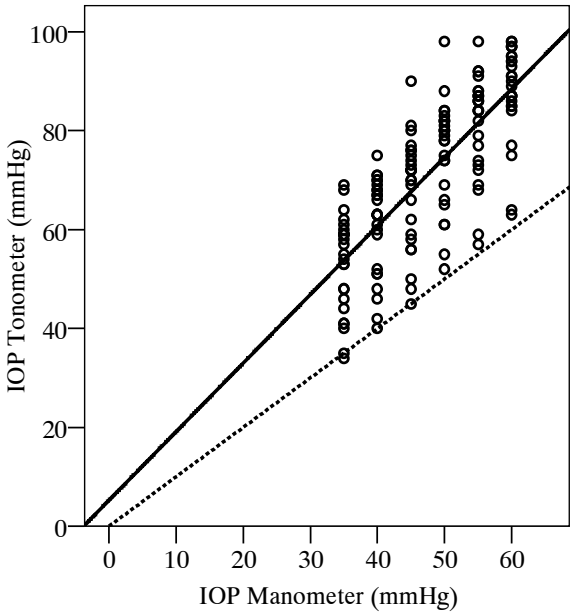


Abbildung 35 b. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 35-60 mmHg:
IOP (tono) = 1,39 IOP (mano) + 5,23 (Mäusebussard, n = 25 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.2.2.5 Turmfalke

Bei den Falken und Eulen wurde auf eine getrennte Betrachtung der Regression verzichtet, da die Streudiagramme und Graphen nach Bland-Altmann keine deutliche Zunahme der Streuung der Werte annehmen lassen. In Abbildung 36 ist die Regressionsgerade über den gesamten betrachteten Bereich von 5–60 mmHg dargestellt.

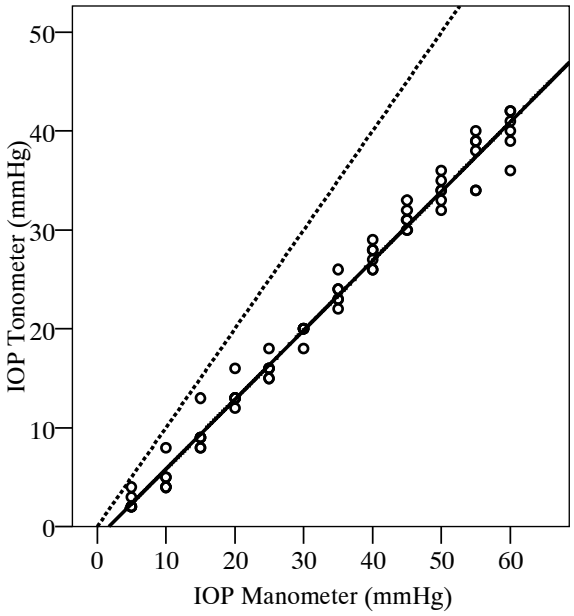


Abbildung 36. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5–60 mmHg:
IOP (tono) = 0,70 IOP (mano) - 1,19 (Turmfalke, n = 6 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.2.2.6 Waldkauz

Abbildung 37 zeigt den Regressionsverlauf beim Waldkauz.

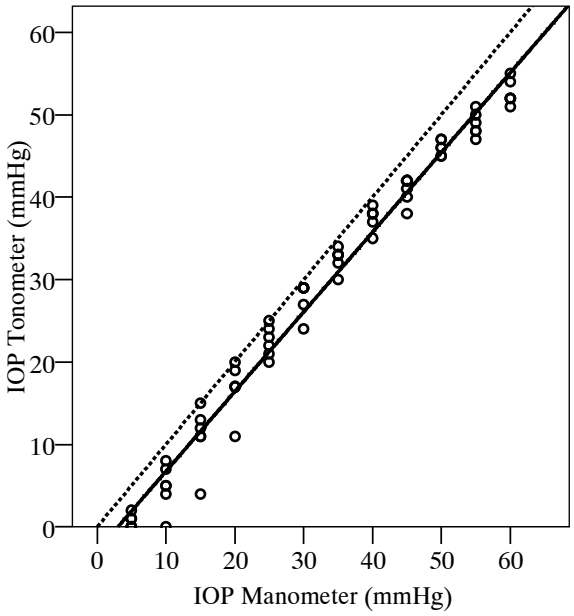


Abbildung 37. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5–60 mmHg:
IOP (tono) = 0,97 IOP (mano) - 2,92 (Waldkauz, n = 6 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.2.2.7 Waldohreule

Die Regressionsgerade für die Waldohreule ist in Abbildung 38 abgebildet.

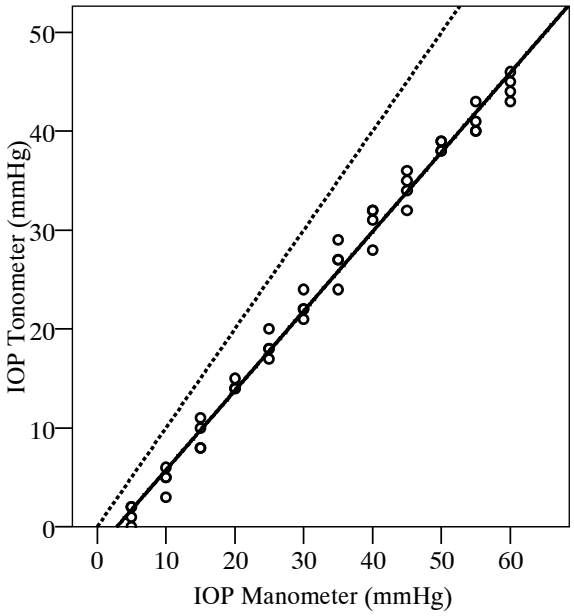


Abbildung 38. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5–60 mmHg:
IOP (tono) = 0,80 IOP (mano) - 2,30 (Waldohreule, n = 4 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.2.2.8 Schleiereule

Abbildung 39 veranschaulicht die Regressionsgerade bei der Schleiereule.

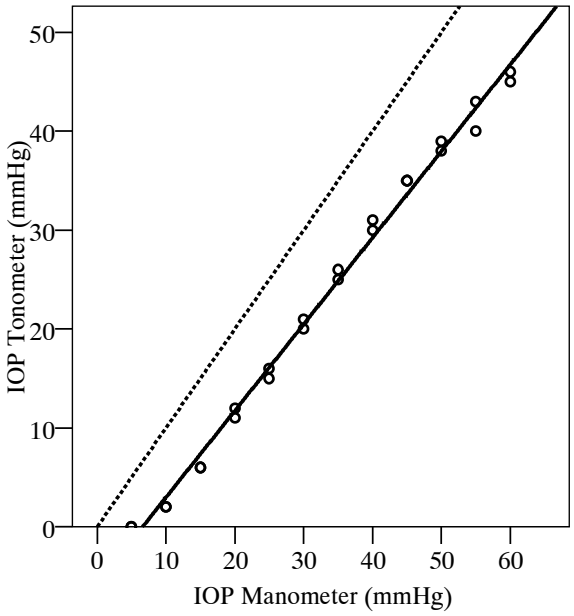


Abbildung 39. Regressionsanalyse der manometrischen gegen die tonometrischen Augeninnendruckwerte (IOP) über den Bereich von 5–60 mmHg:
IOP (tono) = 0,88 IOP (mano) - 5,77 (Schleiereule, n = 2 Augen)
(° Einzelmesswert, — linear, --- y = x)

4.3 Evaluation der Reproduzierbarkeit der Messergebnisse

Tabelle 15 zeigt die Wiederhol-Standardabweichung der mit dem TonoVet® ermittelten Messwerte bei den verschiedenen manometrisch kontrollierten Druckwerten. Ein deutlicher Anstieg der Standardabweichung ist im Druckbereich von 5 bis 60 mmHg von +/- 0,58 mmHg zu +/- 1,71 mmHg zu erkennen.

Tabelle 15. Standardabweichung der Dreifachmessungen mit dem TonoVet® bei der jeweils manometrisch vorgegebenen Druckstufe von 5–100 mmHg

Augeninnendruck Manometer (mmHg)	**Wiederhol-Standardabweichung (mmHg)**	**n (Augen)**
5	0,58	84
10	0,81	84
15	0,92	84
20	1,08	84
25	1,16	84
30	1,36	84
35	1,51	84
40	1,35	84
45	1,62	84
50	1,66	84
55	1,64	84
60	1,71	84
65	1,64	84
70	1,28	84
75	1,31	84
80	1,06	84
85	1,11	84
90	1,18	84
95	0,91	84
100	0,91	84

In Abbildung 40 wurde die maximale Differenz der drei Messungen mit dem TonoVet® für die verschiedenen manometrisch kontrollierten Druckwerte als Boxplot dargestellt. Im Druckbereich von 5-60 mmHg erkennt man eine zunehmende Schwankungsbreite der Differenzen und einen Anstieg der Maximalwerte. Im Bereich von 65-100 mmHg verhält es sich umgekehrt.

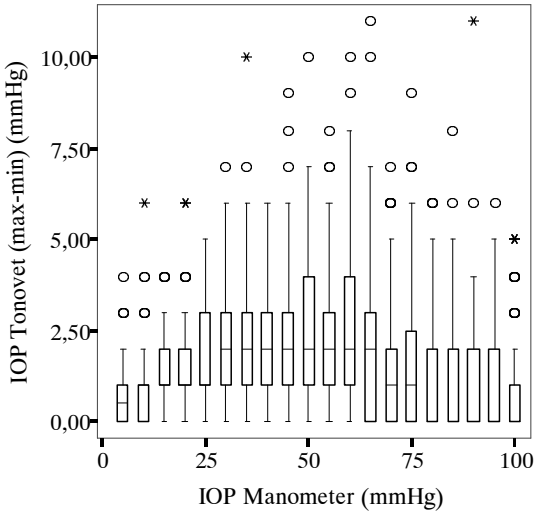


Abbildung 40. Maximale Differenzen der drei mit dem TonoVet® gemessenen Augeninnendruckwerte (mmHg) bei der jeweils manometrisch vorgegebenen Druckstufe von 5–100 mmHg im Boxplot (n=84 Augen)

4.4 Augeninnendruck von Greifvögeln und Eulen

4.4.1 Referenzbereiche des Augeninnendrucks

Für die Angabe von Referenzbereichen des IOP bei den einzelnen Spezies wurden nur die Augen gewertet, welche ohne ophthalmologische Befunde waren; damit gingen insgesamt 430 Augen in die Bewertung ein (Tabelle 9).

Tabelle 9. Anzahl der Augen ohne ophthalmologische Befunde bei den untersuchten Spezies

Familie	**Spezies**	**n (Augen)**
Habichtartige (Accipitridae)	Seeadler (*Haliaeetus albicilla*)	29
	Rotmilan (*Milvus milvus*)	8
	Habicht (*Accipiter gentilis*)	58
	Sperber (*Accipiter nisus*)	47
	Mäusebussard (*Buteo buteo*)	86
Falkenartige (Falconidae)	Turmfalke (*Falco tinnunculus*)	141
	Wanderfalke (*Falco peregrinus*)	7
Eigentliche Eulen (Strigidae)	Waldkauz (*Strix aluco*)	27
	Waldohreule (*Asio otus*)	21
Schleiereulen (Tytonidae)	Schleiereule (*Tyto alba*)	6
Gesamt		430

Da hier nicht von normalverteilten Daten ausgegangen werden kann, wurden für jede Spezies der Median, der Minimal- und Maximalwert und das 95%-Perzentil-Intervall berechnet. Um einen Vergleich der Daten mit der Literatur zu ermöglichen, wurden zusätzlich das arithmetische Mittel und die Standardabweichung (SD) angegeben (Tabelle 10).

Tabelle 10. Deskriptive statistische Angaben zum Augeninnendruck (mmHg) gesunder Augen (Min.=Minimalwert, Max.=Maximalwert, P2,5=2,5%-Perzentil, P97,5=97,5%-Perzentil, SD=Standardabweichung)

Spezies	**Median**	**Min.**	**Max.**	**P 2,5**	**P 97,5**	**Mittel-wert**	**SD**	**n (Augen)**
Seeadler	28,0	17	41	17,00	41,00	26,90	5,83	29
Rotmilan	14,5	4	19	4,00	19,00	13,00	5,50	8
Habicht	18,0	12	29	12,00	28,53	18,29	3,81	58
Sperber	16,0	10	23	10,20	22,40	15,45	2,51	47
Mäusebussard	27,0	14	44	15,00	41,83	26,91	7,01	86
Turmfalke	10,0	4	15	5,00	14,00	9,76	2,54	141
Wanderfalke	10,0	5	21	5,00	21,00	12,71	5,82	7
Waldkauz	10,0	3	17	3,00	17,00	9,37	4,10	27
Waldohreule	7,0	4	13	4,00	13,00	7,76	3,18	21
Schleiereule	11,0	5	16	5,00	16,00	10,83	3,76	6
Gesamt								430

4.4.2 Vergleich von Familien und Spezies

Der IOP zeigt Abweichungen zwischen den untersuchten Familien (Abbildung 3). Vor allem bei den Habichtartigen unterscheidet sich der IOP signifikant von den Werten der jeweils anderen Familien (p<0,001). Auch zwischen den Falkenartigen und den Eigentlichen Eulen gibt es signifikante Unterschiede (p=0,025), während sich der IOP der Falkenartigen beziehungsweise der Eigentlichen Eulen nicht signifikant von den Werten der Schleiereulen unterscheidet (p=0,419 beziehungsweise p=0,206).

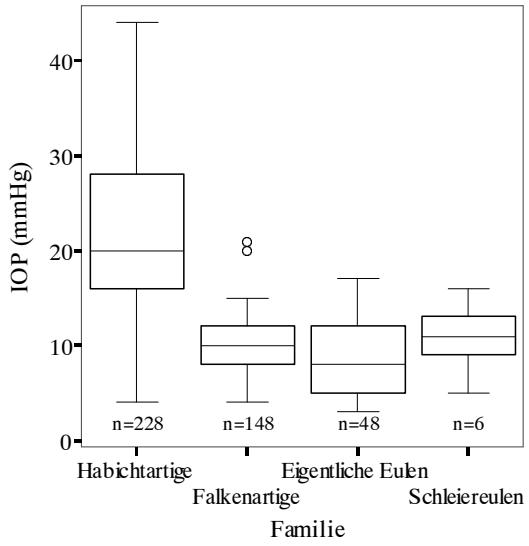


Abbildung 3. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen den untersuchten Familien im Boxplot (n=Anzahl Augen)

Innerhalb der Familien treten ebenfalls Unterschiede auf (Abbildungen 4-6).

Bei den Habichtartigen liegen zwischen den Spezies signifikante Unterschiede des IOP vor (p<0,001; außer Rotmilan und Habicht: p=0,015). Ausgenommen sind hiervon Seeadler und Mäusebussard (p=0,942) und Rotmilan und Sperber (p=0,402). Zwischen den untersuchten Falkenspezies wurden keine signifikanten Unterschiede gefunden (p=0,168). Ebenso zeigten sich keine signifikanten Unterschiede des IOP innerhalb der Familie der Eigentlichen Eulen (p=0,181).

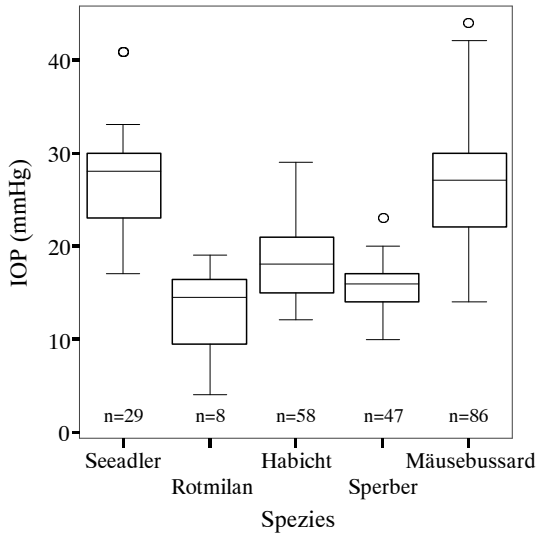
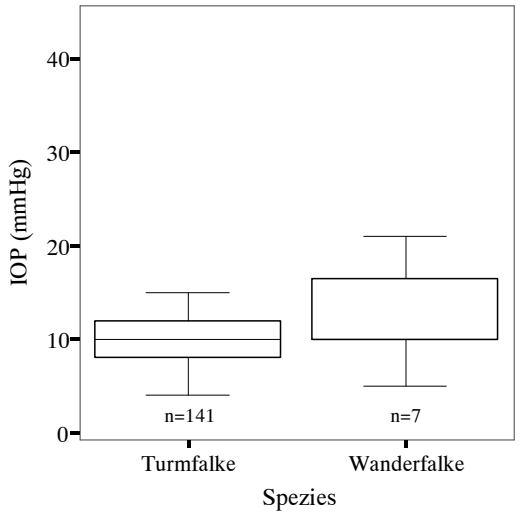
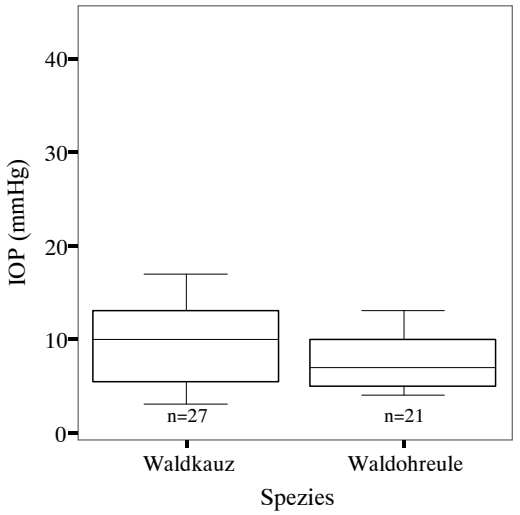


Abbildung 4. Vergleich der Augeninnendruckwerte (mmHg) der untersuchten Spezies der Familie der Habichtartigen im Boxplot (n=Anzahl Augen)





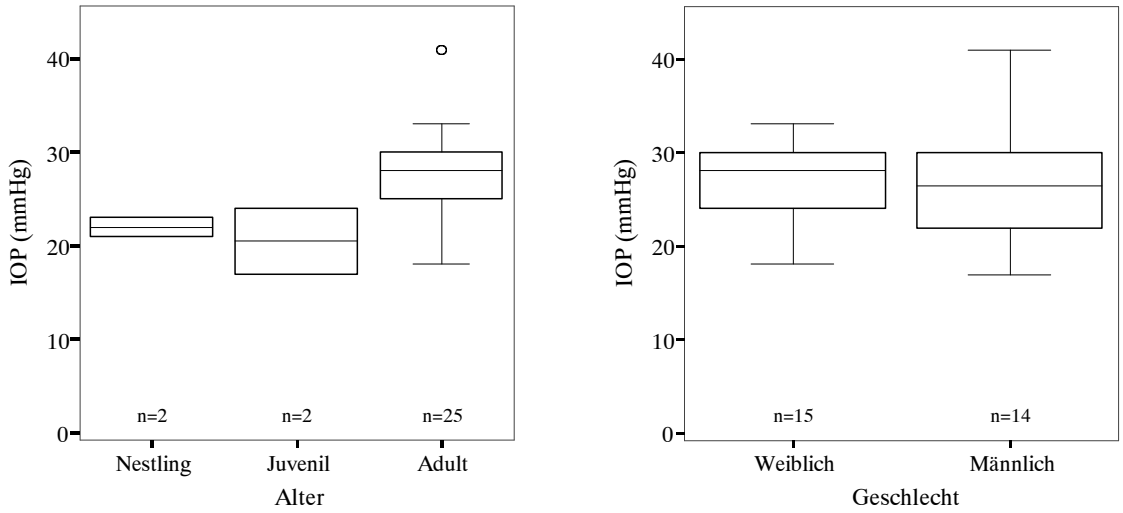
Abbildungen 5 und 6. Vergleich der Augeninnendruckwerte (mmHg) der untersuchten Spezies der Familie der Falkenartigen beziehungsweise der Eigentlichen Eulen im Boxplot (n=Anzahl Augen)

4.4.3 Vergleich innerhalb der Altersklassen und Geschlechter

Es wurden die verschiedenen Altersgruppen und männliche versus weibliche Tiere innerhalb der Spezies betrachtet.

4.4.3.1 Seeadler

Die IOP-Werte, die bei Nestlingen und juvenilen Seeadlern gemessen wurden, lagen unter dem Median des IOP von adulten Tieren (Abbildung 7 a). Zwischen männlichen und weiblichen Seeadlern gab es keine signifikanten Unterschiede des IOP (p=0,923) (Abbildung 7 b).



