

Aus dem
Institut für Tieranatomie
Lehrstuhl für Tieranatomie I, insbesondere Systematische
und Topographisch-klinische Anatomie der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians Universität München

Komm. Vorstand Univ.-Prof. Dr. rer. nat. Dr. med. vet. habil. J. Peters
Arbeit angefertigt unter Leitung von Univ.-Prof. Dr. Dr. h.c. mult. H.-G. Liebich

Schnittbildanatomie des Haushuhnes (*Gallus domesticus*)
anhand von sekundären Scheibenplastinaten

Inauguraldissertation zur Erlangung der Doktorwürde
des Dr. rer. biol. vet.
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians Universität München

von
Martin Kobienia
aus
München

München 2008

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

Dekan:	Univ.-Prof. Dr. Braun
Berichterstatter:	Univ.-Prof. Dr. Liebich
Korreferent/en:	Univ.-Prof. Dr. Korbelt

Tag der Promotion: 6. Februar 2009

Meinen Eltern gewidmet

1 Inhaltsverzeichnis

1	Inhaltsverzeichnis	I
2	Einführung	1
3	Literaturübersicht	2
3.1	Literatur	2
4	Material und Methoden	8
4.1	Untersuchungsmaterial	8
4.2	Methode	8
4.2.1	Sekundäre Scheibenplastination nach NOTERMANS	8
5	Ergebnisse	18
5.1	Plastinatschnitt – Körper sagittal Schnitt Nr. 1	20
5.1.1	Passiver Bewegungsapparat	21
5.1.2	Aktiver Bewegungsapparat	22
5.1.3	Weichteilanatomie	22
5.2	Plastinatschnitt – Körper sagittal Schnitt Nr. 2	25
5.2.1	Passiver Bewegungsapparat	26
5.2.2	Aktiver Bewegungsapparat	27
5.2.3	Weichteilanatomie	27
5.3	Plastinatschnitt – Körper sagittal Schnitt Nr. 3	30
5.3.1	Passiver Bewegungsapparat	31
5.4	Plastinatschnitt – Körper horizontal Schnitt Nr. 1	32
5.4.1	Passiver Bewegungsapparat	33
5.4.2	Aktiver Bewegungsapparat	34
5.4.3	Weichteilanatomie	35
5.5	Plastinatschnitt – Körper horizontal Ausschnitt Nr. 1	37
5.5.1	Passiver Bewegungsapparat	38
5.5.2	Aktiver Bewegungsapparat	38
5.5.3	Weichteilanatomie	38
5.6	Plastinatschnitt – Körper horizontal Schnitt Nr. 2	40
5.6.1	Passiver Bewegungsapparat	41
5.6.2	Aktiver Bewegungsapparat	41
5.6.3	Weichteilanatomie	42

5.7	Plastinatschnitt – Körper horizontal Ausschnitt aus Nr. 2	44
5.7.1	Weichteilanatomie	45
5.8	Plastinatschnitt – Abdomen horizontal Schnitt Nr. 3	47
5.8.1	Passiver Bewegungsapparat	48
5.8.2	Aktiver Bewegungsapparat	48
5.8.3	Weichteilanatomie	48
5.9	Plastinatschnitt – Abdomen horizontal Schnitt Nr. 4	51
5.9.1	Passiver Bewegungsapparat	52
5.9.2	Aktiver Bewegungsapparat	52
5.9.3	Weichteilanatomie	53
5.10	Plastinatschnitt – Abdomen horizontal Schnitt Nr. 5	54
5.10.1	Weichteilanatomie	55
5.11	Plastinatschnitt – Kopf sagittal Schnitt Nr. 1	56
5.11.1	Skelett des Kopfes	57
5.11.2	Aktiver Bewegungsapparat	60
5.11.3	Weichteilanatomie	60
5.12	Plastinatschnitt – Kopf Ausschnitt aus Nr. 1	62
5.12.1	Das Sehorgan/ Organa visus	63
5.12.2	Das Zentralnervensystem/ Systema nervosum centrale	63
5.13	Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 1	66
5.13.1	Skelett des Kopfes	67
5.13.2	Aktiver Bewegungsapparat	68
5.13.3	Weichteilanatomie	68
5.14	Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 2	70
5.14.1	Skelett des Kopfes	71
5.14.2	Aktiver Bewegungsapparat	71
5.14.3	Weichteilanatomie	71
5.15	Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 3	73
5.15.1	Skelett des Kopfes	74
5.15.2	Aktiver Bewegungsapparat	74
5.15.3	Weichteilanatomie	75
5.16	Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 4	76
5.16.1	Skelett des Kopfes	77
5.16.2	Aktiver Bewegungsapparat	77

Inhaltsverzeichnis	III
5.16.3 Weichteil Anatomie	78
5.17 Platinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 5	81
5.17.1 Skelett des Kopfes	82
5.17.2 Aktiver Bewegungsapparat	82
5.17.3 Weichteil Anatomie	83
5.18 Platinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 6	84
5.18.1 Skelett des Kopfes	85
5.18.2 Aktiver Bewegungsapparat	85
5.18.3 Weichteil Anatomie	85
6 Diskussion	87
6.1 Auswahl der Tiere	87
6.2 Vorteile der sekundären Scheibenplastination	87
6.3 Nachteile der Methode	91
6.4 Resümee	93
7 Zusammenfassung	95
8 Summary	96
9 Literaturverzeichnis	97

Alle anatomischen Termini wurden gemäß der 2. Auflage der Nomina Anatomica Avium (NAA, 1993) verwendet

Abkürzungsverzeichnis

A. (Aa.)	Arteria, Arteriae
Artc. (Artcc.)	Articulatio, Articulationes
Cran.	Cranialis
CT	Computertomographie
Fac. (Facc.)	Facies, Facies
For. (Forr.)	Foramen, Foramina
Gl. (Gll.)	Glandula, Glandulae
Lat.	Lateralis
M. (Mm.)	Musculus, Musculi
Med.	Medialis
MRT/ MRI	Magnetresonanztomographie/ Magnetic Resonance Imaging
N. (Nn.)	Nervus, Nervi
NMR	Kernspinresonanztomographie/ Nuclear Magnetic Resonance
Proc. (Procc.)	Processus, Processus
Prof.	Profundus
R. (Rr.)	Ramus, Rami
Rostr.	Rostralis
Superf.	Superficialis
V. (Vv.)	Vena, Venae
Ventr.	Ventralis

2 Einführung

Die in der tierärztlichen Praxis Tätigen werden durch den immer stärker werdenden Wunsch vieler Patientenbesitzer nach Haltung exotischer Vögel, durch die steigende Patientenzahl aus den Bereichen des Zier-, Wild- und Nutzgeflügels oder eines großen Patientenstamms an Greifvögeln im erhöhten Maße gefordert, sich speziell mit der Anatomie des Geflügels auseinander zu setzen.

Das oftmals mangelhafte Fachwissen zur makroskopischen und mikroskopischen Anatomie erschwert ungeübten Tierärzten und Tierärztinnen den Umgang und die Behandlung von Vögeln. Gerade der immer stärker werdende Einsatz von non-invasiven bildgebenden Verfahren, wie Ultraschall, Computer- und Magnetresonanztomographie (CT, MRT, MRI, NMR) fordern darüber hinaus eine intensive Auseinandersetzung mit der Schnittbildanatomie des Geflügels. Meist bleibt die Interpretation der makroskopischen transversalen, sagittalen und horizontalen Schnittbilder für diagnostische Zwecke oftmals nur auf das Vorwissen aus dem Studium beschränkt. Doch gerade die Beschäftigung mit der zweidimensionalen Schnittanatomie ermöglicht den Studierenden und praktizierenden Ärzten eine exaktere räumliche Vorstellung der topographischen Anatomie und ihrer physiologischen Zusammenhänge der Organe und Strukturen zueinander.

Ziel der vorliegenden Arbeit ist es daher, erstmalig eine Schnittbildanatomie des Haushuhns (*Gallus domesticus*) an Hand von sekundären Scheibenplastinaten zu erstellen. Dabei gilt es insbesondere, neue Techniken anzuwenden, an ausgewählten Schnitten nachfolgende anatomische Strukturen in Anlehnung an die *Nomina Anatomica Avium* (NAA, 1993) zu bestimmen, diese photographisch zu dokumentieren und zu diskutieren.

3 Literaturübersicht

3.1 Literatur

Beginnt man in der anatomischen Literatur der Veterinärmedizin und Biologie/ Zoologie nach geeigneten Literaturstellen zur Schnittbildanatomie des Geflügels zu suchen, erkennt man, dass es sich hierbei um ein noch sehr wenig beachteten Teilbereich der Anatomie handelt.

Sowohl in der Säuger-, aber besonders in der Vogelanatomie wurden bisher nur vereinzelt Schnitte von ausgewählten Organen oder Körperebenen angefertigt, um einen besseren Einblick in die Anatomie zu bekommen, die systematische Bearbeitung dieses Themas blieb aber bisher aus.

Eine Beschäftigung mit der Schnittbildanatomie fand rein auf der deskriptiven Ebene statt, die die Studenten während ihrer Ausbildung an Hand von frischer, fixierter, gefrorener und konservierter Schnitte bzw. durch Zeichnungen in Anatomieatlanten kennen lernten. Sie bekamen dadurch zwar einen bessere räumliche Vorstellung der topographischen Anatomie und ihrer physiologischen Zusammenhänge der Organe und Strukturen zueinander, aber die praktische Anwendung dieses Wissens ergab sich erst durch den Einsatz der non-invasiven Verfahren der Schnittbildanatomie. Gerade die Kenntnis der physiologischen Schnittbildanatomie ist von fundamentaler Bedeutung für die Auswertung von durch moderne bildgebende Verfahren gewonnener Bilder. Diese zweidimensionalen anatomischen Schnitte können direkt mit einem Computertomogramm verglichen werden. Über die Bedeutung, die Beschreibung und die Vor- und Nachteile der verschiedenen Arten der Schnittbildanatomie sei auf die Dissertationsschrift von ZÖGgeler (2002) verwiesen. Die Wichtigkeit der Computer- und Magnetresonanztomographie für die Befundinterpretation stellt Probst (2006) in seiner Habilitationsschrift dar.

Wenn man sich mit der Schnittbildanatomie der Vögel beschäftigen will, sollte man sich erst mit ihrer Biologie, Morphologie und Systematik, im Anschluss mit ihrer allgemeinen und speziellen Anatomie auseinandersetzen, die man im Zusammenhang mit der vergleichenden Anatomie der Wirbeltiere betrachten sollte.

Als Einstieg in die Ornithologie und Systematik eignen sich die Fachbücher von Bezzel (1990), Farmer (1971), Grasse (1950), Proctor (1993).

Im Bereich der allgemeinen und speziellen Anatomie der Vögel, mit ihrer Einordnung und Interpretation im Hinblick auf die vergleichende Anatomie der Wirbeltiere gibt es eine Vielzahl an Fachliteratur, sodass stellvertretend die Publikationen von BRACEGIRDLE (1978), CRISPENS (1978), GILBERT (1991), HILDEBRAND (2001, 2004), HYMAN (1942), JOLLIE (1962), LINZEY (2001), PEARSON (1981), POUGH (2002), VARGAS (2005), WAGNER (1993), WAKE (1979) und WEBSTER (1974) genannt seien.

Möchte man sich mit der klinischen Anatomie der Vögel und medizinischen Aspekten befassen, eignen sich die Bücher von BAUMEL (1993), BENNET (1994), KALETA (2006), LÜTHGEN (2002), PATTISON (2007), PEES (2004), SAIF (2008), SIEGMANN (2005), TULLY (1994), WEDEL (2004), WOERMLE (2006), JORDAN (2008).

Als Leitfaden für die vergleichende Anatomie und Präparation von Wirbeltieren kann man sich mit Hilfe der Handbücher von CHIASSON (1966, 1993), FISBECK (2001), GIERSBERG (1986), HOMBERGER (2004), KÄMPFE (1993), DE LULIUS (2007), PORTMANN (1983), ROGERS (1989), WISCHNITZER (1993) einen schnellen Überblick über die Vogelanatomie verschaffen.

Vertiefende Untersuchungen, sowohl in der makroskopischen und mikroskopischen Anatomie, als auch in der Embryologie finden sich aber auch schon in den großen, vergleichenden Anatomiewerken zum Anfang des 19. Jahrhunderts. Auch wenn manche Ansichten und Schlussfolgerungen, gerade im Bereich der Systematik und Evolution, sich als falsch erweisen haben, darf dennoch nicht vergessen werden, dass hier groß angelegte Studien und Serien mit schwer wieder zu erlangendem und fast unwiederbringlichen Untersuchungsmaterial durchgeführt wurden, die einen Grundstock für die heutige vergleichende Anatomie legten. Leider ist dieses große, vergleichend anatomische Wissen oftmals durch die heutigen modernen Methoden in den Hintergrund getreten und teilweise vergessen worden. Obwohl dieses Wissen und die Erkenntnisse oftmals sehr alt sind, besitzt es doch sehr häufig sehr aktuelle Bezüge. So könnte es sein, dass, was damals schon untersucht und zum Teil aufgeklärt wurde, heute als neu publiziert wird, weil die Bereitschaft, sich mit dieser „antiquierten“ Literatur auseinander zu setzen, eventuell nicht mehr besteht. Schon damals erlangten die Wissenschaftler teilweise mit sehr einfachen Mitteln und Verfahren ein unschätzbare Wissen durch vergleichend anatomische Studien,

welches heute Vielen fehlt. Es wurden Photographien, sehr detaillierte Zeichnungen und akribische Studien von und über anatomische Details, Situszeichnungen und Organ- bzw. Körperschnitten angefertigt, die uns heute eine sehr große Hilfe sind, um die evolutiven Zusammenhänge von Morphologie, Anatomie, Physiologie, Form und Funktion zu verstehen. Ohne dieses Hintergrundwissen ist es schwer, die perfekte Anpassung und Faszination der Vogelanatomie zu verstehen und zu begreifen. Die Anatomie hat sich seit damals nicht verändert, sondern nur die Denkweise und Interpretation des Gesehenen.

Stellvertretend seien folgende Werke genannt und auf deren ausführliche Literaturverzeichnisse verwiesen: BOAR (1929), BÖKER (1933), BOLK (1937 bzw. 1967), ELLENBERGER (1932), FRANK (1892), FÜRBRINGER (1888), GEGENBAUER (1898), GROEBBELS (1932), IHLE (1927 bzw. 1971), MARINELLI (1954), SISSON (1953), SMITH (1960), WIEDERSHEIM (1906).

Während bis zur Entwicklung des CT bzw. des MRT/ MRI die einzige Möglichkeit darin bestand, Gefrierschnitte vom gesamten toten Organismus oder von einzelnen Organen herzustellen, um Aufschlüsse über die Schnittbildanatomie zu erhalten, ermöglicht heutzutage der Einsatz moderner bildgebender diagnostischer Verfahren wie CT bzw. MRT/ MRI non-invasive Schnittbilder von der Anatomie und den Körperfunktionen besonders des lebenden Organismus zu erhalten.

Als Einführung in die CT und MRT/ MRI Technik eignen sich die Publikationen von KÖCHLI (1998), SCHILD (1990), SOCEK (1990), STOSKOPF (1989) und WEGENER (1992).

Gerade die Non-Invasivität ermöglicht es, viele Fragestellungen ohne Belastung des Patienten zu ermitteln. So konnte CLARK (2005) die Knochenbruchheilung mit dem Einsatz der Computertomographie verfolgen. DORRESTEIN (1997), DUNCHEN (1971), KRAUTWALD JUNGHANNS (1993, 1994, 1997, 1998), O'CONNOR (2004), OROSZ (1997), ROMAGNANO (1997), WESTERHOF (2005) beschäftigten sich mit der Topographie des gesunden und kranken Respirationstraktes, der Pneumatisierung und den Zölonhöhlen der Vögel.

Sehr von Vorteil hat sich auch der Einsatz im Bereich des zentralen Nervensystems erwiesen. Im Bereich des Gehirns setzten BARTELS (2000, 2001), CONVERSE (2005), VAN DEN LINDEN (1998), OROSZ (1992), PAUL MURPHY (2005, 2007)

und ROMAGNANO (1996) diese non invasiven Techniken ein, um Fragestellungen zu klären und Diagnosen durchführen zu können.

Erkrankungen in diversen Abschnitten der Wirbelsäule und des Rückenmarks konnten durch die Hilfe von CT und MRI durch ANDREOLI (2005), BAGLEY (2000), BERRY (2005), CLIPPINGER (1996), EMERSON (1990), HASHOLT (1982), HULTGREN (1997) und OROSZ (1992) diagnostiziert und behandelt werden.

Dem Kopf- und Schädelbereich widmeten sich ARTMANN (2001, 2002), GAMBLE (2007), KRAUTWALD JUNGHANNS (1998a), PAUL MURPHY (1991), PYE (2000), ROSENTHAL (1995), SUEDMEYER (2001), WILSON (2004).

Die allgemeine Schnittbildanatomie und die Vorteile des Einsatzes von CT bzw. MRI in der Vogelmedizin behandeln die Publikationen von GUMPENBERGER (2001), HATHCOCK (1993), JENKINS (1991), JONES (2007).

Einen Überblick über die Schnittbildanatomie ausgewählter Vogelspezies geben LOVE (1993) für den Graupapagei, MARTEL (2005) für die Taube und SEALING (1994) für den Kakadu.

Eine neue Herangehensweise in Bezug auf Erkrankungen im Bereich der Gelenke zeigten BONIN (2007) und ROSENTHAL (1994) durch den non-invasiven Einsatz von CT und MRI auf.

Als Grundlage für jede Art der Scheibenplastination gilt die von HAGENS (1985, 1989, 1999) entwickelte Sandwich- und Flachkammermethode. Bei diesen beiden Techniken handelt es sich um Herangehensweisen, die auf der primären Scheibenplastination beruhen. Um sie in Bezug zur sekundären Scheibenplastination stellen zu können, sei kurz auf diese beiden Techniken eingegangen:

Während homogene Präparate, wie z.B. Organe, die keine Hartgewebe wie Knochen enthalten ohne gefroren zu werden im fixierten und im Anschluss wieder gewässerten Zustand auf einer normalen Rotationsschneidemaschine geschnitten werden können, müssen alle anderen Präparate stets gesägt werden. Hierfür wird das Präparat in Plastikfolie luftdicht eingewickelt oder eingeschweißt und zur Härtung des Weichgewebes bei -70°C tiefgefroren. Hierbei muss besonders auf die Form-erhaltung und eine Verhinderung von Gefrierbrand, das Festfrieren des Präparates in der Tiefkühltruhe und Liegeartefakte geachtet werden. Beim Sägevorgang ist stets ein gekühlter Sägeanschlag erforderlich, da das Präparat während des Sägevorganges nicht auftauen darf. Es würde sich hierdurch kein Sägestaub, sondern

eine Sägeschmiere bilden, welche sich nur sehr schwierig von der Schnittoberfläche entfernen lässt.

Die vom Sägestaub befreiten Schnitte werden zwischen Fliegengitter gelegt, damit sich keine Abdrücke auf den Scheiben bilden können. Im Anschluss stapelt man diese Schnitte zwischen Kunststoffgitter übereinander und überführt sie zur Entwässerung sogleich in -25°C kaltes, circa 95%iges Aceton.

Nachdem die Gefrierentwässerung abgeschlossen ist, erfolgt die Restentwässerung und Vorentfettung in einem auf Raumtemperatur gebrachtem Acetonbad. Die Restentfettung wird durch ein Methylenchlorid/ Dichlormethanbad im Anschluss vollzogen. Ungewünschte Konkremete, wie Blutreste, Magen- und Darminhalt werden durch vorsichtiges Bewegen der Schnitte oder manuelle Entfernung mit Hilfe einer Pinzette aus deren Lumina im Lösungsmittelbad entfernt. Hierdurch kommt es zu einem Herausspülen dieser bröseligen Restgewebe, welche auf den Behälterboden absinken und sich von dort leicht entfernen lassen. Als Folge kann es zu keiner Verschmutzung des Kunststoffes bei der forcierten Infiltration kommen.

Die fertig entwässerten und entfetteten Scheiben werden aus dem Methylenchlorid entnommen und in das vorbereitete Imprägnierbad überbracht.

Der Stapel mit den Gewebescheiben wird mit einem Gitter bedeckt und beschwert, damit er während der Imprägnierung stets im Kunststoff liegt. Ein Aufschwimmen des Stapels hat störende Luftblasenbildungen in den Schnitten zur Folge.

Im Anschluss wird das Bad solange vorsichtig forciert evakuiert, bis sich nur noch vereinzelt Luftblasen bilden, die zur Oberfläche steigen und dort spritzend zerplatzen. Hierdurch ist sichergestellt, dass sämtliche Lösungsmittel aus dem Präparat entfernt sind und gegen den Kunststoff ausgetauscht wurden.

Die imprägnierten Präparatescheiben werden dem Ansatz entnommen, tropfnass auf eine mit einer Polyesterfolie bedeckte Glasscheibe gelegt und mit einer weiteren Polyesterfolie bedeckt. Im Anschluss streicht man alle entstandenen Luftblasen aus, lagert diese „Sandwichstapel“ zwischen Glasscheiben, lässt die Stapel bei Raumtemperatur liegen und härtet sie anschließend im Wärmeschrank für zwei bis drei Tage bei 50°C aus. Die noch warmen Gewebescheiben können nun mit einer kräftigen Schere auf eine einheitliche Größe zurecht geschnitten werden.

Im Gegensatz zu dieser Sandwichmethode/ Sandwichstapeltechnik werden bei der Flachkammertechnik die fertig imprägnierten Scheiben in eine Flachkammer über-

bracht und in einen zweiten Kunststoffansatz anderer Zusammensetzung eingegossen und ausgehärtet.

Diese E12-Technik kam bereits bei einigen Fragestellungen im Bereich der Tieranatomie oder Veterinärmedizin zum Einsatz; so bei COOK (1997), ERODIN (1994), HAGENS (1999) und HENRY (1997).

NOTERMANS hat die Flachkammermethode von HAGENS weiterentwickelt, sodass nur noch ein Ansatz ausreicht. (mündliche Mitteilung).

Neben den genannten Techniken der primären Scheibenplastination gibt es noch eine Vielzahl an in der Biologie, Human- und Veterinärmedizin angewendeten Techniken, auf die in dieser Dissertation nicht eingegangen wird.

Hier sei besonders auf die 22. Ausgabe des Journals of the International Society für Plastination von 2007 verwiesen. In ihr werden die wichtigsten zur Zeit gebräuchlichen Techniken in den anatomischen Forschungszweigen dieser verwandten Disziplinen eingegangen. Eine der sekundären Scheibenplastination nach NOTERMANS sehr ähnliche Technik, bei der ebenfalls zuerst eine Blockplastination durchgeführt wird und im Anschluss der Sägevorgang stattfindet, stellt die Technik von SORA (2004) dar.

Zum vertiefenden Studium der E12-Technik sei auf die Publikationen von ANN (1999), COOK (1996), FASEL (1988), FRITSCH (1991), JOHNSON (2000), LANE (1990), QIU et al. (2003), SHA et al. (2001), SEIBOLD (1991), SITTEL (1996), SORA (2002, 2004), WEBER (1993) und WINDISCH (2001) verwiesen.

Einen gesamten Überblick der gebräuchlichen Präparationsmethoden in der Biologie, Human- und Veterinärmedizin geben die Lehrbücher von STEINMANN (1992) und PIECHOCKI (1998).

4 Material und Methoden

4.1 Untersuchungsmaterial

Zur Untersuchung und Herstellung von Serienschnitten des Geflügelkörpers und Kopfes standen sechs Deutsche Zwerghühner aus einer Geflügelzucht zur Verfügung, die für die weitere Zucht nicht mehr verwendet werden konnten und daher euthanasiert wurden. Es handelte sich um drei männliche und drei weibliche Tiere, um die drei Schnittebenen bei beiden Geschlechtern darstellen zu können. Zusätzlich wurde zur Darstellung der Anatomie des Kopfes von drei Hühnern und einem Hahn ausschließlich die Köpfe plastiniert und Schnittbildserien angefertigt. Parallel standen zum Vergleich Gefrierschnitte derselben Ebenen des Kopfes und des Körpers von drei weiteren weiblichen Hühnern zur Verfügung.

4.2 Methode

Die angewendete Technik ist eine von NOTERMANS (2002), Zentrum Anatomie der Universität Köln, Institut für Anatomie II, entwickelte Technik, die auf der XIX. Fortbildungsveranstaltung für medizinische Präparatoren und Sektionsassistenten vom 8. – 9. November 2002 in München vorgestellt wurde. Sie stellt eine weiterentwickelte Variation der von HAGENS (1985, 1989, 1999) entwickelten Sandwich- und Flachkammertechnik dar.

4.2.1 Sekundäre Scheibenplastination nach NOTERMANS

4.2.1.1 Präparation und Fixierung

Die Tiere werden mit Hilfe von T 61 über die V. ulnaris euthanasiert, anschließend dekapiert und entblutet. Durch die Dekapitation und das sich hieraus resultierende Entbluten ist sichergestellt, dass sich in den Gefäßen und Organen keine Artefakte durch gerinnendes Blut bilden, die die Transparenz und Unversehrtheit stören können. Danach perfundiert man die Tiere über die Trachea durch Infusion einer 4% Formalinlösung, wodurch eine rasche Fixierung der Körperhöhlen und des Rumpfes eingeleitet und eine Konservierung erreicht wird. Die allgemein übliche in situ Fixierung durch Injektion über das Gefäßsystem sollte auf Grund der Schwierigkeit

des Gefäßzuganges unterlassen werden. Auch ohne Injektion ist eine rasche und zufriedenstellende Fixierung des Präparates durch Perfusion und Immersion gegeben. Die Formalinlösung wird mit gereinigtem Aqua dest. bzw. Aqua bidest. ohne Phosphatpufferung angesetzt, um die Bildung von Kalkseifen und anderer Fällungsprodukte zu verhindern. Zur Vermeidung von Liegeartefakten und Druckstellen sollte die Fixierung im hängenden Zustand des Tieres durchgeführt werden.

Nach erfolgter innerer Fixierung werden die Tiere gehäutet und der Unterschenkel über dem Intertarsalgelenk abgesetzt. Ebenso entfernt man den Hals kranial des Kropfes. Während des anschließenden Fixierungsbades sollte jeder Torso bandagiert werden, damit während der weiteren Fixierung keine Deformationen am Torso entstehen können und um ein gleichmäßiges Anliegen der Flügel zu erreichen. Am Kopf werden nur die Federn, jedoch nicht die Haut entfernt. Das Gehirn fixiert man in situ über das Foramen magnum durch Injektion von 4% Formalin. Die Kopfanhänge, also die Kehllappen und die Käämme, werden zwischen Kartonpolster gespannt, um so ein Verziehen während der Fixierung zu vermeiden. Ebenso erfolgt die Fixierung der Augen separat durch Injektion mit Formalinlösung, sodass es zu keinem Schrumpfen der Augapfelbestandteile im Verlauf der sich anschließenden Behandlung kommen kann. Nach zweiwöchiger Fixierung durch Immersion werden die Körper und Köpfe aus den Formalinbädern entnommen und gründlich gewässert. Länger sollten keine Präparate, die für die Scheibenplastination verwendet werden, in Formalin verbleiben, da gerade die Organe mit der Zeit ihre natürliche Färbung verlieren und sich das Gewebe schmutzig grau verfärbt. Hierbei wird sowohl mit fließendem Wasser, als auch mit Wässerungsbädern gearbeitet. Die Objekte werden mehrfach aus den Bädern entnommen und vorsichtig manuell komprimiert, um das in den Körperhöhlen und Luftsäcken vorhandene Formalin auszudrücken. An den Köpfen sollte dies unterlassen werden. Nach dem letzten Bad werden die Torsi und Köpfe in saugfähige Zellstofftücher eingeschlagen, um das überschüssige Wasser zu entfernen und im Anschluss in der Kühlkammer über Nacht vorgekühlt. Eine längere Lagerung des gewässerten Präparates sollte vermieden werden, da durch die Fixierung zwar die Eiweiße durch ihre dreidimensionale Verkettung degeneriert werden, was für die Fette jedoch nicht zutrifft, sodass Bakterien wieder das Präparat angreifen können und es so ranzig werden kann. Das Vorkühlen auf 4°C hat den

Vorteil, dass sich bei der anschließenden Gefrierentwässerung durch das plötzliche Einfrieren keine oder nur sehr kleine Eiskristalle in den blutreichen Organen bilden können.

4.2.1.2 Entwässerung und Entfettung

Nachfolgend werden die Präparate in -20°C vorgekühltem, circa 95%igem Aceton schockgefroren, wodurch die Bildung von Eiskristallen vermieden wird. Die Lagerung in -20°C kaltem Aceton hat den Vorteil, dass die Schrumpfung des Gewebes möglichst klein gehalten wird und die Objekte hierin in kürzester Zeit durchfrieren. In einer aufsteigenden Acetonreihe in mehrfach gewechseltem Aceton über den Zeitraum von zwölf Monaten werden die Präparate dehydriert, bis sich ein Restwassergehalt von unter 2% konstant einstellt. Der langwierige Dehydrationsprozess ist notwendig, da die verwendeten Kunststoffe sehr wasserempfindlich sind und ein zu hoher Wassergehalt zur Bildung von Säuren führen kann, die das Präparat angreifen können, bzw. es zu einer unvollständigen Aushärtung des Kunststoffes kommen kann. Das Verhältnis von Präparatvolumen zum Volumen des Entwässerungsbades (Aceton) muss dabei ein Verhältnis von mindestens 1:10 sein. Eine ständige Kontrolle der Acetonkonzentration mit Hilfe einer Messspindel war nötig, um den jeweiligen Restwassergehalt zu bestimmen. Die Messung des Wassergehaltes erfolgt jedoch nicht gleich nach dem Acetonwechsel, sondern mit genügend zeitlichem Abstand, damit sich nach der Manipulation ein Gleichgewicht im Acetonbad einstellen kann. Nachdem die Messergebnisse über längere Zeit konstant bleiben, wird bei Raumtemperatur im 98%igem Aceton weiter entwässert und im Anschluss die Präparate mit Hilfe von frischem wasserfreiem Aceton (technische Qualität 99.5%) restentwässert, bis der Wassergehalt unter 1,5% liegt. Um eine konstante Acetonkonzentration im letzten Entwässerungsbad aufrecht zu erhalten, wird dieses Bad auf einen Rührtisch gestellt.

Bei kleineren Objekten ist es möglich nach dem letzten Acetonwechsel das Präparat mehrfach für kurze Zeit (höchstens 10-15 Minuten) in der hochprozentigen Acetonstufe in ein gemäßigtes Vakuum zu fahren, um ein gutes Eindringen der gewechselten Stufe zu erreichen. Die Restentwässerung bei Raumtemperatur hat den Vorteil, dass die Vorentfettung der Objekte bereits beginnt, bevor die Restentfettung im Intermedium Dichlormethan/ Ethylenchlorid erfolgt, da die

Fettaufnahmekapazität von Aceton bei Raumtemperatur wesentlich höher ist, als bei Minusgraden.

Nach der vollständigen Entwässerung werden die Torsi und Köpfe aus dem letzten, nicht mehr sich vergilbenden Acetonbad entnommen, vorsichtig ausgedrückt und in saugfähige Tücher eingewickelt. Danach lagert man sie in einem dicht schließenden Behälter, bevor sie in die Dichlormethanstufe überbracht werden. So kann das Aceton nicht wieder Wasser aus der Raumluft ziehen und es kommt es zu keiner Verunreinigung der niedrig siedenden Intermediumstufe.

Da Aceton leichter ist als das Methylenchlorid muss das Präparat beim Überbringen in die Entfettungsstufe beschwert werden, da es oben aufschwimmt. In dieser Lösung verbleiben die Präparate bis zur vollständigen Entfettung, die sich durch abnehmende Vergilbung des gewechselten Ethylenchlorides bemerkbar macht. Bei unzureichender Entfettung finden sich weiße Bezirke im Fettgewebe, welches während der Entfettung ein halbtransparentes Aussehen annimmt. Erst wenn die Stufe klar bleibt, ist die Entfettung abgeschlossen, ein Vorgang, der eine bessere Transparenz des Präparates bewirkt. Die gewechselten Dichlormethanstufen können bis zu einer deutlichen Vergilbung als erste Stufen benutzt werden.

4.2.1.3 Forcierte Imprägnierung

Der wichtigste Arbeitsschritt bei jeder Plastination stellt die forcierte Imprägnation mit dem jeweiligen Kunststoff oder Silikon dar. Bei dieser Ausnutzung der Dampfdruckdifferenz wird im Vakuum das flüchtige Intermedium zum Sieden gebracht und die gasförmige Phase durch den Kunststoff hindurch abgesaugt. Während der Extraktion des Lösungsmittels entsteht ein Unterdruck im Präparat; dieser Sog bewirkt sukzessiv das Hineinsaugen des Kunststoffes bis zu vollständigen Durchtränkung des Objektes.

Die Objekte werden mit säurefesten und für Lösungsmittel undurchlässige Schutzhandschuhen aus dem Dichlormethan entnommen, kurz das überschüssige Methylenchlorid ausgedrückt, abermals in saugfähige Tücher eingewickelt und in einem dicht schließenden Gefäß für circa 60 bis 90 Minuten gelagert. Je mehr Lösungsmittel vor dem Einbringen in den Kunststoff entfernt wurde, desto weniger muss das Vakuum dem Präparat dieses entziehen.

Im Anschluss setzt man das Epoxydharz in folgendem Mischungsverhältnis an, wobei es sich bei den Angaben für BIODUR E 12 und den Anhydridhärter BIODUR E 6 um Gewichtsteile und bei dem Beschleunigerzusatz E 600 um Volumenprozent handelt.

Epoxydharz BIODUR E 12: 100

Anhydridhärter BIODUR E 6: 50

Beschleuniger E 600: 0,05

Bevor man den Ansatz anrührt, sollte man den Kunststoff vorher im Wärmeschrank auf 50°C erwärmen und wieder auf Zimmertemperatur abkühlen lassen, um eventuell durch längere Lagerung entstandene Kristalle im BIODUR E 12 in Lösung zu bringen. Die Verarbeitungszeit des Kunststoffansatzes, also die Topfzeit liegt bei etwa bei 10 bis 14 Tagen; die Polymerisierung dauert circa 5 bis 10 Tage.

Die Lösungen werden vorsichtig ohne große Luftblasenbildung zusammengeschüttet und mit Hilfe eines langsam drehenden Rührkopfes gründlich vermischt, um eine vollständige Durchmischung ohne erneutes Luftziehen zu erreichen. Jede noch so kleine Luftblase würde später im Vakuum zu einem Aufgehen und Überlaufen des Kunststoffes aus dem Gefäß und zur Verunreinigung des Vakuumkessels/ Vakuum-schranks führen.

Das gut vom Lösungsmittel befreite Präparat überbringt man vorsichtig in den Kunststoff und lässt ihn einige Zeit stehen, damit sich das hohe Diffusionsgefälle zwischen Präparateinnerem und der umgebenden Kunststofflösung ausgleichen kann, bevor der Präparateinsatz in den Vakuumschrank überbracht wird. Das in den Kunststoffansatz diffundierende, flüchtige Intermedium verringert außerdem die Gefahr eines Siedeverzugs zu Beginn der forcierten Imprägnierung. Im Anschluss zieht man das Vakuum immer nur so weit, bis sich eine mittlere Blasenbildung aus dem Präparat an die Oberfläche der Kunststofflösung ergibt. Um ein Verschließen oder Verstopfen der Poren zu verhindern, durch die das Lösungsmittel aus dem Präparat entweicht, muss das Vakuum kontinuierlich, ohne Unterbrechung des Vakuumstromes oder Verminderung des Vakuums gezogen werden. Ein stark sprudelnder und überkochender Kunststoffansatz ist ein Zeichen für eine un-

genügende Lösungsmittelentfernung vor der Umbettung in das Kunststoffgemisch bzw. eine zu schnelle Imprägnationsgeschwindigkeit.

Mit Hilfe eines Feinregulierungsventiles kann man die Geschwindigkeit der Imprägnierung durch Fremdluftzugabe gut regulieren und man nähert sich so in langsamen Schritten der 5 mBar/ 3.75 Torr Marke. Das Methylenchlorid besitzt bei Raumtemperatur einen Dampfdruck von 340 Torr, während das Aceton erst bei 180 Torr zu sieden beginnt. Durch die Verdunstungskälte wird der Dampfdruck herabgesetzt, sodass Aceton dann erst bei 130 Torr zu sieden beginnt.

Das Präparat muss besonders zu Beginn der Imprägnierung beschwert werden, da es durch die Blasenbildung zu einem Aufschwimmen und Trockenfallen des Präparates kommen kann, was ein Luftziehen mit nur wieder sehr schwer zu entfernenden Luftblasen im Objekt zur Folge hat. Diese noch so winzigen Blasen erscheinen später als schwarze Pünktchen im sonst transparenten Gewebe und sind sehr störend für das Gesamtbild. Da die Kunststofflösung nicht durch das flüchtige Intermedium, welches ja ein Lösungsmittel darstellt, verdünnt wird, kommt es zu keiner verzögerten Polymerisation. Das Polymerisat weißt folglich durch die kontinuierliche Absaugung keine Spuren vom flüchtigen Intermedium auf.

Steigen nach ein paar Tagen keine oder nur vereinzelt Luftblasen aus dem Präparat/Kunststoff auf, so ist die forcierte Imprägnierung abgeschlossen und der Imprägnieransatz kann aus dem Vakuum herausgenommen werden. Das Präparat besitzt schon jetzt eine gute Gewebetransparenz. Wichtig ist es, das Vakuum langsam zu vermindern und abermals mindestens 45 – 60 Minuten vor dem Öffnen der Vakuumkammer zu warten, damit es vor der Aushärtung zu einem ausreichenden Druckausgleich zwischen Präparat und Kunststoff kommen kann. Am besten lässt man den Imprägnieransatz bei geöffneter Vakuumkammertür über Nacht stehen und überbringt ihn am nächsten Tag in den Wärmeschrank.

Bevor die Aushärtung erfolgen kann, muss das Präparat im Kunststoff richtig positioniert werden. Dieses Ausrichten ist einer der schwierigsten Arbeitsschritte und bedarf sehr viel Geduld und eines kritischen Auges. Das Präparat muss exakt gerade und symmetrisch im Kunststoff liegen, da sonst die Schnittebene verschoben ist und die Plastinate ein verfälschtes Bild der Topographie bieten. Ist das Präparat gut ausgerichtet, kann die Aushärtung des Ansatzes bei 30°C beginnen. Nun wird jeden Tag die Temperatur um 5°C gesteigert bis die Endtemperatur von 50°C erreicht ist.

Durch diese behutsame Steigerung härtet der Kunststoff nur langsam aus, sodass kleine Korrekturen im Notfall noch möglich sind. Falls noch Reste vom Lösungsmittel im Ansatz vorhanden sind, können diese jetzt verdampfen.

Nachdem die Endtemperatur erreicht ist, lässt man den Ansatz im Schrank bis zur völligen Aushärtung stehen. Jede weitere Manipulation muss spätestens ab diesem Zeitpunkt unterlassen werden, da sie das Ergebnis ansonsten irreversibel verschlechtert.

Nach der vollständigen Aushärtung wurde der Block aus dem Wärmeschrank entnommen, entformt und langsam bei Raumtemperatur abkühlt. Er besitzt jetzt eine leicht grünlich-gelbliche Farbe. Als Vorbereitung auf den sich anschließenden Sägevorgang, sollte man sich auf jeden Fall einen Überblick über die Lage des Präparates im Block verschaffen und die gewünschten Schnittkanten mit einem Stift aufmalen.

4.2.1.4 Sägen

Der erste Teil des Sägevorganges wird auf einer Bandsäge mit händischem Vorschub vorgenommen, um jederzeit eine Kontrolle über das Präparat zu besitzen. Es darf nicht zu schnell und mit zu großem Druck gesägt werden, da sich der Kunststoff durch das sich schnell drehende Sägeblatt stark erwärmt und es zu Verunreinigungen des Blockes durch den Sägestaub kommen kann. Aus Atemschutzgründen muss hier eine Staubmaske getragen werden.

Im Anschluss reinigt man den Block mit Druckluft und klebt eine Glasplatte an der Bodenseite des Blockes mit Sekundenkleber fest. Diese reinigt während des folgenden Sägevorganges ständig den Draht vor Verunreinigungen, die durch Sägestaub entstehen, was zu einer gewaltigen Verlängerung der „Lebensdauer“ des Drahtes führt. Zusätzlich verkürzt sich die Schnittzeit, da scharfkantige, lose Glaspartikel durch den Abrieb mitbefördert werden, die wie lose Schleifmittel wirken. Hierauf befestigt man den Block mit Schrauben auf dem Diamantdrahtsägetisch. Für die Herstellung der primären Schnitte, wird eine Diamantdrahtsäge der Firma Well® Präzisions-Diamantdrahtsägen GmbH, Modell 6234 mit einer Drahtstärke von 0.5mm verwendet. In unserem Fall wird mit einem Vorlauf von 0.9 m/s, einem Zuggewicht von 1300g und einer Drahtspannung von 15 kg gearbeitet. Dies beruht auf

Erfahrungswerten, die ein ausgewogenes Verhältnis von Sägezeit und Sägeartefakten darstellen.

Es werden 2 mm dicke Scheiben hergestellt. Nach jedem Schnitt muss der Block mit Hilfe des Millimetertisches um 2,5 mm weitergerückt werden, da die 0,5 mm Sägeverlust jeweils einberechnet worden sind. Da die Säge sich nach jedem Schnitt durch den mechanischen Kontakt an die elektrischen Anschläge nach Fertigstellung des Schnittes von selbst abstellt, kann problemlos rund um die Uhr ohne Aufsicht und über Nacht geschnitten werden.

Der Draht wird dabei mit Hilfe einer Befeuchtungsrolle ständig befeuchtet, um auch den feinen Sägestaub zu entfernen, der sich sonst auf den Draht gelegt und folglich zu einer Verringerung der Lebenszeit des Drahtes geführt hätte. Das Wasserbad dient hier keiner Kühlung oder Schmierfunktion des Drahtes. Jeder Schnitt wird nach seiner Fertigstellung begutachtet, um sofort auf Fehler reagieren zu können. Das Augenmerk liegt stets auf der Erhaltung der einzelnen Strukturen und die Kontrolle der vollständigen Imprägnierung und Aushärtung. Die Schnitte werden erst unter fließendem Leitungswasser vorgereinigt, danach mit Aqua dest. abgewaschen und mit saugfähigen Küchentüchern angetrocknet, bevor man sie zum Trocknen in einem Ständer sammelt. Nachdem alle Schnitte einer Serie vorhanden sind, werden sie auf eine einheitliche Größe zurecht gesägt und die rauen Sägeränder noch auf einem Nassschleifgerät auf beiden Seiten abgeschliffen, sodass die Scheiben auf einen dünnen Grad auslaufen, der bei der sekundären Plastination mit dem umgebenden Kunststoff schwimmt. Nach erneutem Abwaschen mit Leitungswasser, Aqua dest und anschließendem Trocknen sind die Scheiben für die sekundäre Plastination bereit.

4.2.1.5 Sekundäre Scheibenplastination

Da die Schnitte nach dieser Prozedur durch die Scheideartefakte wieder milchig weiß vorliegen, muss durch ein erneutes Eingießen des Schnittes die gewünschte Transparenz geschaffen werden. Hierfür wird eine Flachkammer um den Schnitt herumgebaut und erneut Kunststoff um den Schnitt gegossen.

Die Flachkammer besteht aus zwei Sicherheitsglasscheiben in der Größe von 45 x 45 cm, die die Wände bilden und einer 4 mm dicken, flexiblen Silikonrundschnur, die als Abstandhalter und Dichtung dient. Das Zusammenhalten der Kammer wird durch

Rückfaltflügelklammern erreicht, die die Glasscheiben auf die Schnur drücken und so die Kammer abdichten.

Zu Beginn klebt man auf auf das Glas der Flachkammeraußenseite eine dünne Plastikfolie auf, um so eine unnötige Verschmutzung durch Kunststoff zu verhindern. Als nächstes wird als Trennmittel zwischen Glasscheibe und dem entstehenden Scheibenplastinat eine gleichgroße Polyesterfolie der Firma BIODUR verwendet, die auf den Kammerinnenseiten dem Glas nur aufliegt. Alternativ kann man auch die Glasscheiben mit einer Trennwachsschicht überziehen und einen Glasseparator BIODUR AT/ AE 30 dem Kunststoff hinzufügen, wobei mit einem größeren Reinigungsaufwand und einem möglichen Festkleben der Scheibe auf dem Plastinat unter Umständen zu rechnen ist.

Die Silikonschnur überzieht man durch das Hindurchziehen durch ein mit Trennwachs getränktes Tuch ebenfalls mit einer Trennschicht, bevor sie für die Verwendung in der Flachkammer verwendet werden kann. Zum Zusammenbauen der Flachkammer geht man in folgender Weise vor. Als Erstes legt man die Glasscheibe mit der aufgeklebten Folie nach unten auf den Tisch, im Anschluss wird die Polyesterfolie locker darauf gelegt, hierauf die durch die Silikonschnur U-förmig eingerahmten zu plastinierenden Scheiben darauf positioniert und wieder die Trennfolie und die andere Glasscheibe darauf gelegt. Um einen sicheren Abschluss und damit eine gute Dichtung zu erreichen, wird die Schnur unter Spannung im Rahmen befestigt. Dies erreichte man durch Einklemmen der Schnur erst am Boden der Kammer und im Anschluss jeweils getrennt an den Außenseiten. Die Schüre müssen so lang sein, dass ihre Enden noch oben aus der Kammer herausragen, da diese nach dem Einfüllen des Kunststoffes noch horizontal in die Kammer geschoben werden. Dadurch schafft man einen Verschluss für die obere offene Kante der Kammer, sodass nur ein kleiner Spalt übrig bleibt, durch den die Luft entweichen kann und sich einen deutlichen Spritzschutz für die Vakuumkammer ergibt.

Im Anschluss setzt man wieder den Kunststoff im folgenden Verhältnis an.

Epoxydharz BIODUR E 12: 100 (Gewichtteile)

Aminhärter BIODUR E 1: 30 (Gewichtteile)

Glasseparator BIODUR AE/ AT 30: 1% des Gesamtvolumens

Wie schon zu Anfang erwähnt, handelt es sich hier jetzt um einen Aminhärter, der eine Verarbeitungszeit von nur höchstens 24 Stunden zulässt und bei Raumtemperatur autopolymerisiert. Daher ist ein rasches Arbeiten erforderlich. Zur Herstellung des Kunststoffes gelten dieselben Bedingungen, wie schon bei der ersten forcierten Imprägnierung des Objektes.

Mit Hilfe eines Einfülltrichters füllt man den Kunststoff in die Flachkammern ein und imprägniert abermals solange vorsichtig, bis keine Luftblasen mehr aus der Flachkammer aufsteigen und sich eine sehr deutliche Gewebetransparenz ergibt. Während des Einfüllens sollte man die Glasplatten mit einem Holzspatel, einer Pinzette oder etwas Ähnlichem ein wenig spreizen, um einerseits eine schnellere Verteilung des Kunststoffes in der Kammer zu erreichen und andererseits so eingeschlossenen Luftblasen ein leichteres Aufsteigen zu ermöglichen. Hierauf wird die Vakuumkammer wieder belüftet und die Flachkammern abermals über Nacht im geöffneten Schrank belassen, damit ein ausreichender Druckausgleich stattfinden kann, was zur Folge hat, dass selbst kleine Luftbläschen hierdurch verschwinden. Danach entnimmt man die Flachkammern und lässt sie für zwei bis drei Tage schrägliegend anhärten. Hierauf überbringt man sie in den Wärmeschrank und härtet sie für 24- 48 Stunden bei 50°C vollständig aus, da mit sie so ihre endgültige Härte erreichen können. Nach der Wärmehärtung entnimmt man die Scheiben nacheinander aus dem Wärmeschrank und entklammert sie. Danach entfernt man die Scheiben und die Rundschnur von den Kanten. Die Härtung ist dann abgeschlossen, wenn die plastinierten Gewebescheiben geruchlos sind. Um den Scheiben ein einheitliches Aussehen zu verleihen, sägt man sie noch mit der Bandsäge auf eine gleiche Größe zu und schleift die Kanten zur Adonisierung ab. Um Verunreinigungen der Scheibe während des Sägevorganges durch Sagespäne zu vermeiden, wird die Polyesterfolie erst nach dem Sägen entfernt. Nach einigen Tagen lösen sich die Folien dann von selbst oder können vorsichtig abgezogen werden. Die Plastinate besitzen jetzt einen leicht bläulichen Schimmer und sollten vor Sonnenlicht geschützt gelagert werden, da die UV Strahlung zu einer Vergilbung des Plastinates führt.

5 Ergebnisse

An Hand ausgewählter, repräsentativer beschrifteter Bilder sollen die gewonnenen Ergebnisse aus den jeweiligen Schnittserien der Geflügelkörper und Köpfe dargestellt werden.

Zur besseren Orientierung und zum leichteren Auffinden der jeweiligen Strukturen erfolgen die Nummerierungen, unabhängig von ihrer Zuordnung zum aktiven oder passiven Bewegungsapparat bzw. zur Weichteil Anatomie jeweils in Leserichtung erst dorsal, dann ventral. Begonnen wird im linken oberen Quadrant, gefolgt vom rechten oberen Quadranten, im Anschluss wird der linke, untere und zuletzt der rechte, untere Quadrant beschriftet. Die Bilder der sagittalen und horizontalen Schnittebene sind immer so orientiert, dass sich am linken Bildrand kranial und am rechten Bildrand kaudal befindet bzw. links rostral und rechts kaudal.

Die Erklärungen beginnen ebenso kranial bzw. rostral und schreiten entweder zum kaudalen Ende von dorsal (oben) nach ventral (unten) bei den sagittalen Schnitten, kranial/ rostral (links) nach kaudal (rechts) bei den horizontalen Schnitten voran bzw. folgen dem jeweiligen Organsystem.

In der sagittalen Schnittebene des Abdomens und des Kopfes ist jeweils die linke Ansicht dargestellt.

In der horizontalen Schnittebene ist die ventrale Seite des Schnittes dargestellt, sodass sich auf der unteren Bildseite die rechte Körperhälfte und auf der oberen Bildseite die linke Körperseite befindet. Daher scheinen einige Organe auf der falschen Körperseite zu liegen.

Bei jedem Bild wird zuerst auf den passiven Bewegungsapparat (Skelettsystem), dann auf den aktiven Bewegungsapparat (Skelettmuskelsystem) und im Anschluss auf die Weichteil Anatomie der jeweiligen Organsysteme eingegangen.

Um die Schnittbilder nicht durch übermäßige Beschriftungen unübersichtlich erscheinen zu lassen, wurde nicht jede erkennbare Struktur einzeln beschriftet, sondern nur einige ausgewählt, an denen man sich orientieren kann bzw. die Lage, das Aussehen, die Farbe und Form klar beschrieben, sodass die einzelnen Strukturen auch ohne Nummerierung zu finden sind. Bei wichtigen Strukturen wurden zusätzlich Detailbilder erstellt.

Als Literatur zur Beschriftung und Erläuterung der Schnitte wurde folgende Literatur verwendet (BAUMEL (1993), HUMMEL (2000), KARDONG (1998), KARDONG (2006), KENT UND CARR (2001), KING UND CUSTANCE (1982), KING UND McLELLAND (1989), KÖNIG UND LIEBICH (2008), LIEM, BENNIS UND WALKER (2001), MICKOLEIT (2004), NICKEL UND SCHUMMER UND SEIFERLE (1992), ROMER UND GROSSMANN (1986), SALOMON (1993), STARCK (1978 – 1982), WESTHEIDE UND RIEGER (2004).

Zusätzlich wurden diverse Vorlesungs- und Praktikumsmitschriften bzw. Skripte folgender Lehrveranstaltungen herangezogen (BRUCKMOSER UND GROTHE, (2000), VON DEN DRIESCH (2000, 2001), GROTHE UND WULLIMANN (2007), HASZPRUNAR UND HESS (2003), HASZPRUNAR ET AL. (2004, 2005), HINTERSEHER (2006), MANHART (2000 – 2002, 2002 - 2004), MELZER ET AL. (2004), PETERS (2004, 2005), REESE (2007), RENNER (2004), STARCK (2004, 2005, 2006, 2008).

5.1 Plastinatschnitt – Körper sagittal Schnitt Nr. 1

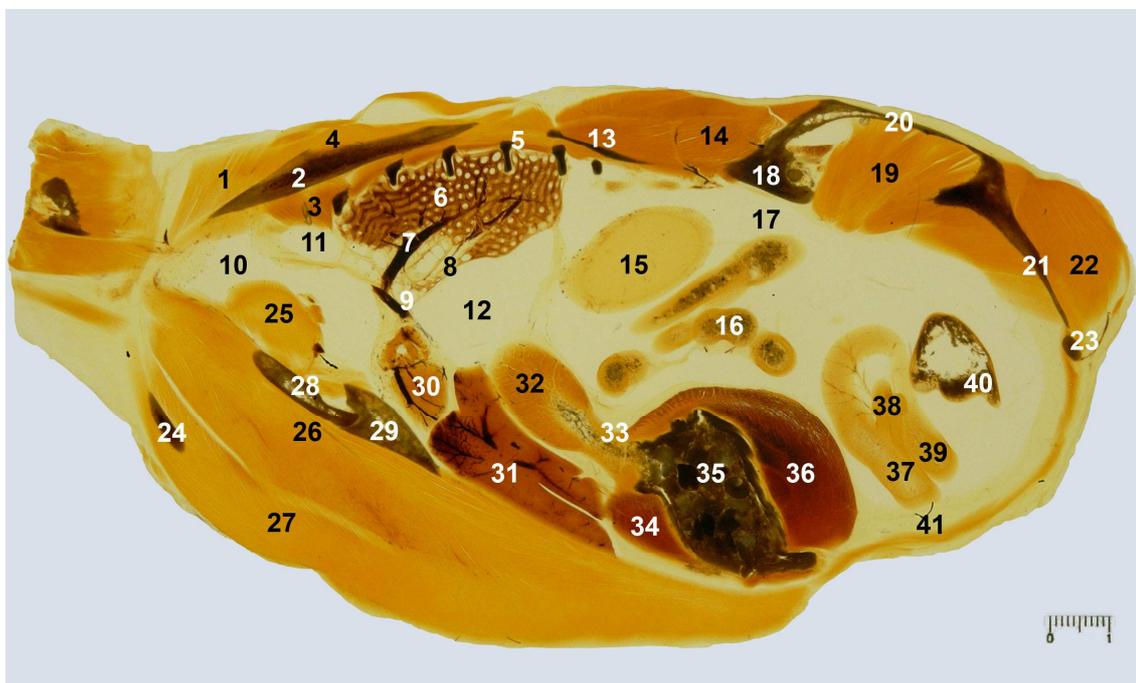


Abbildung 1

- | | | |
|---|---|---|
| 1. M. rhomboideus profundus und superficialis | 16. Jejunum | 31. Hepar – Lobus sinister |
| 2. Scapula | 17. Saccus abdominalis | 32. Proventriculus – Pars glandularis |
| 3. M. serratus profundus | 18. Corpus ilii | 33. Zona intermedia gastris mit Isthmus gastris |
| 4. M. latissimus dorsi | 19. M. obturatorius medialis | 34. M. crassus cranioventralis |
| 5. Costa vertebralis | 20. Ala postacetabularis | 35. Grit & Nahrung |
| 6. Pulmo | 21. Ala ischii | 36. M. crassus caudodorsalis |
| 7. A. pulmonalis sinister | 22. M. flexor cruris – Pars pelvica | 37. Duodenum – Pars ascendens |
| 8. Abgänge der Medioventrobronchen | 23. Apes/ Scapus pubis | 38. Pankreas |
| 9. Truncus brachiocephalicus sinister | 24. Furcula - Scapus/ Corpus claviculae | 39. Duodenum – Pars descendens |
| 10. Saccus clavicularis | 25. M. coracobrachialis cranialis | 40. Caecum |
| 11. Saccus cervicalis | 26. M. supracoracoideus | 41. M. obliquus ext. abdominis |
| 12. Saccus thoracicus cranialis | 27. M. pectoralis | |
| 13. Ala praeacetabularis | 28. Os coracoideum | |
| 14. M. iliobtibialis cranialis | 29. Sternum | |
| 15. Testis | 30. Cor | |

5.1.1 Passiver Bewegungsapparat

Auf diesem Schnitt ist vom passiven Bewegungsapparat am kranialen Abschnitt auf der linken Bildseite zuerst ein kleiner Abschnitt der Halswirbelsäule zu erkennen. Unter Nr. 2 erscheint die lange, säbelförmige Extremitas caudalis der Scapula, die links und rechts parallel zu den Vertebrae thoracicae liegt und fast das Darmbein erreicht. Unter ihr sind die 7 Costae vertebrales (Nr. 5) angeschnitten (die erste Rippe nur leicht am ventralen Rand des M. serratus profundus auf der linken Seite der Zahl 3 durchscheinend), die leicht an ihren keilförmigen Querschnitten im Anschnitt und ihrer dunklen Farbe zuzuordnen sind, wie sie sich in das Lungenparenchym (Nr. 6) einsenken. Die ersten beiden und die 7. Rippe sind asternale Rippen, die frei in der Muskulatur enden, während die Rippen 3 – 6 sternale Rippen darstellen. Oberhalb der 6. + 7. Rippe zeichnet sich die konkave Ala praeacetabularis (Nr. 13) des Os ilium ab, die in das Corpus ilii (Nr. 18) übergeht. Hierauf folgt die Ala postacetabularis (Nr. 20) des Corpus ilii und Ala ischii (Nr. 21). An deren Spitze liegt der Scapus bzw. Apex pubis (Nr. 23). Während die Ala postacetabularis noch parallel zum Synsacrum verläuft, besitzt die Ala ischii des Corpus ischii eine stark abfallende Linie.