Abbildungen 7 a und b. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen und Geschlechtern beim Seeadler im Boxplot (n=Anzahl Augen)

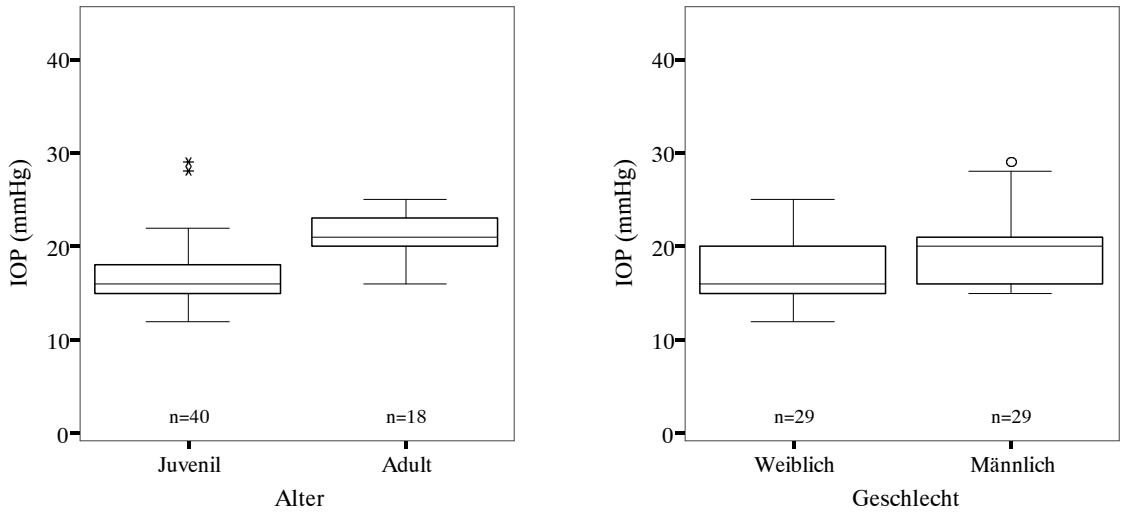
4.4.3.2 Rotmilan

Beim Rotmilan konnte über Alters- beziehungsweise Geschlechtsunterschiede des IOP keine Aussage getroffen werden, da die Anzahl der untersuchten juvenilen Tiere zu gering beziehungsweise das Geschlecht bei den meisten untersuchten Tieren nicht bekannt war.

4.4.3.3 Habicht

Der IOP juveniler und adulter Habichte unterschied sich signifikant (p<0,001) (Abbildung 8 a). Juvenile Habichte hatten einen medianen IOP von 16 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 17,00 +/- 3,64 mmHg), adulte Habichte dagegen von 21 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 21,17 +/- 2,36 mmHg).

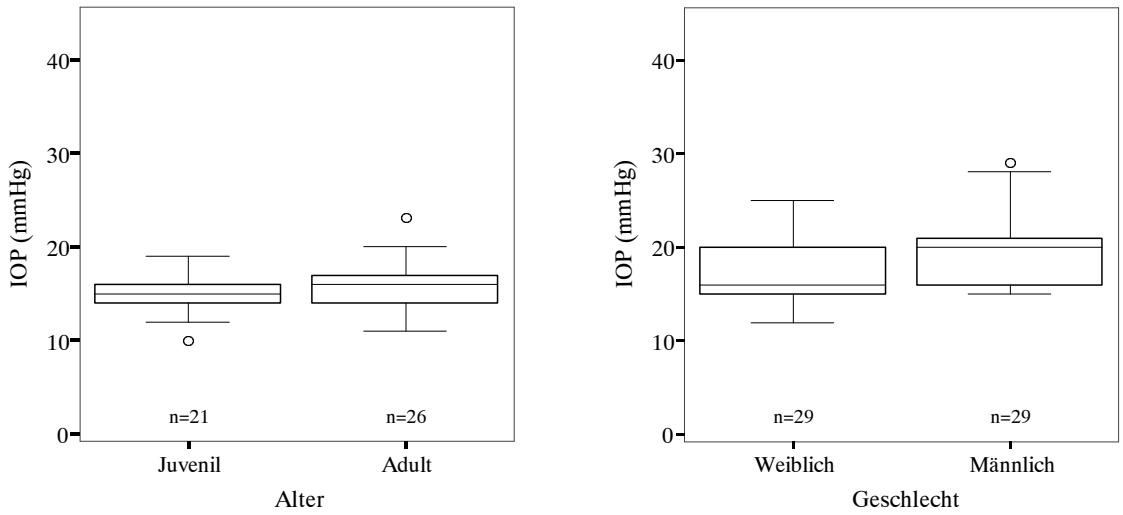
Das Geschlecht hatte keinen signifikanten Einfluss auf den IOP (p=0,051) (Abbildung 8 b).



Abbildungen 8 a und b. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen und Geschlechtern beim Habicht im Boxplot (n=Anzahl Augen)

4.4.3.4 Sperber

Es konnte kein signifikanter Unterschied zwischen juvenilen und adulten Sperbern (p=0,099), sowie weiblichen und männlichen Sperbern (p=0,291) gefunden werden (Abbildung 9 a und b).



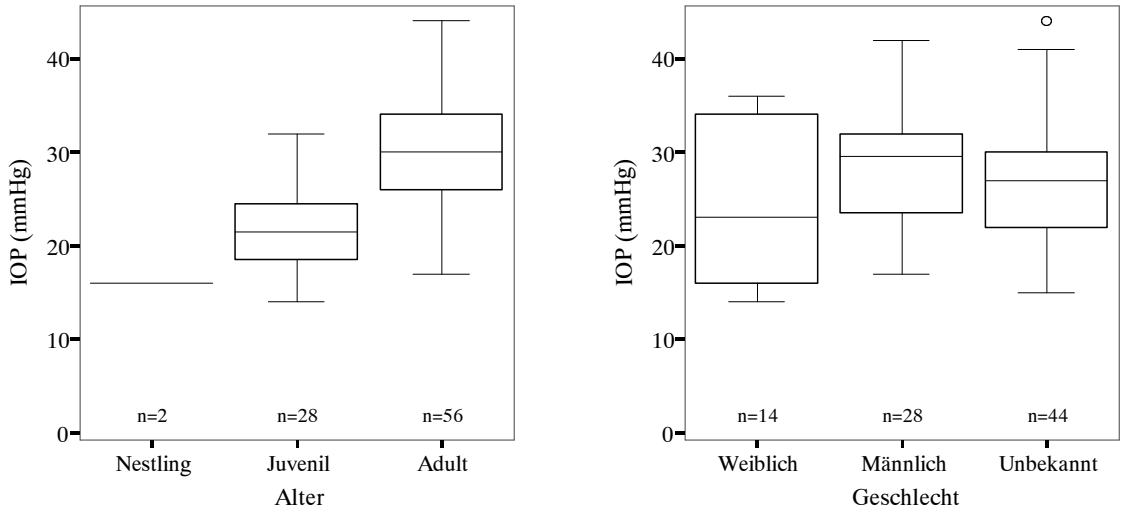
Abbildungen 9 a und b. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen und Geschlechtern beim Sperber im Boxplot (n=Anzahl Augen)

4.4.3.5 Mäusebussard

Das Alter hatte einen Einfluss auf den IOP beim Mäusebussard (Abbildung 10 a). Es konnten signifikante Unterschiede zwischen Juvenilen und Adulten (p<0,001) gezeigt werden; juvenile Vögel hatten einen niedrigeren IOP als Adulte. Die bei Nestlingen gemessenen IOP-Werte lagen unter den medianen Werten von juvenilen und adulten Vögeln.

Für juvenile Vögel wurde ein medianer IOP von 21,5 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 21,64 +/- 4,77 mmHg) und für adulte Vögel von 30 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 29,93 +/- 6,09 mmHg) berechnet.

Das Geschlecht hingegen hatte keinen signifikanten Einfluss auf den IOP (p=0,209) (Abbildung 10 b).

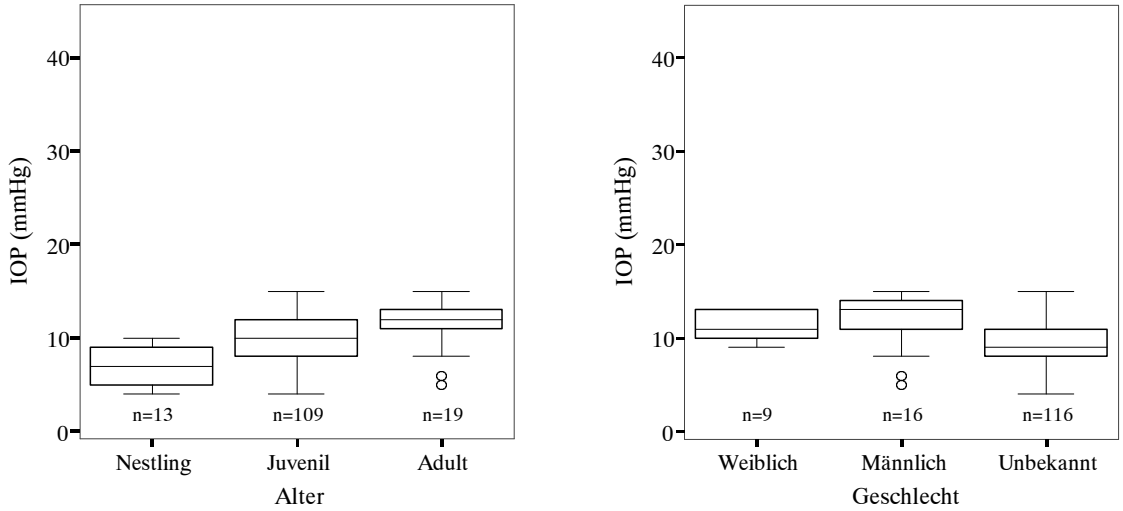


Abbildungen 10 a und b. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen und Geschlechtern beim Mäusebussard im Boxplot (n=Anzahl Augen)

4.4.3.6 Turmfalke

Auch beim Turmfalken war der IOP abhängig vom Alter (Abbildung 11 a). Nestlinge, juvenile und adulte Vögel zeigten jeweils signifikant unterschiedliche IOP-Werte (Nestling – Juvenil: p<0,001; Nestling – Adult: p<0,001; Juvenil – Adult: p=0,001), wobei der IOP mit zunehmendem Alter anstieg. Für Nestlinge konnte ein medianer IOP von 7 mmHg angegeben werden (arithmetisches Mittel +/- SD = 7,08 +/- 1,94 mmHg), für juvenile Vögel von 10 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 9,76 +/- 2,29 mmHg) und für adulte Vögel von 12 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 11,58 +/- 2,69 mmHg).

Das Geschlecht hatte keinen signifikanten Einfluss auf den IOP (p=0,197) (Abbildung 11 b).



Abbildungen 11 a und b. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen und Geschlechtern beim Turmfalken im Boxplot (n=Anzahl Augen)

4.4.3.7 Wanderfalke

Der untersuchte Nestling und der juvenile Wanderfalke zeigten IOP-Werte, die niedriger als der Median (=15 mmHg) des IOP bei adulten Tieren waren (Abbildung 12).

Eine Evaluation des Einflusses des Geschlechts war aufgrund der niedrigen Fallzahl nicht möglich.

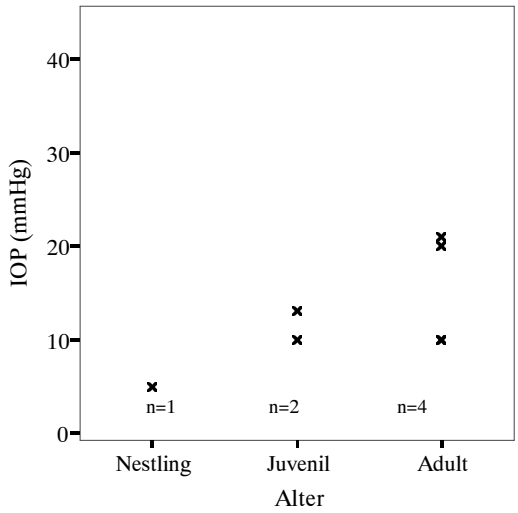


Abbildung 12. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen beim Wanderfalken im Streudiagramm (n=Anzahl Augen)

4.4.3.8 Waldkauz

Für juvenile und adulte Waldkäuze konnte kein signifikanter Unterschied des IOP belegt werden (p=0,263). In Abbildung 13 ist aber auch hier ein höherer medianer IOP bei älteren Tieren zu erkennen.

Der Einfluss des Geschlechts auf den IOP konnte nicht bestimmt werden, da bei dem Großteil der Tiere das Geschlecht nicht bekannt war.

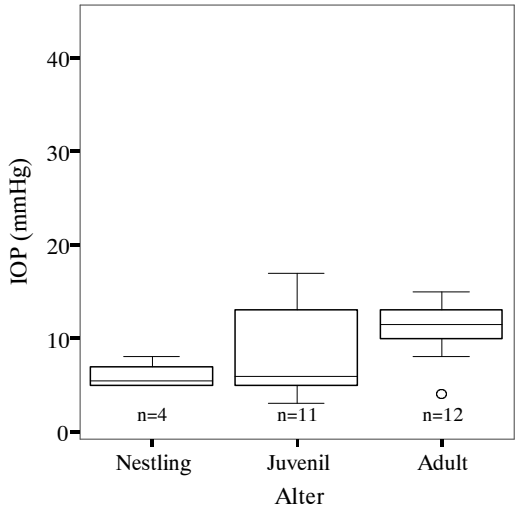


Abbildung 13. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen beim Waldkauz im Boxplot (n=Anzahl Augen)

4.4.3.9 Waldohreule

Abbildung 14 zeigt einen niedrigeren medianen IOP bei Nestlingen als bei Adulten. Auch bei der Waldohreule war das Geschlecht der Tiere nicht hinreichend bekannt.

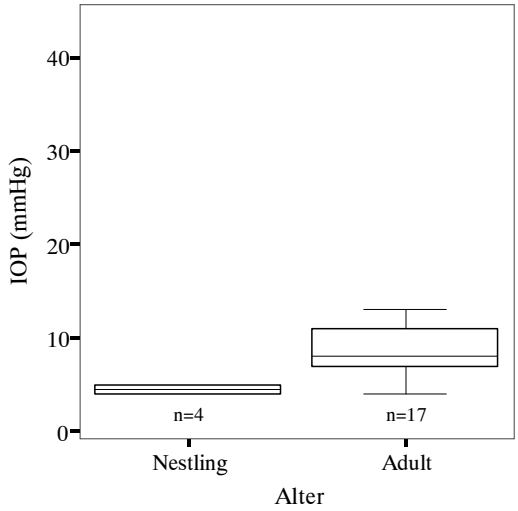


Abbildung 14. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen bei der Waldohreule im Boxplot (n=Anzahl Augen)

4.4.3.10 Schleiereule

Bei der Schleiereule erkennt man niedrigere IOP-Werte bei den Nestlingen im Vergleich zum medianen IOP (=12,5 mmHg) der adulten Vögel (Abbildung 15).

Das Geschlecht der Tiere war nicht bekannt.

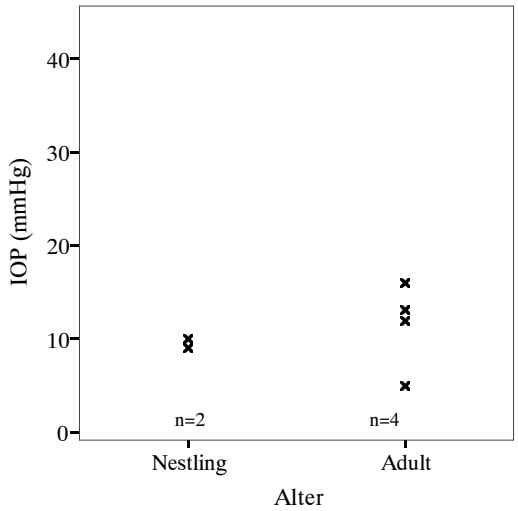


Abbildung 15. Vergleich des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen Altersgruppen bei der Schleiereule im Streudiagramm (n=Anzahl Augen)

4.4.4 Vergleich zwischen rechtem und linkem Auge

Es liegen jeweils keine signifikanten Unterschiede des IOP zwischen rechtem (OD) und linkem (OS) Auge bei den untersuchten Spezies vor (Seeadler: p=0,883; Rotmilan: p=0,750; Habicht: p=0,059; Sperber: p=0,197; Mäusebussard: p=0,136; Turmfalke: p=0,526; Wanderfalke: p=0,500; Waldkauz: p=0,891; Waldohreule: p=0,125; Schleiereule: p=1,000).

Die Differenz zwischen rechtem und linkem Auge eines Tieres liegt zusammengefasst bei einem Median von 1 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 1,42 +/- 1,21 mmHg). Das 1. und 3. Quartil betragen 1 beziehungsweise 2 mmHg.

Tabelle 11 stellt die Maßzahlen für die Unterschiede zwischen rechtem und linkem Auge bei den einzelnen Spezies dar.

Tabelle 11. Mittlere und maximale Differenzen des Augeninnendrucks (mmHg) zwischen rechtem und linkem Auge, sowie das zugehörige 1. und 3. Quartil bei den untersuchten Spezies

Spezies	**Median**	**Max.**	**1. Quartil**	**3. Quartil**	**n (Augenpaare)**
Seeadler	2,0	7	0,50	3,00	13
Rotmilan	1,0	2	0,25	1,75	4
Habicht	2,0	3	1,00	2,00	24
Sperber	1,0	6	1,00	2,00	20
Mäusebussard	1,0	4	1,00	2,25	38
Turmfalke	1,0	4	0,00	2,00	69
Wanderfalke	1,0	3	0,00	3,00	3
Waldkauz	1,5	4	0,00	2,00	12
Waldohreule	1,0	1	1,00	1,00	8
Schleiereule	1,0	1	1,00	1,00	2
Gesamt					193

4.4.5 Vergleich des Augeninnendrucks in aufrechter Position und in Rückenlage

Für die Evaluation eines möglichen Einflusses der Körperposition auf den IOP wurden insgesamt 333 ophthalmologisch gesunde Augen untersucht (Tabelle 13).

Tabelle 13. Anzahl der in zwei Positionen tonometrierten Augen bei den untersuchten Spezies

Familie	**Spezies**	**n (Augen)**
Habichtartige (Accipitridae)	Seeadler (*Haliaeetus albicilla*)	20
	Rotmilan (M*ilvus milvus*)	6
	Habicht (*Accipiter gentilis*)	36
	Sperber (*Accipiter nisus*)	30
	Mäusebussard (*Buteo buteo*)	69
Falkenartige (Falconidae)	Turmfalke (*Falco tinnunculus*)	131
	Wanderfalke (*Falco peregrinus*)	4
Eigentliche Eulen (Strigidae)	Waldkauz (*Strix aluco*)	20
	Waldohreule (*Asio otus*)	14
Schleiereulen (Tytonidae)	Schleiereule (*Tyto alba*)	3
Gesamt		333

Bei Mäusebussard und Waldkauz ergaben sich signifikante Unterschiede in den beiden Körperpositionen (p=0,040 und p=0,011). Bei allen anderen Spezies konnte kein signifikanter Einfluss festgestellt werden (Seeadler: p=0,248; Rotmilan: p=0,563; Habicht: p=0,923; Sperber: p=0,599; Turmfalke: p=0,849; Wanderfalke: p=1,000; Waldohreule: p=0,422; Schleiereule: p=1,000).

Beim Mäusebussard wurde in 33 Fällen ein höherer IOP in aufrechter Position, in 27 Fällen ein höherer IOP in Rückenlage gemessen. In neun Fällen entsprachen sich die beiden Messwerte. Vor allem in höheren IOP-Bereichen ab 25 mmHg wurden in aufrechter Körperposition höhere Werte gemessen als in Rückenlage. Der mediane IOP betrug 27 bzw. 26 mmHg in aufrechter Position bzw. Rückenlage (arithmetisches Mittel +/- SD = 26,67 +/- 7,42 bzw. 25,99 +/- 6,46 mmHg). Die maximale Differenz betrug 7 mmHg.

Beim Waldkauz war der IOP in zwei Fällen in aufrechter Position höher als in Rückenlage, in 13 Fällen in Rückenlage höher und in fünf Fällen in beiden Positionen gleich.

Der mediane IOP betrug 9,5 bzw. 11,5 mmHg in aufrechter Position bzw. Rückenlage (arithmetisches Mittel +/- SD = 9,55 +/- 4,12 bzw. 11,10 +/- 4,44 mmHg). Die maximale Differenz betrug 7 mmHg.

4.4.6 Ermittlung der physiologischen Schwankung des Augeninnendrucks

Tabelle 12 stellt die Wiederhol-Standardabweichungen der Fünffachmessungen bei den einzelnen Vögeln dar. Der IOP wurde bei diesen Tieren insgesamt fünfmal an verschiedenen Tagen in aufrechter Position gemessen. Die Wiederhol-Standardabweichung gibt den Wert an, um den die Messungen plus/minus streuen. Sie liegt bei den untersuchten Tieren zwischen 0,89 und 3,35 mmHg.

Fasst man jeweils die Spezies zusammen, erhält man eine Wiederhol-Standardabweichung von 1,90 für Habichte, von 1,91 für Mäusebussarde und von 1,24 mmHg für Turmfalken.

Tabelle 12. Standardabweichungen (mmHg) der jeweils fünf wiederholten Einzelmessungen pro Tier

Tier Nr.	**Spezies**	**Wiederhol-Standardabweichung (mmHg)**
1	Habicht	2,77
2	Habicht	1,50
3	Habicht	1,76
4	Habicht	1,22
5	Mäusebussard	3,35
6	Mäusebussard	1,53
7	Mäusebussard	1,87
8	Mäusebussard	1,07
9	Mäusebussard	1,55
10	Mäusebussard	1,12
11	Turmfalke	1,58
12	Turmfalke	0,89
13	Turmfalke	1,20
14	Turmfalke	1,34
15	Turmfalke	1,07

4.4.7 Augeninnendruck von Tieren mit ophthalmologischen Befunden nach akutem Trauma

An 19,1% der Augen konnten Veränderungen festgestellt werden. Davon waren 8,9% alte Veränderungen, wie zum Beispiel Pigmentablagerungen von früheren Blutungen, die vermutlich von Traumata herrührten. Weitere 58,4% der veränderten Augen zeigten zum Großteil entzündliche Veränderungen wie chorioretinitische Narben oder andere Veränderungen, die aufgrund der Krankengeschichte nicht eindeutig ätiologisch zugeordnet werden konnten.

Bei 32,7% der ophthalmologischen Befunde handelte es sich um frische Veränderungen, wie zum Beispiel Blutungen in die vordere Augenkammer oder am Pekten, die auf ein akutes Trauma zurückgeführt werden konnten.

Von den untersuchten Vögeln waren insgesamt 26 Tiere betroffen: acht Tiere zeigten beidseitige frische Veränderungen, neun Tiere Veränderungen des linken Auges und acht Tiere des rechten Auges.

Bei einem Seeadler (Abbildung 16) wurden an einem Auge akute traumatische Veränderungen gefunden. Dies waren Kornealäsionen, Blutungen in den Glaskörperraum, Netzhautablösung und Entzündungsanzeichen wie Flare in der vorderen Augenkammer. Es wurde ein IOP von 10 mmHg gemessen, bei dem zweiten Auge desselben Tieres ohne ophthalmologische Befunde lag er bei 18 mmHg.

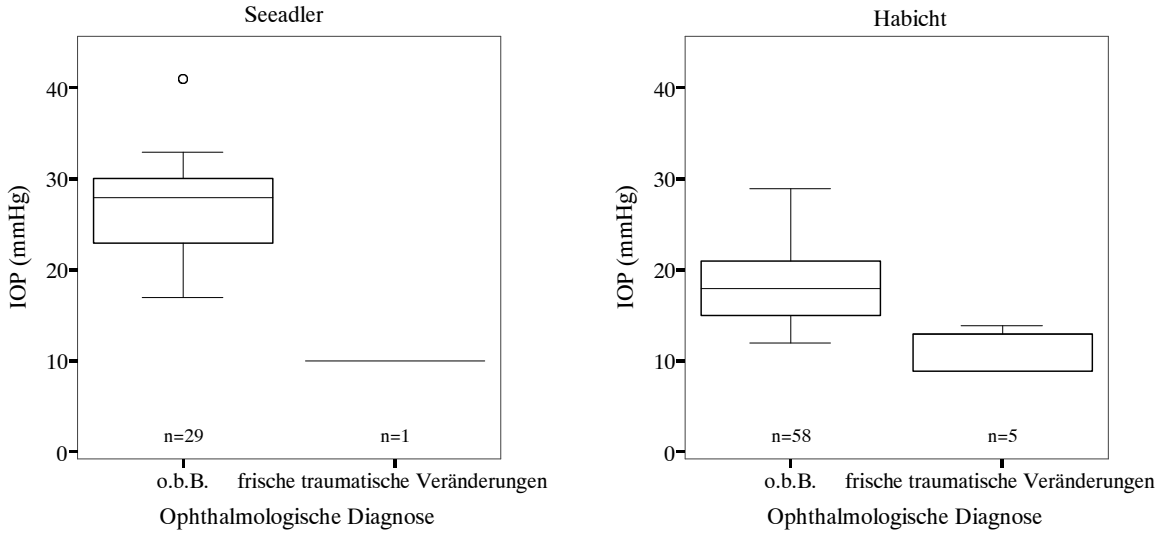
Fünf Augen von Habichten (Abbildung 17) zeigten frische Veränderungen; diese umfassten Blutungen und Flare in der vorderen Augenkammer, Linsenluxation und Blutungen in den Glaskörperraum. Der Median der gemessenen IOP-Werte betrug 13 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 11,6 +/- 2,41 mmHg).

Bei den Mäusebussarden (Abbildung 19) zeigten 12 Augen Veränderungen; hier wurde ein medianer IOP von 23,5 mmHg (arithmetisches Mittel +/- SD = 23,5 +/- 7,95 mmHg) gemessen. Dazu zählten Kornealäsionen, endotheliale Präzipitate, Blutungen und Flare in der vorderen Augenkammer, Blutungen am Pekten und in den Glaskörperraum, Glaskörpervorfall und Netzhautablösung. Bei Sperber und Turmfalke (Abbildungen 18 und 20) waren es jeweils zwei Augen mit einem medianen IOP von 14 und 8,5 mmHg. Hier wurden endotheliale Präzipitate und Blutungen in den Glaskörperraum beobachtet.

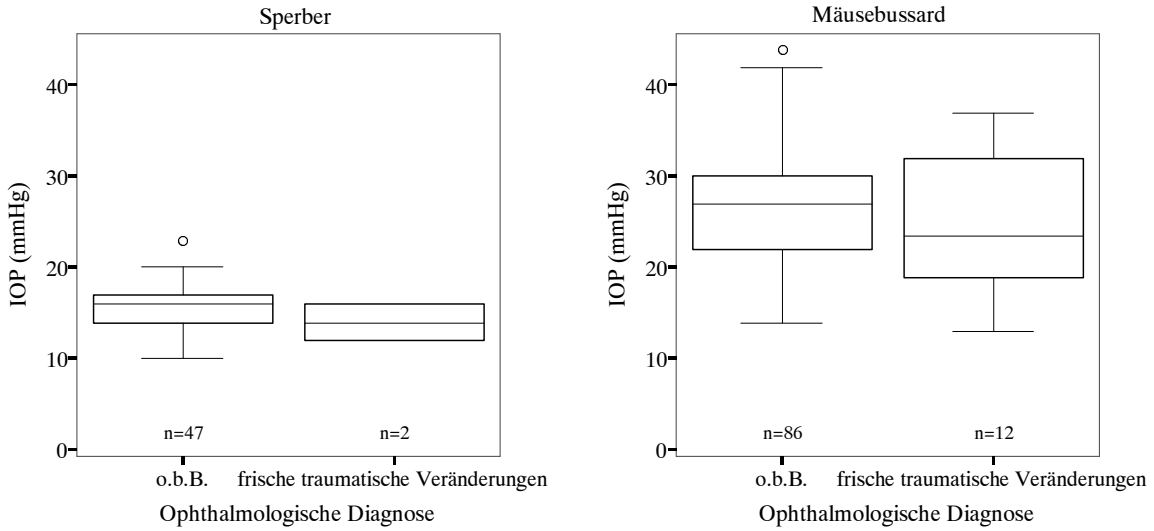
Beim Waldkauz wurden an fünf Augen Veränderungen mit Kornealäsionen, Blutungen in die vordere Augenkammer und in den Glaskörperraum, sowie Glaskörpervorfall festgestellt (IOP: Median = 5 mmHg, arithmetisches Mittel +/- SD = 6,6 +/- 5,13 mmHg). Kornealäsionen, Blutungen in die vordere Augenkammer und Synechien wurden bei der Waldohreule an vier

Augen festgestellt (IOP: Median = 8,5 mmHg, arithmetisches Mittel +/- SD = 9,5 +/- 2,38 mmHg) und bei der Schleiereule Verletzungen der Iris und Blutungen in den Glaskörperraum an zwei Augen mit einem medianen IOP von 1,5 mmHg (Abbildungen 21-23).

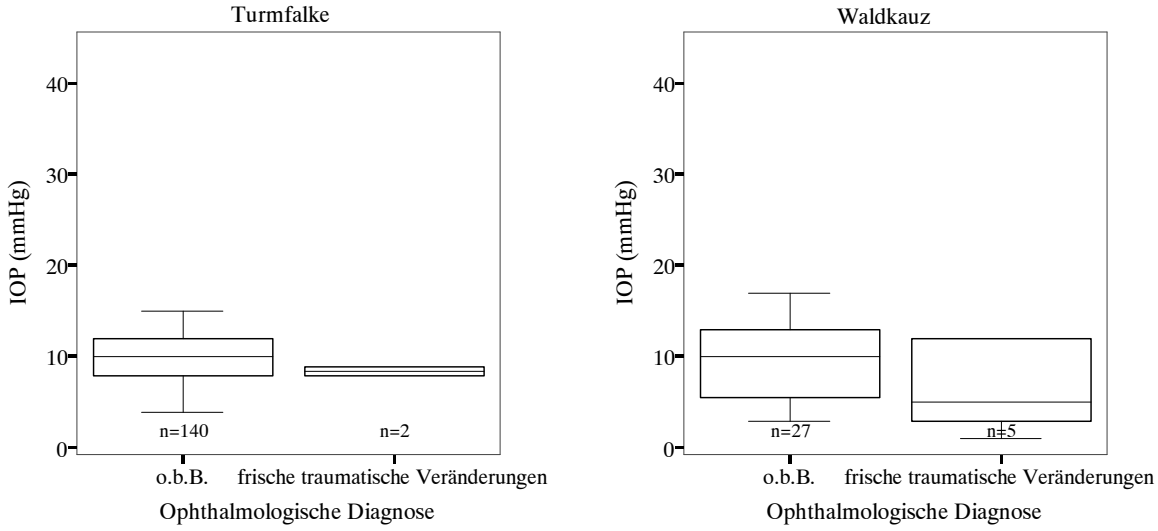
Verglich man bei den Tieren mit unilateralen Veränderungen jeweils den Druckwert des kranken Auges mit dem des gesunden Auges, so ergab sich hier ein signifikanter Unterschied (p=0,004). Bei 11 von 15 Tieren war der IOP des kranken Auges niedriger, bei zwei Tieren verhielt es sich umgekehrt und bei zwei Tieren war der gemessene IOP in beiden Augen gleich. Der Vergleich war bei zwei Tieren nicht möglich, da auch das zweite Auge Veränderungen zeigte, die allerdings nicht Folge des akuten Traumas waren.



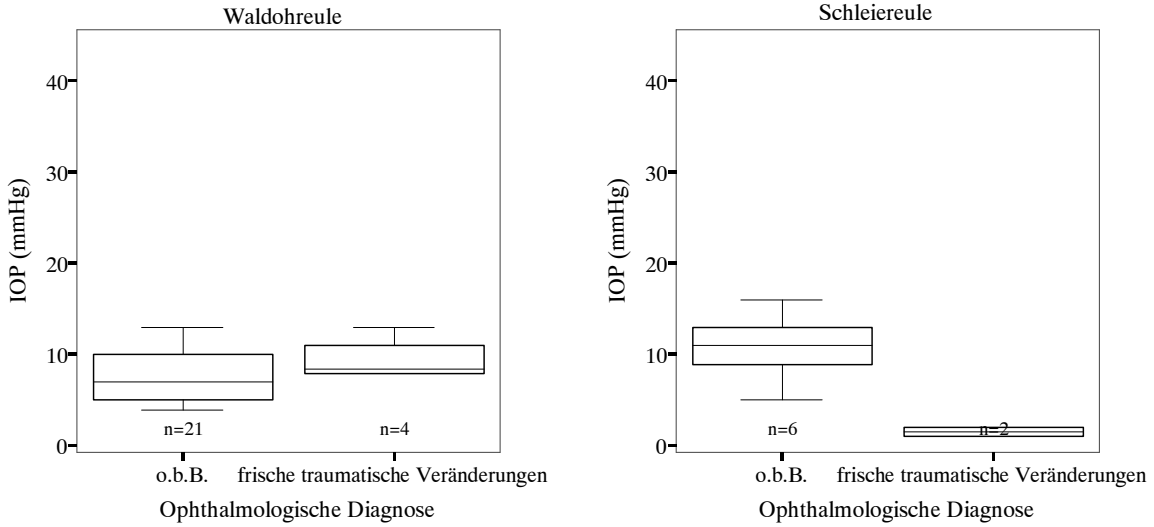
Abbildungen 16 und 17. Augeninnendruck von Augen ohne Befunde im Vergleich zum Augeninnendruck von Augen mit frischen traumatischen Veränderungen bei Seeadler und Habicht (mmHg) im Boxplot (n=Anzahl Augen)



Abbildungen 18 und 19. Augeninnendruck von Augen ohne Befunde im Vergleich zum Augeninnendruck von Augen mit frischen traumatischen Veränderungen bei Sperber und Mäusebussard (mmHg) im Boxplot (n=Anzahl Augen)



Abbildungen 20 und 21. Augeninnendruck von Augen ohne Befunde im Vergleich zum Augeninnendruck von Augen mit frischen traumatischen Veränderungen bei Turmfalke und Waldkauz (mmHg) im Boxplot (n=Anzahl Augen)



Abbildungen 22 und 23. Augeninnendruck von Augen ohne Befunde im Vergleich zum Augeninnendruck von Augen mit frischen traumatischen Veränderungen bei Waldohreule und Schleiereule (mmHg) im Boxplot (n=Anzahl Augen)

5 Diskussion

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurde anhand von Messungen intra vitam sowie anhand von Messungen an enukleierten Augen das Rebound-Tonometer TonoVet® für den Einsatz bei Greifvögeln und Eulen evaluiert.

Die Tonometrie stellt einen wichtigen Teil der ophthalmologischen Untersuchung dar, welche insbesondere bei Wildvögeln, die für ein Überleben in der Natur auf ihren Visus angewiesen sind, von entscheidender Bedeutung ist. Bislang konnte der IOP bei Vögeln nur mit dem Applanationstonometer TONO-PEN® bestimmt werden (Braun 1995). Das Rebound-Tonometer TonoVet® zeichnete sich in anderen Untersuchungen durch schnelle, unkomplizierte Messungen aus, die keine Lokalanästhesie der Kornea erforderten und von Tieren wie Pferd, Hund, Maus und Haushuhn gut toleriert wurden (Görig et al. 2006; Güse 2008; Johnson et al. 2008; Prashar et al. 2007). Daher und insbesondere auch aufgrund der geringen Berührungsfläche mit der Kornea, erschien das TonoVet® eine geeignete Alternative für die IOP-Bestimmung bei Greifvögeln und Eulen zu sein.

Das TonoVet® besitzt interne Kalibrationen für Messungen am Hunde-, Katzen- und Pferdeauge. Da ein Tonometer immer nur eine Sekundärgröße misst, über welche der IOP berechnet wird, und die Korrelation zwischen Sekundärgröße und IOP in der Regel nicht bekannt ist (Schwenteck 2008), ist eine Kalibration des Gerätes für den jeweiligen Anwendungsbereich notwendig.

In der vorliegenden Arbeit wurden Referenzbereiche des IOP bei in Deutschland heimischen Greifvogel- und Eulenspezies mit dem TonoVet® bestimmt, wobei der Einfluss bestimmter Faktoren wie Alter, Geschlecht und Körperposition bewertet wurde. Außerdem wurden die physiologischen Fluktuationen des IOP anhand von Mehrfachmessungen an mehreren Tagen ermittelt. Zusätzlich wurde das Verhalten des IOP bei akuten, traumatischen Veränderungen des Auges dargestellt. Mittels einer manometrischen Kalibration an enukleierten Augen konnten die TonoVet®-Messwerte mit dem tatsächlichen IOP verglichen werden und Regressionsformeln für die Bestimmung korrigierter IOP-Werte berechnet werden. Schließlich wurde durch Dreifachmessungen des IOP die Reproduzierbarkeit der TonoVet®-Messwerte ermittelt.

5.1 Klinische und ophthalmologische Befunde

Ein großer Teil der im Rahmen dieser Studie untersuchten Greifvögel und Eulen wurde aufgrund von Traumata gefunden und in die Klinik gebracht. Einen weiteren Anteil stellten

verwaiste Jungvögel dar. Außerdem zählten verschiedene Infektionskrankheiten, Vergiftungen, Kachexie, Apathie und andere Krankheitsgeschehen zu den Ursachen für eine stationäre Aufnahme der Tiere.

In retrospektiven Studien wurde eine ähnliche Verteilung gezeigt: In allen Fällen standen Traumata verschiedener Ursache an erster Stelle. In mehr als der Hälfte dieser Fälle konnte das Trauma einer Interaktion mit dem Menschen zugeschrieben werden. Eine erfolgreiche Rehabilitation und Wiederauswilderung war je nach Studie in 21-56,9% der Fälle möglich (Csermely 2000; Deem et al. 1998; Fix und Barrows 1990; Komnenou et al. 2005; Wendell et al. 2002).

An insgesamt 19,1% der von uns untersuchten Augen wurden Veränderungen diagnostiziert, wovon wiederum 32,7% mit hoher Wahrscheinlichkeit auf ein akutes Traumas zurückgeführt werden konnten. Weitere 8,9% waren alte traumatische Veränderungen wie beispielsweise kleine Blutungsreste. Chorioretinitische Narben, wie sie in der Literatur in Zusammenhang mit Toxoplasmose beschrieben werden (Korbel 2000), wurden bei 24,8% beobachtet. Bei den restlichen 33,7% handelte es sich um Veränderungen wie zum Beispiel konjunktivale Ödeme oder Flare in der vorderen Augenkammer, welche nicht auf ein Trauma zurückgeführt werden konnten.

Bei der ophthalmologischen Untersuchung von Ost-Kreischeulen wurden bei 52% der Augen Befunde festgestellt (Harris et al. 2008). In anderen Studien war das Vorkommen von okulären Veränderungen mit 14 bis 26% der Vögel dagegen deutlich geringer und mit der von uns festgestellten Prävalenz von 27,2% der untersuchten Tiere vergleichbar (Bayón et al. 2005; Korbel 2000). Die in erstgenannter Studie untersuchten Tiere wurden in Gefangenschaft gehalten (Harris et al. 2008). Die höhere Prävalenz von okulären Veränderungen könnte hier zum Teil eine Folge von Verletzungen in der Voliere sein. Der Sehsinn ist für wildlebende Greifvögel und Eulen überlebenswichtig, da ein Vogel mit eingeschränkter Sehfähigkeit womöglich im Freien nicht in der Lage ist, Beute zu greifen. Daher wird man in einer Klinik oder Auffangstation eher selten Vögel mit massiven chronischen, den Visus beeinträchtigenden Veränderungen sehen. Wahrscheinlicher ist hier die Diagnose von akuten Befunden oder solchen, die die Sehfähigkeit nicht beeinträchtigen, wie zum Beispiel Läsionen der Lider oder Konjunktiven oder auch Pigmentablagerungen von früheren, kleinen Blutungen.

Da die beim Säuger üblichen lokalen Mydriatika wie zum Beispiel Atropin beim Vogel nicht wirksam sind (Loerzel et al. 2002), wurde in der vorliegenden Studie auf eine Weitstellung der Pupille verzichtet. Die Augen der Tiere waren in der Regel auch ohne Einsatz eines

Mydriatikums gut einsehbar. Wie schon von Murphy (1987) beschrieben, konnte meist nach einer anfänglichen Miosis als Reaktion auf den einfallenden Lichtstrahl anschließend eine Weitstellung der Pupille beobachtet werden. Die topisch anwendbaren Mydriatika wie zum Beispiel Vecuronium sind unsicher und bergen die Gefahr von systemischen Nebenwirkungen (Mikaelian et al. 1994; Ramer et al. 1996). Alternativ kann eine Mydriasis durch intrakamerale Injektion von zum Beispiel Tubocurare oder eine Allgemeinanästhesie mit Ketamin oder Isofluran erreicht werden (Bayón et al. 2007; Korbel 2000). Ersteres wurde von uns aufgrund der Verletzungs- und Infektionsgefahr nicht durchgeführt. Bei einer Allgemeinanästhesie muss zwischen mehreren Faktoren abgewogen werden. Einerseits reduziert die Anästhesie den Stress während der Untersuchung, andererseits kann eine Narkose durch mögliche Nebenwirkungen, die Vorbereitungszeit und Aufwachphase ebenso bereits Stress für das Tier verursachen. Daher erschien uns angesichts der relativ kurzen Untersuchungsdauer eine Allgemeinanästhesie der untersuchten Vögel nicht angemessen. Außerdem sinkt in der Narkose der IOP (Korbel 2000), was hier die Messwerte verfälscht hätte.