Auf der linken unteren Bildseite liegt eingebettet im M. pectoralis (Nr. 27) der Scapus/ Corpus clavicularae (Nr. 24). Die beiden Schlüsselbeine stellen bei den Vögeln jeweils einen dünnen gebogenen Knochenstab dar, der als federnder Abstandhalter zwischen den Schultergelenken fungiert. Bei den Hühnervögeln verwachsen beide Schlüsselbeine zum so genannten Gabelbein, der Furcula. In Abbildung 2 ist diese Apophysis furculae/ das Hypocleidum zu erkennen. Weiter kaudomedial liegt das stark ausgebildete Os coracoideum (Nr. 28). Zusammen mit der Scapula und der Furcula bilden diese drei Knochen die Ossa cinguli membri thoracici. Das Rabenschnabelbein ist der kräftigste Knochen des Schultergürtels, weil über ihn eine zug- und druckstabile Verbindung zwischen dem Rumpf und den Schultergliedmaßen geschaffen wird. Im Schnitt ist seine Extremitas sternalis mit seiner annähernd querstehenden Gelenkwalze zu erkennen, die mit der rinnenartigen Gelenkfläche/ dem Sulcus articularis coracoideus des Brustbeines/ Sternums (Nr. 29) in Verbindung steht. Die Besprechung des Sternums erfolgt zu einem späteren Zeitpunkt, da in diese Ebene die Aussagekraft des lateralen Anschnittes zu gering ist.

5.1.2 Aktiver Bewegungsapparat

Als erste klar zu erkennende Muskeln liegen am linke oberen Quadranten der *M. rhomboideus superficialis* und *M. rhomboideus profundus* (Nr. 1) am kraniodorsalen und kranio medialen Rand der *Scapula* (Nr. 2), welche diese von dorsal fixieren. Die ventrale Fixation der *Scapula* erfolgt über den *M. serratus profundus* (Nr. 3), der zwischen der *Scapula* und den *Costae vertebrales* liegt und sich durch seine dunkle Farbe von den anderen Muskeln in dieser Region unterscheidet. Ihnen folgt der *M. latissimus dorsi* (Nr. 4) entlang der Brustwirbelsäule bis zur *Ala praeacetabularis*, der als Adduktor und Supinator des Flügels dient. Am kraniodorsalen Rand der *Ala praeacetabularis* (Nr. 13) folgt der *M. iliotibialis cranialis* (Nr. 14), der als Beuger des Hüftgelenks, als Strecker des Kniegelenks und Vorführer der Gliedmaße dient. Als nächstes ist im rechten oberen Quadranten an der Innenseite der *Ala postacetabularis* (Nr. 20) des *Corpus ilii* (Nr. 18) der *M. obturatorius medialis* (Nr. 19) zu erkennen, der als Außenrotator des Oberschenkels fungiert. Am oberen Bildrand des rechten Quadranten liegt am dorsalen Rand des *Os ischium* die *Pars pelvica* des *M. flexor cruris lateralis* (Nr. 22), der als Strecker des Hüftgelenks und Beuger des Kniegelenkes agiert. Die Baueingeweide werden von einer Vielzahl an übereinander liegenden Muskelschichten geschützt, der Stärkste von diesen ist hier im Anschnitt zu sehen, der *M. obliquus externus abdominis* (Nr. 41).

Die Flugmuskulatur stellt die mächtigsten Muskeln am Vogelkörper dar. Als erstes fällt der gewaltige *M. pectoralis* (Nr. 27) ins Auge, der als Niederzieher und Pronator des Oberarmes zum Auftrieb und Vortrieb des Körpers dient. Unter diesem liegt der viel schwächer ausgebildete *M. supracoracoideus* (Nr. 26), der als Heber und Supinator des Oberarmes fungiert. Am proximalen Rand des *Os coracoideum* findet sich noch der *M. coracobrachialis cranialis* (Nr. 25), der als Vorzieher des Humerus agiert.

5.1.3 Weichteilanatomie

Im Bereich der Weichteilanatomie wird der linke obere Quadrant durch die linke Lunge (Nr. 6) beherrscht. In dieser Schnittebene ist an ihrem dorsomedialen Rand die eingebetteten *Costae vertebrales* (Nr. 5) und an ihrem ventralen Rand im Bereich des Hilus pulmonis die *A. pulmonalis sinister* (Nr. 7) zu erkennen. Parallel zur dieser

und dem ventralen Lungenrand zeichnen sich die vier medioventralen Bronchialabgänge ab (Nr. 8). Kranial der Lunge schließen sich die beiden unpaaren Luftsäcke (Sacci pneumatici/ Sacci aerophori) an. In diesem Schnitt ist die in der Mitte oberhalb der Speiseröhre gelegene Hauptkammer des Halsluftsackes/ Saccus cervicalis (Nr. 11) und weiter medial zwischen Scapula und den Rabenschnabelbeinen der Schlüsselbeinluftsack/ Saccus clavicularis (Nr. 10) zu sehen. Am ventralen Rand der Lunge ist der linken Saccus thoracicus cranialis zu identifizieren (Nr. 12), welcher der einzige paarig angelegte Luftsack der vorderen Luftsackgruppe ist. Hochdorsal unterhalb des Corpus ilii (Nr. 18) liegt der gelblich-weiße linke Hoden (Nr. 15), welcher auf Grund der Balzperiode so mächtig entwickelt ist. Weiter medial schließen sich im Intestinum tenue einige Darmschlingen des Jejunum (Nr. 16) an und am rechten Bildrand liegt die lange U-förmige Schleife (Ansa duodeni) des Duodenums mit seiner Pars ascendens (Nr. 37) und Pars descendens (Nr. 39) und das zwischen seinen beiden Schenkeln gelegene Pankreas (Nr. 38). Vom Intestinum crassum ist in dieser Schnittebene nur eine der besonders großen Caeca (Nr. 40) zu sehen.

Im Bereich des linken unteren Quadranten erkennt man, eingebettet zwischen dem Sternum und dem kranialen Pol des linken Leberlappens (Nr. 31), das Herz (Nr. 30). Sehr deutlich hebt sich in diesem Schnitt die V. cardiaca sinistra durch ihre schwarzrote Aderung von der Herzoberfläche und der Truncus brachiocephalicus sinister (Nr. 9) ab, welcher steil an dessen kraniodorsalen Pol entspringt. Im annähernd rechtem Winkel steht die A. pulmonalis sinister (Nr. 7) zu diesem.

Auf der unteren Bildseite wird der rechte Quadrant vom riesigen Magen dominiert. Sehr gut ist auf diesem Schnitt die Trennung des Gaster in einen orange-braunen Drüsenmagen (Nr. 32) (Proventriculus/ Pars glandularis) und einen rötlich-braunen Muskelmagen (Nr. 34 – Nr. 36) (Ventriculus/ Pars muscularis) zu erkennen. Der Cardia Teil des Magens, der Proventriculus geht ohne deutliche Grenze aus dem Oesophagus hervor und liegt medial der Facies parietalis des Lobus sinister hepatis (Nr. 31) an. An seinem kaudalen Ende verengt sich dieser zu einem Isthmus gastris (Nr. 33) und nach der Zona intermedia gastris geht dieser in den Pylorus Teil des Magens, den Muskelmagen über. Wie bereits bei einigen Vertretern anderer Vertebratengruppen (Pisces, Reptilia, Mammalia), bei denen die Nahrung nicht im Mundraum durch das Zusammenwirken von Zähnen zerkleinert wird, übernimmt

auch bei Vögeln der Magen auf Grund seiner Konstruktion als Kau- oder Reibmagen diese mechanische Funktion. Bei Vögeln erfolgt die mechanische Zerkleinerung und der erste Aufschluss der Nahrung durch das Zusammenspiel von Grit/ Gastrolithen (Nr. 35) und der beiden Hauptmuskeln, dem *M. crassus cranioventralis* (Nr. 34) und dem *M. crassus caudodorsalis* (Nr. 36) an der *Cuticula gastrica*, die sich durch ihre grün-gelbliche Färbung vom Lumen des rötlich-braunen Muskelmagens abhebt. Anstelle von Schleim scheidet die reiche Drüsenausstattung des Muskelmagens ein Sekret aus, welches auf der Innenseite des Magens zu dieser harten Membran wird, die seine Innenwand fast vollständig auskleidet. Da sie durch die mahlenden Bewegungen einer starken Beanspruchung unterliegt, wird sie ständig nachgebildet und in periodischen Abständen die oberste Schicht abgeworfen und ausgeschieden. Sie schützt die weiche Magenwandung vor Verletzungen durch die harten Nahrungsbestandteile und überträgt den Muskeldruck der Magenwandung auf die hier meist vorhandenen Gastrolithen. Hinsichtlich seiner Ausbildung unterscheidet man zwei Haupttypen. Der Haupttyp 1 ist den Fleisch- und Fischfressern, der Haupttyp 2 den Körnerfressern eigen. Während beim Typ 1 der Proventrikulus äußerlich weniger scharf vom eigentlichen Gaster abgesetzt ist, sind der Muskelmantel und die Aponeurosen beim Körnerfressermagen sehr viel kräftiger entwickelt.

5.2 Plastinatschnitt – Körper sagittal Schnitt Nr. 2

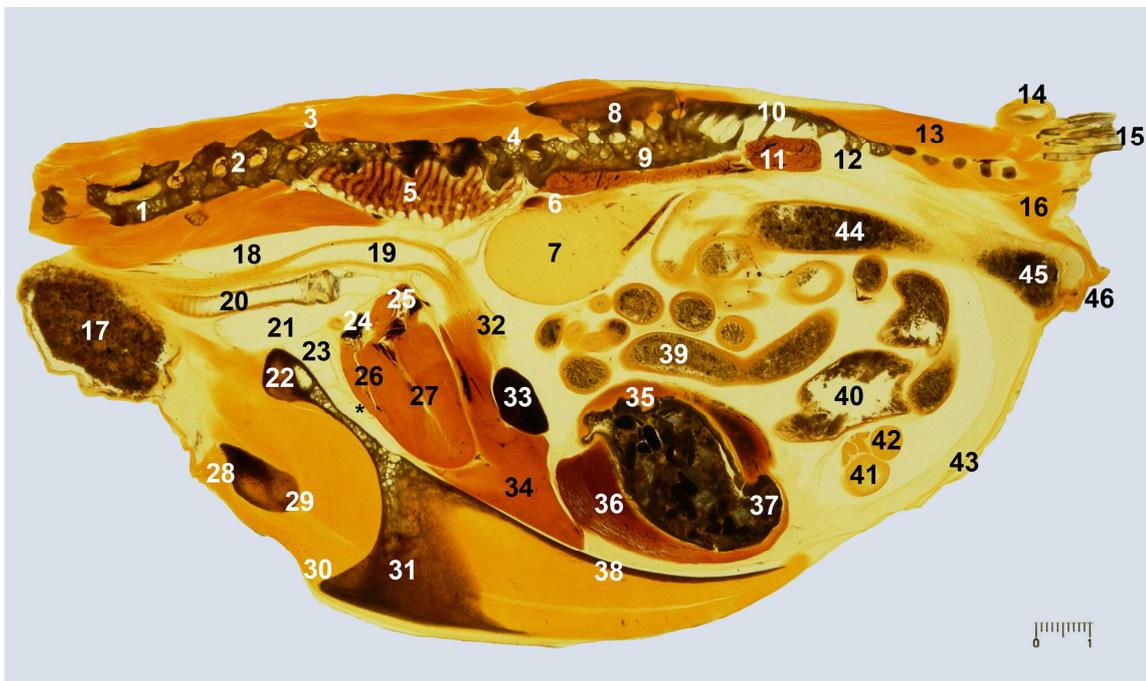


Abbildung 2

- | | | |
|---|-------------------------------------|------------------------------------|
| 1. Vertebrae cervicales | 17. Ingluvies | 33. Lien |
| 2. Foramen intervertebrale | 18. Saccus cervicalis | 34. Hepar |
| 3. Articulatio zygaphophysialis | 19. Oesophagus | 35. Saccus cranialis |
| 4. Vertebrae thoracicae | 20. Trachea | 36. M. crassus cranioventralis |
| 5. Pulmo | 21. Saccus clavicularis | 37. Saccus caudalis |
| 6. Glandula adrenalis | 22. Rostrum sterni | 38. Facies visceralis sterni |
| 7. Testis | 23. Saccus thoracicus cranialis | 39. Jejunum |
| 8. Crista iliosynsacralis | 24. Atrium sinister | 40. Caecum |
| 9. Crista ventralis | 25. Atrium dexter | 41. Duodenum - Pars ascendens |
| 10. Ren - Divisio caudalis | 26. Ventriculus sinister | 42. Duodenum – Pars descendens |
| 11. Processus costales | 27. Ventriculus dexter | 43. M. obliquus externus abdominis |
| 12. Saccus abdominalis | 28. Extremitas sternalis claviculae | 44. Rectum |
| 13. M. levator caudae + M. lateralis caudae | 29. Apophysis furculae | 45. Cloaca |
| 14. Glandula uropygialis | 30. Apex carinae | 46. M. sphincter cloacae |
| 15. Rectrices | 31. Carina sterni | |
| 16. M. depressor caudae | 32. Proventriculus | |

5.2.1 Passiver Bewegungsapparat

Im Bereich des passiven Bewegungsapparats ist in diesem und dem folgenden (Para)medianschnitt auf der gesamten dorsalen Seite die Wirbelsäule/ *Columna vertebralis* gut zu erkennen.

Von der Halswirbelsäule sind die sattelförmigen *Vertebrae cervicales* 12 – 14 zu identifizieren und zu beschreiben. Jeder Wirbel weist eine *Fac. articularis cranialis* und eine *Fac. articularis caudalis* auf. Die *Fac. articularis cranialis* ist dorsoventral konvex und in Transversalrichtung konkav. Komplementär hierzu ist die *Fac. articularis caudalis* geformt. Jeder Wirbel besteht dorsal aus einem *Arcus vertebrae* und ventral aus einem *Corpus vertebrae*. Ihre kraniodorsalen und kaudodorsalen Gelenkflächen an den *Proc. articulares craniales* und *Proc. articulares caudales* werden auch als *Zygaphophysen* (*Zygaphophys craniales* und *Zygaphophys caudales*) bezeichnet. Das hieraus entstehende Gelenk, die *Articulatio zyaphophys* (Nr. 3) lässt sich am besten am ersten freien Brustwirbel zeigen. Zwischen den einzelnen *Vertebrae cervicales* sind auch links und rechts von Nr. 2 die *Foramina vertebralia* zu erkennen, die die Durchtrittsstellen der Nerven darstellen.

Auf die *Vertebralia thoracicae*, die beim Huhn zum größten Teil zum *Os dorsale/ Notarium* verwachsen sind, wird auf Grund besserer Darstellbarkeit erst im nächsten Schnitt eingegangen.

Das nächste große Verwachsungsprodukt stellt das *Synsacrum* dar. Es eine Verwachsung des letzten Brustwirbels (Nr. 4), der Lendenwirbel (*Vertebrae lumbales*), der Kreuzbeinwirbel (*Vertebrae sacrales*) und der ersten Schwanzwirbel (*Vertebrae caudales*). Das *Synsacrum* ist ein vielfältiges Verschmelzungsprodukt, da einerseits die Dornfortsätze zu einer durchgehenden Leiste der *Crista spinosa seu dorsalis* verwachsen, die ihrerseits mit den dorsomedialen Rändern der beiden Darmbeine eine Verbindung eingehen und so die *Crista iliosynsacralis* (Nr. 8) bilden, die als Ansatzstelle für die Rückenmuskulatur fungiert. Weiterhin kommt es zu einer Verwachsung der Wirbelcorpora, der *Proc. transversarii* und *Procc. costales* mit dem Darmbein, sodass sich auf diese Weise eine durchgehende *Crista ventralis* (Nr. 9) mit einem *Sulcus ventralis* ausbildet. Durch diese Fusionen bildet es die dorsale Wand des knöchernen Beckens, wodurch ein stabiles Gerüst für die Lagerung des Rumpfes auf den Beckengliedmaßen entsteht.

Von den freien *Vertebrae caudales* sind in dieser Schnittebene nur die *Processi transversii* im Anschnitt zu erkennen, welche eingebettet in der Schwanzmuskulatur liegen (Nr. 13 + 16).

Die untere Bildseite wird durch das mächtig entwickelte Sternum dominiert, welches mit seiner dorsal konkaven Form das wesentliche Stützelement der ventralen Körperwand darstellt. Es erstreckt sich an seinem kranialen Ende vom *Rostrum sterni* (Nr. 22) in Höhe des *Saccus clavicularis* (Nr. 21) bis zur *Trabecula mediana* am Ende des Muskelmagens (Nr. 35 – 37). In der Mitte des *Corpus sterni* sitzt median die *Carina sterni* (Nr. 31) als lang gestreckte Ansatzfläche für die mächtig entwickelte Flugmuskulatur auf. Als *Apex carinae* (Nr. 30) wird der Punkt bezeichnet, an dem der ventrale Rand der *Carina sterni* mit der *Margo cranialis* zusammen trifft. Wie schon im ersten Schnittbild angedeutet, ist in dieser Schnittebene die plattenartige Vereinigungsstelle der beiden Schlüsselbeine zur *Apophysis furculae*, dem *Hypocleidum* oder der *Synostosis interclaviculare* (Nr. 29) gut zu erkennen. An deren kranialem Pol liegt die *Extremitas sternalis claviculae* (Nr. 28).

5.2.2 Aktiver Bewegungsapparat

Auf Grund der Vielzahl an Muskeln der Wirbelsäule (*Musculi vertebrales*) und der schlechten räumlichen Auflösung wurde verzichtet, diese entlang der Wirbelsäule zu beschriften. Ebenso hat sich im Bereich des Sternums auch keine Änderung der beiden Antagonisten (*M. pectoralis* + *M. supracoracoideus*) ergeben, sodass auf eine erneute Beschriftung verzichtet wurde.

Sinnvoll für eine Beschriftung ist nur der *M. levator caudae* (Nr. 13), welcher zum Heben des Schwanzes und der lateralen Steuerfedern/ *Rectrices* (Nr. 15) dient, der *M. lateralis caudae*, der die lateralen Steuerfedern seitwärtsführt und der *M. depressor caudae* (Nr. 16), welcher als Niederzieher des Schwanzes agiert.

5.2.3 Weichteilanatomie

Folgt man der Wirbelsäule von kranial nach kaudal ist im linken oberen Quadranten noch einmal an ihrer hochdorsalen Lage die ungelappten Lunge (Nr. 5) zu erkennen. Sie legt sich eng an das *Notarium* an und reicht mit ihrer Lungenspitze bis zu ihrem kaudalen Ende von der 1. Rippe bis zum *Os iliium* im Bereich des *Synsacrums*.

Direkt an die Lunge anschließend ist an der Ventralfläche des Synsacrums und des Os ilium die Niere/ Ren (Nr. 11) zu finden. Die Dorsalfläche senkt sich tief in die Einbuchtungen der Fossa renalis des Os ilium und in die Nischen ventral des Synsacrum ein. Sowohl die Lunge, als auch die Niere sind so tief in die Nischen der Wirbelsäule eingebettet, sodass sie sich nur schwer extrahieren lassen. Mit ihrer Ventralfläche bekommen die Nieren Kontakt mit dem Bauchluftsack und mit dem Peritoneum des Eingeweidebauchfellsackes; sie liegen in retroperitonealer Lage. Zwischen der Lunge und der Niere liegt am kraniodorsalen Hodenrand (Nr. 7) die Nebenniere (Nr. 6). An kaudalen Hodenpol erkennt man als aufsteigende rötlich-braune Linie eine der reichverzweigten Vv. testiculares externae.

Die rechten Quadranten sind dominiert von Querschnitten und Längsschnitten des Jejunums (Nr. 39). In seiner Mitte verläuft von kranial nach kaudal das Rectum (Nr. 44), an dessen kaudalen Ende die glockenförmige Cloaca (Nr. 45) zu finden ist. Diese wird von einem M. sphincter cloacae (Nr. 46) umschlossen und abgeschlossen. In der rechten Bildmitte sind die beiden Zaeka (Nr. 40) in Querschnitt getroffen. Direkt anschließend ist die Duodenalschleife (Nr. 41 + 42) im Querschnitt mit dem angelagerten Pankreas zu erkennen.

Am Übergang vom linken oberen in den linken unteren Quadranten liegt kranial kurz vor dem Eintritt in die Brusthöhle der mit Nahrung gefüllte Kropf/ Ingluvies (Nr. 17), welcher als Speicherorgan für die Nahrung dient, die hier zu quellen beginnt, bevor diese in den Drüsenmagen gelangt. Er stellt eine sackförmige Erweiterung des Oesophagus dar. Der Oesophagus (Nr. 19) verläuft den größten Teil seiner Länge parallel zur Trachea (Nr. 20). In dieser Schnittebene ist nur die Pars thoracica des Oesophagus zu erkennen. Dorsal des Oesophagus liegt die Hauptkammer des Saccus cervicalis (Nr. 18), ventral der Trachea schließen sich die intrathorakalen Divertikel des Saccus clavicularis (Nr. 21) an. Am kaudalen Pol der Trachea ist die Syrinx an der Stelle getroffen, an welcher sie sich in die beiden Stammbronchien aufzweigt. Der Stimmkopf liegt sowohl am Ende der Trachea, als auch am Beginn der beiden Stammbronchien, sodass man von einer tracheobronchialen Syrinx spricht. In der Mittellinie der Leibeshöhle und beidseitig von der Leber umgeben, ist das sehr große Herz/ Cor (Nr. 24 - 27) zu finden, welches vom Pericardium (*) umschlossen ist. In diesem Schnitt sind sowohl die linke Vorkammer/ Atrium sinister (Nr. 24) und die linke Hauptkammer/ Ventriculus sinister (Nr. 26), als auch die rechte Vorkammer/

Atrium dexter (Nr. 25) und die rechte Hauptkammer/ Ventriculus dexter (Nr. 27) zu erkennen. Folgt man der Facies visceralis sterni (Nr. 38) in kaudaler Richtung, ist an der Grenze des Drüsenmagens zum Muskelmagen, eingebettet in der medialen Lebereingeweidefläche und durch ihre tief rötlich-schwarzen Färbung erkennbar, die kugelige Milz/ Lien/ Splen (Nr. 33) zu finden.

Der rechte untere Quadrant wird wieder durch den mächtigen Muskelmagen dominiert. In dieser Schnittebene ist deutlich die s-förmige Höhlung des Magens mit seinen beiden Blindsäcken an den Spitzen des „s“ erkennen. Diese Blindsäcke sind der kraniodorsale Saccus cranialis (Nr. 35) mit seinem dazugehörigen M. tenuis craniodorsalis und der kaudoventrale Saccus caudalis (Nr. 37) mit seinem entsprechenden M. tenuis caudoventralis.

Der größte Teil der allgemeinen Körperdecke/ Integumentum commune ist durch die Präparation entfernt worden, jedoch die größte Talgdrüse, die Glandula uropygialis (Nr. 14) und die auf dem Bürzel sitzenden Steuerfedern/ Rectrices (Nr. 15) wurden erhalten. Die Bürzeldrüse besteht aus zwei bilateral symmetrischen Lappen, die je einen Ausführgang besitzen. Diese Gänge münden auf einer median gelegenen unpaaren Papille, der sogenannten Bürzelzitze (Papilla uropygialis), auf der kleine Dunenfedern den Bürzeldocht bilden. Das nach holokriner Sekretion gebildete ölige Produkt der Drüse dient der Einfettung des Gefieders.

5.3 Plastinatschnitt – Körper sagittal Schnitt Nr. 3

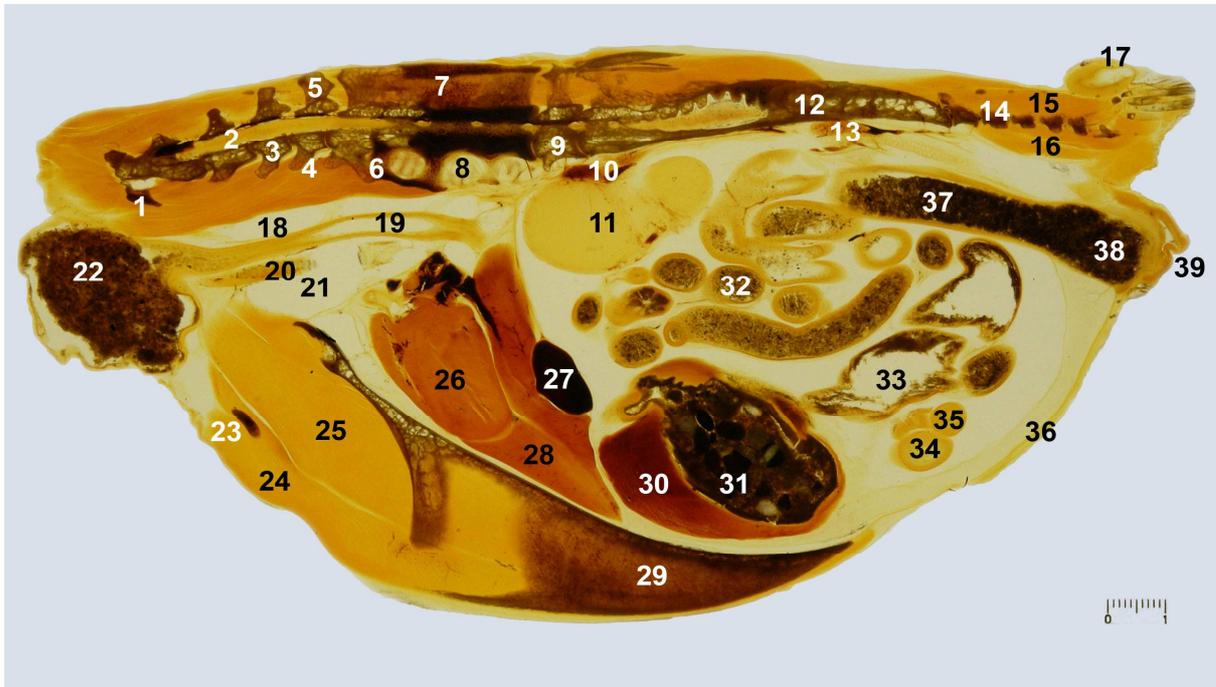


Abbildung 3

- | | | |
|---|--------------------------------|--------------------------------|
| 1. Processus costalis | 16. M. depressor caudae | 31. Grit & Nahrung |
| 2. Medulla spinosa | 17. Glandula uropygialis | 32. Jejunum |
| 3. Corpus vertebrae | 18. Saccus cervicalis | 33. Caecum |
| 4. Processus ventralis | 19. Oesophagus | 34. Duodenum - Pars ascendens |
| 5. Processus spinosus | 20. Trachea | 35. Duodenum – Pars descendens |
| 6. Crista ventralis notarii | 21. Saccus clavicularis | 36. Rectum |
| 7. Crista spinosa notarii | 22. Ingluvies | 37. Cloaca |
| 8. Foramina intervertebralis | 23. Furcula | 38. Ventus |
| 9. Vertebrae thoracicae | 24. M. pectoralis | |
| 10. Glandula adrenalis | 25. M. supracoracoideus | |
| 11. Testis | 26. Cor | |
| 12. Symsacrum | 27. Lien | |
| 13. Ren | 28. Hepar | |
| 14. Vertebrae caudales | 29. Carina sterni | |
| 15. M. levator caudae + M. lateralis caudae | 30. M. crassus cranioventralis | |

5.3.1 Passiver Bewegungsapparat

Im Bereich der *Vertebrae cervicales* ist am zwölften Halswirbel am kranioventralen Rand einen *Proc. transversus* (Nr. 1) zu erkennen. Deutlich zeichnen sich jetzt die *Crista ventralis* (Nr. 4) und *Processi spinosi* (Nr. 5) am ersten Brustwirbel ab. Der 13. und 14. Halswirbel besitzt ebenfalls deutliche *Procc. spinosi* und jeweils eine *Crista ventralis*.

Der 1. und 6. (Nr. 9) Brustwirbel ist beim Huhn frei, während die *Vertebrae thoracicae* zwei bis fünf zum *Notarium* verwachsen sind. Im Bereich des *Notariums* oder *Os dorsale* verwachsen sowohl die einzelnen *Cristae ventrale* zu einer zusammenhängenden *Crista ventralis notarii* (Nr. 6), die durch die *Foramina intervertebralis* (Nr. 8) durchbrochen werden, als auch die einzelnen *Procc. spinosi* zur *Crista spinosa notarii* (Nr. 7). Selbstverständlich besitzt auch das *Notarium* sowohl am kranialen, als auch am kaudalen Ende einen *Proc. articularis cranialis* und *Proc. articularis caudalis*.

Im Bereich des *Synsacrum*s oder *Os pelvicum* (Nr. 12) sind keine neuen Details beschreibbar. Seine starre Konstruktion, die sich durch die schon genannten, vielfältigen Verwachsungen ergibt, ist klar erkennbar.

Die *Vertebrae caudales* (Nr. 14) zeigen ebenfalls keine neuen Details. Allgemein wird an den angeschnittenen Wirbeln ihre fortgeschrittene Reduktion des spezifischen Körpergewichtes durch die Ausbildung von pneumatisierten bzw. spongiösen Knochen deutlich.

Im Bereich des aktiven Bewegungsapparates und der Weichteil Anatomie gibt es durch die direkte Folge zum Vorschnitt keine Änderungen, sodass bei der Beschriftung des Schnittes auf die Beschreibungen in der vorangehenden Abbildung verwiesen und eine Wiederholung verzichtet wird.

5.4 Plastinatschnitt – Körper horizontal Schnitt Nr. 1

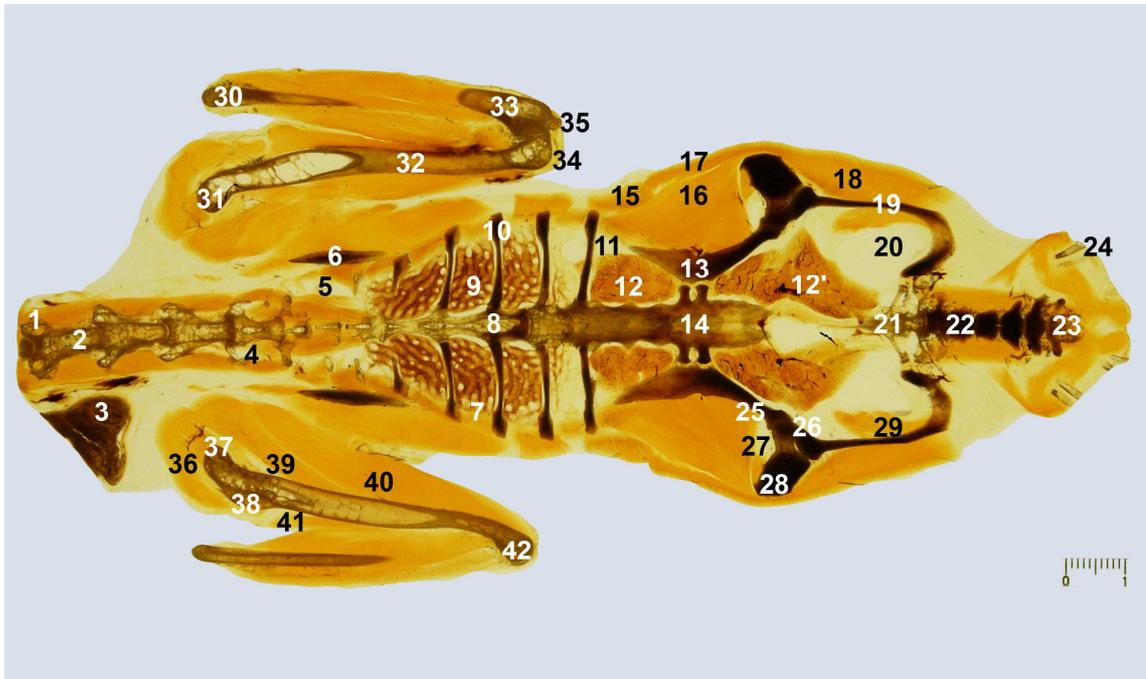


Abbildung 4

- | | | |
|---|---|---|
| 1. Processi transversarii | 16. M. puboischiofemoralis | 36. M. pectoralis + M. supracoracoideus |
| 2. Arcus vertebrae | 17. M. iliotalibialis lateralis – präacetabulärer Teil | 37. Tuberculum dorsale minus |
| 3. Ingluvies | 18. M. iliotalibialis lateralis – postacetabulärer Teil | 38. Crista deltopectoralis |
| 4. Saccus cervicales – Diverticula vertebralia | 19. Ala ischii | 39. M. biceps brachii |
| 5. Saccus cervicales – Hauptkammer | 20. Saccus abdominalis | 40. M. triceps brachii |
| 6. Scapula | 21. Costae caudales – nicht frei | 41. M. deltoideus – Pars minor und Pars major |
| 7. Torus intercostales | 22. Costae caudales – frei | 42. Epicondylus dorsalis |
| 8. Notarium | 23. Pygostyl | |
| 9. Pulmo mit Sulci costales | 24. Rectrices | |
| 10. Costa | 25. Antitrochanter | |
| 11. Saccus abdominalis – Diverticula perirenalialia | 26. Caput femoris | |
| 12. Divisio renalis cranialis + 12' Divisio renalis caudalis | 27. Collum femoris | |
| 13. Ala praeacetabularis des Os ilium | 28. Corpus femoris | |
| 14. Crista ventralis mit Sulcus ventralis synsacri + Processus costales | 29. M. obturatorius medialis | |
| 15. M. iliotalibialis cranialis | 30. Radius | |
| | 31. Caput humeri | |
| | 32. Corpus humeri | |
| | 33. Ulna | |
| | 34. Epicondylus ventralis | |
| | 35. Olecranon | |

5.4.1 Passiver Bewegungsapparat

Im Bereich der Halswirbelsäule fallen an den sattelförmigen *Vertebrae cervicales* die *Zygapophysen craniales* mit ihren *Procc. transversarii* (Nr. 1) auf. Die zu ihnen komplementären *Zygapophysen caudales* liegen in einer anderen Schnittebene und können daher in dieser Abbildung nicht gezeigt werden. Klar sind jedoch die jeweiligen *Arcus vertebrae* (Nr. 2) der einzelnen Halswirbel erkennbar.

Auf beiden Körperhälften parallel zur Halswirbelsäule ist hier die *Scapula* (Nr. 6) im Horizontalanschnitt zu erkennen.

Auf Grund der Bilateralsymmetrie, jedoch der leicht unterschiedlichen Schnittebene durch nicht 100%ige parallele Lage der Flügel zueinander, werden beide Flügel beschriftet, jedoch nur einmal erklärt, sodass es bei den Erklärungen zu einem Wechsel zwischen linker und rechter Körperhälfte kommen kann. Die Beschriftung wurde erst auf der linken und dann auf der rechten Körperhälfte vorgenommen, bei der Erklärung der Schnitte wird jedoch von kraniodorsal nach kaudoventral vorgegangen.

Auf der rechten Körperhälfte konnte der nahezu kompletten Oberarm/ Humerus erhalten werden. An der *Extremitas proximalis* kommt zuerst das *Tuberculum dorsale minus* (Nr. 37) zum Vorschein mit der kurz dahinter liegenden *Crista deltopectoralis* (Nr. 38). Weiter ventral ist dann auf der linken Körperseite der ellipsoide Gelenkkopf, das *Caput humeri* (Nr. 31) zu erkennen. Auf Grund seiner fast horizontalen Lage zum Vogelkörper verläuft der *Corpus humeri* (Nr. 32) parallel zur Schnittebene. Auf der linken Körperhälfte ist dieser am proximalen Ende leicht angeschnitten, sodass die Pneumatisierung des Oberarmes durch den *Saccus clavicularis* deutlich zu erkennen ist. Nur die äußere Wand besteht aus kompaktem Knochen, während der gesamte innere Raum sehr spongiös ausgebildet ist. Am distalen Pol besitzt der Humerus einen *Epicondylus dorsalis* (Nr. 42) und *Epicondylus ventralis* (Nr. 34). An der *Extremitas proximalis* der *Ulna* (Nr. 33) zeichnet sich auf der linken Seite das *Olecranon* (Nr. 35) und der Beginn des *Corpus ulnae* ab, jedoch fehlt die *Extremitas distalis ulnae*. Umgekehrt fehlt auf beiden Körperhälften die *Extremitas proximalis radii*, während der *Corpus radii* (Nr. 30) und die *Extremitas distalis radii* erhalten ist. Der Wirbelsäule folgend, ist das verwachsene *Notarium* (Nr. 8) mit den im 90° Winkel abgehenden Rippen (Nr. 10) zu erkennen.

Wie schon bei den Flügeln angewendet, wird auch bei den Erläuterungen des Beckens teilweise zwischen linker und rechter Körperhälfte gesprungen.

Wird der Verlauf der Wirbelsäule von kranial nach ventral verfolgt, liegt nach dem verwachsenen Notarium gleich das nächste knöcherne Verwachsungsprodukt des Vogelskelettes, das Synsacrum. Medial ist die Crista ventralis mit ihrem Sulcus ventralis synsacri (Nr. 14) und ihren Procc. costales zu erkennen. An die Procc. costales schließt sich gleich die Ala praeacetabularis des Os ilium (Nr. 13) mit ihrer konkaven Form an. Am Übergang zum Os ischium ist das Acetabulum zu finden, in dem das Os femoris eingelenkt ist. Kraniodorsal ist der Antitrochanter des Os ischium zu erkennen (Nr. 25). Hierauf folgt die Fossa acetabuli mit dem Caput femoris (Nr. 26) und dem Collum femoris (Nr. 27), bevor lateral der Corpus femoris (Nr. 28) aus die Schnittebene verlässt.

Wieder in der Bildmitte, der Wirbelsäule folgend, sind die mit dem Synsacrum verwachsenen Costae caudales (Nr. 21) von den freien Costae caudales (Nr. 22) abzugrenzen. An der Schwanzspitze zeichnet sich der Beginn des Pygostyl/ Urostyl/ Coccyx ab (Nr. 23). Dieser meist pflugscharartige Abschluss der Schwanzwirbelsäule ist ein Verschmelzungsprodukt von fünf bis sechs Schwanzwirbeln.

5.4.2 Aktiver Bewegungsapparat

In dieser Ebene lassen sich einige Muskeln der Vorder- und Hinterextremität von einander abgrenzen und beschreiben.

Zuerst sind im Bereich der Schultergliedmaße einige Muskeln, die am Humerus inserieren, voneinander zu unterscheiden. Kranial des Caput humeri (Nr. 37), als auch im Bereich der Crista deltopectoralis (Nr. 38) setzen der M. pectoralis und der M. supracoracoideus (Nr. 36) an. Entlang des Corpus humeri folgt hierauf lateral der M. deltoideus (Nr. 41) mit seiner Pars major, die als Heber und Supinator des Flügels, und seiner Pars minor, die als Heber des Flügels fungiert. An der medialen Seite des Corpus humeri liegen der M. biceps brachii (Nr. 39), der das Ellenbogengelenk beugt und der M. triceps brachii (Nr. 40), der das Ellenbogengelenk streckt.

Die Muskeln des Antebrachiums liegen abermals sehr nahe beieinander und sind miteinander im starken Maße verzahnt, dass eine Abgrenzung nicht möglich ist.

In der Höhe der letzten Rippe ist im Bereich der Beckengliedmaße zu beiden Seiten der *M. iliotibialis cranialis* (Nr. 15) zu erkennen, der wie schon erwähnt als Beuger des Hüftgelenks, Strecker des Kniegelenks und Vorführer der Gliedmaße agiert. Lateral folgt der *M. iliotibialis lateralis*, der aus einem präazetabulären (Nr. 17) und einem postazetabulären Anteil (Nr. 18) besteht. Der präazetabuläre Teil beugt das Hüftgelenk und streckt das Kniegelenk, während der postazetabuläre Anteil das Hüftgelenk streckt, das Kniegelenk beugt und der Abduktor der Gliedmaße darstellt. In dem Dreieck zwischen *M. iliotibialis cranialis* (Nr. 15), dem präazetabulären Teil des *M. iliotibialis lateralis* (Nr. 17), dem Ilium und dem Hüftgelenk liegt der *M. puboischiofemoralis* (Nr. 16), der ein Strecker des Hüftgelenks und Adduktor des Oberschenkels ist.

5.4.3 Weichteil Anatomie

Zwischen den beiden Flügeln sind an einem Halswirbel zu beiden Seiten die *Diverticula vertebralia* (Nr. 4) des *Saccus cervicalis* zu erkennen. Diese beiden Aussackungen liegen sowohl im Wirbelkanal der Halswirbelsäule, als auch, wie in unserem Fall gut zu sehen ist, im *Canalis transversarius*. Zwischen den beiden Schulterblättern kann man die Hauptkammer des *Saccus cervicalis* erkennen (Nr. 5). Wie bereits bei den sagittalen Schnittbildern angedeutet, schneiden die Rippen tiefe Rinnen/ *Sulci costales* in den dorsomedialen Teil der ungelappten Lungenflügel, die links und rechts der Wirbelsäule anliegen (Nr. 9), sodass im Lungenparenchym hierdurch hügelige, die Zwischenrippenräume ausfüllende deutliche *Tori intercostales* (Nr. 7) entstehen. Die Ausdehnung der Lunge reicht von ihrem kranialen zum kaudalen Lungenrand von der 1. Rippe bis kurz vor die letzte Rippe. Durch ihre bindegewebige Verbindung mit dem Rippen und der Wirbelsäule von dorsal und ihrer ventralen Verbindung mit dem *Septum horizontale* ist die Vogellunge volumenkonstant und kann nicht kollabieren. Ihre Ventilation erfolgt über das Zusammenwirken der Luftsäcke. Im Anschluss an den kaudalen Lungenrand beginnen die *Diverticula perirenalialia* (Nr. 11) des *Saccus abdominalis*. Der gesamte Bauchluftsack mit seinen Divertikeln ist der größte Luftsack des Vogels. Er erstreckt sich bis zum *Os ilium*.

Hoch dorsal in die Einbuchtungen des *Synsacrums* und des *Os ilium* fügt sich die Niere (Nr. 12 + Nr. 12') in die sogenannte *Fossa renalis* des *Synsacrums* ein. Am

kaudalen Nierenpol schließt sich der große Saccus abdominalis (Nr. 20) an. Die Vogelniere wird in drei hintereinander liegende Abschnitte unterteilt, die durch Brücken miteinander verbunden sind. Der vorderste Abschnitt ist die Divisio renalis cranialis (Nr. 12), die durch die A. und V. iliaca externa von der Divisio renalis media getrennt wird. Diese Gefäße sind zwar in dieser Schnittebene nicht zu erkennen, die Grenze liegt aber in etwa an der Stelle, an der die Procc. costales (Nr. 14) angeschnitten wurden. Die Grenze zwischen der Divisio renalis media und Divisio renalis caudalis (Nr. 12') ist durch die A. und V. ischiadica definiert; welche ebenfalls nicht darstellbar ist. Die Abzweigung der A. und V. ischiadica liegt in etwa in der Höhe des Acetabulum und macht sich durch einen leichten roten Punkt am kaudalen Ende der Crista ventralis (Nr. 14) des Synsacrums bemerkbar.

5.5 Plastinatschnitt – Körper horizontal Ausschnitt Nr. 1

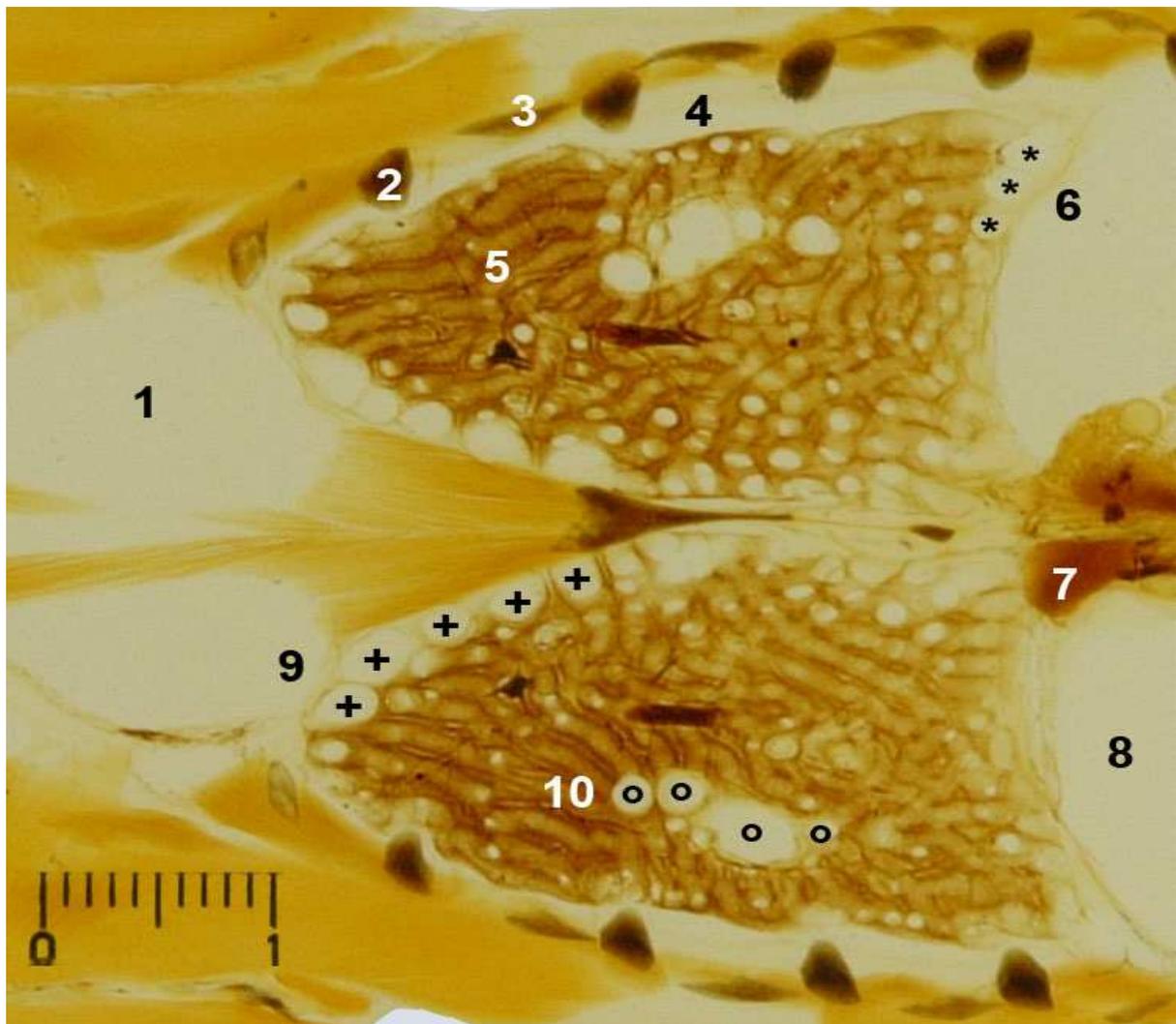


Abbildung 5

1. Saccus clavicularis
2. Costae
3. Processus uncinati
4. Cavum pulmonale
5. Parabronchen
6. Ostien zum Saccus thoracicus caudalis und Saccus abdominalis, jeweils mit * markiert
7. Glandula adrenalis
8. Saccus abdominalis
9. Verbindungen zum Saccus cervicalis, Saccus clavicularis und Saccus thoracicus cranialis, jeweils mit + markiert
10. Bronchus medioventralis I, II, III, IV jeweils mit ° markiert

In diesem Schnittbild, soll es um eine Beschreibung des Feinbaues der Lunge gehen, weswegen nur ein Ausschnittbild gewählt wurde.

5.5.1 Passiver Bewegungsapparat

In diesem Ausschnitt sind im Bereich des passiven Bewegungsapparates nur die Costae vertebrales (Nr. 2) mit ihren Hakenfortsätzen/ Processus uncinati (Nr. 3) erkennbar. Diese kaudodorsal gerichteten Hakenfortsätze entspringen der Margo caudalis des zweiten bis sechsten Rippenkörpers, die sich in der Regel der Lateralfäche der folgenden Rippe anliegen. Diese Anordnung der Rippen führt zu einer Stabilisierung der lateralen Körperwand, wodurch sich zusätzlich eine positive Unterstützung der Atmung ergibt. Freie Rippen, also Rippen die nicht das Sternum erreichen und somit frei in der Muskulatur der Körperwand enden, sind die Rippenpaare 1, 2 und 7. Neben diesen asternalen Rippen gibt es noch die sternalen Rippenpaare 3 bis 6, die mit dem Sternum gelenkig verbunden sind. Die Rippenpaare 1 und 2 bestehen nur aus Costae vertebralia, während alle folgenden zweiteilig sind, also je aus einer Costa vertebralia und einer Costa sternalis bestehen. Diese Costae sternales entsprechen den Rippenknorpeln der Säugetiere.

5.5.2 Aktiver Bewegungsapparat

Auf Grund der Schwierigkeit der Zuordnung der elf Rumpfmuskelgruppen durch die Transparenz des Schnittes wurde auf eine Beschriftung verzichtet.

5.5.3 Weichteil Anatomie

Sehr deutlich zeichnet sich die schwammartige Struktur der volumenkonstanten Lunge in ihrem Cavum pulmonale (Nr. 4) ab. Sowohl die linke, als auch die rechte Lunge sind in ihrer Eigenform spiegelbildlich gleich. Im Gegensatz zu ihrer, der Wirbelsäule und den Rippen zugekehrten Fläche, der Facies vertebralis und Facies costalis, die wie schon erwähnt durch deutliche Sulci costales bis zu zwei Drittel ihrer Ober- und Lateralfäche tief eingeschnitten wird, ist sie im unteren Drittel ihres seitlichen Lungenrandes/ Margo costoseptalis wieder glatt. Ihre Kranialfläche reicht, wie im Bild zu sehen ist, an die erste Rippe (schwach an der kranialen Lungenfläche

in der Rippenmuskulatur durchscheinend); der kaudale Rand liegt in Höhe der vorletzten Rippe oder leicht darüber hinaus. Die schwammartige Struktur der Vogellunge ergibt sich durch die hexagonale Packung dicht nebeneinander und parallel zueinander verlaufender Parabronchien (Nr. 5), die auch Lungenpfeifen genannt werden. Diese Parabronchien stellen die funktionelle Grundeinheit der Vogellunge dar. Die einzelnen Parabronchien werden durch Septa interbronchialia in diese hexagonalen Areale unterteilt (erkennbar an ihrer dunkleren Farbe), in denen die interbronchialen Arterien und Venen des Lungenkreislaufes verlaufen. Kraniomedial und kaudolateral im Bild sind die einzelnen Ostien, d.h. die direkten Verbindungen der Luftsäcke mit den Bronchien erster und zweiter Ordnung, und Saccobronchien, also die Verbindungen der Luftsäcke mit den Parabronchien, zu erkennen. Kraniomedial sind es die Verbindungen zum Saccus clavicularis, zum Saccus cervicalis und Saccus thoracicus cranialis (Nr. 9), kaudolateral handelt es sich um die Verbindung zum Saccus thoracicus caudalis und Saccus abdominalis (Nr. 6). Der Saccus clavicularis (Nr. 1) und Saccus abdominalis (Nr. 8) ist in dieser Schnittebene getroffen. In der Mitte jedes Lungenflügels sind die Bronchi medioventrali/ Bronchi secundarii erkennbar. In dieser Ebene sind die Bronchi medioventralis I, II, III, IV getroffen (Nr. 10). Diese Sekundärbronchien bilden sowohl auf der Ventral-, als auch auf der Dorsalfläche der Lunge durch Verzweigungen unterschiedlichen Grades jeweils eine Tapete von Luftzuleitungsröhren, von denen die Parabronchien, als eigentliches Gasaustauschgewebe, parallel aufeinander im leicht bogigen Verlauf aufeinander zustreben. Gleich im Anschluss an die Lunge ist das Septum horizontale aufgespannt, an dem sich die Glandula adrenalis (Nr. 7) und das linke Ovar anlegen.

Auf die weiblichen Geschlechtsorgane wird in der übernächsten Abbildung eingegangen.

5.6 Plastinatschnitt – Körper horizontal Schnitt Nr. 2

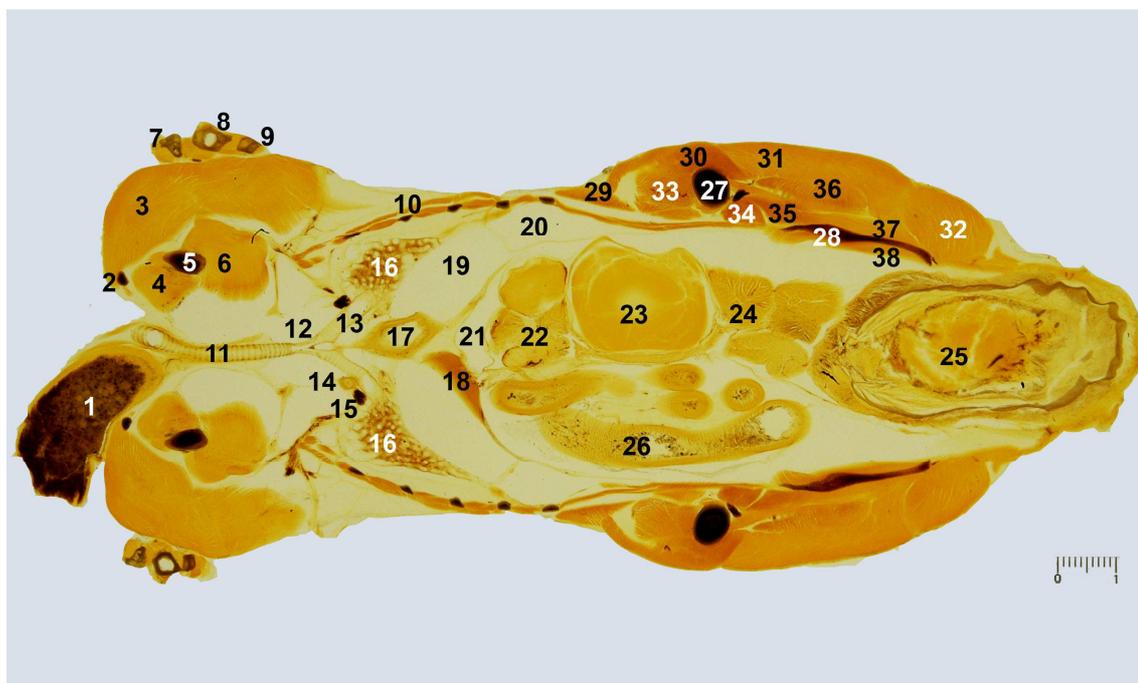


Abbildung 6

- | | | |
|---|------------------------------------|--|
| 1. Ingluvies | 16. Pulmo | 30. M. iliotibialis lateralis - präzetabulärer Anteil |
| 2. Scapus/ Corpus claviculae | 17. Oesophagus | 31. M. iliotibialis lateralis - postzetabulärer Anteil |
| 3. M. pectoralis | 18. Hepar | 32. M. flexor cruris lateralis – Pars pelvica |
| 4. M. coracobrachialis cranialis + caudalis | 19. Saccus thoracicus caudalis | 33. M. femorotibialis |
| 5. Os coracoideum | 20. Saccus abdominalis | 34. M. puboischiofemorialis – Pars media |
| 6. M. supracoracoideus | 21. Cavum peritoneaei intestinalis | 35. M. femorotibialis medialis |
| 7. Phalanx digiti alularis | 22. Ovar | 36. M. iliofibularis |
| 8. Os metacarpale major | 23. Ovocyte | 37. M. flexor cruris medialis |
| 9. Os metacarpale minus | 24. Magnum | 38. M. obturatorius medialis |
| 10. Costa | 25. Uterus | |
| 11. Trachea | 26. Jejunum | |
| 12. Syrinx | 27. Os femoris | |
| 13. A. pulmonalis sinister | 28. Ala ischii | |
| 14. Aorta descendens | 29. M. iliotibialis cranialis | |

Nachfolgend wird zuerst an Hand eines Übersichtsbildes die Lage der ventralen Lungenanteile angesprochen und im Anschluss in der nächsten Abbildung mittels Detailbildes der Feinbau besprochen. Zugleich wird auch auf die Oberschenkelmuskulatur eingegangen.

5.6.1 Passiver Bewegungsapparat

Nur wenige knöcherne Strukturen sind auf diesen Schnitt im Brustbereich zu erkennen. Zuerst sind auf beiden Seiten Querschnitte durch den dünnen *Corpus/Scapula clavicularis* (Nr. 2) am kranialen Abschnitt des Schnittes zu finden. Außerdem liegen, eingebettet in der mächtigen Brustmuskulatur, größere Querschnitte des stabförmigen *Os coracoideum* (Nr. 5). Lateral schließen sich an den großen *M. pectoralis* (Nr. 3) die *Ossa alae* an. In dieser Schnittebene sind dies die *Ossa digitorum manus*, wobei alle drei Fingerknochen (*Digitus alularis*, *Digitus major* und *Digitus minor*) angeschnitten sind. Es handelt sich in dieser Ebene um Querschnitte der *Phalanx digiti alularis* (Nr. 7), des *Os metacarpale major* (Nr. 8) und des *Os metacarpale minus* (Nr. 9).