Angesichts der relativen Häufigkeit von okulären Veränderungen, vor allem bei Tieren mit akutem Trauma, sollte eine ophthalmologische Untersuchung immer Bestandteil der klinischen Evaluation sein. So können mögliche Veränderungen früh erkannt werden und bei der Entscheidung helfen, ob ein Therapie- und Rehabilitationsversuch sinnvoll ist.

5.2 Kalibration des TonoVet®

Die tonometrischen Druckwerte der Messreihen an enukleierten Augen wurden zunächst im Scatterplot und im Bland-Altmann Diagramm graphisch miteinander verglichen. So konnte für Seeadler, Habicht und Mäusebussard gezeigt werden, dass das Tonometer die manometrischen Druckwerte mit ansteigendem Druck zunehmend überschätzt. Umgekehrte Verhältnisse lagen bei Turmfalke, Waldkauz, Waldohreule und Schleiereule vor. Beim Sperber zeigten Tonometer und Manometer über einen weiten Druckbereich eine relativ gute Übereinstimmung. Für alle Spezies konnte ein linearer Zusammenhang der beiden Messmethoden nachgewiesen werden.

Braun (1995) verglich das Tonometer TONO-PEN® mit einer manometrischen Methode und erhielt für alle untersuchten Vogelspezies ein ähnliches Verhalten der Messergebnisse. Der TONO-PEN® gab im Messbereich unter 10 mmHg zu hohe, darüber mit steigender Tendenz zu niedrige Messwerte an. Bei den Greifvögeln und Eulen wurden im Bereich von 10 – 25

mmHg Korrelationskoeffizienten größer 0,99 berechnet. Allerdings wurden in der Studie von Braun (1995) die erhaltenen Messwerte für jede Spezies gemittelt und die Mittelwerte gegen die manometrischen Messwerte aufgetragen. Daher ist ein direkter Vergleich der Korrelationskoeffizienten nicht möglich. Die zunehmenden Abweichungen zwischen TONO-PEN® und Manometer wurden zum Teil damit erklärt, dass der TONO-PEN® für den Einsatz beim Menschen konzipiert ist und beim Vogel andere Verhältnisse bezüglich Krümmungsgrad, Rigidität und Dicke der Kornea vorliegen.

Der Vergleich von Manometer und TonoVet® bei der Taube zeigte ebenfalls eine zunehmende Abweichung der Messwerte im höheren IOP-Bereich (Görig et al. 2005). Beim Huhn wurde eine lineare Abhängigkeit von manometrischen und TonoVet®-Werten gefunden, aber die einzelnen Kalibrationskurven zeigten signifikante Unterschiede, was auf strukturelle Unterschiede der untersuchten Augen zurückgeführt wurde (Prashar et al. 2007).

Kalibrationsversuche mit Mäusen und Ratten ergaben, dass das TonoLab® annähernd die gleichen Werte anzeigte wie die manometrische Methode und bei diesen Tieren keine Korrektur der tonometrischen Ergebnisse notwendig war (Goldblum et al. 2002; Morris et al. 2006; Pease et al. 2006; Wang et al. 2005).

Beim Kaninchen überschätzte das TonoVet®, wie auch TONO-PEN® und Mackay-Marg Tonometer, den tatsächlichen IOP im niedrigen bis normalen Druckbereich. Mit ansteigendem Druck zeigten alle Tonometer zunehmend zu niedrige Werte an (Görig et al. 2005).

Im Gegensatz dazu erreichte der Vergleich von Manometer und TonoVet® beim Hund fast die ideale Linie, während die Applanationstonometer und das pneumatische Tonometer mit zunehmendem Druck eine Tendenz zu niedrigeren Werten zeigten (Görig et al. 2006; Knollinger et al. 2005).

Beim Pferd verhielt es sich ähnlich: Erst ab einem Druckbereich von über 60 mmHg wurden zunehmend zu niedrige Werte mit dem TonoVet® gemessen (Güse 2008; Knollinger et al. 2005).

Das TonoVet® besitzt je nach Fabrikat eine interne Kalibration für Hunde und Pferde, sowie eine weitere Einstellungsmöglichkeit für andere, undefinierte Spezies. Das TonoLab® ist für die Tonometrie am Mäuse- und Rattenauge konzipiert. Bei Hund und Pferd beziehungsweise Maus und Ratte konnten mit dem TonoVet® beziehungsweise TonoLab® annähernd die manometrisch eingestellten Werte erreicht werden. Dies mag daran liegen, dass TonoVet® und TonoLab® bereits für diese Spezies vorkalibriert sind. Im Vergleich dazu wurden bei Kaninchen, Taube und Huhn Abweichungen zwischen Manometer und Tonometer

beschrieben, welche sicherlich auf die speziesabhängig unterschiedlichen Eigenschaften der Bulbushüllen, insbesondere der Kornea, zurückzuführen sind.

So konnte mehrfach gezeigt werden, dass die Messergebnisse des Rebound-Tonometers von der Dicke der Kornea (Corneal Thickness, CT) abhängen: Je höher die CT, desto höher der vom Tonometer angegebene Druckwert (Jorge et al. 2008; Martinez-de-la-Casa et al. 2009; Martinez-de-la-Casa et al. 2006). Dieser Zusammenhang wurde auch für den Vogel bestätigt (Bayón et al. 2006; Prashar et al. 2007). Für Turmfalken und Eulen wurden sehr niedrige CT-Werte angegeben, bei den untersuchten Adlerspezies wurden hingegen höhere Werte gefunden (Bayón et al. 2006).

Diese Maße decken sich mit dem von uns beobachteten Verhalten bei der Kalibration: Bei Falken und Eulen unterschätzte das TonoVet® die tatsächlichen IOP-Werte, während bei den meisten Habichtartigen der Druck zu hoch eingeschätzt wurde. Je höher der Druck war, desto größer war die Abweichung der tonometrischen von den manometrischen Werten. Dies konnte zunächst im Streudiagramm und im Bland-Altman-Verfahren graphisch dargestellt werden und war besonders bei den Habichtartigen auffällig. Daher wurden bei diesen Spezies die Bereiche von 5-30mmHg und 35-60 mmHg getrennt betrachtet. Im Bereich von 5-30 mmHg konnte für alle vier Spezies ein linearer Zusammenhang gezeigt werden, während die Korrelation im höheren Druckbereich deutlich schwächer war. Außerdem wurde im Bereich über 30 mmHg bei allen vier Spezies ein deutlich höherer Standardfehler berechnet, das heißt dass hier eine vermehrte Streuung der Werte um die Gerade vorlag. Bei Habicht und Mäusebussard lag der Standardfehler bei 10,84 beziehungsweise 10,10 mmHg, so dass hier eine Vorhersage des tatsächlichen IOP kaum mehr möglich erschien. Mit zunehmendem Druck verändern sich die strukturellen und biomechanischen Eigenschaften der Hornhaut (Sun et al. 2009). Makroskopisch sichtbar wurden strukturelle Änderungen der Kornea in hohen Druckbereichen vor allem in Form eines kornealen Ödems. Eine Änderung der biomechanischen Eigenschaften kann das Messergebnis beeinflussen (Chui et al. 2008; Jorge et al. 2008). Zudem kann auch in diesem Zusammenhang die CT eine Rolle spielen, da Bayón (2006) ebenfalls bei den größeren untersuchten Spezies mit dickerer Hornhaut einen größeren Schwankungsbereich des IOP gemessen mit dem TonoVet® feststellte.

Um korrigierte IOP-Werte für die einzelnen Spezies berechnen zu können, wurde eine Regressionsanalyse durchgeführt. Anhand der aufgeführten Formeln ist ein Rückschluss von einem tonometrischen auf den tatsächlichen, entsprechend dem manometrischen Druckwert möglich. Dieser ist natürlich wiederum in Abhängigkeit von Korrelationskoeffizient und Standardfehler fehlerbehaftet. Das korrigierte Bestimmtheitsmaß liegt bei dem Großteil der

Spezies über 94%. Nur bei Mäusebussard und Habicht liegt der Wert mit 82,6% und 82,7% darunter. Der Standardfehler liegt, mit Ausnahme von Seeadler (3,56 mmHg), Habicht (5,88 mmHg) und Mäusebussard (6,35 mmHg), unter 3 mmHg. Hier erkennt man, wie bereits von Prashar (2007) auch beim Haushuhn beschrieben, Unterschiede zwischen den einzelnen Messreihen. Da nur Augen verwendet wurden, die sich zuvor als ophthalmologisch gesund erwiesen hatten, könnte dies wiederum auf individuelle strukturelle Unterschiede zurückgeführt werden (Prashar et al. 2007).

5.3 Reproduzierbarkeit der Messergebnisse

Bei der Evaluation der Reproduzierbarkeit der Messergebnisse wurden drei konsekutive Messungen pro Messstufe durchgeführt. Die Wiederhol-Standardabweichung der Dreifachmessungen demonstrierte eine deutlich abnehmende Reproduzierbarkeit im klinisch relevanten Druckbereich von 5 bis 60 mmHg von +/- 0,58 mmHg zu +/- 1,71 mmHg. Darüber wurden wieder geringere Standardabweichungen berechnet, was aber auf die Tatsache zurückgeführt werden kann, dass das TonoVet® nur Werte bis 98 mmHg anzeigte und bei vielen Spezies, insbesondere den Habichtartigen, ab diesem Druckbereich nur noch der Wert 98 mmHg gemessen wurde.

Diese Beobachtungen bestätigen eine Studie am Hundeauge (Görig et al. 2006): Auch hier nahm die Reproduzierbarkeit der TonoVet®-Ergebnisse mit steigendem IOP ab. Gleiches galt für TONO-PEN® und Pneumatonometer, während das Mackay-Marg Tonometer eine gleichbleibend gute Reproduzierbarkeit zeigte.

Die geringere Reproduzierbarkeit im hohen IOP-Bereich wurde auf strukturelle Änderungen bei hohem IOP, wie zum Beispiel ein korneales Ödem, zurückgeführt (Görig et al. 2006). Auch könnte in diesem Zusammenhang wiederum eine Änderung der biomechanischen Eigenschaften der Kornea eine Rolle spielen (Sun et al. 2009).

5.4 Augeninnendruck von Greifvögeln und Eulen

Die Messung des IOP war bei allen Spezies komplikationslos möglich. Eine Messung, entsprechend sechs Einzelmessungen, erfolgte schnell (<1 Sekunde/Einzelmessung) und wurde von den Tieren gut toleriert. Eine lokale Anästhesie der Kornea war nicht erforderlich.

Im Gegensatz dazu ist bei der Benutzung des TONO-PEN® eine lokale Anästhesie erforderlich, da dieses Gerät auf die Korneaoberfläche mit einem Durchmesser von 3,22mm aufgesetzt wird und der Kontakt mit der Kornea länger ist im Vergleich zum TonoVet®.

Mit dem TONO-PEN® mussten besonders bei Augen mit einem kornealen Durchmesser unter 9 mm wiederholte Messungen durchgeführt werden, um ein valides Ergebnis zu erhalten (Braun 1995). Dies bedeutet einerseits mehr Stress für das Tier, andererseits ist eine Verfälschung der Messergebnisse möglich. In der Applanationstonometrie tritt bei wiederholten Messungen der sogenannte Tonographieeffekt auf, welcher eine Senkung des IOP durch die Verdrängung von Kammerwasser beschreibt (Rumberger 2008). Am Hühnerauge konnten zudem teilweise gar keine validen Ergebnisse mittels TONO-PEN® erzielt werden, während die Messung mit dem TonoVet® stets problemlos möglich war (Prashar et al. 2007).

Der IOP zeigte signifikante Unterschiede zwischen den in der vorliegenden Studie untersuchten Familien. Vor allem bei den Accipitridae wurden höhere IOP-Werte ermittelt als bei den Falconidae, Strigidae und Tytonidae. Der mediane IOP lag bei den Accipitridae zwischen 16 und 28 mmHg, während er sich bei den restlichen Familien zwischen 7 und 11 mmHg bewegte. Diese Unterschiede werden auch von anderen Autoren beschrieben (Bayón et al. 2006; Braun 1995; Stiles et al. 1994).

Bayón (2006) konnte eine Abhängigkeit des IOP von der Hornhautdicke belegen: Beim Turmfalken und zwei Spezies aus der Familie der Strigidae wurde eine geringe Hornhautdicke gemessen; der IOP (arithmetisches Mittel) beim Turmfalken gemessen mit dem TonoVet® lag hier bei 10,00 mmHg, bei Steinkauz und Uhu bei 9,31 beziehungsweise 11,96 mmHg. Bei den untersuchten Adlerspezies (Zwerg-, Schlangen- und Habichtsadler) lag der IOP (arithmetisches Mittel) zwischen 28,17 und 40,26 mmHg; die Hornhaut war hier deutlich dicker (Bayón et al. 2006).

Die von uns gemessenen Werte verhalten sich ähnlich: Für den Turmfalken konnten vergleichbare Werte ermittelt werden (Median 10 mmHg, arithmetisches Mittel: 9,76 mmHg) und auch bei den Eulenspezies wurden Werte <12 mmHg gemessen. Beim Seeadler wurden dagegen ebenfalls relativ hohe IOP-Werte beobachtet (Median 28 mmHg, arithmetisches Mittel: 26,90 mmHg). Auch innerhalb der Familie der Accipitridae konnten signifikante Unterschiede zwischen den einzelnen Spezies gefunden werden. Daher ist es auf jeden Fall erforderlich, jede Spezies getrennt zu betrachten und für jede Spezies eigene Referenzbereiche aufzustellen.

Außerdem kann nicht von den in der Literatur vorhandenen TONO-PEN®-Messwerten auf die mit dem TonoVet® gemessenen Werte geschlossen werden. Beim direkten Vergleich der beiden Methoden bei der Ost-Kreischeule und dem Uhu ergaben beide Tonometer signifikant unterschiedliche Messwerte (Harris et al. 2008; Jeong et al. 2007). Die eigenen Ergebnisse der

Messungen mit dem TonoVet® unterscheiden sich ebenfalls deutlich von den Literaturangaben zu Referenzwerten für den TONO-PEN® (Braun 1995).

Es konnten keine geschlechtsspezifischen Unterschiede des IOP festgestellt werden, was die Ergebnisse anderer Studien bestätigt (Braun 1995; Harris et al. 2008). Hingegen konnten bei den von uns untersuchten Habichten, Mäusebussarden und Turmfalken signifikante Unterschiede zwischen den verschiedenen Altersgruppen gezeigt werden. Ältere Vögel hatten hier höhere IOP-Werte als die jüngeren Vögel. Auch bei Seeadler, Wanderfalke, Waldkauz, Waldohreule und Schleiereule war der IOP der Nestlinge und Juvenilen häufig niedriger als der der adulten Tiere. Aufgrund der niedrigen Anzahl von untersuchten Nestlingen und juvenilen Tieren war bei diesen Spezies jedoch keine weitere statistische Auswertung der Daten möglich. Beim Sperber waren die Unterschiede zwischen juvenilen und adulten Vögeln nicht signifikant. Braun (1995) konnte ebenfalls eine Abhängigkeit des IOP vom Alter beobachten und erhielt bei Turmfalke, Moschusente (*Cairina moschata*) und Hausgans (*Anser anser*) bei juvenilen Tieren niedrigere IOP-Werte als bei den Adulten. Harris et al. (2008) fanden dagegen keine altersabhängigen Unterschiede bei der Ost-Kreischeule.

Diese Veränderung des IOP mit dem Alter könnte auf die Entwicklung der Bulbushüllen, insbesondere der Tunica fibrosa, zurückgeführt werden. So konnte beim Menschen gezeigt werden, dass die Rigidität der Bulbushüllen mit der Größe des Bulbus und dem Alter des Patienten zunimmt, und damit auch der gemessene IOP (Pallikaris et al. 2005). Des Weiteren wird die Rigidität von der Dicke der Hornhaut, welche einen Teil der Bulbushüllen bildet, bestimmt. Die Hornhaut von Haushühnern wurde bis zum 70. Lebenstag dicker und blieb danach nahezu konstant (Montiani-Ferreira et al. 2004). Da der IOP mit zunehmender Hornhautdicke ansteigt (Bayón et al. 2006), könnte dieses einen Faktor bei der Entwicklung des IOP mit dem Alter darstellen. Eine weitere humanmedizinische Studie besagt allerdings, dass der IOP-Anstieg mit dem Alter beim Menschen vor allem eine Folge des höheren systolischen Blutdrucks sei. Nach der Anpassung des gemessenen IOP an den systolischen Blutdruck und weitere prädisponierende Faktoren wie zum Beispiel Diabetes mellitus, konnte kein signifikanter Altersunterschied mehr festgestellt werden (Rochtchina et al. 2002).

Diese Ergebnisse zeigen, dass mehrere Faktoren eine Rolle bei der Entwicklung des IOP spielen können. Altersspezifische Unterschiede des IOP sollten aber auf jeden Fall bei der Beurteilung von gemessenen Werten berücksichtigt werden.

Aufgrund des Klinikalltags und damit verbunden einer Minimierung des Handlings der Tiere konnten unsere Messungen des IOP nicht zu einer einheitlichen Uhrzeit durchgeführt werden, sondern erfolgten im Tagesverlauf zwischen 07.30 und 18.00 Uhr. Beim Menschen und bei

einigen Tierarten ist ein zirkadianer Rhythmus des IOP bekannt. Die Regulation dieser zirkadianen IOP-Veränderungen ist nicht bekannt. Beim Menschen wurde vermutet, dass der nächtliche Anstieg des IOP zum Teil auf die Änderung der Körperposition von stehend oder sitzend zu liegend zurückzuführen sei (Liu et al. 1999).

Braun (1995) konnte bei Untersuchungen an Mäusebussard und Waldkauz keine tageszeitliche Schwankung des IOP beobachten. Auch Jeong et al. (2007) stellten beim Uhu keine Unterschiede zwischen Werten, die morgens zwischen 9.00 und 12.00 Uhr und abends zwischen 18.00 und 20.00 Uhr gemessen wurden, fest. Bei Haushuhn und Taube hingegen wurden tageszeitliche Änderungen des IOP beschrieben (Braun 1995). Da Vögel Tag und Nacht in derselben Körperposition verbringen und einer Änderung der Körperposition in dieser Studie keine relevante Änderung des IOP folgte, könnte dies ein Faktor sein, warum bei einigen Spezies keine zirkadiane Rhythmik beobachtet werden konnte. Da jedoch eine solche Rhythmik nicht ausgeschlossen werden kann, bleibt die Tageszeit ein möglicher Einflussfaktor bei den von uns durchgeführten Messungen.

Bei drei Spezies wurde der IOP insgesamt fünf Mal an unterschiedlichen Tagen zur gleichen Uhrzeit gemessen, um eine physiologische Schwankungsbreite des IOP angeben zu können. Dabei erhielt man für den Habicht eine Wiederhol-Standardabweichung von 1,90 mmHg, für Mäusebussarde von 1,91 mmHg und für Turmfalken von 1,24 mmHg. Die maximale Streuung einer Messreihe lag bei einer Wiederhol-Standardabweichung von 3,35 mmHg. Das bedeutet für den klinischen Einsatz, dass der IOP eines Tieres im Mittel um etwa 2 mmHg schwanken kann. Solche Schwankungen können physiologisch sein und sollten nicht als pathologische Veränderung fehlinterpretiert werden, da der IOP insgesamt von vielen Faktoren beeinflusst werden kann und seine Regulation sehr komplex ist. Auch Prashar et al. (2007) beobachteten beim Haushuhn deutliche Schwankungen bei Mehrfachmessung des IOP eines Auges im Abstand von mehreren Stunden und berechneten einen Korrelationskoeffizienten von nur r=0,15. Sie führten diese Schwankungen auf unterschiedliche Stressreaktionen der Tiere, tagesabhängige Schwankungen oder auch mögliche Messfehler zurück. Beim Menschen wurden während der regelmäßigen Kontrolle von Glaukompatienten ebenfalls unvorhersehbare Schwankungen des IOP beobachtet, für die kein kausaler Zusammenhang beschrieben werden konnte (Sit 2009). Als mögliche Einflussfaktoren gelten Druck auf das Auge von außen durch Fingerdruck, forcierten Lidschluss oder Kontraktion der Augenmuskulatur und Änderungen des Blutdrucks durch zum Beispiel Husten, Druck auf den Hals oder Änderung der Körperposition (Adler 2002). Diese Annahmen wurden bestätigt durch Untersuchungen bei Hunden, Ratten und Kaninchen:

Ratten mit erhöhtem Blutdruck zeigten generell höhere IOP-Werte als normotensive Tiere (Vaajanen et al. 2008b). Beim Hund wurde ein signifikanter Anstieg des IOP durch Zug am Halsband festgestellt (Pauli et al. 2006). Bei telemetrischer Überwachung des IOP von Versuchskaninchen konnten deutliche Erhöhungen der Druckwerte während dem normalen Handling der Tiere, während der tonometrischen Bestimmung des IOP und sogar bei der Wasseraufnahme dokumentiert werden. Diese Druckänderungen hielten zudem oft mehrere Stunden an (Dinslage et al. 1998). Bei Mäusen wurden ebenfalls höhere IOP-Werte vermerkt, wenn die Tiere aufgeregt waren (Wang et al. 2005). Derartige physiologische Fluktuationen des IOP sollten daher bei der Interpretation von gemessenen Werten berücksichtigt werden. Bei den von uns untersuchten Greifvögeln und Eulen wurde bei den angewandten Zwangsmaßnahmen darauf geachtet, keinen Druck auf den Bulbus oder den Hals der Tiere auszuüben. Der Kopf der Tiere wurde mit dem in der Vogelmedizin üblichen Kappengriff fixiert, wobei Daumen und Mittelfinger an den Kiefergelenken und der Zeigefinger im Bereich des Os occipitale liegt. Insbesondere Stress durch die Manipulation der Tiere könnte hier dagegen durchaus eine Rolle spielen.

Auch zwischen linkem und rechtem Auge wurden im Mittel Differenzen von 1 mmHg gefunden. Die maximale Differenz zwischen linkem und rechtem Auge eines Tieres lag bei einigen Spezies sogar über 4 mmHg, ohne dass pathologische Veränderungen an diesen Augen vorlagen. Ein Messfehler konnte ausgeschlossen werden, da bei auffällig hohen Differenzen und bei einer Fehleranzeige des Tonometers der IOP zur Kontrolle erneut gemessen wurde. Eine Abnahme des IOP ist eines der ersten Anzeichen einer beginnenden Entzündung im Auge (Hendrix 2007). Es kann nicht ausgeschlossen werden, dass an diesen Augen makroskopisch nicht sichtbare Veränderungen vorlagen. Darum sollte bei derartigen Befunden immer eine wiederholte Kontrolle der Augen und des IOP erfolgen.

Bei einem Teil der von uns untersuchten Tiere mit ophthalmologischen Befunden konnten die Befunde sicher auf ein akutes Trauma zurückgeführt werden. Der Median der hier gemessenen IOP-Werte lag in den meisten Fällen unter dem an gesunden Augen ermittelten medianen Wert, nur bei der Waldohreule war er höher. Bei den Tieren mit unilateralen Veränderungen ergab sich ein signifikanter Unterschied des IOP zwischen verändertem und gesundem Auge. In 73,3% der Fälle war der IOP im erkrankten Auge niedriger als im gesunden, bei 13,3% umgekehrt. Die Veränderung des IOP ist natürlich abhängig von den okulären Befunden. Bei den Augen mit Anzeichen von Entzündung in der vorderen Augenkammer war der IOP niedriger als im gesunden Auge. Nur bei einem Tier mit deutlichem Flare in der vorderen Augenkammer war der IOP erhöht; hier wurden jedoch

zusätzlich eine Reihe weiterer Befunde wie Blutungen in die vordere Augenkammer und den Glaskörperraum und eine Netzhautablösung diagnostiziert. Bei Netzhautablösung beschreibt Adler (2002) eine transiente Erhöhung des IOP durch die Formänderung der Bulbushüllen.
Bei zwei Tieren war der gemessene IOP in beiden Augen gleich, obwohl hier Blutungen in die vordere Augenkammer, den Glaskörperraum und Synechien beobachtet wurden.
In einer Studie zu chronischen ophthalmologischen Befunden bei Waldkäuzen (Williams et al. 2006) wurden ebenfalls signifikant niedrigere IOP-Werte bei Augen mit Entzündungsanzeichen gemessen. Eine signifikante Erhöhung des IOP fanden die Autoren hingegen bei Tieren mit Irido- oder Zyklodialyse (Williams et al. 2006). Da in der vorliegenden Studie keine Ultraschalluntersuchung der Augen durchgeführt wurde, kann nicht ausgeschlossen werden, dass derartige Veränderungen nicht erkannt wurden. Ohne bildgebende Verfahren ist die Diagnose von Veränderungen im Bereich des Ziliarkörpers oft nicht möglich (Endo et al. 1999; Malandrini et al. 2008; Nolan 2008).
Diese Ergebnisse demonstrieren, dass die Messung des IOP wertvolle Hinweise auf mögliche okuläre Veränderungen geben kann und Abweichungen des IOP von der Norm Anlass zu weiteren diagnostischen Maßnahmen geben sollte.

5.5 Vergleich des Augeninnendrucks in aufrechter Position und in Rückenlage

Bei den in der vorliegenden Studie untersuchten Greifvögeln und Eulen wurden nur bei Mäusebussard und Waldkauz signifikante Unterschiede zwischen dem IOP in aufrechter und liegender Position gefunden. Bei allen anderen Spezies waren die Unterschiede nicht signifikant.
Zudem lag beim Mäusebussard zwar ein signifikanter Unterschied vor, aber die Änderung des IOP war nicht einheitlich. In 33 Fällen war der IOP in aufrechter Position höher, in 27 Fällen verhielt es sich umgekehrt. Nur beim Waldkauz war in den meisten Fällen der IOP in Rückenlage höher als in aufrechter Position.
Änderungen des IOP in Abhängigkeit von der Körperposition wurden vielfach beim Menschen und auch bei verschiedenen Tierspezies beobachtet. In verschiedenen humanmedizinischen Studien wurde ein Anstieg des IOP von stehender zu liegender Position oder zum Kopfstand beschrieben (Chiquet et al. 2003; Draeger und Hanke 1986; Friberg und Weinreb 1985; Hirooka und Shiraga 2003; Linder et al. 1988; Weinreb et al. 1984). Auch bei Maus, Kaninchen und Katze stieg der IOP bei Veränderung der Körperachse mit

zunehmendem Kopfstand (Aihara et al. 2003; Kindler und Schieszler 2009; Setogawa und Kawai 1998). Beim Pferd wurden Veränderungen des IOP mit Anheben oder Senken des Kopfes beobachtet: wurde der Kopf der Pferde in eine Position unterhalb der Herzbasis gebracht, konnten höhere IOP-Werte gemessen werden (Komaromy et al. 2006).

Der kausale Zusammenhang zwischen der Veränderung der Körperposition und dem Anstieg des IOP konnte aber bislang nicht geklärt werden. Es wurde vermutet, dass der sofortige Anstieg des IOP eine Folge des erhöhten uvealen Blutflusses sei. Eine erhöhte Kammerwasserproduktion und ein erhöhter Widerstand während des Kammerwasserabflusses könnten vor allem bei anhaltender Erhöhung des IOP eine Rolle spielen (Leonard et al. 1983). Ein erschwerter Kammerwasserabfluss konnte durch die Kontrolle des Druckes in den Episkleralgefäßen bestätigt werden: Beim Menschen und auch bei der Maus wurde ein erhöhter Druck bei Kopfstand festgestellt (Aihara et al. 2003; Friberg et al. 1987). Ein hoher Druck in den Episkleralgefäßen bewirkt einen geringeren Kammerwasserabfluss (Adler 2002). Letztendlich wurde vermutet, dass die IOP-Änderung während des Positionswechsels eine Folge mehrerer Faktoren ist (Yamabayashi et al. 1991), welche bis heute noch nicht hinreichend bekannt sind.

In dieser Studie konnte nur beim Waldkauz ein signifikanter Anstieg des IOP beim Wechsel von aufrechter Position in Rückenlage berechnet werden. Bei allen anderen Vogelspezies gab es sowohl Tiere, bei denen in Rückenlage ein höherer IOP gemessen wurde, als auch Tiere, bei denen der IOP in Rückenlage niedriger war. Bis auf beim Mäusebussard waren diese Unterschiede aber nicht signifikant.

Diese Ergebnisse könnten auf verschiedenen Ursachen beruhen. Zum einen muss die Methodik kritisch begutachtet werden. Alle Tiere wurden zunächst in aufrechter Position ophthalmologisch untersucht und der IOP in dieser Position gemessen. Daraufhin wurden die Tiere in horizontale Rückenlage verbracht und der IOP nach etwa fünf Sekunden erneut gemessen. Es könnte sein, dass diese Adaptationszeit nicht ausreichend war, um positionsabhängige Veränderungen des IOP aufzudecken. Dem steht jedoch entgegen, dass in humanmedizinischen Studien gezeigt werden konnte, dass bei Positionswechsel ein sofortiger Anstieg des IOP eintritt (Draeger und Hanke 1986; Hirooka und Shiraga 2003; Leonard et al. 1983). Dabei wurde der IOP zunächst in sitzender Position bestimmt. Nach 15 Minuten in dieser Position wurden die Patienten aufgefordert sich hinzulegen, woraufhin der IOP direkt erneut bestimmt wurde. Beim Hund trat ein Anstieg des IOP ebenfalls direkt nach Positionswechsel auf. Nach drei beziehungsweise fünf Minuten in liegender Position konnte

hingegen wieder eine Erniedrigung des IOP beobachtet werden (Broadwater et al. 2008). Daher sollte dieser Aspekt das Messergebnis nicht beeinflusst haben.

Weiterhin erscheint es möglich, dass die Veränderung der Körperachse nicht ausreichend war, um eine IOP-Änderung zu provozieren. Bei Maus, Katze und Pferd wurde ein Anstieg des IOP durch Absenken des Kopfes unter das Herzniveau erzielt (Aihara et al. 2003; Kindler und Schieszler 2009; Komaromy et al. 2006). Bereits Broadwater et al. (2008) überlegten, ob diese Tatsache für das rasche Absinken des IOP nach einem kurzen anfänglichen Anstieg verantwortlich sein könnte. Der IOP der untersuchten Hunde wurde in stehender, sitzender und liegender Position, nicht aber im Kopfstand gemessen (Broadwater et al. 2008). Andererseits konnte beim Kaninchen ein IOP-Anstieg bereits während dem Wechsel von einer 75° zu einer horizontalen Position gezeigt werden (Setogawa und Kawai 1998).

Außerdem erscheint es möglich, dass andere Faktoren den Einfluss der Körperposition überlagert haben könnten, wie zum Beispiel aufregungsbedingte Änderungen des IOP. Dies gilt es vor allem bei stressanfälligen Wildvögeln zu beachten.

Da Unterschiede im anatomischen Aufbau des Auges und der Regulation des IOP zwischen Vogel und Säuger bestehen und insbesondere die Mechanismen der Druckregulation beim Vogel kaum bekannt sind, können auch diese Unterschiede ein Faktor für die hier erhaltenen Ergebnisse sein. So ist beispielsweise der Schlemm'sche Kanal beim Vogel auffällig weit im Vergleich zu dem der Säuger und die Abflussfazilität auf diesem Weg höher als beim Säuger (Tripathi und Tripathi 1973).

Letztlich aber bleibt es unklar, warum bei den untersuchten Greifvögeln und Eulen kein Unterschied des IOP in aufrechter und liegender Position beobachtet wurde und wird sicherlich auf einem Zusammenspiel der genannten Faktoren beruhen.

6 Zusammenfassung

Evaluation des Rebound-Tonometers TonoVet® für die Bestimmung des Augeninnendrucks bei Greifvögeln und Eulen

Das Ziel dieser Studie war die Evaluation des Rebound-Tonometers TonoVet® für den Einsatz bei Greifvögeln und Eulen.

Es sollten Referenzbereiche des IOP von in Deutschland vorkommenden Spezies bestimmt werden und ein möglicher Einfluss von Faktoren wie Alter, Geschlecht und Körperposition determiniert werden. Der zweite Teil der Studie umfasste Kalibrationsversuche an enukleierten Augen, um einerseits Rückschlüsse auf den tatsächlichen IOP ziehen zu können und andererseits um die Reproduzierbarkeit der Messwerte zu bestimmen.

Durch die Bestimmung des IOP bei 265 Tieren wurden Referenzbereiche für zehn verschiedene Spezies ermittelt. Zwischen den einzelnen Spezies sowie den untersuchten Altersgruppen konnten zum Teil signifikante Unterschiede gezeigt werden, während das Geschlecht, wie auch die Körperposition, keinen Einfluss auf den IOP hatten.

Allerdings konnte eine physiologische Schwankung des IOP durch Mehrfachmessung an unterschiedlichen Tagen beobachtet werden.

Ein Großteil der untersuchten Vögel wurde wegen eines Traumas in der Klinik vorgestellt. Bei Vögeln mit akuten Befunden an einem oder beiden Augen in Folge eines Traumas wurden an den betreffenden Augen in der Regel niedrigere IOP-Werte als an den gesunden Augen gemessen.

Die Kalibration des TonoVet® anhand von manometrischen Vergleichsmessungen ergab unterschiedliche Kalibrationskurven für die einzelnen Spezies: Bei Seeadler, Habicht und Mäusebussard zeigte das TonoVet® mit steigendem Druck zunehmend höhere Messwerte. Beim Sperber wurde eine solche Abweichung erst ab einem Druck von 65 mmHg beobachtet. Im Gegensatz dazu wurde bei Turmfalke, Waldkauz, Waldohreule und Schleiereule der Druck zunehmend unterschätzt.

Bei allen Spezies wurde ein linearer Zusammenhang zwischen den beiden Messmethoden gefunden. Anhand von Regressionsformeln ist die Berechnung eines korrigierten IOP-Wertes möglich.

Die Messergebnisse des TonoVet® zeigten vor allem im Bereich von 5 bis 30 mmHg eine gute Reproduzierbarkeit. Mit zunehmendem Druck wurde allerdings eine höhere Standardabweichung der Messwerte verzeichnet.
Insgesamt war das TonoVet® einfach anwendbar, die Messung schnell durchführbar und wurde von den Tieren gut toleriert.

7 Summary

Evaluation of the rebound tonometer TonoVet® for use in birds of prey

The aim of this study was to report intraocular pressure (IOP) values of wild birds of prey found in Germany measured by means of rebound tonometry, to assess factors affecting intraocular pressure values and to compare IOP in two different body positions. Moreover, we calibrated the rebound tonometer TonoVet® against a manometric method and evaluated the reproducibility of obtained results.

The 265 birds of this study came from the Accipitridae, Falconidae, Strigidae and Tytonidae families. A complete ophthalmologic examination was carried out on each bird and intraocular pressure was measured in upright position first, followed by the measurement in dorsal recumbency in order to assess normal values and possible differences of IOP in the two body positions.

The obtained data showed that there were significant differences in IOP between the examined species. Age did have an impact on IOP in some of the species, whereas we did not observe an influence of gender. In the tawny owl, we measured a significant increase of IOP when body position was changed to dorsal recumbency, whereas such effect was not observed in other species.

Physiologic fluctuations of IOP were detected when performing repeated measurements.

A large part of the birds were found due to trauma. 32.7% of the examined eyes with ocular findings showed lesions, which could be linked directly to an acute trauma. In most of these eyes, a lower IOP was measured than in healthy eyes.

In the Accipitridae, the TonoVet® tends to overestimate IOP with increasing pressure compared to manometry, whereas in other families, it increasingly underestimates it. Linear correlation could be shown for all species and regression formulae to gather corrected IOP values were calculated.

Results of rebound tonometry revealed good reproducibility especially in the range from 5 to 30 mmHg. Reproducibility decreased with increasing pressure.

In conclusion, the rebound tonometer TonoVet® was a useful device for the measurement of IOP in birds of prey, was well tolerated and provided quick and reproducible results.

8 Literatur

ABRAMS, L. S., VITALE, S., JAMPEL, H. D. (1996)
Comparison of three tonometers for measuring intraocular pressure in rabbits.
Invest Ophthalmol Vis Sci 37 (5), 940-944

ACOSTA, A. C., ESPANA, E. M., NOSE, I., OROZCO, M., YAMAMOTO, H., VENKATRAMAN, A. S., FANTES, F., PAREL, J. M. (2007)
Estimation of intraocular pressure in rabbits with commonly used tonometers.
Ophthalmic Surg Lasers Imaging 38 (1), 43-49

ADLER, F. H. (2002)
Intraocular Pressure.
In: Adler's Physiology of the Eye: Clinical Application, 10. Aufl., ALM, A., KAUFMAN, P. L. (Hrsg.), St Louis, Mosby, S. 249-277

AIHARA, M., LINDSEY, J. D., WEINREB, R. N. (2003)
Episcleral venous pressure of mouse eye and effect of body position.
Curr Eye Res 27 (6), 355-362

ALMEIDA, D. E., REZENDE, M. L., NUNES, N., LAUS, J. L. (2004)
Evaluation of intraocular pressure in association with cardiovascular parameters in normocapnic dogs anesthetized with sevoflurane and desflurane.
Vet Ophthalmol 7 (4), 265-269

AMINLARI, A., CALLAHAN, C. E. (2004)
Medical, laser, and surgical management of inadvertent cyclodialysis cleft with hypotony.
Arch Ophthalmol 122 (3), 399-404

BAUM, J., CHATURVEDI, N., NETLAND, P. A., DREYER, E. B. (1995)
Assessment of intraocular pressure by palpation.
Am J Ophthalmol 119 (5), 650-651

BAYÓN, A., ALBERT, A., ALMELA, R., TALAVERA, J., LÓPEZ MURCIA, M. M., SAGARMINAGA, J. L. (2005)
Ocular disorders in raptors in a 3-year period (2002-2004).
Vet Ophthalmol 8 (6), 427-436

BAYÓN, A., ALMELA, R. M., TALAVERA, J. (2007)
Avian Ophthalmology.
EJCAP 17 (3), 253-266

BAYÓN, A., VECINO, E., ALBERT, A., ALMELA, R., COZZI, A., TALAVERA, J., FERNÁNDEZ DEL PALACIO, M. J. (2006)
Evaluation of intraocular pressure obtained by two tonometers, and their correlations with corneal thickness obtained by pachymetry in raptors.
Vet Ophthalmol 9 (6), 426-434

BRACH, V. (1975)
The effect of intraocular ablation of the pecten oculi of the chicken.
Invest Ophthalmol 14 (2), 166-168

BRACH, V. (1977)
The functional significance of the avian pecten: a review.
Condor 79 (3), 321-327

BRAUN, J. (1995)
Weiterführende Untersuchungen zur Bestimmung des Intraokulardrucks bei Vögeln mit einem elektronischen Tonometer.
München, Ludwig-Maximilians-Universität, VetDiss

BROADWATER, J. J., SCHORLING, J. J., HERRING, I. P., ELVINGER, F. (2008)
Effect of body position on intraocular pressure in dogs without glaucoma.
Am J Vet Res 69 (4), 527-530

BROADWATER, J. J., SCHORLING, J. J., HERRING, I. P., PICKETT, J. P. (2007)
Ophthalmic examination findings in adult pygmy goats (Capra hicus).
Vet Ophthalmol 10 (5), 269-273

CHEN, C. L., GELATT, K. N., GUM, G. G. (1980)
Serum hydrocortisone (cortisol) values in glaucomatous and normotensive Beagles.
Am J Vet Res 41 (9), 1516-1518

CHIHARA, E. (2008)
Assessment of true intraocular pressure: the gap between theory and practical data.
Surv Ophthalmol 53 (3), 203-218

CHIQUET, C., CUSTAUD, M. A., LE TRAON, A. P., MILLET, C., GHARIB, C., DENIS, P. (2003)
Changes in intraocular pressure during prolonged (7-day) head-down tilt bedrest.
J Glaucoma 12 (3), 204-208

CHIQUET, C., DENIS, P. (2004)
The neuroanatomical and physiological bases of variations in intraocular pressure.
J Fr Ophtalmol 27 (Hors série 2), 2S11-12S18

CHITTY, J. R. (1995)
Use of dichlorphenamide in two cases of glaucoma in owls.
Falco 3, 4-5

CHUI, W. S., LAM, A., CHEN, D., CHIU, R. (2008)
The influence of corneal properties on rebound tonometry.
Ophthalmology 115 (1), 80-84

COHAN, B. E., BOHR, D. F. (2001a)
Goldmann applanation tonometry in the conscious rat.
Invest Ophthalmol Vis Sci 42 (2), 340-342

COHAN, B. E., BOHR, D. F. (2001b)
Measurement of intraocular pressure in awake mice.
Invest Ophthalmol Vis Sci 42 (11), 2560-2562