Im Brustbereich sind abermals die *Costae vertebrales* (Nr. 10) quer angeschnitten. Von den *Ossa membri pelvici* ist das *Os femoris* (Nr. 27) im Querschnitt getroffen und von den *Ossa cinguli membri pelvici* die *Ala ischii* (Nr. 28).

5.6.2 Aktiver Bewegungsapparat

Im Bereich des aktiven Bewegungsapparates sind beiderseits der große *M. pectoralis* (Nr. 3) und die unter ihm, das Rabenschnabelbein (Nr. 5) umschließenden Muskeln zu nennen; der *M. supracoracoideus* (Nr. 6), der *M. coracobrachialis cranialis* (agiert als Vorzieher des Humerus) und der *M. coracobrachialis medialis* (Nr. 4) (wirkt als Rückzieher des Oberarmes und Pronator).

Auf die Beschriftung der Zwischenrippenmuskulatur und Fingermuskulatur wird verzichtet.

Deutlich lassen sich einige Muskeln der Beckengliedmaße (*Musculi membri pelvici*) voneinander abgrenzen, welche die Bewegungen des Hüft- und Kniegelenks darstellen. Aus Gründen der Vollständigkeit kann es bei der Beschreibung der Funktion der einzelnen Muskeln zu Wiederholungen der Vorschnitte kommen.

Kranial erkennt man an der Beckengliedmaße den M. iliotibialis cranialis (Nr. 29), der ein Beuger des Hüftgelenks, Strecker des Kniegelenks, und Vorfürer der Beckengliedmaße ist. Gefolgt wird er lateral vom M. iliotibialis lateralis. Sein präazetabulärer Anteil (Nr. 30) beugt ebenfalls das Hüftgelenk und streckt das Kniegelenk, während sein postazetabulärer Anteil (Nr. 31) als Antagonist das Hüftgelenk streckt, das Kniegelenk beugt und der Abduktor der Gliedmaße ist. Kaudolateral schließt sich an den postazetabulären Anteil des M. iliotibialis lateralis der M. flexor cruris lateralis (Nr. 32) mit seiner Pars pelvica an, der zusätzlich das Hüftgelenk streckt und das Kniegelenk beugt.

Am kranialen Schaft des Os femoris (Nr. 27) liegt der M. femorotibialis (Nr. 33), der als Strecker des Kniegelenks fungiert und dessen medialer Anteil (Nr. 35) zusätzlich für die Innenrotation der Gliedmaße zuständig ist. Kaudomedial des Os femoris liegt die Pars media des M. puboischiofemoralis (Nr. 34), dessen Funktion die Streckung des Hüftgelenks und die Adduktion des Oberschenkels ist.

Zwischen der Medialfläche des postazetabulären Anteiles des M. iliotibialis lateralis (Nr. 31) und dem M. femorotibialis medialis (Nr. 35) eingebettet, liegt der M. iliofibularis (Nr. 36), welcher als Strecker des Hüftgelenks und Beuger des Kniegelenks agiert.

An der lateralen Kante der Ala ischii (Nr. 28) schließt sich der M. flexor cruris medialis (Nr. 37) als Beuger des Kniegelenks und Strecker des Hüftgelenks an. Die Außenrotation des Oberschenkels übernimmt der M. oburatorius medialis (Nr. 38), der an der medialen Kante der Ala ischii zu finden ist.

5.6.3 Weichteil Anatomie

Zu Beginn ist auf der linken unteren Bildseite der mit Nahrung gefüllte Kropf zu erkennen (Nr. 1). Deutlich ist der Wechsel der Trachea (Nr. 10) von ihrer linksparallelen Lage (durch die Dorsalansicht hier in Rechtslage) zum Oesophagus zur ihrer wieder in die Median über dem Oesophagus gelegenen Lage, wenn diese in die Brustapertur eintritt. Die Trachea (Nr. 11) bleibt in der Median und spaltet sich im Bereich der Syrinx (Nr. 12) in die beiden Hauptbronchien auf. Sehr deutlich treten an den Lateralseiten der Hauptbronchien im Bereich des kranialen Lungenabschnittes (Nr. 16) die A. pulmonalis sinister (Nr. 13), die Aorta descendens (Nr. 14) und die A. pulmonalis dexter (Nr. 15) hervor. Zwischen den beiden Lungenflügeln (Nr. 16)

liegt in der Median der Oesophagus (Nr. 17) und links und rechts von ihm als große Hohlräume der paarige Saccus thoracicus caudalis (Nr. 19), der vom paarigen Saccus abdominalis (Nr. 20) gefolgt wird. Unter der Median ist ein Teil der Leber (Nr. 18) angeschnitten, bevor man die Organa genitalia feminana (Nr. 22 - 25) und das Jejunum (Nr. 26) in der Cavum peritoneaei intestinalis (Nr. 21) eingeschlossen sieht.

5.7 Plastinatschnitt – Körper horizontal Ausschnitt aus Nr. 2

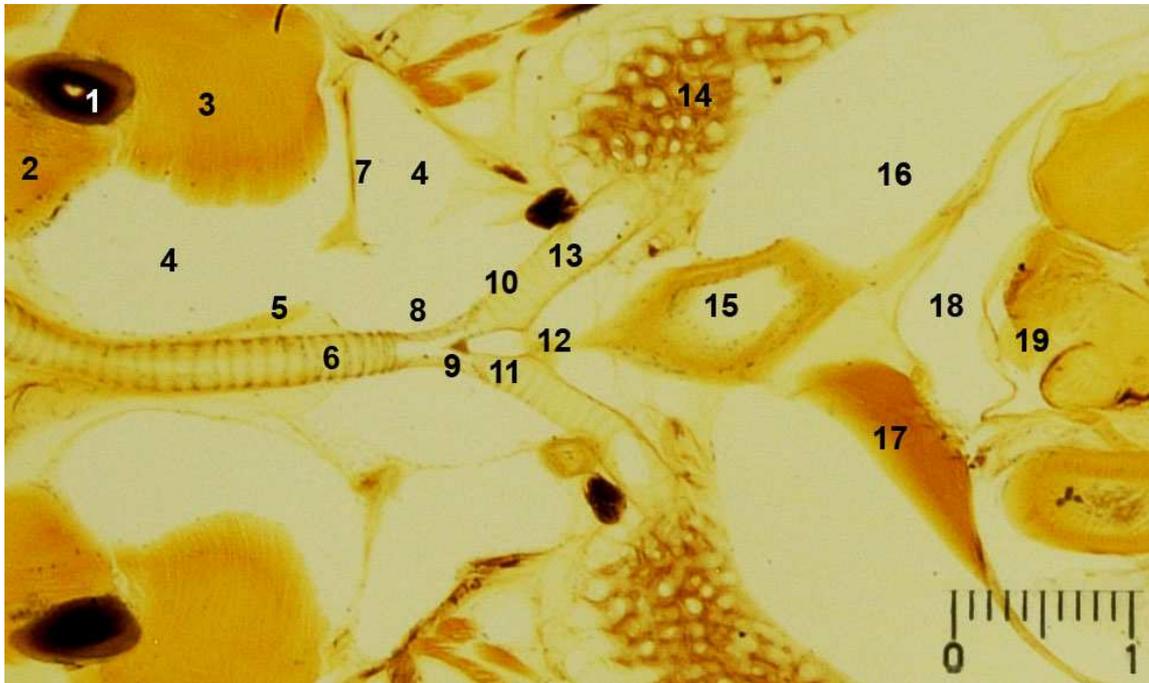


Abbildung 7

- | | | |
|--|---|---------------------------------------|
| 1. Os coracoideum | 8. Tympanum | 14. Pulmo |
| 2. M. coracobrachialis
cranialis + caudalis | 9. Pessulus | 15. Oesophagus |
| 3. M. supracoracoideus | 10. Membrana tympaniformes
lateralis | 16. Saccus thoracicus caudalis |
| 4. Saccus clavicularis | 11. Membrana tympaniformes
medialis | 17. Hepar |
| 5. M. tracheolateralis | 12. Ligamentum
interbronchiale | 18. Cavum peritoneaei
intestinalis |
| 6. Trachea | 13. Hauptbronchus | 19. Ovar |
| 7. M. sternotrachealis | | |

Der Schwerpunkt in dieser Schnittebene liegt in der ergänzenden und abschließenden detaillierteren Beschreibung und Erläuterung des ventralen Abschnittes des Atmungsapparates.

Die schon genannten Strukturen im Bereich des passiven und aktiven Bewegungsapparates sind zwar der besseren Orientierung wegen beschriftet, aber aus Wiederholungsgründen werden diese nicht mehr beschrieben. Hier sei auf die Erläuterungen in der vorangegangenen Übersichtsabbildung verwiesen.

5.7.1 Weichteil Anatomie

Wie schon in der Vorabbildung erwähnt, wechselt die Trachea (Nr. 6) von ihrer linksparallelen Lage zum Oesophagus wieder in ihre in der Median über dem Oesophagus gelegenen Lage, wenn diese in die Brustapertur eintritt. Auf der oberen Bildseite ist der parallel zur Trachea verlaufende M. tracheolateralis (Nr. 5) und der auf beiden Seiten im 90° Winkel auf die Luftröhre zulaufende M. sternotrachealis (Nr. 7) zu erkennen. Eindeutig zeichnet sich auch der Aufbau der Trachea aus seinen teilweise verknöcherten Knorpelringen (Cartilagine tracheales) ab. Diese Trachealringe besitzen eine siegelringartige Form, wobei der breitere Teil der aufeinander folgenden Ringe abwechselnd die linke und die rechte Ringhälfte bildet. Das Huhn besitzt circa 120 Trachealringe, deren Durchmesser, wie im Schnitt zu sehen ist, brustwärts langsam abnimmt. Kurz vor der Aufspaltung in seine beiden Hauptbronchien, liegt der Stimmkopf/ die Syrinx (Nr. 8 – 12). Dieser ist gut an der Verengung der Trachea zu erkennen. An dieser Stelle sind die Knorpel nicht mehr zu einem vollständigen Ring geschlossen, sondern an einem oder beiden Enden mit dem in der Mitte befindlichen Steg/ Pessulus (Nr. 9) verbunden, der sich als kleiner orange-brauner Punkt in der Mitte andeutet. Auf jeder Seite der ersten kaudalen Syrinxringe liegt die Trommel/ das Tympanum (Nr. 8). Im Anschluss spaltet sich die Trachea in seine beiden Hauptbronchien auf (Nr. 13). Zu beiden Seiten besitzen sie laterale (Membrana tympaniformes lateralis, Nr. 10), als auch mediale Membranen (Membrana tympaniformes medialis, Nr. 11). Diese Membrane heften sich links und rechts an den nächsten Bronchialhalbring an. Zwischen den beiden Hauptbronchien existiert noch ein Ligamentum interbrochiale (Nr. 12), das von einem Foramen interbronchiale durchbrochen wird.

Links und rechts neben der Trachea ist der Saccus clavicularis (Nr. 4) zu erkennen. Kaudal der Lunge ist sowohl der Saccus thoracicus caudalis (Nr. 16), als auch der der Eingeweidebauchfellsack/ Cavum peritonaei intestinalis (Nr. 18) erhalten.

Auf den schon am rechten Bildrand erkennbaren Beginn der Organa genitalia femina (Ovar, Nr. 19) wird in der nächsten Abbildung eingegangen.

5.8 Plastinatschnitt – Abdomen horizontal Schnitt Nr. 3

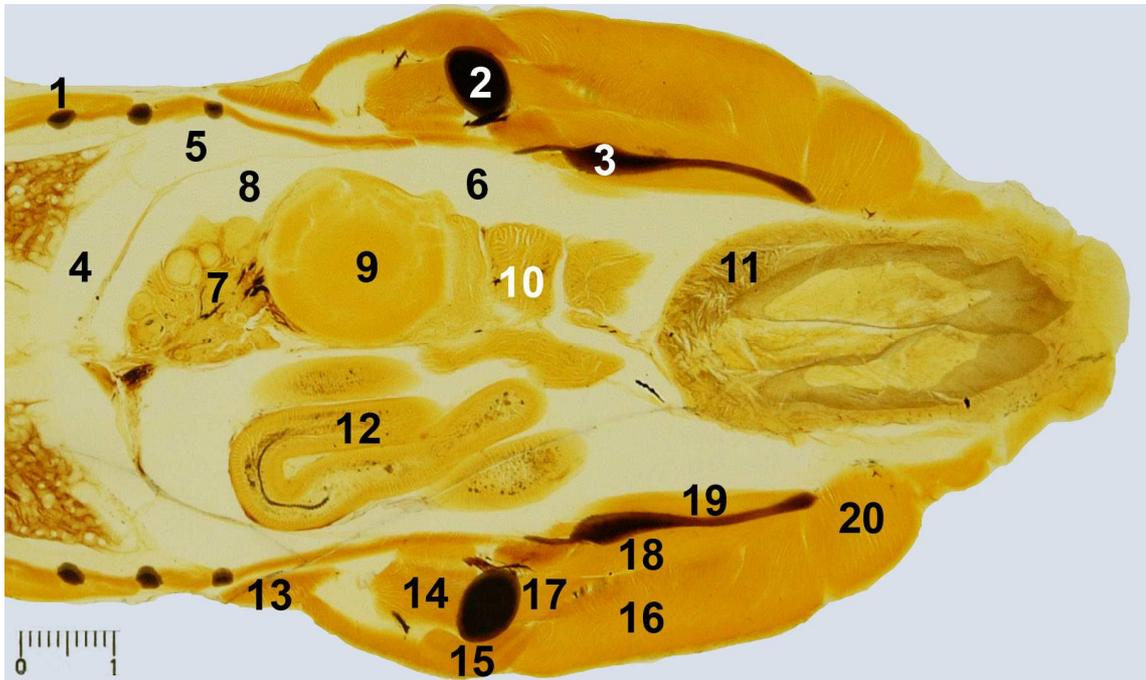


Abbildung 8

- | | | |
|---------------------------------|--|---|
| 1. Costae | 9. Ovocyte | 16. M. iliotibialis lateralis – postazetabulärer Anteil |
| 2. Os femoris | 10. Magnum | 17. M. puboischiofemoralis medialis |
| 3. Os ischium | 11. Uterus | 18. M. flexor cruris medialis |
| 4. Saccus thoracicus caudalis | 12. Jejunum | 19. M. obturatorius medialis |
| 5. Saccus abdominalis | 13. M. iliotibialis cranialis | 20. M. flexor cruris lateralis – Pars pelvica |
| 6. Cavum peritonei intestinalis | 14. M. femorotibialis medius | |
| 7. Ovarium sinistra | 15. M. iliotibialis lateralis – präazetabulärer Anteil | |
| 8. Infundibulum | | |

In dieser Schnittebene sollen die weiblichen Geschlechtsorgane/ Organa genitalis femina näher beleuchtet werden.

5.8.1 Passiver Bewegungsapparat

Außer den Costae vertebralia (Nr. 1), dem Corpus femoris (Nr. 2) und dem Os ischium (Nr. 3), welche jeweils im Querschnitt getroffen sind, befinden sich keine weiteren Knochen des Stammes, des Beckens und der Beckengliedmaße in dieser Schnittebene.

5.8.2 Aktiver Bewegungsapparat

Auf die Beschriftung und Beschreibung der Rippenmuskulatur wurde aus den schon genannten Gründen verzichtet. Es soll daher nur noch einmal auf die Muskulatur der Beckengliedmaße eingegangen werden.

Am Ende der letzten Rippe liegt der M. iliotibialis cranialis (Nr. 13), dem der M. iliotibialis lateralis mit seinem präazetabulären (Nr. 15) und seinem postazetabulären Anteil (Nr. 16) folgt. Am Ende des postazetabulären Anteiles schließt sich am kaudalen Beckenrand die Pars pelvica des M. flexor cruris lateralis an (Nr. 20). Unterhalb des M. iliotibialis lateralis, am kranialen Femurrand (Nr. 2) sieht man den M. femorotibialis medius (Nr. 14), dem am kaudalen Femurrand der M. puboischiofemoralis medialis (Nr. 17) gegenüberliegt. Eingebettet zwischen M. puboischiofemoralis medialis (Nr. 17), dem postazetabulären Teil M. iliotibialis lateralis (Nr. 16) und dem Lateralrand des Os ischii (Nr. 3) ist der M. flexor cruris medialis (Nr. 18) zu finden. An der Medialfläche liegt der M. obturatorius medialis (Nr. 19) dem Os ischii auf.

5.8.3 Weichteil Anatomie

Abermals ist der Saccus thoracicus caudalis (Nr. 4), der Saccus abdominalis (Nr. 5) und der Eingeweidebauchfellsack/ Cavum peritonaei intestinalis (Nr. 6) zu unterscheiden.

In der Median, mit deutlicher Linkslage ist das linke Ovarium (Nr. 7) mit Follikeln in unterschiedlichem Entwicklungsstand angeschnitten. Es liegt kraniodorsal im Eingeweidebauchfellsack/ Cavum peritonaei intestinalis (Nr. 6) zu unterscheiden.

weidebauchfellsack und erreicht mit seinem kranialen Rand den kaudalen Rand der Lunge und der linken Nebenniere, den Kranialpol der linken Niere, die Aorta und die V. cava caudalis. Zwar entwickeln sich beim weiblichen Embryo zwei symmetrische Eierstöcke und Eileiter, es kommt aber im Anschluss meistens nur der linke Eierstock und linke Eileiter zur vollen funktionstüchtigen Ausbildung. Die Reste des rechten Eileiters können teilweise als Rudimente in der Nähe der Kloake vorhanden sein. Die Eizellen der rechten Eierstockanlage wandern beim weiblichen Embryo schon sehr früh in die linke Eierstockanlage.

Gleich an das Ovarium anschließend liegt im ersten Abschnitt des Oviduktus/ Eileiter, dem Eileitertrichter/ Infundibulum (Nr. 8) eine sehr große, dotterreiche Ovozyte (Nr. 9). Deutlich ist der zweischichtige Aufbau aus weißen und gelben Dotter an den leicht unterschiedlichen Gelbtönen zu erkennen.

Hierauf schließt sich der längste Abschnitt des Eilters an, das sogenannte Magnum (Nr. 10). Es liegt ähnlich den Dünndarmschlingen gewunden im linken oberen Quadranten des Eingeweidebauchfellsackes, und nimmt während der Legeperiode fast den gesamten dorsalen und kaudalen Abschnitt des linken Teils der Zölonhöhle ein. In diesem Abschnitt wird der Eizelle der Hauptbestandteil des Eies, das Eiweiß hinzugefügt, welches aus vier Schichten besteht. In die Wand des Magnum wölben sich Falten ohne Sekundärfalten ein, welche sich bei genauerer Betrachtung klar abzeichnen. Rechts von Oviduktus liegen die Schlingen des auf die rechte Körperhälfte verschobenen Jejunums (Nr. 12).

Der sogenannte Isthmus ist nicht klar zu definieren. Hier werden dem Eiweiß eine keratinhaltige, doppelschichtige Schalenhaut (*Membranae testae*) angelagert, zwischen denen sich am stumpfen Eipol die Luftkammer ausbildet.

Eindeutig hingegen ist der Uterus (Nr. 11), in dem sich ein fast fertiges Ei befindet. Die Gebärmutter geht ohne Grenze aus dem Isthmus hervor, erweitert sich sackförmig und besitzt eine sehr muskulöse Wand. Die blattartigen Lamellen, die durch die Unterbrechung der längsgefalteten Schleimhaut durch querverlaufende Furchen entstehen, sind gut am kranialen Pol erkennbar. In diesem Eileiterabschnitt wird dem Ei zuerst Wasser hinzugefügt, sodass es zur Quellung der Eiweißschichten kommt. Die wichtigste Aufgabe dieses Abschnittes ist jedoch die Bildung der dreischichtigen Kalkschale, deren organische Sekrete aus den hochprismatischen Epithelzellen stammen.

Der letzte Abschnitt stellt die Scheide/ Vagina dar. In ihr wird das Eiobehütchen/ Cuticula als äußerste Eihülle gebildet, die bei der Begattung aufgenommenen Spermien gespeichert und ernährt, sodass ein Huhn noch bis zu zwei Wochen befruchtete Eier legen kann.

5.9 Plastinatschnitt – Abdomen horizontal Schnitt Nr. 4

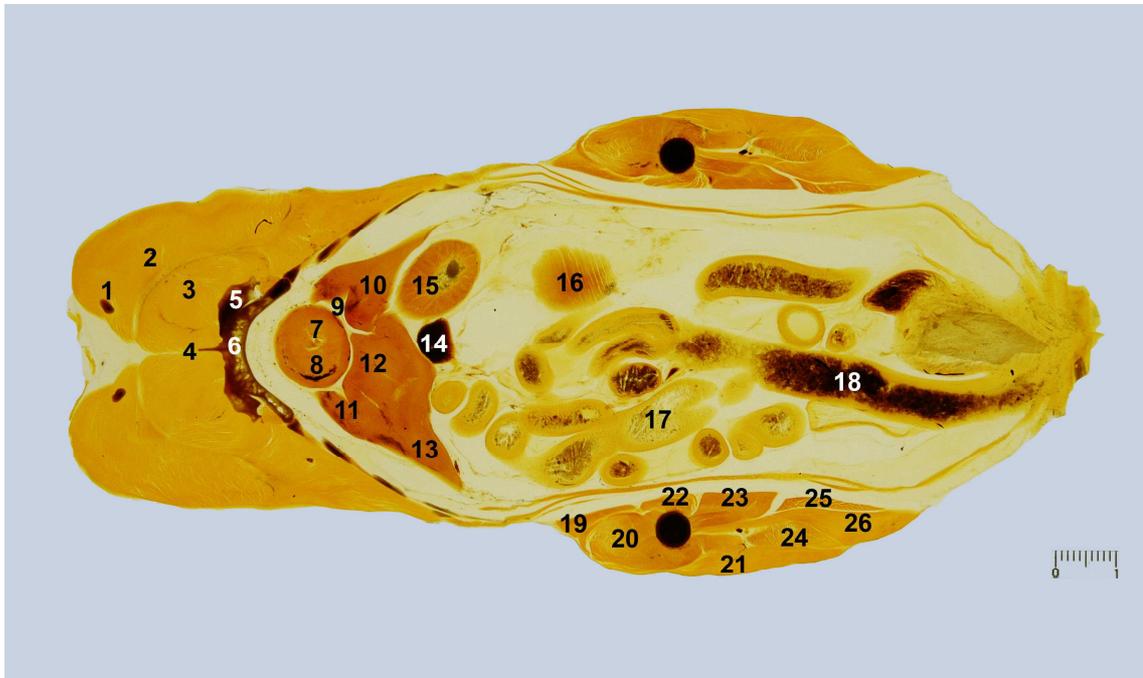


Abbildung 9

- | | | |
|----------------------------|--------------------------------|--|
| 1. Furcula | 11. Hepar – Pars lateralis | 20. M. iliobtibialis lateralis – präazetabulärer Anteil |
| 2. M. pectoralis | 12. Lobus dexter hepatis | 21. M. iliobtibialis lateralis – postazetabulärer Anteil |
| 3. M. supracoracoideus | 13. Hepar - Pars medialis | 22. M. femorotibialis medialis |
| 4. Rostrum | 14. Lien | 23. M. puboischiofemoralis - Pars media |
| 5. Os coracoideum | 15. Gaster – Pars glandularis | 24. M. iliofibularis |
| 6. Sternum | 16. Gaster – Pars muscularis | 25. M. flexor cruris medialis |
| 7. Ventriculus sinister | 17. Jejunum | 26. M. flexor cruris lateralis |
| 8. Ventriculus dexter | 18. Rectum | |
| 9. Impressio cardiaca | 19. M. iliobtibialis cranialis | |
| 10. Lobus sinister hepatis | | |

5.9.1 Passiver Bewegungsapparat

Im Bereich des passiven Bewegungsapparates können keine neuen wichtigen Details angesprochen werden. Links und rechts der Median liegen im M. pectoralis (Nr. 2) wieder die beiden Schenkel der Furcula (Nr. 1).

In der Median ist auf dem Sternum (Nr. 6) das kaudale Ende das Rostrum (Nr. 4) angeschnitten. Auf seiner linken und rechten Seite ist das distale Ende des Os coracoideum (Nr. 5) im Bereich der Fac. articularis sternalis und des Proc. lateralis getroffen. Der Sulcus articularis coracoideus deutet sich leicht an.

Im Gegensatz zu den Vorbildern sind in dieser Schnittebene die Costae sternales angeschnitten, die an ihrer plattenartigen Struktur leicht zuzuordnen sind.

Als einziger Knochen der Beckengliedmaße ist das in die Oberschenkelmuskulatur eingebettete Os femoris quergeschnitten, welches eindeutig an seiner kreisrunden Struktur und dunklen Farbe erkennbar ist.

5.9.2 Aktiver Bewegungsapparat

In dieser Ebene ist es im Bereich des aktiven Bewegungsapparates der Schultergliedmaße zu einem wesentlichen Fortschritt in ventraler Richtung gekommen, sodass sich im Brustbereich die beiden Antagonisten der starken Flugmuskulatur, der M. pectoralis (Nr. 2) und M. sternocoracoideus (Nr. 3) deutlich voneinander abgrenzen lassen.

Die Rippenmuskulatur ist in dieser Ebene, wie schon in den Vorschnitten, ebenfalls vernachlässigbar.

Die Oberschenkelmuskulatur ist nun im distalen Bereich getroffen, sodass es zu keinem Wechsel der Zusammensetzung der Muskelschichten kam. An der kranialen Oberschenkelspitze liegt abermals der M. iliotibialis cranialis (Nr. 19), dem sich lateral der präazetabuläre Anteil des M. iliotibialis lateralis (Nr. 20) und medial der M. femorotibialis medialis (Nr. 22) anschließen. Gefolgt wird der präazetabuläre Anteil des M. iliotibialis lateralis lateral von seinem postazetabulären Anteil (Nr. 21), dem M. iliofibularis (Nr. 24) und der Pars pelvica des M. flexor cruris lateralis (Nr. 26). Medial an das Os femoris und den M. femorotibialis medialis (Nr. 22) schließen sich die Pars media des M. puboischiofemorales (Nr. 23) und der M. flexor cruris medialis an (Nr. 25).

5.9.3 Weichteilanatomie

Direkt in der Median ist das Herz im Querschnitt getroffen, welches vom Pericard umschlossen ist. Dieses deutet sich als dünnes Häutchen an, das wiederum mit den vier Leberbauchfellsäcken/ Cava peritoneaei hepatis verwachsen ist. Es ist sowohl der linke (Nr. 7), als auch der rechte Ventrikel (Nr. 8) getroffen. Klar kann man die halbmond förmige Form des rechten Ventrikels erkennen, der dem linken Ventrikel aufgelagert ist. Ferner besitzt die linke Herzkammer eine drei- bis viermal dicker Wandstärke. Da diese Schnittebene sich bereits an der Herzspitze befindet, ist dies nicht erkennbar, im Gegensatz zur spritztrichterförmigen Gestalt, die sich deutlich durch die in das Herzlumen hereinragenden, längs verlaufenden Muskelleisten/ Trabeculae carneaе abzeichnet.

Wie schon angedeutet berührt die Leber (Nr. 10 - 13) großflächig das Sternum und die sternalen Rippen. In dieser Ebene zeichnet sich deutlich das Umgeben des Herzens durch die kraniodorsalen Abschnitte der Leber ab, sodass eine tief eingezogene Impressio cardiaca (Nr. 9) entsteht. An seiner linken Seite berührt die Leber mit ihrer Kaudalfläche den Drüsen- und Muskelmagen (Nr. 15 + 16) und die kugelige Milz (Nr. 14). Sowohl am Kranialrand, als auch am Kaudalrand zeichnet sich eine geringfügige Einziehung an/ Incisura interlobaris cranialis und Incisura interlobaris caudalis, sodass man die Leber in einen linken Lappen/ Lobus hepatis sinister (Nr. 10) und einen rechten Leberlappen/ Lobus hepatis dexter (Nr. 12) gliedern kann.

Der größte Teil der restlichen Körperhöhle wird in dieser Schnittebene vom Intestinum eingenommen. Im Bereich des Intestinum tenue sind diverse Quer- und Anschnitte des Jejunum und Ileum getroffen (Nr. 17), im Bereich des Intestinum crassum ein Längsschnitt des Rectum (Nr. 18) mit der darüberliegenden Cloaca.