COSTER, M. E., STILES, J., KROHNE, S. G., RASKIN, R. E. (2008)
Results of diagnostic ophthalmic testing in healthy guinea pigs.
J Am Vet Med Assoc 232 (12), 1825-1833

CSERMELY, D. (2000)
Rehabilitation of Birds of Prey and Their Survival After Release. A review.
In: Raptor Biomedicine III, LUMEIJ, J. T., REMPLE, J. D., REDIG, P. T., LIERZ, M., COOPER, J. E. (Hrsg.), Lake Worth, Zoological Education Network, S. 303-311

DALMA-WEISZHAUSZ, J., GORDON-ANGELOZZI, M., USTARIZ-GONZALEZ, O., SUAREZ-LICONA, A. M. (2008)
Intraocular pressure rise during 25-gauge vitrectomy trocar placement.
Graefes Arch Clin Exp Ophthalmol 246 (2), 187-189

DE STEFANO, M. E., MUGNAINI, E. (1997)
Fine structure of the choroidal coat of the avian eye. Lymphatic vessels.
Invest Ophthalmol Vis Sci 38 (6), 1241-1260

DEEM, S. L., TERRELL, S. P., FORRESTER, D. J. (1998)
A retrospective study of morbidity and mortality of raptors in Florida: 1988-1994.
J Zoo Wildl Med 29 (2), 160-164

DEL SOLE, M. J., SANDE, P. H., BERNADES, J. M., ABA, M. A., ROSENSTEIN, R. E. (2007)
Circadian rhythm of intraocular pressure in cats.
Vet Ophthalmol 10 (3), 155-161

DINSLAGE, S., MCLAREN, J., BRUBAKER, R. (1998)
Intraocular pressure in rabbits by telemetry II: effects of animal handling and drugs.
Invest Ophthalmol Vis Sci 39 (12), 2485-2489

DO, C. W., CIVAN, M. M. (2008)
Species variation in biology and physiology of the ciliary epithelium: Similarities and differences.
Exp Eye Res 88 (4), 631-640

DRAEGER, J., HANKE, K. (1986)
Postural variations of intraocular pressure-preflight experiments for the D1-mission.
Ophthalmic Res 18 (1), 55-60

EICHHORN, M., FLUGEL, C. (1988)
Histochemical demonstration of carbonic anhydrase and Na+/K+-ATPase in the pecten oculi of the fowl.
Exp Eye Res 47 (1), 147-153

ENDO, S., MITSUKAWA, G., FUJISAWA, S., HASHIMOTO, Y., ISHIDA, N., YAMAGUCHI, T. (1999)
Ocular ball bullet injury: detection of gonioscopically unrecognisable cyclodialysis by ultrasound biomicroscopy.
Br J Ophthalmol 83 (11), 1306

FINE, H. F., BISCETTE, O., CHANG, S., SCHIFF, W. M. (2007)
Ocular hypotony: a review.
Compr Ophthalmol Update 8 (1), 29-37

FIX, A. S., BARROWS, S. Z. (1990)
Raptors rehabilitated in Iowa during 1986 and 1987: a retrospective study.
J Wildl Dis 26 (1), 18-21

FORSMAN, D. (2007)
The Raptors of Europe and the Middle East: A Handbook to Field Identification.
London, Poyser

FRIBERG, T. R., SANBORN, G., WEINREB, R. N. (1987)
Intraocular and episcleral venous pressure increase during inverted posture.
Am J Ophthalmol 103 (4), 523-526

FRIBERG, T. R., WEINREB, R. N. (1985)
Ocular manifestations of gravity inversion.
JAMA 253 (12), 1755-1757

GELATT, K. N., GUM, G. G. (1981)
Evaluation of electronic tonometers in the rabbit eye.
Am J Vet Res 42 (10), 1778-1781

GELATT, K. N., MACKAY, E. O. (1998)
Distribution of intraocular pressure in dogs.
Vet Ophthalmol 1 (2-3), 109-114

GELATT, K. N., PEIFFER, R. L., JR., GUM, G. G., GWIN, R. M., ERICKSON, J. L. (1977)
Evaluation of applanation tonometers for the dog eye.
Invest Ophthalmol Vis Sci 16 (10), 963-968

GLUTZ VON BLOTZHEIM, U. N., BAUER, K. M. (1980)
Handbuch der Vögel Mitteleuropas, Bd. 9.
Wiesbaden, AULA-Verlag

GLUTZ VON BLOTZHEIM, U. N., BAUER, K. M., BEZZEL, E. (1989)
Handbuch der Vögel Mitteleuropas, Bd. 4.
Wiesbaden, AULA-Verlag

GOLDBLUM, D., KONTIOLA, A. I., MITTAG, T., CHEN, B., DANIAS, J. (2002)
Non-invasive determination of intraocular pressure in the rat eye. Comparison of an electronic tonometer (TonoPen), and a rebound (impact probe) tonometer.
Graefes Arch Clin Exp Ophthalmol 240 (11), 942-946

GOLDMANN, H., SCHMIDT, T. (1957)
Applanation tonometry.
Ophthalmologica 134 (4), 221-242

GONZALEZ-MEIJOME, J. M., JORGE, J., QUEIROS, A., FERNANDES, P., MONTES-MICO, R., ALMEIDA, J. B., PARAFITA, M. A. (2006)
Age differences in central and peripheral intraocular pressure using a rebound tonometer.
Br J Ophthalmol 90 (12), 1495-1500

GÖRIG, C., COENEN, R. T., STADES, F. C., DJAJADININGRAT-LAANEN, S. C., BOEVE, M. H. (2006)
Comparison of the use of new handheld tonometers and established applanation tonometers in dogs.
Am J Vet Res 67 (1), 134-144

GÖRIG, C., SCHOEMAKER, N. J., STADES, F. C., BOEVÉ, M. H. (2005)
Evaluation of different tonometers in exotic animals.
Vet Ophthalmol 8 (6), 427-436

GRÜB, M., MIELKE, J. (2004)
Aqueous humor dynamics.
Ophthalmologe 101 (4), 357-365

GUM, G. G., GELATT, K. N., ESSON, D. W. (2007)
Physiology of the Eye.
In: Veterinary Ophthalmology, 4. Aufl., GELATT, K. N. (Hrsg.), Ames, Iowa, Blackwell, S. 149-182

GUM, G. G., GELATT, K. N., MILLER, D. N., MACKAY, E. O. (1998)
Intraocular pressure in normal dairy cattle.
Vet Ophthalmol 1 (2-3), 159-161

GUMPENBERGER, M., KOLM, G. (2006)
Ultrasonographic and computed tomographic examinations of the avian eye: physiologic appearance, pathologic findings, and comparative biometric measurement.
Vet Radiol Ultrasound 47 (5), 492-502

GÜSE, J. (2008)
Messung des Augeninnendruckes beim Pferd mit dem Tonovet(R) - Präzision, Reliabilität und Anwendbarkeit.
Hannover, Tierärztliche Hochschule Hannover, VetDiss

HAHNENBERGER, R. W. (1976)
Influence of various anesthetic drugs on the intraocular pressure of cats.
Albrecht Von Graefes Arch Klin Exp Ophthalmol 199 (2), 179-186

HAMMOND, B. R., BHATTACHERJEE, P. (1984)
Calibration of the Alcon applanation pneumatonograph and Perkins tonometer for use in rabbits and cats.
Curr Eye Res 3 (9), 1155-1158

HARRIS, M. C., SCHORLING, J. J., HERRING, I. P., ELVINGER, F., BRIGHT, P. R., PICKETT, J. P. (2008)
Ophthalmic examination findings in a colony of Screech owls *(Megascops asio)*.
Vet Ophthalmol 11 (3), 186-192

HENDRIX, D. V. H. (2007)
Diseases and Surgery of the Canine Anterior Uvea.
In: Veterinary Ophthalmology, 4. Aufl., GELATT, K. N. (Hrsg.), Ames, Iowa, Blackwell, S. 812-858

HIROOKA, K., SHIRAGA, F. (2003)
Relationship between postural change of the intraocular pressure and visual field loss in primary open-angle glaucoma.
J Glaucoma 12 (4), 379-382

HOFMEISTER, E. H., MOSUNIC, C. B., TORRES, B. T., RALPH, A. G., MOORE, P. A., READ, M. R. (2006)
Effects of ketamine, diazepam, and their combination on intraocular pressures in clinically normal dogs.
Am J Vet Res 67 (7), 1136-1139

ICARE FINLAND OY
TonoVet brochure.
http://www.icaretonometer.com/uploads/extranet/brochures/tonovet/TonoVet_brochure.pdf.
Aufgerufen am 18.06.2009

JEONG, M. B., KIM, Y. J., YI, N. Y., PARK, S. A., KIM, W. T., KIM, S. E., CHAE, J. M., KIM, J. T., LEE, H., SEO, K. M. (2007)
Comparison of the rebound tonometer (TonoVet) with the applanation tonometer (TonoPen XL) in normal Eurasian Eagle owls *(Bubo bubo)*.
Vet Ophthalmol 10 (6), 376-379

JIA, L., CEPURNA, W. O., JOHNSON, E. C., MORRISON, J. C. (2000)
Effect of general anesthetics on IOP in rats with experimental aqueous outflow obstruction.
Invest Ophthalmol Vis Sci 41 (11), 3415-3419

JOHNSON, T. V., FAN, S., TORIS, C. B. (2008)
Rebound tonometry in conscious, conditioned mice avoids the acute and profound effects of anesthesia on intraocular pressure.
J Ocul Pharmacol Ther 24 (2), 175-185

JORGE, J. M., GONZALEZ-MEIJOME, J. M., QUEIROS, A., FERNANDES, P., PARAFITA, M. A. (2008)
Correlations between corneal biomechanical properties measured with the ocular response analyzer and ICare rebound tonometry.
J Glaucoma 17 (6), 442-448

KALESNYKAS, G., UUSITALO, H. (2007)
Comparison of simultaneous readings of intraocular pressure in rabbits using Perkins handheld, Tono-Pen XL, and TonoVet tonometers.
Graefes Arch Clin Exp Ophthalmol 245 (5), 761-762

KHORAMNIA, R., RABSILBER, T. M., AUFFARTH, G. U. (2007)
Central and peripheral pachymetry measurements according to age using the Pentacam rotating Scheimpflug camera.
J Cataract Refract Surg 33 (5), 830-836

KINDLER, S., SCHIESZLER, A. (2009)
The influence of head and body position on the intraocular pressure of the feline eye.
Vet Ophthalmol 12 (1), 66

KNOLLINGER, A. M., LA CROIX, N. C., BARRETT, P. M., MILLER, P. E. (2005)
Evaluation of a rebound tonometer for measuring intraocular pressure in dogs and horses.
J Am Vet Med Assoc 227 (2), 244-248

KOMAROMY, A. M., GARG, C. D., YING, G. S., LIU, C. (2006)
Effect of head position on intraocular pressure in horses.
Am J Vet Res 67 (7), 1232-1235

KOMNENOU, A. T., GEORGOPOULOU, I., SAVVAS, I., DESSIRIS, A. (2005)
A retrospective study of presentation, treatment, and outcome of free-ranging raptors in Greece (1997-2000).
J Zoo Wildl Med 36 (2), 222-228

KONTIOLA, A. I. (2000)
A new induction-based impact method for measuring intraocular pressure.
Acta Ophthalmol Scand 78 (2), 142-145

KORBEL, R. (1993)
Tonometry in avian ophthalmology.
J Assoc Av Vet 7, 44

KORBEL, R., ET AL. (1998)
Anatomical and clinical examination of the iridocorneal angle (gonioscopy) and the ciliary body in various bird species.
EAZWW 2nd scientific meeting, Chester, UK, 21.-24.05.1998

KORBEL, R., J. BRAUN (1999)
Tonometrie beim Vogel mit dem Tonopen(R) XL.
Tierärztl Prax 27 (K), 208-217

KORBEL, R., NELL, B., WALDE, I., REDIG, P. T. (2000)
Video fluorescein angiography in raptors.
Vet Ophthalmol 3 (4), 247-257

KORBEL, R. T. (2000)
Disorders of the posterior eye segment in raptors - examination procedures and findings.
In: Raptor Biomedicine III, LUMEIJ, J. T., REMPLE, J. D., REDIG, P. T., LIERZ, M., COOPER, J. E. (Hrsg.), Lake Worth, Zoological Education Network, S. 179-193

LAUBER, J. K. (1987)
Light-induced avian glaucoma as an animal model for human primary glaucoma.
J Ocul Pharmacol 3 (1), 77-100

LAUBER, J. K., BOYD, J. E., BOYD, T. A. (1972)
Aqueous humor inflow in normal and glaucomatous avian eyes.
Exp Eye Res 13 (1), 77-82

LEIVA, M., NARANJO, C., PENA, M. T. (2006)
Comparison of the rebound tonometer (ICare) to the applanation tonometer (Tonopen XL) in normotensive dogs.
Vet Ophthalmol 9 (1), 17-21

LEONARD, T. J., KERR MUIR, M. G., KIRKBY, G. R., HITCHINGS, R. A. (1983)
Ocular hypertension and posture.
Br J Ophthalmol 67 (6), 362-366

LINDER, B. J., TRICK, G. L., WOLF, M. L. (1988)
Altering body position affects intraocular pressure and visual function.
Invest Ophthalmol Vis Sci 29 (10), 1492-1497

LIU, J. H., KRIPKE, D. F., TWA, M. D., HOFFMAN, R. E., MANSBERGER, S. L., REX, K. M., GIRKIN, C. A., WEINREB, R. N. (1999)
Twenty-four-hour pattern of intraocular pressure in the aging population.
Invest Ophthalmol Vis Sci 40 (12), 2912-2917

LOERZEL, S. M., SMITH, P. J., HOWE, A., SAMUELSON, D. A. (2002)
Vecuronium bromide, phenylephrine and atropine combinations as mydriatics in juvenile double-crested cormorants *(Phalacrocorax auritus)*.
Vet Ophthalmol 5 (3), 149-154

MALANDRINI, A., BALESTRAZZI, A., MARTONE, G., TOSI, G. M., CAPOROSSI, A. (2008)
Diagnosis and management of traumatic cyclodialysis cleft.
J Cataract Refract Surg 34 (7), 1213-1216

MARTINEZ-DE-LA-CASA, J. M., GARCIA-FEIJOO, J., CASTILLO, A., GARCIA-SANCHEZ, J. (2005)
Reproducibility and clinical evaluation of rebound tonometry.
Invest Ophthalmol Vis Sci 46 (12), 4578-4580

MARTINEZ-DE-LA-CASA, J. M., GARCIA-FEIJOO, J., SAENZ-FRANCES, F., VIZZERI, G., FERNANDEZ-VIDAL, A., MENDEZ-HERNANDEZ, C., GARCIA-SANCHEZ, J. (2009)
Comparison of rebound tonometer and Goldmann handheld applanation tonometer in congenital glaucoma.
J Glaucoma 18 (1), 49-52

MARTINEZ-DE-LA-CASA, J. M., GARCIA-FEIJOO, J., VICO, E., FERNANDEZ-VIDAL, A., BENITEZ DEL CASTILLO, J. M., WASFI, M., GARCIA-SANCHEZ, J. (2006)
Effect of corneal thickness on dynamic contour, rebound, and goldmann tonometry.
Ophthalmology 113 (12), 2156-2162

MCLAREN, J. W., BRUBAKER, R. F., FITZSIMON, J. S. (1996)
Continuous measurement of intraocular pressure in rabbits by telemetry.
Invest Ophthalmol Vis Sci 37 (6), 966-975

MIKAELIAN, I., PAILLET, I., WILLIAMS, D. (1994)
Comparative use of various mydriatic drugs in kestrels *(Falco tinnunculus)*.
Am J Vet Res 55 (2), 270-272

MILLER, P. E., PICKETT, J. P. (1992a)
Comparison of the human and canine Schiotz tonometry conversion tables in clinically normal cats.
J Am Vet Med Assoc 201 (7), 1017-1020

MILLER, P. E., PICKETT, J. P. (1992b)
Comparison of the human and canine Schiotz tonometry conversion tables in clinically normal dogs.
J Am Vet Med Assoc 201 (7), 1021-1025

MILLER, P. E., PICKETT, J. P., MAJORS, L. J. (1990)
Evaluation of two applanation tonometers in horses.
Am J Vet Res 51 (6), 935-937

MILLER, P. E., PICKETT, J. P., MAJORS, L. J., KURZMAN, I. D. (1991)
Evaluation of two applanation tonometers in cats.
Am J Vet Res 52 (11), 1917-1921

MONTIANI-FERREIRA, F., CARDOSO, F., PETERSEN-JONES, S. (2004)
Postnatal development of central corneal thickness in chicks of *Gallus gallus domesticus*.
Vet Ophthalmol 7 (1), 37-39

MONTIANI-FERREIRA, F., MATTOS, B. C., RUSS, H. H. (2006)
Reference values for selected ophthalmic diagnostic tests of the ferret (Mustela putorius furo).
Vet Ophthalmol 9 (4), 209-213

MONTIANI-FERREIRA, F., PETERSEN-JONES, S., CASSOTIS, N., RAMSEY, D. T., GEARHART, P., CARDOSO, F. (2003)
Early postnatal development of central corneal thickness in dogs.
Vet Ophthalmol 6 (1), 19-22

MOODIE, K. L., HASHIZUME, N., HOUSTON, D. L., HOOPES, P. J., DEMIDENKO, E., TREMBLY, B. S., DAVIDSON, M. G. (2001)
Postnatal development of corneal curvature and thickness in the cat.
Vet Ophthalmol 4 (4), 267-272

MOORE, C. G., MILNE, S. T., MORRISON, J. C. (1993)
Noninvasive measurement of rat intraocular pressure with the Tono-Pen.
Invest Ophthalmol Vis Sci 34 (2), 363-369

MORRIS, C. A., CROWSTON, J. G., LINDSEY, J. D., DANIAS, J., WEINREB, R. N. (2006)
Comparison of invasive and non-invasive tonometry in the mouse.
Exp Eye Res 82 (6), 1094-1099

MURPHY, C. J. (1987)
Raptor Ophthalmology.
Compend Cont Educ Prac Vet 9 (3), 241-260

NICKLA, D. L., WILDSOET, C., WALLMAN, J. (1998)
The circadian rhythm in intraocular pressure and its relation to diurnal ocular growth changes in chicks.
Exp Eye Res 66 (2), 183-193

NOLAN, W. (2008)
Anterior segment imaging: ultrasound biomicroscopy and anterior segment optical coherence tomography.
Curr Opin Ophthalmol 19 (2), 115-121

OFRI, R. (2002)
Intraocular pressure and glaucoma.
Vet Clin North Am Exot Anim Pract 5 (2), 391-406, vii-viii

OFRI, R., HOROWITZ, I., JACOBSON, S., KASS, P. H. (1998)
The effects of anesthesia and gender on intraocular pressure in lions *(Panthera leo)*.
J Zoo Wildl Med 29 (3), 307-310

OFRI, R., SHORE, L. S., KASS, P. H., HOROWITZ, I. H. (1999)
The effect of elevated progesterone levels on intraocular pressure in lions *(Panthera leo)*.
Res Vet Sci 67 (2), 121-123

OFRI, R., SHUB, N., GALIN, Z., SHEMESH, M., SHORE, L. S. (2002)
Effect of reproductive status on intraocular pressure in cats.
Am J Vet Res 63 (2), 159-162

OFRI, R., STEINMETZ, A., THIELEBEIN, J., HOROWITZ, I. H., OECHTERING, G., KASS, P. H. (2008)
Factors affecting intraocular pressure in lions.
Vet J 177 (1), 124-129

OLLIVIER, F. J., PLUMMER, C. E., BARRIE, K. P. (2007)
Ophthalmic Examination and Diagnostics, Part 1: The Eye Examination and Diagnostic Procedures.
In: Veterinary Ophthalmology, 4. Aufl., GELATT, K. N. (Hrsg.), Ames, Iowa, Blackwell, S. 438-483

PALLIKARIS, I. G., KYMIONIS, G. D., GINIS, H. S., KOUNIS, G. A., TSILIMBARIS, M. K. (2005)
Ocular rigidity in living human eyes.
Invest Ophthalmol Vis Sci 46 (2), 409-414

PASSAGLIA, C. L., GUO, X., CHEN, J., TROY, J. B. (2004)
Tono-Pen XL calibration curves for cats, cows and sheep.
Vet Ophthalmol 7 (4), 261-264

PAULI, A. M., BENTLEY, E., DIEHL, K. A., MILLER, P. E. (2006)
Effects of the application of neck pressure by a collar or harness on intraocular pressure in dogs.
J Am Anim Hosp Assoc 42 (3), 207-211

PEASE, M. E., HAMMOND, J. C., QUIGLEY, H. A. (2006)
Manometric calibration and comparison of TonoLab and TonoPen tonometers in rats with experimental glaucoma and in normal mice.
J Glaucoma 15 (6), 512-519

PEIFFER, R. L., JR., GELATT, K. N., JESSEN, C. R., GUM, G. G., GWIN, R. M., DAVIS, J. (1977)
Calibration of the Schiotz tonometer for the normal canine eye.
Am J Vet Res 38 (11), 1881-1889

PETTIGREW, J. D., WALLMAN, J., WILDSOET, C. F. (1990)
Saccadic oscillations facilitate ocular perfusion from the avian pecten.
Nature 343 (6256), 362-363

PRASHAR, A., GUGGENHEIM, J. A., ERICHSEN, J. T., HOCKING, P. M., MORGAN, J. E. (2007)
Measurement of intraocular pressure (IOP) in chickens using a rebound tonometer: quantitative evaluation of variance due to position inaccuracies.
Exp Eye Res 85 (4), 563-571

PRIEHS, D. R., GUM, G. G., WHITLEY, R. D., MOORE, L. E. (1990)
Evaluation of three applanation tonometers in dogs.
Am J Vet Res 51 (10), 1547-1550

QUEIROS, A., GONZALEZ-MEIJOME, J. M., FERNANDES, P., JORGE, J., MONTES-MICO, R., ALMEIDA, J. B., PARAFITA, M. A. (2007)
Technical note: a comparison of central and peripheral intraocular pressure using rebound tonometry.
Ophthalmic Physiol Opt 27 (5), 506-511

QURESHI, I. A. (1997)
Intraocular pressure: a comparative analysis in two sexes.
Clin Physiol 17 (3), 247-255

RAMER, J. C., PAUL-MURPHY, J., BRUNSON, D., MURPHY, C. J. (1996)
Effects of mydriatic agents in cockatoos, African gray parrots, and Blue-fronted Amazon parrots.
J Am Vet Med Assoc 208 (2), 227-230

RAYMENT, L. J., WILLIAMS, D. (1997)
Glaucoma in a captive-bred great horned owl *(Bubo virginianus virginianus)*.
Vet Rec 140 (18), 481-483

REESE, S., KORBEL, R., LIEBICH, H. G. (2001)
Sehorgan (Organum visus).
In: Anatomie und Propädeutik des Geflügels, 2. Aufl., KÖNIG, H. E., LIEBICH, H. G. (Hrsg.), Stuttgart, New York, Schattauer, F. K. Verlag, S. 195 - 249

REICHERT INC.
The Ocular Response Analyzer from Reichert.
www.ocularresponseanalyzer.com.
Aufgerufen am 18.06.2009

REICHERT INC.
TONO-PEN VET Tonometer user's guide.
http://www.tonopen.com/68E3527_C_TonoPen_VET_manual.pdf.
Aufgerufen am 18.06.2009

REITSAMER, H. A., KIEL, J. W., HARRISON, J. M., RANSOM, N. L., MCKINNON, S. J. (2004)
Tonopen measurement of intraocular pressure in mice.
Exp Eye Res 78 (4), 799-804

ROCHTCHINA, E., MITCHELL, P., WANG, J. J. (2002)
Relationship between age and intraocular pressure: the Blue Mountains Eye Study.
Clin Experiment Ophthalmol 30 (3), 173-175

RUMBERGER, E. (2008)
Physiologische und messtechnische Prinzipien der Augendruckmessung.
In: Tonometrie, 1. Aufl., DRAEGER, J., RUMBERGER, E. (Hrsg.), Neubrandenburg, Rethra Verlag, S. 3-48

RUOKONEN, P. (2008a)
Realisierung erprobter Tonometerkonzepte.
In: Tonometrie, 1. Aufl., DRAEGER, J., RUMBERGER, E. (Hrsg.), Neubrandenburg, Rethra Verlag, S. 49-72

RUOKONEN, P. (2008b)
Tonometer neuerer Bauart.
In: Tonometrie, 1. Aufl., DRAEGER, J., RUMBERGER, E. (Hrsg.), Neubrandenburg, Rethra Verlag, S. 73-108

SAEKI, T., AIHARA, M., OHASHI, M., ARAIE, M. (2008)
The efficacy of TonoLab in detecting physiological and pharmacological changes of mouse intraocular pressure - comparison with TonoPen and microneedle manometery.
Curr Eye Res 33 (3), 247-252

SAHIN, A., BASMAK, H., NIYAZ, L., YILDIRIM, N. (2007)
Reproducibility and tolerability of the ICare rebound tonometer in school children.
J Glaucoma 16 (2), 185-188

SAHIN, A., BASMAK, H., YILDIRIM, N. (2008)
The influence of central corneal thickness and corneal curvature on intraocular pressure measured by tono-pen and rebound tonometer in children.
J Glaucoma 17 (1), 57-61

SANDMEYER, L. S., BREAUX, C. B., MCRUER, D. L., GRAHN, B. H. (2007)
Case Report: A New Technique for Intraocular Prosthesis Implantation in a Great Horned Owl *(Bubo virginianus)*.
J Exotic Pet Med 16 (2), 95-100

SCHMID, K. L., ABBOTT, M., HUMPHRIES, M., PYNE, K., WILDSOET, C. F. (2000)
Timolol lowers intraocular pressure but does not inhibit the development of experimental myopia in chick.
Exp Eye Res 70 (5), 659-666

SCHMID, K. L., HILLS, T., ABBOTT, M., HUMPHRIES, M., PYNE, K., WILDSOET, C. F. (2003)
Relationship between intraocular pressure and eye growth in chick.
Ophthalmic Physiol Opt 23 (1), 25-33

SCHUMMER, A., VOLLMERHAUS, B. (1992)
Sehorgan, Organum visus.
In: Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band 5, Anatomie der Vögel, 2. Aufl., NICKEL, R., SCHUMMER, A., SEIFERLE, E. (Hrsg.), Berlin, Hamburg, Parey Verlag,

SCHWENTECK, T. (2008)
Tonometerstandardisierung.
In: Tonometrie, 1. Aufl., DRAEGER, J., RUMBERGER, E. (Hrsg.), Neubrandenburg, Rethra Verlag, S. 135-142

SETOGAWA, A., KAWAI (1998)
Measurement of intraocular pressure by both invasive and noninvasive techniques in rabbits exposed to head-down tilt.
Jpn J Physiol 48 (1), 25-31

SIT, A. J. (2009)
Continuous monitoring of intraocular pressure: rationale and progress toward a clinical device.
J Glaucoma 18 (4), 272-279

STILES, J., BUYUKMIHCI, N. C., FARVER, T. B. (1994)
Tonometry of normal eyes in raptors.
Am J Vet Res 55 (4), 477-479

STOIBER, J., FERNANDEZ, V., LAMAR, P. D., HITZL, W., FANTES, F., PAREL, J. M. (2006)
Ex vivo evaluation of Tono-Pen and pneumotonometry in cat eyes.
Ophthalmic Res 38 (1), 13-18

STUDER, J. J., GILMOUR, M. A., LEHENBAUER, T. W. (2005)
Comparison of two tonometers (TonoPen-Vet(R) and Tonovet(R)) in seven species.
Vet Ophthalmol 8 (6), 437- 450

SUGIMOTO, E., AIHARA, M., OTA, T., ARAIE, M. (2006)
Effect of light cycle on 24-hour pattern of mouse intraocular pressure.
J Glaucoma 15 (6), 505-511

SUN, L., SHEN, M., WANG, J., FANG, A., XU, A., FANG, H., LU, F. (2009)
Recovery of corneal hysteresis after reduction of intraocular pressure in chronic primary angle-closure glaucoma.
Am J Ophthalmol 147 (6), 1061-1066, 1066 e1061-1062

TAKATSUJI, K., SATO, Y., IIZUKA, S., NAKATANI, H., NAKAMURA, A. (1986)
Animal model of closed angle glaucoma in albino mutant quails.
Invest Ophthalmol Vis Sci 27 (3), 396-400

TRIPATHI, R. C., TRIPATHI, B. J. (1973)
The mechanism of aqueous outflow in birds. I. An ultrastructural study of normal eyes.
Exp Eye Res 15 (3), 409-423

VAAJANEN, A., LUHTALA, S., OKSALA, O., VAPAATALO, H. (2008a)
Does the renin-angiotensin system also regulate intra-ocular pressure?
Ann Med 40 (6), 418-427

VAAJANEN, A., MERVAALA, E., OKSALA, O., VAPAATALO, H. (2008b)
Is there a relationship between blood pressure and intraocular pressure? An experimental study in hypertensive rats.
Curr Eye Res 33 (4), 325-332

VAN DER WOERDT, A., GILGER, B. C., WILKIE, D. A., STRAUCH, S. M., ORCZECK, S. M. (1998)
Normal variation in, and effect of 2% pilocarpine on, intraocular pressure and pupil size in female horses.
Am J Vet Res 59 (11), 1459-1462

VERKMAN, A. S., RUIZ-EDERRA, J., LEVIN, M. H. (2008)
Functions of aquaporins in the eye.
Prog Retin Eye Res 27 (4), 420-433

WANG, W. H., MILLAR, J. C., PANG, I. H., WAX, M. B., CLARK, A. F. (2005)
Noninvasive measurement of rodent intraocular pressure with a rebound tonometer.
Invest Ophthalmol Vis Sci 46 (12), 4617-4621

WEINREB, R. N., COOK, J., FRIBERG, T. R. (1984)
Effect of inverted body position on intraocular pressure.
Am J Ophthalmol 98 (6), 784-787

WENDELL, M. D., SLEEMAN, J. M., KRATZ, G. (2002)
Retrospective study of morbidity and mortality of raptors admitted to Colorado State University Veterinary Teaching Hospital during 1995 to 1998.
J Wildl Dis 38 (1), 101-106

WILLIAMS, D. L., GONZALEZ VILLAVINCENCIO, C. M., WILSON, S. (2006)
Chronic ocular lesions in tawny owls *(Strix aluco)* injured by road traffic.
Vet Rec 159 (5), 148-153

WILLIS, A. M., ANDERSON, D. E., GEMENSKY, A. J., WILKIE, D. A., SILVEIRA, F. (2000)
Evaluation of intraocular pressure in eyes of clinically normal llamas and alpacas.
Am J Vet Res 61 (12), 1542-1544

YAMABAYASHI, S., AGUILAR, R. N., HOSODA, M., TSUKAHARA, S. (1991)
Postural change of intraocular and blood pressures in ocular hypertension and low tension glaucoma.
Br J Ophthalmol 75 (11), 652-655

Anhang

Datenschlüssel zu den Anhängen 1-10

Datenschlüssel 1. Alter

1 Nestling
2 Juvenil
3 Adult

Datenschlüssel 2. Geschlecht

1 weiblich
2 männlich
3 unbekannt

Datenschlüssel 3. Klinische Befunde

0 ohne besondere Befunde
1 verwaistes Jungtier
2 Kachexie/Apathie
3 Trauma
4 Stromverletzung
5 Bumble Foot
6 Gelenksveränderung
7 Befiederungsstörung
8 Vergiftung
9 Parasitose
10 Infektionskrankheit, inklusive Aspergillose
11 Magendarmtrakt-Symptomatik
12 Neoplasie
13 Missbildung/angeborene Erkrankung
14 okuläre Erkrankung
15 unklar

Datenschlüssel 4. Ophthalmologische Befunde

0	ohne besondere Befunde
1	juvenile Katarakt
2	juvenile Glaskörperstränge
3	Blindheit
4	Enophthalmus

Konjunktiva	5	Blutung/Ödem
	6	Konjunktivitis
Kornea	7	Kornealäsion
	8	Korneatrübung
	9	Endotheliale Präzipitate
Vordere Augenkammer	10	Flare
	11	Blutung
Iris/Pupille	12	Anisokorie
	13	Miosis
	14	Mydriasis
	15	Irisläsion
	16	Irisnarbe
	17	Synechie
	18	Rubeosis iridis
	19	PIVM
	20	Pigmentveränderung
	21	Naevus
Linse	22	Katarakt
	23	Sub-/Luxation
	24	Pigment an Linsenkapsel

Glaskörper	25	Pigmentablagerung
	26	Blutung
	27	Glaskörpervorfall
Pekten	28	Blutung
	29	Fibrinablagerung
Choroidea	30	Choroiditis
	31	chorioretinitische Narben
Retina	32	Blutung
	33	Netzhautablösung
Uvea	34	Uveitis

Anhang 1. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Seeadler (*Haliaeetus albicilla*)
(OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
1	2900	1	3	2	0	0	23.07.2007	-	23	21	-	-
2	5500	3	1	3	0	4+7+10+26 +30+33	31.10.2007	15:00	18	10	-	-
3	3650	3	2	8	27	30	13.11.2007	-	19	17	-	-
4	3590	3	1	2+8	0	0	21.02.2008	13:00	30	30	-	-
5	5640	3	2	15	0	0	06.05.2008	10:40	22	22	-	-
6	4750	3	1	3	0	0	06.05.2008	10:45	31	28	33	28
7	3160	3	2	3	20	0	13.06.2008	08:55	26	28	20	20
8	3500	2	3	2	0	0	01.08.2008	11:15	24	17	19	17
9	5000	3	1	3	0	0	04.09.2008	08:50	25	27	36	30
10	3740	3	1	8	0	0	29.09.2008	09:40	20	19	22	19
11	3900	3	1	3	0	0	10.10.2008	16:45	29	33	22	31
12	5450	3	1	8	5	5	21.11.2008	10:00	42	42	26	25
13	5500	3	1	8	0	0	29.01.2009	16:45	23	25	23	24
14	4900	3	1	8	10	10	05.02.2009	09:00	21	22	22	20
15	2920	3	2	8	0	0	20.02.2009	08:45	41	41	-	-
16	3850	3	2	6	0	0	10.03.2009	15:00	30	28	33	29
17	4400	3	2	8	0	0	27.03.2009	09:00	31	30	34	37
18	4620	3	1	3	0	0	27.03.2009	09:00	28	31	35	37
19	4900	3	2	8	0	11	20.04.2009	09:00	25	32	26	27

Anhang 2. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Rotmilan (*Milvus milvus*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
20	970	3	3	3	0	0	02.04.2008	09:30	16	15	-	-
21	975	3	1	3	0	0	06.06.2008	07:50	4	5	10	11
22	540	2	3	2+7	0	0	30.07.2008	10:20	14	14	12	5
23	-	3	3	3	0	0	01.08.2008	15:40	17	19	20	22

Anhang 3 a. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Habicht (*Accipiter gentilis*)
(OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
24	670	2	2	3	0	0	23.07.2007	-	20	18	-	-
25	860	2	1	2+3	0	0	26.07.2007	-	16	15	-	-
26	440	2	2	2	4+26	4	26.07.2007	-	12	17	-	-
27	470	2	2	3	25+29	0	02.08.2007	-	16	15	-	-
28	620	2	2	3	10	0	02.08.2007	-	9	15	-	-
29	740	2	2	2+3	0	0	13.08.2007	-	15	16	-	-
30	940	2	1	3	0	0	15.08.2007	-	18	20	-	-
31	1030	2	1	7	0	0	17.08.2007	-	22	20	-	-
32	955	2	1	3	0	0	19.08.2007	-	22	22	-	-
33	720	3	2	3	0	0	26.09.2007	-	20	22	-	-
34	720	3	2	3	0	0	27.09.2007	-	20	22	-	-
35	670	2	2	3	0	0	11.11.2007	12:00	29	28	-	-
36	740	3	2	3	0	0	15.05.2008	10:30	21	24	-	-
37	680	2	2	1	0	0	03.06.2008	13:30	16	16	15	15
38	840	2	1	3	0	0	23.06.2008	12:40	15	18	18	20
39	840	2	1	2	22+25	22+25	14.06.2008	12:40	13	14	19	20
40	770	2	1	2	2	2	07.07.2008	10:45	13	12	13	14
41	755	2	2	3	0	7	18.07.2008	12:00	17	17	17	18
42	1055	2	1	3	28	0	23.07.2008	14:15	9	15	9	12
43	575	3	2	15	10	0	02.07.2008	09:00	16	18	16	16
44	1030	2	1	3	0	0	11.07.2008	07:40	14	16	15	16
45	1140	3	1	3	0	0	18.07.2008	12:00	24	25	25	25
46	1200	2	1	3	0	0	21.07.2008	13:40	16	17	15	16
47	523	2	2	3	0	0	25.07.2008	13:15	15	16	15	17
48	655	2	1	2	0	0	29.07.2008	11:15	12	14	13	13

Anhang 3 b. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Habicht (*Accipiter gentilis*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
49	-	3	1	15	31	3+23+34	01.08.2008	16:45	25	1	27	1
50	600	3	2	3	26	0	04.08.2008	11:25	13	16	15	17
51	1050	2	1	3	0	26	08.08.2008	12:05	15	14	14	12
52	710	2	1	2+3	0	0	04.08.2008	11:30	16	18	18	17
53	705	3	2	3	0	0	19.08.2008	08:20	18	21	18	19
54	730	2	1	2+9	0	0	19.08.2008	12:32	16	13	18	14
55	650	2	2	3	25	0	26.08.2008	11:30	13	15	15	15
56	740	3	2	3	0	0	26.09.2008	10:30	23	23	23	22
57	985	2	1	3+9	0	0	23.10.2008	11:15	16	18	14	21
58	1165	3	1	14	10+11+23	0	08.12.2008	11:45	13	23	18	23
59	760	3	2	3	0	17+22	08.01.2009	10:45	21	21	19	20
60	630	3	2	3	0	0	17.02.2009	10:55	20	20	20	20

Anhang 4 a. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Sperber (*Accipiter nisus*)
(OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
61	270	2	1	3	0	0	12.07.2007	-	12	13	-	-
62	220	2	1	3	0	0	13.10.2007	-	19	17	-	-
63	244	2	1	3	26	0	05.11.2007	-	19	16	-	-
64	260	3	1	3	0	0	10.12.2007	15:42	17	19	-	-
65	260	2	1	15	0	10	21.12.2007	-	15	13	-	-
66	180	2	2	3	12+14+24	7	31.12.2007	-	17	15	-	-
67	216	2	1	3	0	25+26	10.01.2008	-	12	12	-	-
68	239	3	1	15	0	0	06.02.2008	-	14	15	-	-
69	196	3	1	2+3	0	0	26.02.2008	-	17	13	-	-
70	290	3	1	3	0	0	11.03.2008	15:15	17	16	-	-
71	175	3	1	2+3	0	0	03.04.2008	-	19	20	-	-
72	250	2	1	3	0	0	21.07.2008	13:30	10	13	14	11
73	210	2	3	3	0	0	31.07.2008	10:45	16	14	15	16
74	220	3	3	3	0	0	04.08.2008	11:20	11	12	15	13
75	215	2	1	3	10	0	08.08.2008	12:00	17	16	18	17
76	215	2	1	3	0	0	22.08.2008	11:20	15	14	15	15
77	195	2	1	3	0	0	04.09.2008	09:05	16	16	17	16
78	255	2	1	3	22	0	17.20.2008	12:00	16	14	15	13
79	235	3	1	3	0	0	24.10.2008	11:30	15	15	15	16
80	235	32	1	3	0	0	10.11.2008	11:00	13	12	13	11
81	110	2	2	3	0	0	03.12.2008	10:15	15	15	14	13
82	240	3	1	3	0	0	08.12.2008	16:00	17	15	16	14
83	230	3	1	3	0	0	15.01.2009	17:40	16	16	15	15
84	250	3	1	3	0	0	12.02.2009	12:15	23	17	17	15
85	190	3	1	3	0	26	10.02.2009	16:00	16	8	15	9

Anhang 4 b. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Sperber (*Accipiter nisus*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
86	145	3	2	3	0	0	24.02.2009	10:20	17	16	16	20
87	240	3	1	3	0	0	03.03.2009	11:30	16	14	16	14
88	130	3	2	3	0	9	16.02.2009	10:50	20	16	20	17