5.10 Plastinatschnitt – Abdomen horizontal Schnitt Nr. 5

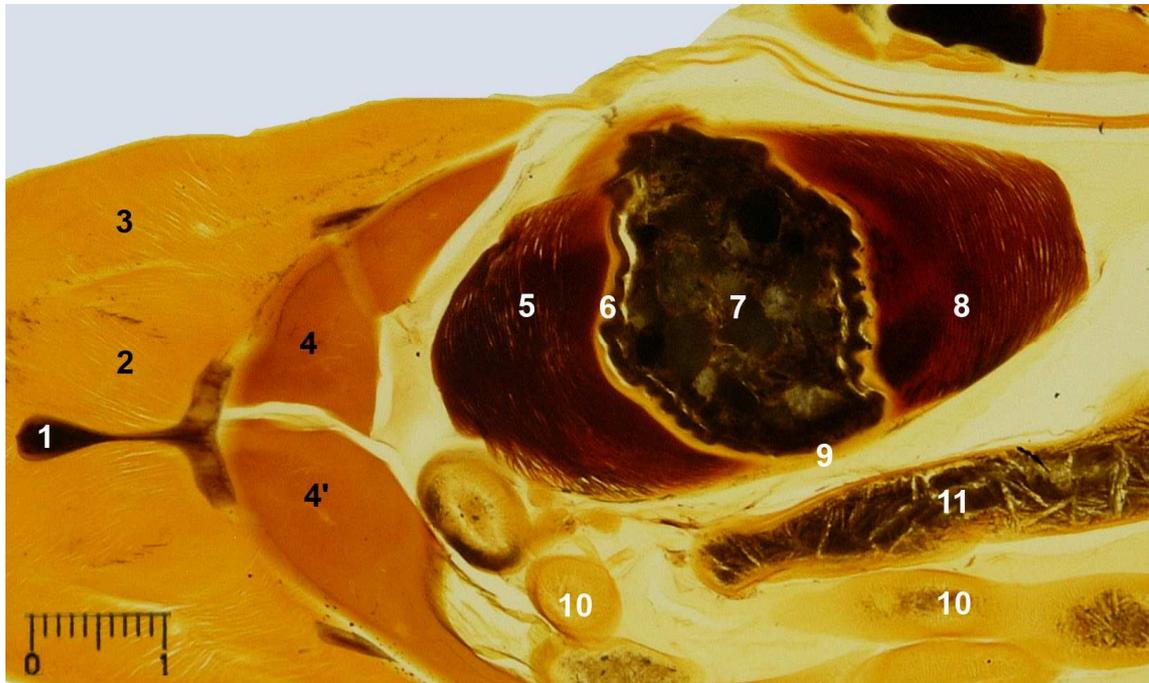


Abbildung 10

1. Carina sterni
2. M. supracoracoideus
3. M. pectoralis
4. Hepar – Lobus sinister und 4' Lobus dexter
5. M. crassus cranioventralis
6. Cuticula gastrica
7. Grit und Nahrung
8. M. crassus caudodorsalis
9. Sehenspiegel/ Centrum tendineum
10. Jejunum und Ileum/Rectum

In diesem Ausschnitt soll nur der Muskelmagen im Querschnitt gezeigt werden. Daher wird sowohl auf die restlichen Details des passiven und aktiver Bewegungsapparat, als auch der übrigen Weichteil Anatomie verzichtet, da keine nennenswerten Änderungen zu den Vorschnitten beschreibbar sind.

5.10.1 Weichteil Anatomie

Topographisch ist der Muskelmagen kaudal im linken ventralen Quadranten der Leibeshöhlen zu finden, wodurch es zu einer Verlagerung der Darmschlingen nach rechts kommt. Der Muskelmagen liegt wie schon beschrieben mit seiner kranioventralen Fläche dem Brustbein auf und berührt mit seiner linken lateralen und ventralen Wand die Körperwand. Kranial wird er zum großen Teil von der Leber (Nr. 4 + 4') umschlossen und medial grenzen die Darmschlingen (Nr. 10 + 11) an ihn. Klar ist die glatte, zirkulär angeordnete mächtige Muskulatur der Muskelmagenwand erkennbar, wobei in dieser Ebene ein Querschnitt der fächerförmigen Hauptmuskelgruppen getroffen ist, vertreten durch den *M. crassus cranioventralis* (Nr. 5) und *M. caudodorsalis* (Nr. 8). An seiner inneren Oberfläche wird der Muskelmagen von einer derben, gelblich-grünen Schicht, der *Cuticula gastrica* (Nr. 6) überzogen, die als Reibplatte fungiert. Diese wird aus dem erstarrten Sekret der Magendrüsen gebildet. Zwischen der Muskelschicht und der Schleimhautschicht existiert eine kollagene und mit elastischen Fasern durchsetzte *Tunica submucosa*. Zusammen mit den bei der Nahrung aufgenommene Steinchen, dem Grit (Nr. 7) wird die im Drüsenmagen anverdaute Nahrung durch mahlende Bewegungen des Muskelmagens mechanisch zerkleinert. Die derbe *Cuticula gastrica* verhindert eine mechanische Schädigung der Magenschleimhaut durch diese Steinchen. Die mahlenden Bewegungen ergeben sich dadurch, dass sich die beiden *M. crassi* asymmetrisch kontrahieren, wodurch die Nahrung einerseits aus den beiden Blindsäcken gepresst und gegen die Reibplatten gedrückt wird und andererseits hierdurch die Platten in ihrer Länge verschoben und gegeneinander gedreht werden. Auf beiden Lateralseiten des Muskelmagens deutet sich jeweils ein Sehenspiegel/ *Centrum tendineum* an (Nr. 9), an dem die beiden Hauptmuskeln miteinander in Kontakt treten. Weiterhin zeichnen sich die beiden dünnwandigeren Blindsäcke/ *Saccus cranialis* und *Saccus caudalis* durch ihre Abgrenzung durch zwei Rinnen/ *Sulcus cranialis et caudalis* ab.

5.11 Plastinatschnitt – Kopf sagittal Schnitt Nr. 1

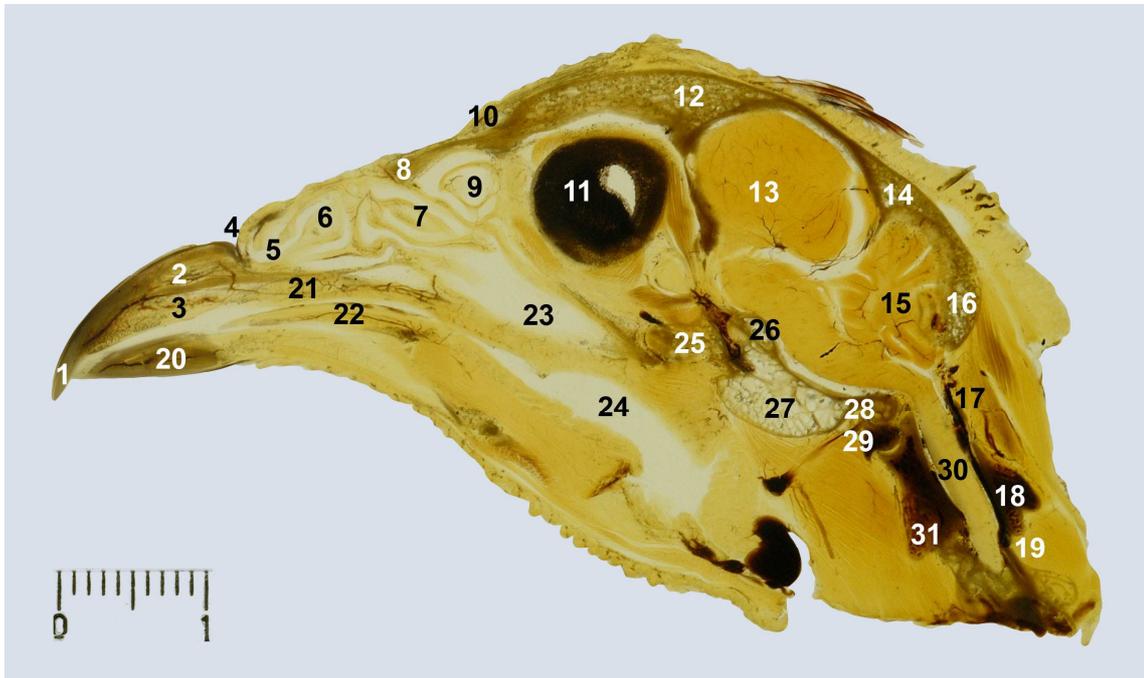


Abbildung 11

- | | | |
|---|---------------------------------------|---|
| 1. Rhinotheca | 11. Bulbus oculi | 22. Lingua mit Paraglossum |
| 2. Os praemaxillare | 12. Os frontale | 23. Cavum nasi |
| 3. Processus maxillaris
ossis praemaxillaris | 13. Telencephalon | 24. Oropharynx |
| 4. Processus frontalis ossis
praemaxillaris | 14. Os parietale | 25. Rostrum parasphenoidale |
| 5. Regio vestibularis | 15. Cerebellum | 26. Fossa hypophysialis mit
Hypophyse |
| 6. Concha nasalis rostralis | 16. Os supraoccipitale | 27. Os basisphenoidale |
| 7. Concha nasalis media | 17. Arcus atlantis | 28. Os basioccipitale mit
Condylus occipitalis |
| 8. Os nasale | 18. Proccesus spinosus | 29. Corpus atlantis |
| 9. Concha nasalis caudalis | 19. Processus articularis
caudalis | 30. Medulla spinalis |
| 10. Zona flexorica
craniofacialis | 20. Os mandibulare | 31. Corpus axis |
| | 21. Os maxillare | |

Mit diesem Schnitt ist die Schnittbildanatomie des Hühnerabdomens abgeschlossen und es beginnt die Zuwendung zur Schnittbildanatomie des Kopfes.

Wie schon bei der Schnittbildanatomie des Abdomens begonnen, wird auch hier die Praxis beibehalten, den ersten Fokus auf das Skelett des Kopfes zu legen, sich dann dem aktiven Bewegungsapparat zuzuwenden und im Anschluss die Weichteil-anatomie näher zu beleuchten.

Bei diesem Paramedianschnitt des Hühnerkopfes ist ein Großteil der relevanten Details zu erkennen, um einen ersten Eindruck von der Schnittbildanatomie geben zu können. Daher werden allgemeine Informationen einmal an dieser Stelle beschrieben und im Anschluss nur wiederholend genannt.

5.11.1 Skelett des Kopfes

5.11.1.1 Allgemeine Informationen zum Vogelschädel

Zu Beginn wird erst einmal ein kurzer Überblick über den Vogelschädel gegeben, bevor auf die systematische Beschreibung der einzelnen Strukturen eingegangen wird.

Der Schädel des Vogels wird in einen Hirnschädel, das Cranium bzw. Neurocranium und in einen Gesichtsschädel, die Facies bzw. das Splancho- oder Viscerocranium unterteilt. Der Schädel ist gekennzeichnet von einer starken Vergrößerung des Gehirns und der Augen, bei einer gleichzeitigen Reduktion von Gebiss und Nase, im Gegensatz zu seinen reptilienartigen Vorfahren. Die Einzelknochen des Schädels verwachsen, von verschiedenen Verknöcherungspunkten ausgehend, während ihrer Individualentwicklung schon sehr früh und vollständig miteinander, sodass beim adulten Vogel kaum Leisten oder Knochennähte zu finden sind. Zusätzlich werden die meisten Knochen, als Anpassung an die Flugfähigkeit weitgehend pneumatisiert und nur als dünne Platten oder filigrane Knochenspannen ausgebildet, um eine größtmögliche Leichtigkeit zu erreichen.

Der Hirnschädel setzt sich aus folgenden Knochen zusammen: Os basioccipitale, Os exoccipitale, Os supraoccipitale, Os orbitosphenoidale, Os basisphenoidale, Os parasphenoidale, Os squamosum s. temporale, Ossa otica (Os prooticum, Os opisthoticum, Os epioticum), Os parietale, Os frontale, Os mesethmoidale, Os ectethmoidale s. lateroethmoidale, Os praefrontale s. lacrimale.

Im Bereich des Gesichtschädel unterscheidet man die Knochen des Oberkiefers und des Gaumens (*Ossa maxillare et palatini*) und die Knochen des Unterkiefers (*Ossa mandibulae*).

Zu den *Ossa maxillare et palatini* zählen das *Os praemaxillare*, *Os nasale*, *Os palatinum*, *Os maxillare*, *Os jugale*, *Os quadratojugale*, *Vomer*, *Os pterygoideum*, und das *Quadratum*.

Als *Ossa mandibulae* werden das *Os dentale*, *Os spleniale*, *Os angulare*, *Os supraangulare*, *Os praearticulare* und *Os articulare* zusammengefaßt, die zur *Mandibula* verwachsen.

Das Zungenbein/ *Apparatus hyobranchialis* geht aus Kiemenbogenelementen hervor und gehört zum *Visceralskelett*. Es besteht aus dem *Paraglossum/ Entoglossum*, *Basihyale/ Basibranchiale rostrale*, *Urohyale/ Basibranchiale caudale* und den *Cornu branchiale/ Ceratohyale* und *Epihyale*.

5.11.1.2 Spezielle Anatomie

An der rostralen Spitze des Paramedianschnittes ist zuerst die auf dem *Os praemaxillare* (Nr. 2) aufsitzende *Rhinoteca* (Nr. 1) zu erkennen. Hierauf schließt sich im Bereich der *Cavum oris* der *Proc. maxillaris ossis praemaxillaris* (Nr. 3) an, der mit seiner freien Kante den Rand des Oberschnabels bildet. Auf ihm folgt das *Os maxillare* (Nr. 21), als relativ kurzer kaudaler Abschnitt des Oberschnabels. Wird in Richtung der *Cavum nasi* (Nr. 23) vorangeschritten, trifft man auf Grund der leichten Verschiebung aus der Median nur auf einen kleinen Rest des *Proc. frontalis ossis praemaxillaris* (Nr. 4). Dieser geht beim Vogelschädel ohne Unterbrechung in das filigrane *Os nasale* (Nr. 8) über. Zusammen mit dem *Proc. maxillaris* und dem *Os nasale*, bildet der *Proc. frontalis* die knöcherne Begrenzung des Nasenloches. Kurz hinter dem *Os nasale* beginnt die *Zona flexorica craniofacialis* (Nr. 10), die den Übergang des Hirnschädels zum Gesichtschädel darstellt, da hier eine Beugeregion zwischen *Os nasale* und *Os frontale* (Nr. 12) existiert. Dies macht Sinn, da der gesamte Gesichtsschädel besonders von der Form und Beweglichkeit des Schnabels beeinflusst wird. Alle Knochen der *Facies* sind als dünne Platten oder filigrane Knochenspannen ausgebildet, welche die Nasenhöhle umschließen und die knöcherne Grundlage für den Ober- und Unterschnabel bilden.

Wie deutlich in diesem Schnitt zu sehen ist, bildet das Os frontale das Dach der Orbita und schützt den Bulbus oculi (Nr. 11) von dorsal. Kaudal schließt sich ein kleiner Teil des Os laterosphenoidale an, welcher ebenfalls die Trennung zwischen der Orbita und der Cavum cranii darstellt. Das Gehirn wird in dieser Schnittebene kaudodorsal vom Os parietale (Nr. 14) und kaudal vom Os supraoccipitale (Nr. 16) geschützt. Ventral im Bereich der Schädelbasis kann man am Os basioccipitale (Nr. 28) den unpaarigen Condylus occipitalis erkennen. Zwischen dem Os supraoccipitale und dem Os basioccipitale mit seinem Condylus occipitalis öffnet sich das Foramen magnum.

Der größte Teil der Schädelbasis stellt in dieser Schnittebene das Os basisphenoidale (Nr. 27) dar. Über ihm liegen große Teile des Gehirns in der Fossa cranii caudalis. Schwach ist am kranialen Ende des Basisphenoid auch die Fossa hypophysialis mit der in ihr eingeschlossenen Hypophyse (Nr. 26) zu erkennen. Zwischen dem Rostrum parasphenoidale (Nr. 25) und dem Os laterosphenoidale liegt das Foramen opticum, durch das der Sehnerv eintritt. Die ausgedehnte Pneumatisierung des Gehirnschädels ist an seiner spongiösen Form sehr deutlich zu erkennen.

Ebenso wie beim Oberschnabel, wird auch das Os mandibulare (Nr. 20) am Rostrum mandibulae von einer Hornscheide, der Gnathoteca überzogen. Sowohl der Ober-, als auch der Unterschnabel werden nervös reich innerviert und sind gut mit Blutgefäßen versorgt. Die am Übergang vom der Cavum oris zum Oropharynx/ Cavum pharyngis (Nr. 24) liegende Zunge/ Lingua (Nr. 22) besitzt in ihrer Zungenmitte einen unpaarigen Stab, der vom Paraglossum seu Entoglossum, dem Basihyale/ Basibranchiale rostrale und Urohyale/ Basibranchiale caudale gebildet wird. Die Zunge der Vögel ist oft sehr stark verhornt, als Anpassung an die Form der zahnlosen Mundhöhle meist spitz dreieckig und besitzt ferner kaudal gerichtete, verhornte Stacheln. Bedingt durch ihren geringen Gehalt an Muskulatur, die starke Verhornung des Epithels und durch das intralinguale Skelett ist die Vogelzunge im Vergleich zu den Säugern weniger beweglich.

Am Übergang vom Schädel zur Halswirbelsäule ist dorsal kurz hinter dem Foramen magnum über der Medulla spinalis (Nr. 30) der Arcus atlantis (Nr. 17) als dünne Knochenplatte deutlich zu erkennen. Ihm schräg gegenüber kann man direkt an den Condylus occipitalis anschließend den Corpus atlantis (Nr. 29) mit seiner Fossa

condyloidea und Facies articularis axialis sehen. Kranial schiebt sich zwischen die Medulla spinalis und den Arcus atlantis der Dens axis. Auf der Dorsalfläche der Medulla spinalis erhebt sich der Proc. spinosus (Nr. 18) und kurz dahinter der Proc. articularis caudalis (Nr. 19) des Axis. Auf der Ventralseite des Rückenmarks erhebt sich auf dem Corpus atlantis (Nr. 31) mit seiner Fac. articularis caudalis der Proc. ventralis.

5.11.2 Aktiver Bewegungsapparat

Auf die Beschriftung und Beschreibung der Muskulatur des Schädels und des Halses wird aus schwer zu definierender Grenzen verzichtet. Die Augenmuskulatur wird in einem Ausschnittsbild zusammen mit dem Auge besprochen, um die Übersichtlichkeit des Schnittes nicht durch zu viele Beschriftungen zu zerstören.

5.11.3 Weichteilanatomie

Im Bereich der Weichteilanatomie fallen im rostralen Bereich der Facies zuerst die Cavum nasi mit den drei knorpeligen Conchae nasales (Nr. 6, Nr. 7, Nr. 9) auf. Die an der Schnabelbasis liegenden Nasenlöcher/ Nares und die am dorsalen Nasenrand hängende verhornte Deckplatte/ das Operculum, sind in dieser Ebene noch nicht zu erkennen, jedoch der kraniale Abschnitt der Nasenhöhle, der Nasenvorhof/ die Regio vestibularis (Nr. 4). Im Anschluss sind die drei hintereinander liegenden Nasen-muscheln zu erkennen. Diese liegen nicht wie bei den Säugetieren dorsoventral übereinander, sondern sind rostrokaudal hintereinander angeordnet. Am rostralen Pol liegt die Concha nasalis rostralis (Nr. 6), mit in ihrem Querschnitt C-förmigen Konus mit einer rostral gerichteten Spitze. Sowohl die Knorpellamelle des Nasenvorhofs, als auch die der rostralen Nasenmuschel ist von kutaner Schleimhaut bedeckt. Im Anschluss folgt die Concha nasalis media (Nr. 7) mit ihrer schneckenhausförmig, ventral eingerollten Gestalt, welche die Größte der drei Nasenmuscheln ist. Ihre Knorpellamelle ist von einer respiratorischen Schleimhaut überzogen. Kurz vor dem Bulbus oculi liegt die Concha nasalis caudalis (Nr. 9), die man an ihrer rostral gerichteten, halbkugelförmigen Knorpelblase erkennen kann. Sie besitzt auf ihrer nasalen Oberfläche eine olfaktorische Schleimhaut. Daher kann man die Nasenhöhle in eine Pars vestibularis (mit kutaner Schleimhautauskleidung), eine

Pars respiratoria (mit mehrreihigem Flimmerepithel mit Becherzellen) und eine Pars olfactoria (mit Sinnesepithel) unterscheiden.

Wie schon erwähnt, wird das Auge der Übersichtlichkeit in einem Ausschnittsbild besprochen.

Auf Grund seiner Sonderstellung und Komplexität wird das Gehirn und Rückenmark ebenfalls gesondert beschrieben.

5.12 Plastinatschnitt – Kopf Ausschnitt aus Nr. 1

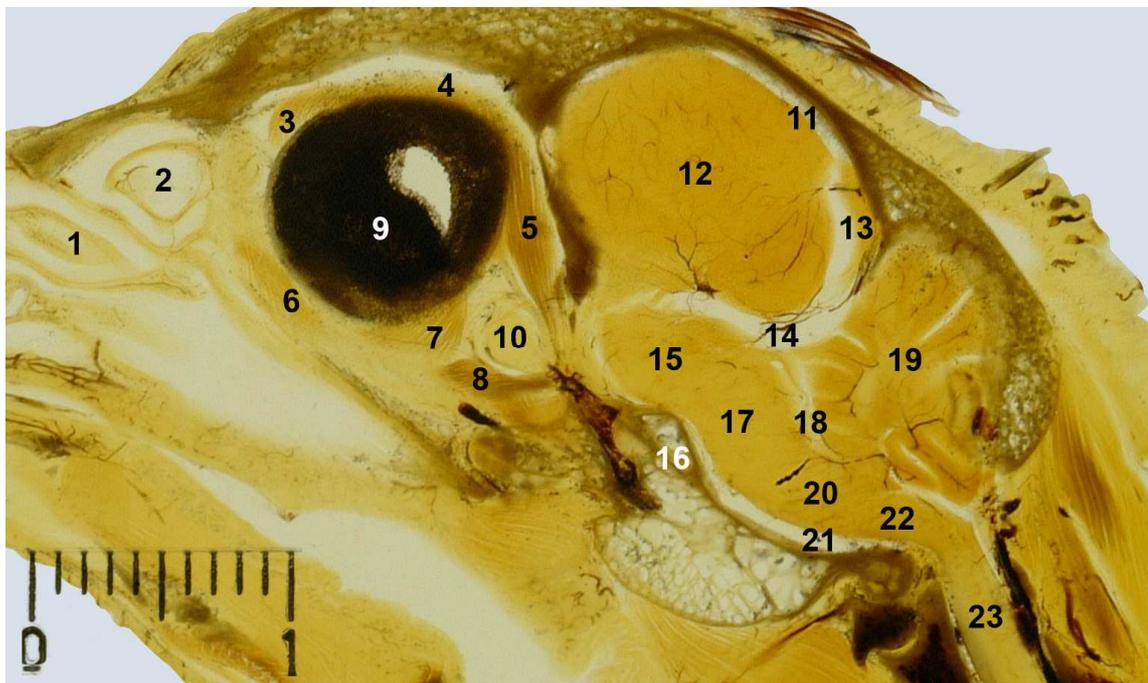


Abbildung 12

- | | | |
|--|----------------------------------|---------------------------|
| 1. Concha nasalis media | 8. M. rectus ventralis | 16. Hypophyse |
| 2. Concha nasalis caudalis | 9. Bulbus oculi | 17. Mesencephalon |
| 3. M. obliquus dorsalis | 10. N. opticus | 18. Tectum mesencephali |
| 4. M. rectus dorsalis | 11. Cavum cranii | 19. Cerebellum |
| 5. M. rectus lateralis seu temporalis | 12. Telencephalon | 20. Pons |
| 6. M. obliquus ventralis | 13. Glandula pinealis | 21. Fossa cranii caudalis |
| 7. M. pyramidalis membrana nictitantis | 14. Fissura transversa encephali | 22. Medulla oblongata |
| | 15. Dienecephalon | 23. Medulla spinalis |

5.12.1 Das Sehorgan/ Organa visus

Vom Bulbus oculi (Nr. 9) sehen wir fast den gesamten hinteren Augenpol. An seinen Rändern kann man einige Anschnitte der sechs Augenmuskeln erkennen. Von den vier gerade und zwei schiefen Augenmuskeln ist rostradorsal der M. obliquus dorsalis (Nr. 3) und M. rectus dorsalis (Nr. 4), kaudal der M. rectus lateralis seu temporalis (Nr. 5), ventral der M. rectus ventralis (Nr. 8) und rostroventral der M. obliquus ventralis (Nr. 6) angeschnitten. Ferner ist einer der beiden Nickhautmuskeln, der M. pyramidalis membrana nictitantis (Nr. 7) an der kaudalen Bulbusfläche getroffen. Zwischen den Schenkeln der M. rectus lateralis seu temporalis, des M. rectus ventralis und des M. pyramidalis membrana nictitantis ist sehr deutlich der N. opticus (Nr. 10) in der Höhe des Chiasma opticum zu erkennen.

5.12.2 Das Zentralnervensystem/ Systema nervosum centrale

Das ZNS besteht wie bei allen Wirbeltieren aus dem Gehirn und dem Rückenmark. Das Gehirn ist lysencephal, was bedeutet, dass es eine glatte Oberfläche besitzt und eine dünne, nur aus einer oder zwei Zellschichten bestehende Großhirnrinde (Pallium) aufweist. Es wird in kraniokaudaler Richtung in folgende Abschnitte gegliedert.

- Proencephalon/ Vorderhirn bestehend aus Endhirn/ Telencephalon und Zwischenhirn/ Diencephalon
- Mittelhirn/ Mesencephalon
- Rautenhirn/ Rhombencephalon bestehend aus Hinterhirn/ Metencephalon (Brücke/ Pons und Kleinhirn/ Cerebellum) und Nachhirn/ Myelencephalon (Medulla oblongata/ verlängertes Mark und Medulla spinalis/ Rückenmark)

Das Telencephalon (Nr. 12) ist der größte Teil des ZNS. Es besteht aus den Großhirnhemisphären (Hemisphaerium cerebri), die durch die von kraniodorsal nach kaudolateral verlaufende Fissura longitudinalis cerebri getrennt werden. Das Großhirn enthält an den dorsomedialen Flächen seiner Hemisphären den Hippocampus. Dieser gehört zum Rhinencephalon/ Riechhirn, zu dem auch der limbischen und olfaktorische Kortex gehört. An dem kleinen, spitz zulaufenden Bulbus olfactorius sind die Vögel schon als Mikrosmatiker erkennen. Das Telencephalon

bedeckt dorsolateral vollständig das Diencephalon (Nr. 15) und einen Großteil des Mesencephalon (Nr. 17). Am kaudalen Ende des Telencephalon, zwischen die beiden Endhirnhemisphären und das Cerebellum (Nr. 19) ziehend, ist die Glandula pinealis/ Zirbeldrüse (Nr. 13) an der Wand der Cavum cranii (Nr. 11) zu erkennen.

Das Diencephalon (Nr. 15) stellt die dorsale Fortsetzung des Mesencephalon (Nr. 17) und das vordere Ende des einheitlichen Hirnstammes dar. Es besteht aus dem Epithalamus, dem Thalamus und Hypothalamus. Der Epithalamus bildet das Dach des III. Ventrikels und enthält den Plexus choroideus, der Thalamus stellt den Hauptbestandteil des Diencephalon dar. Er wird unterteilt in den dorsalen Thalamus, der das optische Zentrum und Teile der Hörbahn enthält und den ventralen Thalamus. Der Hypothalamus ist der ventrale Teil des Diencephalon. Er enthält wichtige Kerne und steht mit der Neurohypophyse und Hypophyse (Nr. 16) in Verbindung. Er fungiert mit der Hypophyse als Bindeglied zwischen dem nervalen und dem hormonellen Steuerungssystem. Hier werden alle wichtigen vegetativen Funktionen des Körpers, wie die Thermoregulation, die Atmung, der Kreislauf, die Nahrungs-aufnahme, die Fortpflanzung, die Aggression und Reaktionen der Verteidigung gesteuert.

Das Mesencephalon (Nr. 17) liegt rostral des Rhombencephalons und wird dorsal sowohl vom Cerebellum/ Kleinhirn (Nr. 19), als auch von beiden Großhirnhemisphären bedeckt und wölbt sich lateral zwischen ihnen hervor. In ihm nehmen das weit lateral und ventral reichende Tectum mesencephali/ die Sehhügel (Nr. 18), den größten Teil des Mittelhirndaches ein. Als Sehzentrum wird es daher auch als Tectum opticum bzw. als Lobus opticus bezeichnet. Neben den optischen Reizen koordiniert das Mittelhirn ferner vestibuläre, akustische und protopathische Reize und fungiert als Integrationszentrum. In ihm werden auch die Somatomotorik über die nachgeschalteten Strukturen des Rautenhirns gesteuert.

Vom Rhombencephalon soll erst das Cerebellum/ Kleinhirn (Nr. 19) angesprochen werden. Der Corpus cerebelli besteht nur aus dem Wurm/ Vermis cerebelli, der einen hochgewölbten medianen Sagittalwulst bildet und sagittal von kleineren Hemisphären flankiert wird. Es ist sowohl mit dem Mesencephalon (Nr. 17), als auch mit der Medulla oblongata (Nr. 22) verbunden. Das Kleinhirn steht durch afferente Bahnen mit dem Gleichgewichtsorgan, Rezeptoren der Oberflächen- und Tiefen-

sensibilität und der Cochlea in Verbindung. Efferente Projektionen garantieren den Einfluss auf alle motorischen Neuronen der Hirn- und Spinalnerven.

Die Brücke/ Pons (Nr. 20) ist nur schwach ausgebildet und durch transversale Faserzüge gekennzeichnet. Teile der Hörbahn kreuzen hier und Neuronenketten repräsentieren das Assoziationsfeld der Medulla oblongata. In ihr werden neuronale Strukturen des Zwischen- und Mittelhirns, sowie des verlängerten Marks bzw. des Rückenmarks verbunden. Die *Formatio reticularis* bildet die anatomische Grundlage für die Koordinations- und Regulationszentren der Atmung und des Kreislaufs. Sie ist in die optische und akustische Raumorientierung, die Steuerung der Nahrungsaufnahme und deren Weitertransport integriert, sowie an der Regulation vegetativer Funktionen beteiligt.

Das Myelencephalon gliedert sich in die Medulla oblongata (Nr. 22) und die Medulla spinalis (Nr. 23). In Höhe des *Foramen magnum* knickt das Rückenmark scharf nach ventral ab und geht in das kolbenförmig verdickte Mark der Medulla oblongata über. Es legt sich in die *Fossa cranii caudalis* (Nr. 21) und reicht rostral bis zum Hinterhirn. Im verlängerten Mark finden sich folgende wichtige Kerngebiete:

- Kerne der Gehirnnerven V und XII
- die Olivenkerne
- Kerne der Brücke
- die *Nuclei cuneatus* und *gracilis*
- die Kerne der *Formatio reticularis*

5.13 Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 1

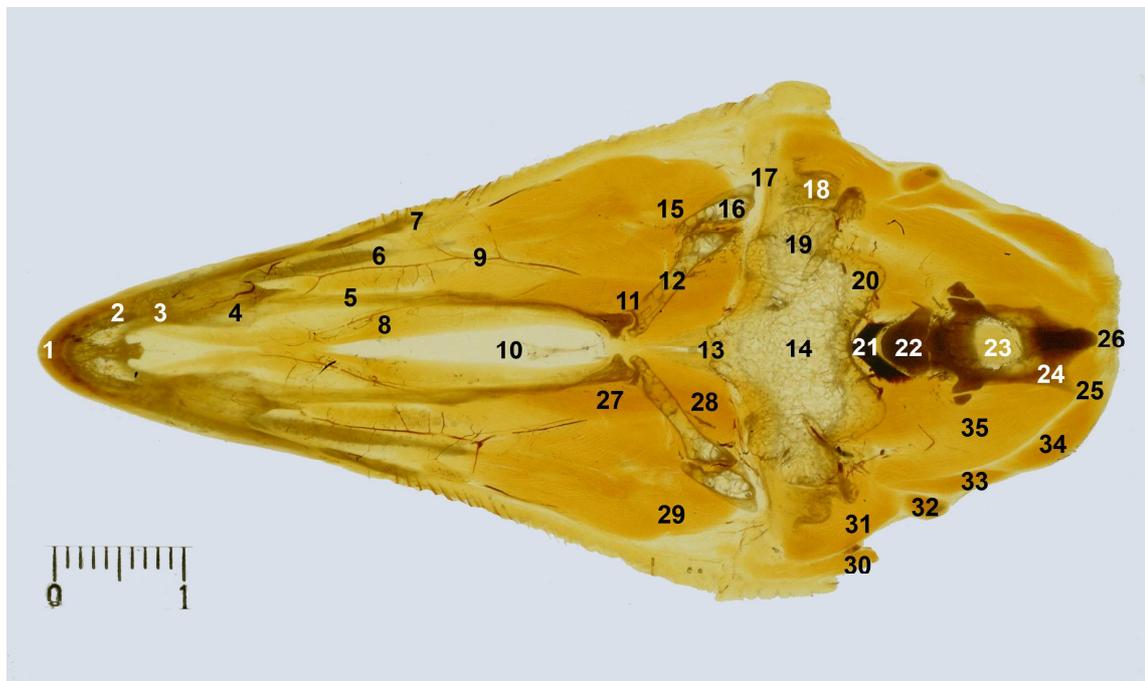


Abbildung 13

- | | | |
|---|---|--|
| 1. Rhinotheca | 13. Infundibulum | 25. Processus articularis caudalis |
| 2. Os praemaxillare/ Rostrum maxillare | 14. Os parasphenoidale | 26. Processus ventralis des Corpus axis |
| 3. Processus palatinus ossis praemaxillaris | 15. Processus mandibularis des Os quadratum | 27. M. pterygoideus lateralis |
| 4. Os maxillare | 16. Os quadratum | 28. M. pterygoideus medialis |
| 5. Os palatinum | 17. Articulatio quadrato-quadratojugalis | 29. M. adductor mandibulae externus |
| 6. Os jugale | 18. Processus lateralis mandibulae | 30. M. rectus capitis ventralis – Pars lateralis |
| 7. Processus maxillaris | 19. Processus paroccipitalis | 31. M. rectus capitis ventralis – Pars medialis |
| 8. A. palatina – Ramus medialis | 20. Os basioccipitale | 32. M. rectus capitis lateralis |
| 9. A. palatina - Ramus lateralis | 21. A. carotis cerebialis | 33. M. rectus capitis dorsalis |
| 10. Choana | 22. Corpus atlantis | 34. M. complexus |
| 11. Articulatio pterygopalatina | 23. Medulla spinalis | 35. M. splenius capitis |
| 12. Os pterygoideum | 24. Corpus axis | |

Nachdem die die grundlegende Anatomie des Kopfes in einem Medianschnitt angesprochen ist, soll diese zum Schluss noch in der horizontalen Serie in unterschiedlichen Schichten vertieft werden. Es wird hierbei von ventral nach dorsal vorangeschritten, und nur der Abschnitt ab dem Oropharynx bis zur Augenmitte angesprochen, da hier die relevanten Bereiche liegen.

5.13.1 Skelett des Kopfes

Rostral ist wieder sehr deutlich die Rhinotheca (Nr. 1) auf dem Rostrum maxillare des Os praemaxillare (Nr. 2) zu erkennen. Im Anschluss findet sich der Proc. palatinus ossis praemaxillaris (Nr. 3) bevor sich das Os maxillare (Nr. 4) anschließt. Nun spaltet sich der Oberschnabelgrund in drei Knochenspangen ab: medial das Os palatinum (Nr. 5) gefolgt vom Os jugale (Nr. 6) und am Schnabelrand der Processus maxillaris (Nr. 7) des Os maxillare.

Wenn man weiter kaudal voranschreitet, ist deutlich die typische schizognathe Schädelbasis der Galliformes zu erkennen. Wie auf den folgenden Schnitten zu sehen ist, ist der Vomer im Gegensatz zu den paleognathen Vögel (Rheae, Struthiones, Casuarii, Apteryges, Crypturi) schon relativ klein und vollständig mit den anderen Schädelknochen verwachsen. Die Maxillopalatina erreichen die Sagittallinie des Gaumens nie, die Ossa palatinae und Ossa pterygoideale artikulieren mit dem Os parasphenoidale (Nr. 14). An den Lateralseiten des Os pterygoideum (Nr. 12) ist das Os quadratum (Nr. 16) zu sehen, wie es über die Articulatio quadratopterygoidea mit diesem gelenkig verbunden ist. In dieser Schnittebene ist am Rostralende der Proc. mandibularis (Nr. 15) und laterokaudal die Artc. quadrato-quadratojugalis zu erkennen (Nr. 17).

Der größte Teil der Schädelbasis wird vom stark pneumatisierten Os parasphenoidale (Nr. 14) gebildet. An seinen beiden Seiten schließt sich der Proc. paroccipitalis (Nr.19) und kaudal als Abschluss des Kraniums das Os basioccipitale (Nr. 20) an.

Im Bereich der Vertebrae cervicales sind sowohl der Atlas, als auch der Axis im Anschnitt getroffen. Zuerst ist hier der Processus ventralis des Corpus atlantis (Nr. 22) mit seinem kranialen Abschluss in der Facies condyloidea und seinem Kaudalende, der Facies articularis axialis zu sehen. An den Atlas schließt sich der Axis an, von dem am Rostralende median der Dens axis und jeweils zu seinen

Lateralseiten die *Facies articularis atlantica* sichtbar ist, an die sich Reste des *Proc. articularis caudalis* des Atlas anschließen. Am Kaudalende des *Corpus axis* (Nr. 24) liegt in der Median der *Proc. ventralis* (Nr. 26) und lateral der *Proc. articularis caudalis* (Nr. 25).

5.13.2 Aktiver Bewegungsapparat

Lateral an die Halswirbelsäule schließt sich an den *Arcus* bzw. *Proc. spinosus* des *Axis* als erstes der *M. splenius capitis* (Nr. 35) an, der als Heber und einseitig als Dreher des Kopfes fungiert. An seiner Kaudolateralseite wird er vom *M. complexus* (Nr. 34) umrundet, der ebenso als Heber und Dreher des Kopfes wirkt, zusätzlich aber auch als Strecker dient. Am der Rostrolateralseite des *M. splenius capitis* schließt sich an den *M. complexus* der *M. rectus capitis dorsalis* (Nr. 33) an, der ein Beuger des Kopfes ist. Schreitet man weiter rostral voran, erkennt man am Lateralrand des *Proc. lateralis mandibulae/ paroccipitalis* (Nr. 18), sowohl die *Pars medialis* (Nr. 31), als auch die *Pars lateralis* (Nr. 30) des *M. rectus capitis ventralis*, die als Beuger und Dreher des Kopfes, und Beuger der vorderen Halswirbelsäule arbeiten. Zwischen dem *M. rectus capitis dorsalis* (Nr. 33) und der *Pars medialis* des *M. rectus capitis ventralis* (Nr. 31) liegt lateral noch der *M. rectus capitis lateralis* (Nr. 32), der den Kopf sowohl dreht, als auch hebt und zusätzlich die vordere Halswirbelsäule streckt.

Im Bereich der *Facies* erkennt man lateral den großen *M. adductor mandibulae externus/ M. masseter superficialis medius et profundus* (Nr. 29), der, wie der Name schon sagt, der Adduktor des Unterkiefers ist. Medial schließen sich die beiden *Mm. pterygoidei/ Mm. adductor mandibulae interni* an, wobei man einen *M. pterygoideus lateralis* (Nr. 27) und einen *M. pterygoideus medialis* (Nr. 28) unterscheiden kann. Beide schließen den Schnabel durch Heben des Unterkiefers und Senken des Oberkiefers.

5.13.3 Weichteilanatomie

Zuerst fällt im Bereich des *Palatums/ Gaumen* die große mediane *Choana* (Nr. 10) ins Auge, welche die Verbindung zwischen der *Cavum nasi* und dem *Oropharynx* darstellt. Kurz hinter ihr liegt ebenfalls in der Median, das *Infidibulum pharyngo-*

tympanicum (Nr. 13), welches den Oropharynx mit der linken und rechten luftgefüllten Paukenhöhle/ Cavitas pharyngotympanica über die Hörtrumpete/ Tuba auditiva bzw. Tuba pharyngotympanica communis verbindet.

Lateral der Choana kann man am ihrem Rostralenden die vielen feinverästelten Rr. mediales (Nr. 8) der Arteria palatina erkennen. Zwischen dem Os palatinum (Nr. 5) und dem Os jugale (Nr. 6) ist es möglich, am Rand des Jugale den Verlauf der Rr. laterales (Nr. 9) der A. palatina mit ihren Ästen zu verfolgen.

Zwischen dem Os basioccipitale und der Halswirbelsäule ist sehr gut die kräftige A. carotis cerebialis (Nr. 21) zu identifizieren.

In der Median liegt eingebettet im Canalis vertebralis die Medulla spinalis (Nr. 23).

5.14 Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 2

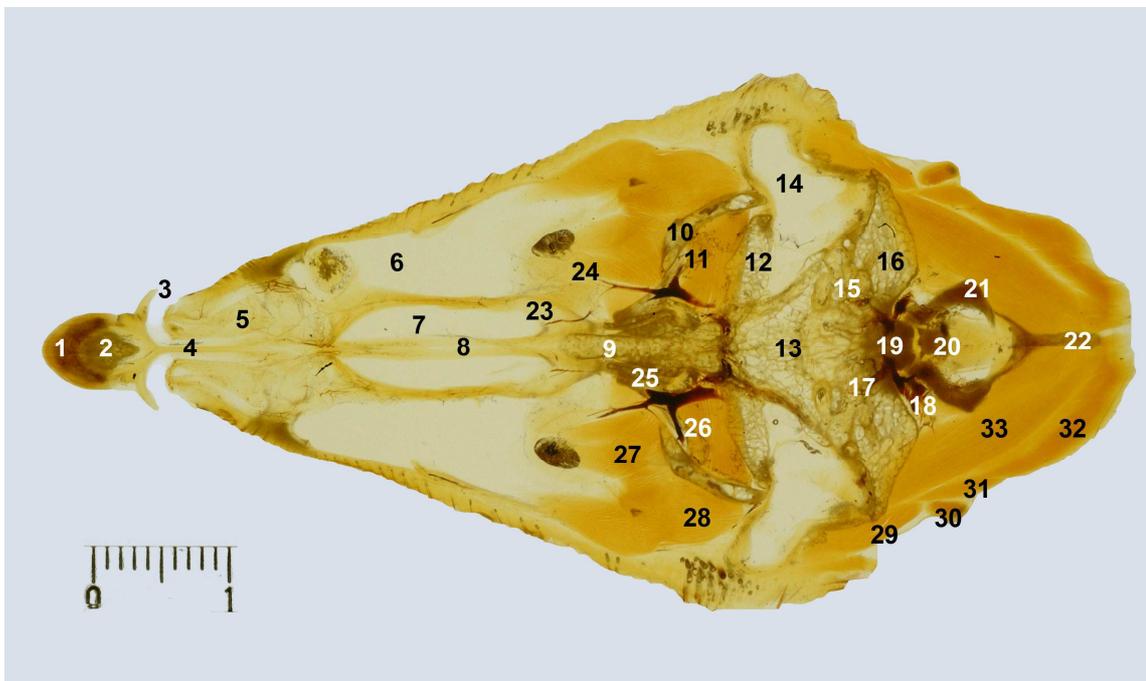


Abbildung 14

- | | | |
|---------------------------------------|-----------------------------------|--|
| 1. Rhinotheca | 13. Os parasphenoidale | 25. A. facialis |
| 2. Rostrum maxillare | 14. Cavitas tympanica | 26. A. submandibularis superficialis |
| 3. Operculum | 15. Organum vestibulocochleare | 27. M. pterygoideum |
| 4. Septum nasale | 16. Os exoccipitale | 28. M. adductor mandibulae |
| 5. Concha nasalis rostralis | 17. A. ophthalmica externa | 29. M. rectus capitis ventralis – Pars media |
| 6. Fossa + Fenestra antorbitalis | 18. A. carotis cerebialis | 30. M. rectus capitis lateralis |
| 7. Cavum nasi | 19. Condylus occipitalis | 31. M. rectus capitis dorsalis |
| 8. Septum interorbitale | 20. Dens axis | 32. M. complexus |
| 9. Vomer | 21. Arcus atlantis | 33. M. splenius capitis |
| 10. Os pterygoideum - Pes pterygoidei | 22. Processus spinosus | |
| 11. Processus orbitalis | 23. A. palatina - Ramus medialis | |
| 12. Ala parasphenoidalis | 24. A. palatina – Ramus lateralis | |

5.14.1 Skelett des Kopfes

In dieser Schnittebene ist bereits der vorderste Nasenbereich erkennbar. Kurz hinter dem Rostrum maxillare/ Os praemaxillare (Nr. 2) mit seiner aufsitzenden Rhinotheca (Nr. 1) liegt an der Schnabelbasis das halbmondförmige Operculum (Nr. 3), welches eine verhornte Deckplatte über dem dorsalen Rand der Nares ist. In der Median liegt die Nasenscheidewand/ Septum nasi (Nr. 4), welche die drei hintereinander liegenden Nasenmuscheln der linken und rechten Kopfseite voneinander vollkommen trennt. In dieser Ebene ist die Concha nasalis rostralis (Nr. 5) getroffen. Weiter kaudal in der Median liegt das Septum interorbitale (Nr. 8) mit dem Vomer (Nr. 9) an seinem kaudalen Ende. Die kleinen Höhle links und rechts des Septum interorbitale stellt die Cavum nasi (Nr. 7), die großen Höhlen die Fossa et Fenestra antorbitale (Nr. 6) dar. Links und rechts des Vomer schließen sich die Kaudalenden des Os pterygoidum an, der Pes pterygoidei (Nr. 10). An ihnen anliegend erkennt man den Proc. orbitalis des Os quadratum (Nr. 11). Weiter in der Median folgt das Os parasphenoidale (Nr. 13), mit seiner Ala parasphenoidalis (Nr. 12). Am Übergang vom Parasphenoid zum ebenfalls stark spongiösen Os exoccipitale (Nr. 16) scheint auf beiden Seiten das Organum vestibulochochleare/ das Gleichgewichts- und Gehörorgan in der Diploe hindurch (Nr. 15). Zwischen diesen beiden Knochen ist zu beiden Seiten die Cavitas tympanica (Nr. 14) zu finden. Am medianen Ende des Exoccipitale erscheint sehr deutlich der unpaare Condylus occipitale (Nr. 19) mit dem Dens axis (Nr. 20) und dem Arcus atlantis (Nr. 21) im Anschluss. Weiterhin ist noch der Proc. spinosus (Nr. 22) des Axis angeschnitten.

5.14.2 Aktiver Bewegungsapparat

Im Bereich der Schnabel- und Nackenmuskulatur sind keine Änderungen eingetreten; die Erläuterungen zur Beschriftung können dem vorhergehenden Schnitt entnommen werden.

5.14.3 Weichteilanatomie

Sehr deutlich kann man die sehr kräftige A. maxillaris zu beiden Seiten des Vomer und der Pterygoiden erkennen. Von ihr gehen zuerst die Aa. submandibularis

profunda und superficialis ab (Nr. 26), welche die Blutversorgung der Wangen- und Kehllappen übernehmen. Im Anschluss spaltet sie sich in die A. facialis (Nr. 25) und in die A. palatina mit ihrem R. medialis (Nr. 23) und R. lateralis (Nr. 24) auf. Zuerst umläuft die A. facialis die Orbita ventrorostral und zweigt sich dann in der Basis des Kammes auf. Ihre Nebenäste erreichen nasal die Augenlider und verbinden sich durch die Rr. nasales mit den Arterien der Nasenschleimhaut. Die A. palatina ist für die Blutversorgung des Gaumendaches zuständig.

Im Bereich des Foramen magnum ist die A. carotis cerebralis (Nr. 17) und A. ophthalmica externa (Nr. 18) getroffen, deren Verlauf in den noch folgenden Schnitten der Serie weiterverfolgt wird. Über dem Condylus occipitalis (Nr. 19) ist die Anastomosis intercarotica in dieser Ebene durchtrennt, sodass sie nicht eindeutig gezeigt werden kann.

5.15 Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 3

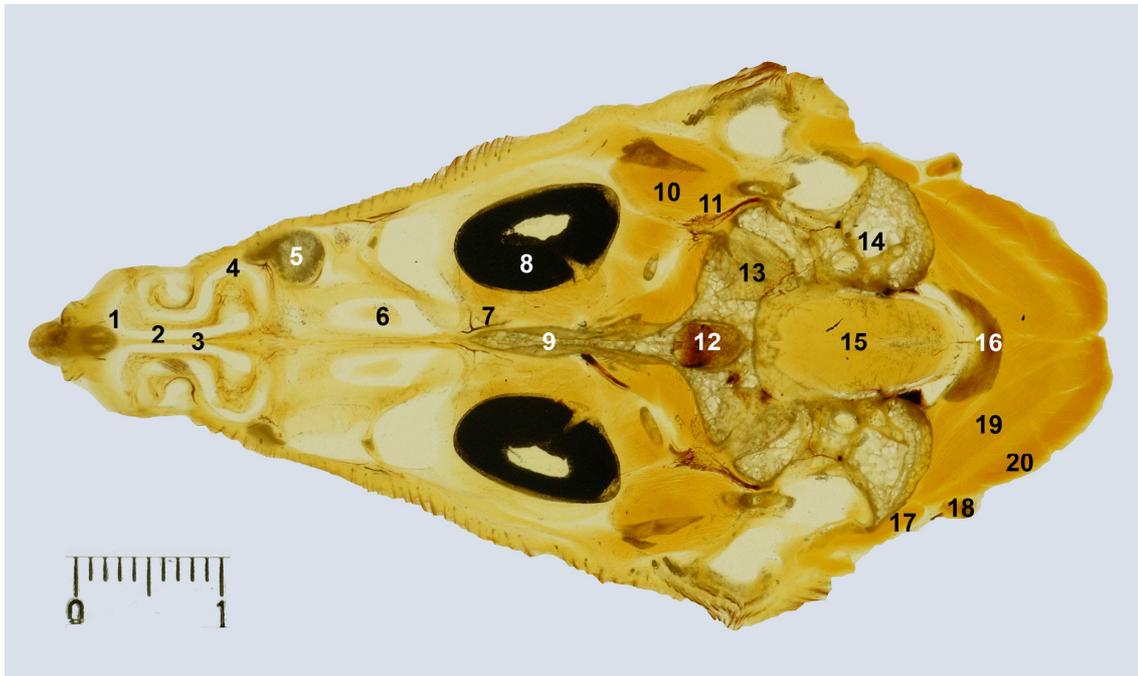


Abbildung 15

- | | | |
|------------------------------------|--|---------------------------------|
| 1. Concha nasalis rostralis | 10. M. adductor mandibulae | 18. M. rectus capitis lateralis |
| 2. Lamella verticalis naris | 11. Rete mirabile ophthalmicum | 19. M. splenius capitis |
| 3. Septum nasale | 12. Hypophyse | 20. M. complexus |
| 4. Meatus nasalis | 13. Fossa cranialis media | |
| 5. kornförmiger Artefakt | 14. Os exoccipitale | |
| 6. Concha nasalis media | 15. Myel- + Metencephalon/
Medulla oblongata + Pons | |
| 7. A. ethmoidalis | 16. Arcus atlantis | |
| 8. Bulbus oculi | 17. M. rectus capitis ventralis –
Pars medialis | |
| 9. Vomer + Septum
interorbitale | | |

5.15.1 Skelett des Kopfes

In dieser Ebene sind sowohl die Concha nasalis rostralis (Nr. 1) als auch die Concha nasalis media (Nr. 6) im Anschnitt zu sehen. Deutlich ist der C-förmigen Konus der rostralen Nasenmuschel zu erkennen, dessen Spitze nach rostral gerichtet ist. In der Median liegt das Septum nasale (Nr. 3), ihm zur Linken und zur Rechten verlaufen die Lamellae verticalis naris, welche den Meatus nasi (Nr. 4) abgrenzen. Im linken rostralen Nasengang (hier auf der linken oberen Bildseite) befindet sich ein kornförmiger Artefakt (Nr. 5) unbekanntes Ursprungs. Die Nasenscheidewand endet im Vomer und Septum interorbitale (Nr. 9); an deren kaudalem Ende findet man eingebettet in der Fossa hypophysialis die Hypophyse (Nr. 12). Zu ihrer linken und rechten Seite deuten sich bereits die Fossa cranii media (Nr. 13) an, die in die Fossa cranii caudalis übergehen. In der Diploe des Os exoccipitale (Nr. 14) sind abermals Anschnitte der Canales semicirculars des Organum vestibulocochleare zu erkennen. Am Kaudalpol des Kopfes öffnet sich das Foramen magnum und es schließt sich der Arcus atlantis (Nr. 16) an.

5.15.2 Aktiver Bewegungsapparat

Auf die Kiefer- und Nackenmuskulatur wird aus Wiederholungsgründen nicht eingegangen; die Erläuterungen zu den Beschriftungen sind abermals dem ersten Horizontalschnitt zu entnehmen.

Es soll daher hier nur ein kurzer Blick und hauptsächlich bei den folgenden Bildern auf die Augenmuskeln eingegangen werden. In dieser Ebene liegen am ventralen Augenpol der M. pyramidalis, der M. rectus ventralis und der M. obliquus ventralis so nah übereinander, sodass eine Differenzierung dieser drei nicht möglich ist. Auf Grund der Anordnung der drei Muskeln an der Sklera des Bulbus oculi (Nr. 8), ist davon auszugehen, dass es sich beim augennächsten Muskel um den M. pyramidalis handelt, hierauf der M. rectus ventralis folgt und am augenfernsten im Bereich des Septum interorbitale der M. obliquus ventralis liegt.

5.15.3 Weichteil Anatomie

Auf den Aufbau des Bulbus oculi (Nr. 8) wird erst in den folgenden Schnitten eingegangen, da in dieser Schnittebene nur die schwarze Sklera zu erkennen ist.

Wie schon beim passiven Bewegungsapparat erwähnt, liegt die Hypophysenknospe (Nr. 12) in ihrer Fossa hypophysialis am kaudalen Ende des Vomer und des Septum interorbitale (Nr. 9). Das Mesencephalon deutet sich schwach in der durchscheinenden Fossa cranialis media (Nr. 13) an. In dieser Schnittebene ist sowohl das Metencephalon im Bereich der Pons, als auch das Myelencephalon mit Medulla oblongata und Resten der Medulla spinalis angeschnitten (Nr. 15). Eine Grenzlinie zwischen diesen einzelnen Gehirnabschnitten ist nicht möglich.

Sehr deutlich ist das Rete mirabile ophthalmicum (Nr. 11) zu beiden Seiten des Os parphenoidale zu erkennen.

5.16 Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 4

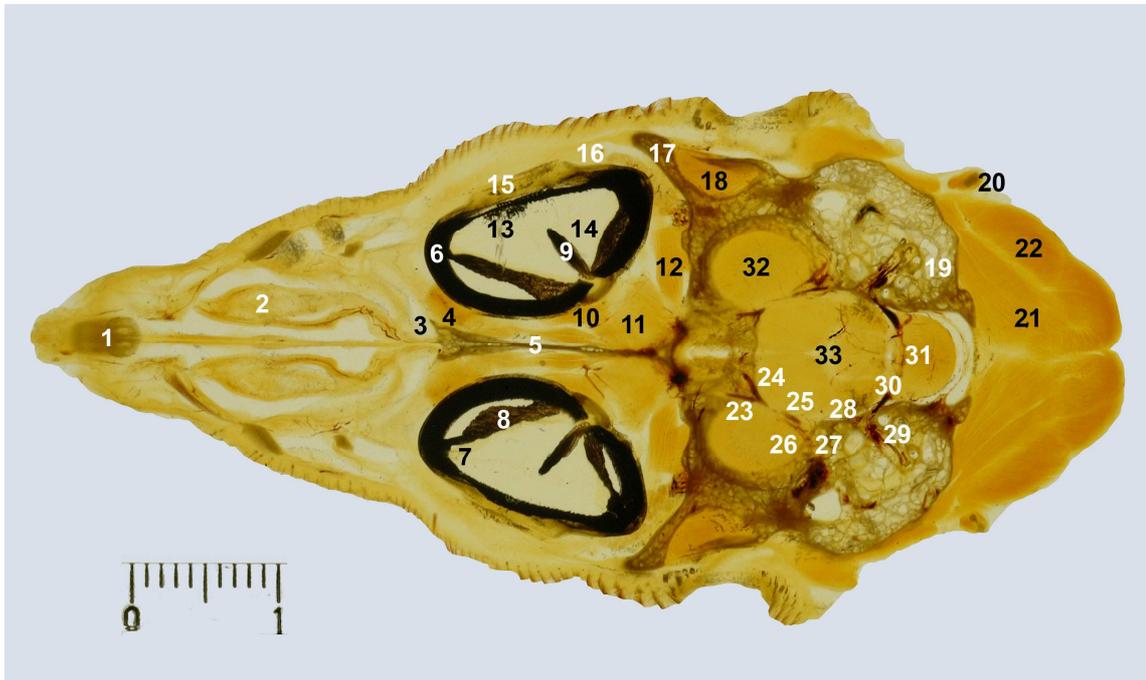


Abbildung 16

- | | | |
|---|--|---|
| 1. Os nasale | 12. M. rectus lateralis seu temporalis | 23. A. ethmoidalis |
| 2. Concha nasalis media | 13. Processi ciliares | 24. A. cerebralis rostralis |
| 3. Sinus infraorbitalis | 14. Camera vitrea bulbi | 25. A. cerebroethmoidalis |
| 4. M. rectus medialis seu nasalis | 15. Skeralring | 26. A. cerebralis media |
| 5. Septum interorbitale | 16. Iris | 27. A. cerebralis caudalis |
| 6. Sclera | 17. Processus postorbitalis | 28. A. carotis cerebralis – Ramus rostralis |
| 7. Retina | 18. M. adductor mandibulae | 29. A. tecti mesencephali ventralis |
| 8. Choroidea | 19. Os exoccipitale | 30. A. carotis cerebralis |
| 9. Pecten oculi | 20. M. rectus capitis lateralis | 31. Ramus caudalis |
| 10. M. pyramidalis membranae nictitantis | 21. M. splenius capitis | 32. Tectum mesencephali |
| 11. M. obliquus ventralis + M. rectus ventralis | 22. M. complexus | 33. Pons + Medulla oblongata |

5.16.1 Skelett des Kopfes

In dieser Ebene ist es zu einem weiteren dorsalen Fortschritt gekommen, sodass die Concha nasalis rostralis verlassen wurde und jetzt die Concha nasalis media (Nr. 2) in ihrer vollen Ausdehnung zu sehen ist. Wie schon beschrieben, ist sie die Größte der drei Nasenmuscheln und leicht an ihrer schneckenhausförmig, ventral eingerollten Form zu erkennen. An der Spitze des Septum interorbitale (Nr. 5) des Os mesethmoidale ist der Sinus infraorbitalis (Nr. 3) zu sehen, der nicht mit dem Sinus maxillaris der Säuger homologisierbar ist. Zwar nimmt der Sinus mit der Apertura sinus infraorbitalis von der Nasenhöhle aus seinen Zugang, doch nur sein schnabelwärts gerichteter kleiner Anteil schiebt sich zwischen das Os maxillare und das Os nasale ein. Der größte Teil erstreckt sich als häutiger Sack unter den Augapfel und kann bei älteren Tieren auch auf dessen Kaudalfläche gelangen. Damit ruht der Augapfel gleichsam auf einem Luftkissen.