Anhang 5 a. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Mäusebussard (*Buteo buteo*)
(OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
89	595	2	3	2+3	26	26	23.07.2007	-	14	22	-	-
90	650	3	1	3	0	0	02.08.2007	-	21	23	-	-
91	720	2	1	2	8+23	0	31.08.2007	-	9	23	-	-
92	920	2	1	3	5+10+11+23+26+27	32	09.09.2007	-	13	23	-	-
93	960	3	2	3	0	10+11+26+33	26.11.2007	-	30	33	-	-
94	1166	3	3	3	26	0	29.11.2007	13:32	16	28	-	-
95	1010	3	1	3	7	7	12.01.2008	-	23	24	-	-
96	730	3	2	3	0	0	13.01.2008	13:10	30	29	-	-
97	549	2	2	3	0	0	14.01.2008	-	32	30	-	-
98	835	3	3	3	0	0	22.01.2008	-	30	32	-	-
99	-	2	3	2	0	0	21.02.2008	-	26	30	-	-
100	-	2	2	2+3	0	0	24.02.2008	-	20	19	-	-
101	750	3	3	3	0	0	26.03.2008	-	35	36	-	-
102	576	3	3	3	0	0	23.05.2008	15:15	22	24	25	22
103	582	3	3	2	29	29+34	27.05.2008	09:50	8	28	10	25
104	875	3	1	3	0	26	03.06.2008	11:20	30	32	28	28
105	750	3	2	3	0	0	09.06.2008	11:50	23	24	22	27
106	640	3	2	3	0	25	09.06.2008	12:00	30	35	30	30
107	730	2	3	2	0	0	14.06.2008	12:15	19	19	21	19
108	700	3	3	3	0	0	20.06.2008	11:00	24	27	26	27
109	670	3	3	3+10	0	0	23.06.2008	12:35	28	28	29	33
110	690	1	1	3	0	0	24.06.2008	14:30	16	16	15	14
111	780	2	1	3	0	0	24.06.2008	14:35	14	15	15	16
112	820	3	3	7	10	0	30.06.2008	07:30	23	30	19	23
113	555	2	3	13	0	0	02.07.2008	09:10	15	15	17	21

Anhang 5 b. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Mäusebussard (*Buteo buteo*)
(OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
114	720	2	3	3+7	0	31	10.07.2008	09:30	22	21	20	17
115	620	2	3	2+7	0	0	11.07.2008	07:35	22	23	23	25
116	680	2	3	3	0	0	14.07.2008	-	18	19	18	20
117	650	2	3	3	0	0	18.07.2008	12:30	21	19	23	22
118	-	3	1	3	0	0	01.08.2008	16:00	36	36	34	34
119	-	3	2	15	0	0	01.08.2008	16:05	32	33	33	30
120	-	2	3	15	0	0	01.08.2008	16:20	25	24	28	26
121	-	2	3	15	0	0	01.08.2008	16:25	18	18	16	18
122	650	3	2	3	0	0	12.08.2008	07:55	17	20	19	17
123	520	2	3	2	0	0	14.08.2008	09:40	24	28	22	24
124	740	3	2	2+3	0	0	21.08.2008	09:40	22	20	23	19
125	590	3	3	9	0	0	28.08.2008	14:00	25	28	25	26
126	565	2	1	3	0	0	23.09.2008	11:30	23	25	24	21
127	965	3	1	3	0	0	17.10.2008	17:30	34	36	30	32
128	785	2	1	3	28	31	11.11.2008	10:45	37	24	31	25
129	650	3	2	3	0	0	13.11.2008	10:15	28	28	27	28
130	680	3	2	4	0	0	14.11.2008	10:20	31	27	29	28
131	635	3	2	3	0	0	08.12.2008	13:10	34	35	35	36
132	670	3	2	3	28	0	08.12.2008	11:15	32	31	29	24
133	805	3	3	2+9	31	31	16.12.2008	10:00	30	31	28	28
134	670	3	3	3	0	28	20.01.2009	09:40	30	30	31	31
135	985	3	3	3	0	0	07.01.2009	09:50	40	41	37	38
136	505	3	2	3	0	0	07.01.2009	10:05	42	40	37	34
137	630	3	2	14	14+23	0	07.01.2009	09:55	38	40	35	37
138	870	3	3	3	25	25	14.01.2009	16:30	26	20	22	18

Anhang 5 c. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
139	540	3	2	2	0	0	05.02.2009	10:45	24	25	26	25
140	540	3	3	9+11	0	0	19.02.2009	11:30	30	27	30	29
141	715	3	3	2	0	0	24.02.2009	10:00	30	27	23	25
142	780	3	3	3	0	0	17.02.2009	10:45	29	30	26	26
143	700	3	3	3	0	0	11.02.2009	11:00	40	44	39	41

Anhang 6 a. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Turmfalken (*Falco tinnunculus*)
(OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
144	130	1	3	2	0	0	05.07.2007	-	9	8	-	-
145	170	1	3	1	0	0	23.07.2007	-	7	9	-	-
146	158	2	3	3	0	0	25.07.2007	-	10	12	-	-
147	235	2	1	3	0	0	03.01.2008	-	13	10	-	-
148	225	3	1	15	6	6	10.03.2008	-	5	4	-	-
149	240	3	3	15	0	0	14.04.2008	-	13	12	-	-
150	195	1	3	1	0	0	04.06.2008	13:30	5	5	5	5
151	150	1	3	1	0	0	04.06.2008	13:40	5	7	4	3
152	150	1	3	1	0	0	04.06.2008	13:35	6	4	4	5
153	220	2	3	1	0	0	12.06.2008	07:35	12	12	11	12
154	185	2	3	1	0	0	12.06.2008	07:45	13	12	12	11
155	220	2	3	3	0	0	14.06.2008	12:10	6	6	7	7
156	190	2	3	1	0	0	14.06.2008	12:30	8	6	9	9
157	170	2	3	1	0	0	16.06.2008	10:50	7	10	7	8
158	190	2	3	1	0	0	16.06.2008	11:00	12	12	12	10
159	140	2	3	1	0	0	20.06.2008	10:40	12	13	11	12
160	185	2	3	3	0	0	20.06.2008	10:55	8	5	5	5
161	180	2	3	3	0	0	20.06.2008	10:50	15	13	11	15
162	170	2	1	3	0	0	23.06.2008	15:40	9	9	9	8
163	185	1	3	3	0	0	25.06.2008	07:40	10	8	10	9
164	175	2	3	1	0	0	25.06.2008	07:45	10	11	12	12
165	185	2	3	1	0	0	25.06.2008	07:50	10	8	10	6
166	210	2	3	3	0	0	25.06.2008	08:00	8	9	8	9
167	175	2	3	15	0	0	27.06.2008	09:45	5	9	4	14
168	160	2	3	7	0	0	27.06.2008	07:40	12	10	12	13

Anhang 6 b. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Turmfalken (*Falco tinnunculus*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
169	180	2	3	1	0	0	30.06.2008	07:30	8	8	11	9
170	200	2	3	1	0	0	01.07.2008	10:25	11	7	13	10
171	148	2	3	3	0	0	01.07.2008	10:30	11	9	14	10
172	148	3	2	15	0	0	02.07.2008	08:50	6	5	5	8
173	170	2	3	3	0	0	02.07.2008	16:30	4	6	5	5
174	185	2	3	1	0	0	06.07.2008	13:05	7	9	8	8
175	180	2	3	1	0	0	06.07.2008	13:10	9	7	9	7
176	166	1	3	1	7	0	06.07.2008	13:15	-	9	-	9
177	205	2	3	1	0	0	06.07.2008	13:25	9	8	10	9
178	198	2	3	1	0	0	06.07.2008	13:30	9	9	10	9
179	193	2	3	1	0	0	06.07.2008	13:40	10	8	9	9
180	180	2	3	1	0	0	06.07.2008	13:45	12	12	12	11
181	140	2	3	1	0	0	06.07.2008	13:50	14	14	12	12
182	188	2	3	1	0	0	06.07.2008	14:10	5	6	7	5
183	172	2	3	1	0	0	06.07.2008	14:15	9	9	10	10
184	173	2	3	1	0	0	06.07.2008	14:20	8	9	9	9
185	184	2	3	1	0	0	06.07.2008	14:25	6	9	6	9
186	203	2	3	1	0	0	06.07.2008	14:30	11	10	11	10
187	180	2	3	1	0	0	06.07.2008	14:40	9	10	10	10
188	190	3	2	3	0	0	06.07.2008	14:55	8	11	5	9
189	225	3	1	15	0	0	06.07.2008	15:10	11	10	9	11
190	181	3	2	3	0	0	06.07.2008	15:25	14	15	15	13
191	184	2	3	1	0	0	06.07.2008	15:40	8	8	9	8
192	184	2	3	1	0	0	06.07.2008	15:50	9	9	9	10
193	168	2	3	1	0	0	06.07.2008	16:00	9	8	8	9

Anhang 6 c. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Turmfalken (*Falco tinnunculus*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
194	199	2	3	1	0	0	06.07.2008	16:15	8	10	8	10
195	192	2	3	1	0	0	06.07.2008	16:20	9	9	9	9
196	152	2	3	1	0	0	06.07.2008	16:30	11	10	11	10
197	215	2	3	1	0	0	06.07.2008	17:00	9	8	9	10
198	198	2	3	1	0	0	06.07.2008	17:05	8	8	9	9
199	228	2	3	1	0	0	06.07.2008	17:10	12	12	10	11
200	226	2	3	1	0	0	06.07.2008	17:15	10	10	10	9
201	186	2	3	1	0	0	06.07.2008	17:20	9	10	11	10
202	160	2	3	1	0	0	10.07.2008	09:55	9	12	10	9
203	165	2	3	3	26	0	10.07.2008	09:40	9	8	9	7
204	170	2	3	3	0	0	18.07.2008	12:00	13	13	13	14
205	170	3	2	3	2	0	18.07.2008	12:30	13	13	13	12
206	200	2	3	1	0	0	21.07.2008	13:35	11	10	12	10
207	190	3	2	3	0	0	01.08.2008	13:45	12	11	11	12
208	190	3	1	15	7	0	01.08.2008	13:50	-	13	-	11
209	180	2	3	3	0	0	08.08.2008	12:15	11	10	10	9
210	215	2	3	3	0	0	19.08.2008	08:15	12	13	11	11
211	145	2	3	3	0	0	12.09.2008	11:20	13	11	12	12
212	200	2	3	15	0	0	07.10.2008	12:35	14	12	14	14
213	150	2	3	9	0	0	07.10.2008	12:30	11	11	12	11
214	160	3	2	3	0	0	03.11.2008	18:00	14	14	11	13
215	190	2	2	3	0	0	22.12.2008	10:30	14	13	17	15
216	183	3	2	0	0	0	17.02.2009	11:50	12	13	13	13

Anhang 7. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Wanderfalken(*Falco peregrinus*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
217	800	3	3	3	0	0	07.03.2008	-	20	21	-	-
218	400	1	3	9	10+34	0	23.05.2008	11:00	2	5	-	-
219	1010	2	1	3	0	0	09.06.2008	13:00	10	13	8	12
220	750	3	1	3+9+10	0	0	08.07.2008	17:10	10	10	12	12

Anhang 8. Originaldaten der TonoVet®-Messungen beim Waldkauz (*Strix aluco*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
221	547	3	3	3	0	0	13.12.2007	15:15	10	10	-	-
222	540	3	3	2+3	0	0	19.11.2007	-	15	13	-	-
223	380	1	3	15	1	1	27.02.2008	-	5	5	-	-
224	530	3	1	3	31	31	05.03.2008	-	11	9	-	-
225	345	3	3	2	0	31	07.04.2008	11:10	4	10	-	-
226	560	2	1	3	27	27	26.05.2008	11:30	12	12	12	11
227	270	3	3	3	0	0	28.05.2008	08:30	13	15	15	16
228	365	3	2	3	26	0	23.06.2008	12:50	3	10	3	3
229	460	2	3	1	31	31	01.08.2008	11:35	13	9	12	11
230	306	2	3	1	0	0	01.08.2008	11:45	3	4	3	7
231	463	2	3	1	0	0	01.08.2008	11:50	9	13	12	15
232	430	2	3	1	31	31	01.08.2008	12:00	10	12	15	4
233	434	2	3	1	0	0	01.08.2008	12:10	6	6	9	12
234	400	2	3	1	31	31	01.08.2008	12:20	11	10	15	7
235	460	2	3	1	0	0	01.08.2008	13:00	15	13	15	15
236	480	2	3	1	0	31	01.08.2008	13:10	17	16	20	16
237	502	2	3	1	31	31	01.08.2008	13:20	15	5	14	9
238	430	2	3	1	31	31	01.08.2008	13:25	12	14	12	12
239	418	2	3	1	31	31	01.08.2008	13:35	15	13	13	17
240	400	2	3	3	0	0	12.09.2008	10:50	5	5	5	7
241	400	3	1	3	0	0	21.11.2008	14:00	12	12	11	12
242	525	3	1	14	7	7+11	14.01.2009	17:10	5	1	-	-
243	350	3	3	15	0	0	11.02.2009	10:00	11	8	11	11
244	240	1	3	11	1	1	27.03.2009	09:10	6	8	11	12

Anhang 9. Originaldaten der TonoVet®-Messungen bei der Waldohreule (*Asio otus*)
(OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
245	205	3	1	2+3	0	0	14.07.2007	-	6	7	-	-
246	238	3	2	12	3	3	31.01.2008	-	4	3	-	-
247	270	3	1	3	0	0	05.03.2008	09:58	12	13	-	-
248	-	3	2	3	0	0	05.03.2008	09:55	8	9	-	-
249	300	3	3	3+7	10+19+24	0	13.05.2008	-	3	13	-	-
250	220	3	3	3	0	0	06.06.2008	07:55	7	8	9	9
251	250	3	1	3	0	31	09.06.2008	11:40	10	10	10	10
252	190	2	3	3	0	0	09.06.2008	11:30	4	5	4	5
253	265	2	3	14	7	7	13.06.2008	07:40	8	8	6	8
254	190	2	3	3	0	0	26.06.2008	16:50	5	4	5	3
255	267	3	3	3	31	31	27.11.2008	10:30	11	12	10	8
256	250	3	3	9	0	11	22.01.2009	10:15	11	9	8	5
257	265	3	3	3	11+17	0	15.01.2009	17:50	13	13	13	13
258	-	3	3	3	0	0	11.02.2009	10:30	7	8	9	10
259	250	3	3	3	0	25	03.03.2009	16:30	5	5	9	8
260	490	3	3	3	0	0	27.03.2009	11:15	4	4	3	3

Anhang 10. Originaldaten der TonoVet®-Messungen bei der Schleiereule (*Tyto alba*) (OS=linkes Auge, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck; Legende siehe Seite 115-117)

Tier-Nr.	Ge-wicht (g)	Alter	Sex	Klinische Befunde	Ophthal-mologische Befunde OS	Ophthal-mologische Befunde OD	Datum	Zeit	IOP (OS) aufrecht (mmHg)	IOP (OD) aufrecht (mmHg)	IOP (OS) liegend (mmHg)	IOP (OD) liegend (mmHg)
261	300	2	3	1	0	0	25.10.2007	-	10	9	-	-
262	343	3	3	3	0	15	02.11.2007	-	5	1	-	-
263	260	3	2	15	14+26	13	22.02.2008	-	2	10	-	-
264	320	3	3	3	0	0	22.08.2008	10:20	12	13	12	14
265	290	3	3	3	31	0	30.10.2008	14:30	15	16	11	14

Anhang 11 a. Originaldaten der Mehrfachmessungen zur Bestimmung der physiologischen Schwankungsbreite des IOP (OS=linkes Auges, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck)

Tier-Nr.	Spezies	Seite	IOP 1	Datum 1	IOP 2	Datum 2	IOP 3	Datum 3	IOP 4	Datum 4	IOP 5	Datum 5
1	Habicht	OS	21	15.05.2008	29	19.05.2008	27	18.06.2008	31	26.06.2008	28	30.06.2008
2	Habicht	OD	24	15.05.2008	28	19.05.2008	29	18.06.2008	29	26.06.2008	30	30.06.2008
3	Habicht	OS	13	07.07.2008	14	09.07.2008	15	10.07.2008	12	11.07.2008	16	14.07.2008
4	Habicht	OD	12	07.07.2008	14	09.07.2008	13	10.07.2008	15	11.07.2008	17	14.07.2008
5	Habicht	OS	15	23.06.2008	16	24.06.2008	18	25.06.2008	15	26.06.2008	18	27.06.2008
6	Habicht	OD	18	23.06.2008	17	24.06.2008	17	25.06.2008	15	26.06.2008	19	27.06.2008
7	Habicht	OS	24	18.07.2008	25	21.07.2008	27	22.07.2008	25	23.07.2008	28	24.07.2008
8	Habicht	OD	25	18.07.2008	25	21.07.2008	26	22.07.2008	26	23.07.2008	25	24.07.2008
9	Mäusebussard	OS	22	23.05.2008	28	24.06.2008	28	27.06.2008	23	30.06.2008	28	03.07.2008
10	Mäusebussard	OD	24	23.05.2008	31	24.06.2008	33	27.06.2008	27	30.06.2008	31	03.07.2008
11	Mäusebussard	OS	30	09.06.2008	32	23.06.2008	31	27.06.2008	40	30.06.2008	25	02.07.2008
12	Mäusebussard	OD	35	09.06.2008	34	23.06.2008	31	27.06.2008	44	30.06.2008	25	02.07.2008
13	Mäusebussard	OS	30	03.06.2008	28	06.06.2008	29	09.06.2008	30	11.06.2008	28	13.06.2008
14	Mäusebussard	OD	32	03.06.2008	27	06.06.2008	29	09.06.2008	28	11.06.2008	28	13.06.2008
15	Mäusebussard	OS	14	25.06.2008	17	26.06.2008	15	27.06.2008	18	30.06.2008	18	01.07.2008
16	Mäusebussard	OD	15	25.06.2008	16	26.06.2008	16	27.06.2008	15	30.06.2008	18	01.07.2008
17	Mäusebussard	OS	18	14.07.2008	18	15.07.2008	18	16.07.2008	20	17.07.2008	19	18.07.2008
18	Mäusebussard	OD	19	14.07.2008	18	15.07.2008	20	16.07.2008	20	17.07.2008	17	18.07.2008
19	Mäusebussard	OS	24	20.06.2008	26	23.06.2008	26	24.06.2008	25	25.06.2008	27	27.06.2008
20	Mäusebussard	OD	27	20.06.2008	26	23.06.2008	27	24.06.2008	25	25.06.2008	25	27.06.2008
21	Turmfalke	OS	8	20.06.2008	8	23.06.2008	9	25.06.2008	10	27.06.2008	8	01.07.2008
22	Turmfalke	OD	5	20.06.2008	8	23.06.2008	10	25.06.2008	8	27.06.2008	10	01.07.2008
23	Turmfalke	OS	11	01.07.2008	11	02.07.2008	13	03.07.2008	12	04.07.2008	11	07.07.2008
24	Turmfalke	OD	9	01.07.2008	11	02.07.2008	13	03.07.2008	11	04.07.2008	13	07.07.2008

Anhang 11 b. Originaldaten der Mehrfachmessungen zur Bestimmung der physiologischen Schwankungsbreite des IOP (OS=linkes Auges, OD=rechtes Auge, IOP=Augeninnendruck)

Tier-Nr.	Spezies	Seite	IOP 1	Datum 1	IOP 2	Datum 2	IOP 3	Datum 3	IOP 4	Datum 4	IOP 5	Datum 5
25	Turmfalke	OS	8	25.06.2008	10	27.06.2008	11	30.06.2008	9	01.07.2008	11	03.07.2008
26	Turmfalke	OD	9	25.06.2008	11	27.06.2008	9	30.06.2008	9	01.07.2008	11	03.07.2008
27	Turmfalke	OS	6	02.07.2008	5	04.07.2008	5	07.07.2008	6	09.07.2008	6	11.07.2008
28	Turmfalke	OD	5	02.07.2008	5	04.07.2008	8	07.07.2008	7	09.07.2008	5	11.07.2008
29	Turmfalke	OS	9	23.06.2008	10	24.06.2008	10	25.06.2008	8	26.06.2008	10	27.06.2008
30	Turmfalke	OD	9	23.06.2008	9	24.06.2008	11	25.06.2008	9	26.06.2008	10	27.06.2008

Danksagung

Mein Dank gilt zunächst Frau Prof. Dr. C. Eule für die Überlassung des Themas und die theoretische, praktische und moralische Unterstützung bei der Durchführung der Arbeit. Die Zusammenarbeit hat mir viel Freude bereitet!

Frau Dr. K. Müller danke ich sehr für die Unterstützung in klinischen Bereichen und insbesondere die Hilfe bei der Benutzung der Statistik- und Literaturverwaltungssoftware.

Frau Dr. G. Arndt möchte ich für ihre geduldige und hilfsbereite Unterstützung in allen biometrischen Fragen danken.

Dem ganzen Team der Klinik und Poliklinik für Kleine Haustiere gilt mein Dank für die gute Zusammenarbeit während des letzten Jahres.

Frau L. Busche möchte ich besonders für die Durchsicht des Manuskripts und ihre moralische Unterstützung danken.

Schließlich gilt mein Dank vor allem meiner Familie, ohne deren Unterstützung die Durchführung der Arbeit nicht möglich gewesen wäre. Danke!

Selbstständigkeitserklärung

Hiermit bestätige ich, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig angefertigt habe. Ich versichere, dass ich ausschließlich die angegebenen Quellen in Anspruch genommen habe. Die Arbeit hat keiner anderen Prüfungsbehörde vorgelegen.

Berlin, den 19.06.2009

Anne Reuter