Kaudal an die beiden Augäpfel schließt sich zu beiden Seiten der Proc. postorbitale externus (Nr. 17) an, der hinter sich eine Grube als Ansatzfläche für den M. adductor mandibulae externus (Nr. 18) bildet. Er stellt auch den kaudalen Abschluss der Orbita dar. In der Median, vor dem Boden der Fossa hypophysialis deutet sich schon das Foramen opticum, als Eintrittsstelle für die beiden Sehnerven an. Wie schon in den Vorschnitten kann die weite Ausdehnung der Diploe im Bereich des Os squamosum, des Os exoccipitale und des Os basisphenoidale gesehen werden. Im Bereich des Os exoccipitale (Nr. 19) sind abermals Anschnitte des Organum vestibulocochleare in der Höhe der Canales semicirculares zu erkennen.

5.16.2 Aktiver Bewegungsapparat

Auch bei diesem Schnitt sei in Bezug auf die Kiefer- und Nackenmuskulatur auf die Erläuterungen des 1. Horizontalschnittes verwiesen.

Die Augenmuskulatur ist in dieser Ebene leichter zu unterscheiden und zuzuordnen. Rostromedial greift der erste gerade Nasenmuskel mit seiner flachen Endsehne an den Bulbus oculi an, der M. rectus medialis seu nasalis (Nr. 4) und verläuft parallel zum Septum interorbitale (Nr. 5) in Richtung Foramen opticum. Unter diesem, in Höhe des Pecten oculi (Nr. 9) erkennt man sehr nahe an der Sklera (Nr. 6) an der ventromedialen Fläche des Augapfels einen der beiden Nickhautmuskeln, den

M. pyramidalis (Nr. 10). Dieser ist zweimal zu erkennen; zum einen mit seinem Muskelbauch und zum anderen mit seiner Endsehne an der ventrolateralen Augapfelfläche der Sklera. Das Muskelpaket in der Verlängerung des Pectem oculi zum Foramen opticum sind wieder die beiden übereinander liegenden geraden und schiefen Augenmuskeln, der M. rectus ventralis und M. obliquus ventralis (Nr. 11), bei denen keine klare Unterscheidung möglich ist. Deutlich ist jedoch der dritte gerade Augenmuskel in dieser Ebene zu erkennen, der M. rectus lateralis seu temporalis (Nr. 12).

5.16.3 Weichteilanatomie

Wie man aus der Größe des Auges schon schließen kann, sind sowohl das Sehvermögen als auch die optische Auflösung des Auges auf der relativ großen Retinalfläche hervorragend. Der Bulbus hat die Form eines Rotationsellipsoides, bei welchem der Äquatordurchmesser stets größer als der Längsdurchmesser oder die anatomische Achse ist. Wie man am nächsten Schnitt sehen kann, ist die Cornea stärker gewölbt, als die Sklera und hebt sich von der Vorderfläche des Rotationsellipsoides deutlich ab. Die anatomische Achse ist nach laterorostral gerichtet und schließt beim Huhn mit der Medianebene einen Winkel von 70° ein. Die große Orbita wird vom Augapfel mit seinen Muskeln, Gefäßen und Nerven, sowie den Tränendrüsen fast vollständig ausgefüllt. Wie schon erwähnt, wird der Augapfel nicht von einem periorbitalen Fettkörper eingebettet, sondern er liegt auf dem Luftkissen des Sinus infraorbitalis.

An der Außenseite des Bulbus oculi sieht man zuerst die dunkle Sklera (Nr. 6). Diese stellt den undurchsichtigen, weißen und blutgefäßarmen Teil der formgebenden und formerhaltenden Tunica fibrosa bulbi dar. Ihr zweiter Teil, die durchsichtige, blutgefäßfreie Hornhaut/ Cornea ist erst auf dem nächsten Schritt zu sehen.

Von der mittleren Augenhaut, der Tunica vasculosa bulbi/ Uvea sind zwei der drei Schichten zu erkennen. Die für die Versorgung der Netzhaut/ Retina (Nr. 7) verantwortliche Aderhaut/ Chorioidea/ Choroidea (Nr. 8) und der für die Akkomodation des Auges zuständige Strahlenkörper/ Corpus ciliare mit den Proc. ciliares (Nr. 13). Die den Lichteinfall regulierende Regenbogenhaut/ Iris (Nr. 16) ist nur leicht im Bereich des knöchernen Skleralringes/ Annulus ossicularis sclerae (Nr. 15) angedeutet und ebenfalls erst auf dem nächsten Schnitt gut zu erkennen. Dieser Skleralring besteht

aus mehreren *Ossicula sclerae*, die fischschuppenartig übereinander liegen. Er verleiht dem vorderen, konkav eingezogenen Teil der Sklera die nötige mechanische Festigkeit und bildet ein wichtiges Widerlager bei der Akkomodation, die im Gegensatz zu den Säugetieren mit einer aktiven Kompression der Linse verbunden ist.

Die Retina (Nr. 7) ist die innerste Augenhaut, die *Tunica interna bulbi* und ist an der Grenze zwischen der *Choroidea* (Nr. 8) und dem Glaskörper in der *Camera vitrea bulbi* (Nr. 14) zu erkennen.

Durch die Entwässerung des Glaskörpers/ *Corpus vitreum*, schrumpft dieser stark zusammen, da der Wassergehalt seines Gels ungefähr bei 99 % liegt, was zur Folge hat, dass sich die *Choroidea* und die Retina von der Sklera lösen. Ebenso reißen die Ziliarfortsätze/ *Plicae ciliares* (Nr. 14) von der Linse ab, sodass sie hier sichtbar werden. Eine herausragende Besonderheit der Vögel stellt das *Pecten oculi*/ der Augenfächer oder Augenkamm dar (Nr. 9), der sich an der ovalen Eintrittsstelle des *Nervus opticus* in den Glaskörper erhebt. Hierbei handelt es sich um einen Falten Typ/ *Pecten plicatus oculi*, da die eng aneinander liegenden vertikalen Falten an ihrer Spitze zur Pectenbrücke/ *Pons pectinis* verwachsen sind, was typisch für die *Carinatae* ist. Seine Funktion ist bis heute trotz einer Vielzahl an Untersuchungen noch nicht sicher geklärt. Mögliche Theorien sind beispielsweise ein Blendschutz für bestimmte Retinateile, die Reduktion von Streustrahlungen, immunologische Eigenschaften, Bewegungssehen, ein magnetischer Sensor zur Orientierung, etc. Am wahrscheinlichsten ist jedoch, dass das Pecten eine presso- und thermo-regulatorische Funktion hat und eine nutritive Funktion für das *Corpus vitreum* und die avaskuläre Retina besitzt.

Im Bereich des Gehirns ist vom Mesencephalon das *Tectum mesencephali* mit dem *Tectum opticum* beiderseits angeschnitten (Nr. 32). Es liegt auf beiden Seiten in der *Fossa cranii media*/ *Fossa tecti mesencephali*. Median erhebt sich die Pons (Nr. 33) mit Resten der *Medulla oblongata* in der *Fossa cranii caudalis*.

Sehr klar sind hier die intrakranielle Arterien/ Gehirnarterien zu erkennen. Um dem Blutverlauf zu folgen, finden die Erläuterungen in diesem Fall von kaudal nach kranial statt. An der Grenze der *Medulla oblongata* zur Pons (Nr. 33) ist wieder die *Anastomosis intercarotica* der *A. carotis cerebialis* angedeutet. Die *A. carotis*

cerebralis verläuft an der Fossa cranii caudalis entlang und es spalten sich mehrere Zwischenäste ab.

Auf der rechten Kopfseite (unten im Bild) ist dies zuerst ihr R. caudalis (Nr. 31). Folgt man dem R. rostralis der A. carotis cerebralis (Nr. 30), trennt sich von dieser schon sehr bald die A. tecti mesencephali ventralis ab (Nr. 29). Weiter rostral gehen dann die A. cerebralis caudalis (Nr. 27) und A. cerebralis media (Nr. 26) ab, bevor sich die hieraus resultierende A. cerebroethmoidalis (Nr. 25) in die A. cerebralis rostralis (Nr. 24) und A. ethmoidalis (Nr. 23) aufzweigt.

5.17 Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 5

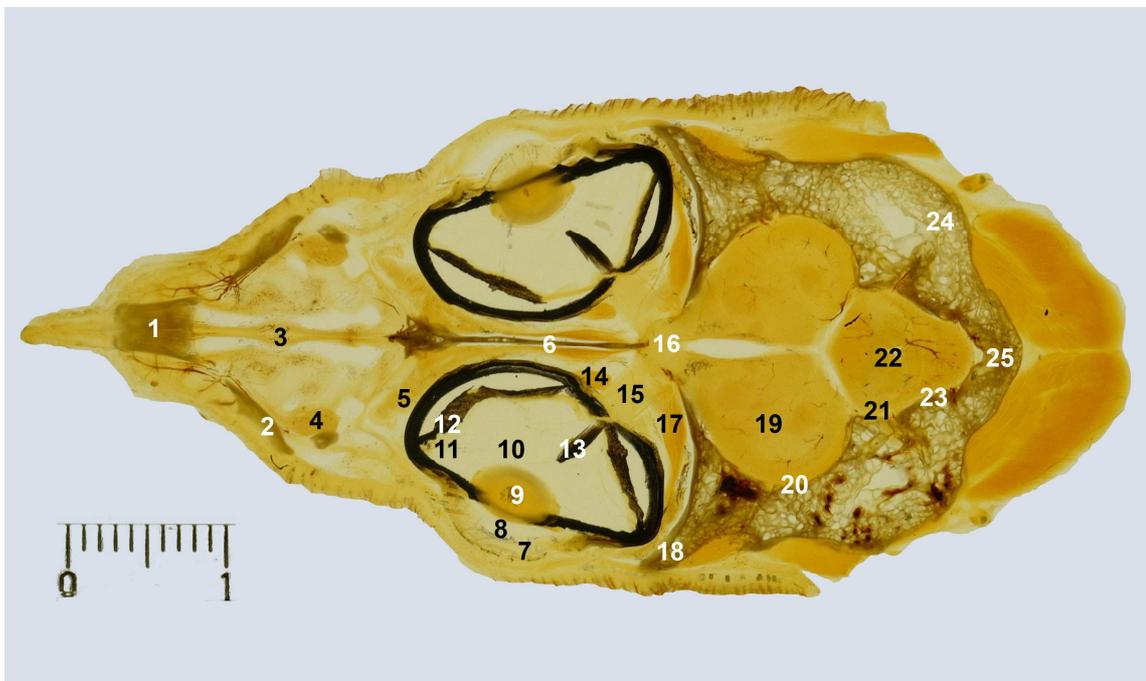


Abbildung 17

- | | | |
|--------------------------------------|---|--------------------------|
| 1. Processus frontalis | 10. Camera vitrea bulbi | 18. Os laterosphenoidale |
| 2. Os nasale | 11. Retina | 19. Mesencephalon |
| 3. Septum nasale | 12. Choroidea | 20. Fossa cranii media |
| 4. Concha nasalis caudalis | 13. Pecten oculi | 21. Auricula cerebelli |
| 5. M. rectus medialis seu
nasalis | 14. M. pyramidalis membranae
nictitantis | 22. Cerebellum |
| 6. Septum interorbitale | 15. Nervus opticus | 23. Fossa cerebelli |
| 7. Cornea | 16. Chiasma opticum | 24. Os parietale |
| 8. Camera anterior bulbi | 17. M. rectus lateralis seu
temporalis | 25. Os supraoccipitale |
| 9. Lens | | |

5.17.1 Skelett des Kopfes

Im Bereich der Facies sind ist an der rostralen Spitze nur noch ein Rest des Proc. frontalis des Os praemaxillare (Nr. 1) und zu beiden Seiten der Concha nasalis caudalis (Nr. 4) Anschnitte des Os nasale (Nr. 2) zu erkennen. Beide Augäpfel werden in der Median durch das Septum interorbitale des Os mesethmoidale (Nr. 6) voneinander getrennt. An der kaudalen Spitze des Septum interorbitale sieht man hier jetzt sehr klar das Foramen opticum, wie es sich zwischen den medialen Spitzen des Os laterosphenoidale für die Sehnerven öffnet. Deutlich ist noch einmal der Processus des Os laterosphenoidale auf beiden Kopfseiten zu erkennen (Nr. 18), wie er den laterokaudalen Abschluss der Orbita bildet. Der kaudale Abschluss des Neurokranium wird in dieser Schnittebene vom Os parietale (Nr. 24) und dem Os supraoccipitale (Nr. 25) gebildet.

In dieser Eben ist der dorsale Abschluss der Concha nasales media links und rechts des Septum nasale (Nr. 3) und der ventralen Boden der beiden Concha nasales caudales (Nr. 4). Diese sind eindeutig kleiner als die mittleren Nasenmuscheln und besitzen jeweils die Form einer rostral gerichteten, halbkugelförmig geschlossenen Knorpelblase.

5.17.2 Aktiver Bewegungsapparat

Aus Wiederholungsgründen wurde abermals auf die Beschriftung der Kiefer- und Nackenmuskulatur verzichtet.

Deutlich sind hier die beiden geraden Augenmuskeln in ihrem Verlauf zu erkennen. Der M. rectus medialis seu nasalis (Nr. 5), der vom Foramen opticum entlang des Septum interorbitale (Nr. 6) in Richtung des rostromedialen Augenpoles zieht und der M. rectus lateralis seu temporalis (Nr. 17), der ebenso in der Nähe des Foramen opticum ansetzt und zum kaudolateralen Augenpol zieht. An den Medialseiten des Nervus opticus (Nr. 15) sieht man noch einen der Nickhautmuskeln, den M. pyramidalis (Nr. 14) im Anschnitt.

5.17.3 Weichteil Anatomie

Der schichtweise Aufbau des Auges ist in dieser Schnittebene genau mittig getroffen. Beide Bestandteile der äußeren Augenhaut/ Tunica fibrosa bulbi sind zu erkennen. Am hinteren Augenrand ist die undurchsichtige Sklera und am vorderen Pol die transparente Cornea (Nr. 7) angeschnitten.

Von der mittleren Augenhaut/ Tunica vasculosa seu media bulbi/ Uvea ist zu beiden Seiten der Linse (Nr. 9), die Regenbogenhaut/ Iris (an der Grenze der Cornea zur Sklera) mit dem Strahlenkörper/ Corpus ciliare, der am Linsenrand ansetzt und die Choroidea (Nr. 12) getroffen.

Die innere Augenhaut/ Tunica interna bulbi/ Retina (Nr. 11) hebt sich wieder als schwachgelbe Schicht von der schwarzen Choroidea (Nr. 12) ab.

Steil in den Glaskörper/ Corpus vitreum (Nr. 10) über der ovalen Eintrittsstelle des Nervus opticus (Nr. 15) hereinreichend, ist der Augenfächer/ Pecten oculi (Nr. 13) zu sehen.

Von den inneren Augenbestandteilen sind die Linse/ Lens (Nr. 9) und der Glaskörper/ Corpus vitreum (Nr. 10) längsgeschnitten.

Deutlich ist hier mittig das Chiasma opticum (Nr. 16) im Bereich des Foramen opticum getroffen.

Nach der Überkreuzungsstelle der beiden Sehnerven (Nr. 16) schließt sich der Tractus opticus des Mesencephalons (Nr. 19) an. Das Mesencephalon liegt eingebettet in der Fossa cranii media (Nr. 20), zwischen seinen beiden Hälften verläuft die Fissura mediana. An das Mesencephalon schließt sich das Metencephalon an. In dieser Ebene deuten sich die beiden Auricula cerebelli (Nr. 21) am Cerebellum (Nr. 22) an, welches in der Fossa cerebelli (Nr. 23) liegt.

5.18 Plastinatschnitt – Kopf horizontal Schnitt Nr. 6

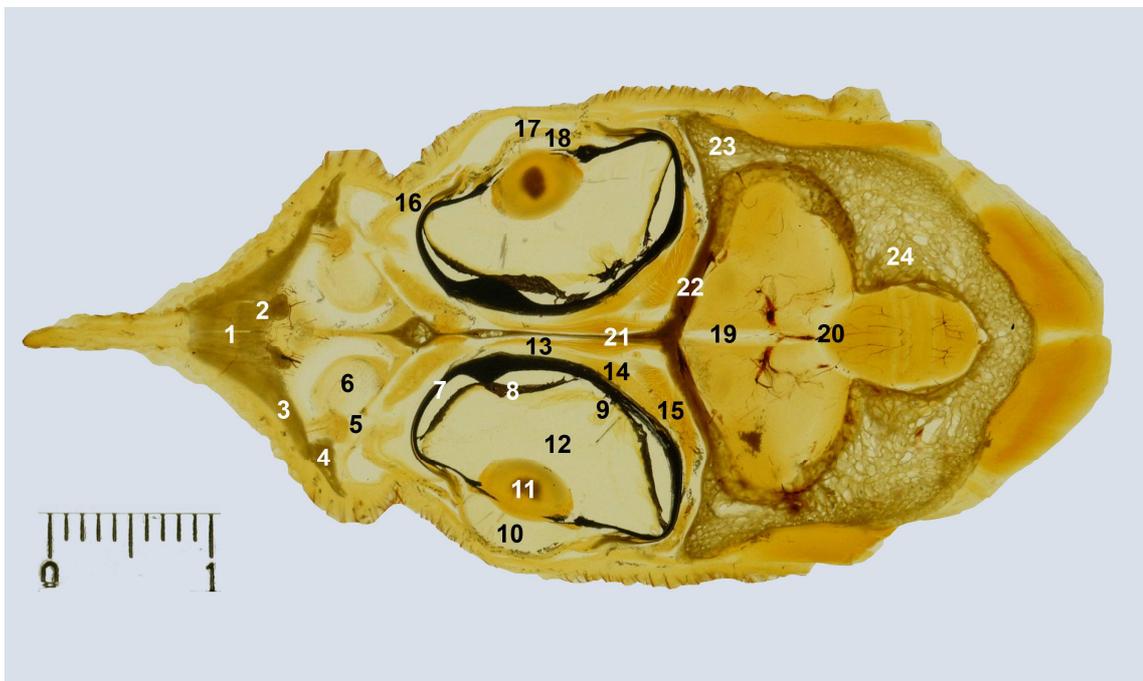


Abbildung 18

- | | | |
|---------------------------------------|---|-------------------------------|
| 1. Processus frontalis | 10. Camera anterior bulbi | 17. Cornea |
| 2. Glandula nasalis | 11. Lens | 18. Processus ciliares |
| 3. Os nasale | 12. Camera vitrea bulbi | 19. Fissura interhemispherica |
| 4. Os lacrimale | 13. M. rectus medialis seu
nasalis | 20. A. interhemispherica |
| 5. Zugang zum Sinus
infraorbitalis | 14. M. quadratus | 21. Septum interorbitale |
| 6. Concha nasalis caudalis | 15. M. rectus lateralis seu
temporalis | 22. Os mesethmoidale |
| 7. Sclera | 16. Palpebra tertia seu
Membrana nictitans | 23. Os laterosphenoidale |
| 8. Retina | | 24. Os exoccipitale |
| 9. Choroidea | | |

5.18.1 Skelett des Kopfes

Von der knöchernen Facies ist an der kranialen Spitze noch die kaudale Spitze des Proc. frontalis (Nr. 1) des Os praemaxillare zu erkennen. Lateral schließt sich das Os nasale (Nr. 3) an und kaudolateral das Os lacrimale (Nr. 4). Unmissverständlich zeichnet sich jetzt auch die am lateralen Nasengrund liegende, rostral gerichtete, geschlossene Concha nasalis caudalis (Nr. 6) ab, dessen kaudolateral gelegener Zugang in den Sinus infraorbitalis (Nr. 5) mündet.

Das Neurocranium umschließt von allen Seiten das Gehirn. Rostromedial liegt das Septum interorbitale (Nr. 21), mediolateral das Os mesethmoidale (Nr. 22), an das sich das Os laterosphenoidale (Nr. 23) anschließt. Dieses steht im engen Kontakt zum Os squamosum. Die restliche kaudale Schädelwand wird zum geringen Teil vom Os exoccipitale und zum größeren Teil vom Os supraoccipitale (Nr. 24) gebildet.

5.18.2 Aktiver Bewegungsapparat

Neben den beiden geraden Augenmuskeln, dem M. rectus medialis seu nasalis (Nr. 13) und dem M. rectus lateralis seu temporalis (Nr. 15) ist hier auch der zweite Nickhautmuskel, der M. quadratus (Nr. 14) zu erkennen, der oberhalb des N. opticus eine sehnige Schleife (Trochlea) für den Durchtritt der Endsehne des M. pyramidalis bildet. Die Endsehne wird durch eine ventrotemporale Rinne im Annulus ossicularis sclerae/ Skleralring geführt und strahlt ventral und kantennah in die Nickhaut (Nr. 16) ein. Die Nickhaut wird von dorsonasal in ventrotemporaler Richtung über die Hornhaut gezogen. Sie reinigt mit federartigen Epithelfortsätzen an ihrem häufig pigmentierten Rand scheibenwischerartig die Hornhautoberfläche.

5.18.3 Weichteil Anatomie

Am Übergang des Proc. frontalis (Nr. 1) zum Os nasale (Nr. 3) kann man auf beiden Seiten die Glandula nasalis (Nr. 2) sehen.

Im Augenquerschnitt können jetzt auch die einzelnen Augenkammern gegeneinander abgegrenzt werden. Unterhalb der Cornea (Nr. 17) liegt über der Linse (Nr. 11.) die vordere Augenkammer/ Camera anterior bulbi (Nr. 10). Zwischen der Iris, den Procc. ciliares (Nr. 18) und der Linse (Nr. 11) liegt als dünner Binnenraum die hintere

Augenkammer/ Camera posterior bulbi. Der Binnenraum des Bulbus oculi hinter der Linse und dem Ziliarkörper wird als Camera vitrea bulbi (Nr. 12) bezeichnet; diese wird komplett von dem gallertartigen Glaskörper ausgefüllt.

Im Bereich des Gehirnes kann man sehr deutlich hinter der Fissura interhemispherica (Nr. 19) die A. interhemisphaerica (Nr. 20) zwischen den beiden Großhirnhemisphären erkennen.

6 Diskussion

6.1 Auswahl der Tiere

Die gewählten Zwerghühner stellen sowohl von ihrer Größe, als auch von ihrer Konstitution ein sehr gut geeignetes Modell zur Darstellung der Schnittbildanatomie des Geflügels dar. Sie haben den Vorteil, dass sie nicht allzu groß für die benutzen Gefäße und Geräte sind, sodass sie sich in herkömmlichen Geräten fixieren, entwässern und entfetten lassen. Durch ihren geringen Fettanteil wird der Entfettungsvorgang auf ein erträgliches Maß verkürzt. Auch bei der forcierter Imprägnierung, dem Sägen und der sekundäre Scheibenplastination benötigen sie auf Grund ihrer handlichen Größe keine speziellen Geräte. Die Arbeitsschritte können daher in handelsüblichen Vakuumschränken durchgeführt werden. Größere Hühnerassen hätten den Nachteil, dass sich die einzelnen Arbeitsschritte durch das größere Volumen an zu bearbeitenden Tierkörper erheblich verlängern würden. Da Hühnervögel in der Ausbildung auch als Modell zum Erlernen der Anatomie des Geflügels herangezogen werden, liegt es nahe, auch für die erste Schnittbildserie die Hühnervögel zu wählen. Das Wissen, was beim Lernen der systematischen und topographischen Anatomie im dreidimensionalen Situs entsteht, kann so erheblich einfacher mit den zweidimensionalen Schnittbildern kombiniert werden. So wird für die Studierenden, als auch später für praktizierende Tierärzte und Tierärztinnen eine Voraussetzung geschaffen, Befunde, die unter der Anwendung non-invasiver Schnittbildverfahren erhoben wurden, an Hand von beschrifteten Bildern von Dauerpräparaten leichter korrekt zu interpretieren. Solange noch keine 3D-Rekonstruktionen der einzelnen Organsysteme vorhanden sind, ist der Betrachter darauf angewiesen, den Brückenschlag von der Dreidimensionalität des Tieres zum zweidimensionalen Schnittbild und umgekehrt selber im Kopf zu erbringen. Eine gute räumliche Auffassungsgabe ist bei dieser Transferleistung von erheblichem Nutzen.

6.2 Vorteile der sekundären Scheibenplastination

Ein klarer Vorteil der sekundären Scheibenplastination ist das dauerhafte Vorhandensein der Schnittbildpräparate, die ohne Gesundheitsschädigung für den Benutzer zur Verfügung stehen, wie es bisher bei Flüssigpräparaten oder

Frischschnitten der Fall war. Die Lagerung der fertigen Scheiben stellt ebenso keine gesonderten Anforderungen, außer dass sie vor zu starker Lichteinstrahlung geschützt werden sollten, da es hierdurch zu einer Vergilbung der Scheibe kommen kann.

Die Präparate sind dauerhaft konserviert, ästhetisch ansprechend und es kann zu keiner späteren Veränderung durch Verwesung kommen. Auf diese Weise lassen sich gerade weiche, wasser- und fettreiche biologische Präparate für immer erhalten. Sie können in der Lehre benutzt werden, sowohl die Aufsicht, als auch die Durchsicht ist durch die Transparenz immer gegeben und es können durch den dauerhaften Einschluss keine Details verloren gehen. Selbst sehr kleine Details können durch die Transparenz in ihrem Verlauf verfolgt werden. Der Detailerhalt ist sowohl im makroskopischen, mesoskopischen und mikroskopischen Bereich gegeben.

Durch den doppelten Einschluss des Präparates in das Epoxidharz ist es jetzt erst möglich mit der Schnittdicke der einzelnen Primärscheiben bis in den Millimeterbereich und darunter voran zu schreiten. Bei Gefrierschnitten, welche die Grundlage für primäre Scheibenplastinate darstellen, muss der einzelne Schnitt aus Stabilitätsgründen eine bestimmte Schichtdicke aufweisen, da sonst seine Bearbeitung, Lagerung und Dokumentation erheblich erschwert bzw. unmöglich wird. Ferner kommt es durch die sekundäre Scheibenplastination fast zu keinen Schrumpfungartefakten, da die Präparate bei dieser Technik langsam entwässert und entfettet werden, sie dadurch keinen erhöhten Temperaturen ausgesetzt bzw. getrocknet werden. Die einzelnen Gewebe, Organe und Strukturen werden dauerhaft in ihrer Topographie fixiert, es kann also nicht noch nachträglich zu einer Lageveränderung im Objekt kommen. Hohlorgane, die bei herkömmlicher Präparation immer zu einem gewissen Grad kollabieren, werden durch die forcierte Imprägnierung in einem lebensnäheren Bild erhalten, da sie durch die Füllung mit dem Kunststoff wieder dilatiert werden. Dadurch ist es erst jetzt möglich geworden, die Luftsäcke in ihrer natürlichen Lage und Dimension in einem Dauerpräparat zu erhalten und darzustellen. Bisher konnten sie nur durch Injektionen mit diversen Kunststoffen auf Schnittpräparaten dargestellt werden, was eine unnatürliche Verfälschung durch die oftmals überproportionale Dilatation dieser dünnwandigen und plastisch verformbaren Häute darstellt. Die Luftsäcke kollabieren sofort nach

dem Tod und reißen bei herkömmlicher Präparation sehr leicht ein, was ihre Erhaltung wesentlich erschwert.

Es können sich durch das Schneiden eines kompakten Blockes keine Risse in den einzelnen Geweben bilden und es kommt zu keiner Verspannung. Die restlose Entfettung entfernt zusätzlich störende Fettpolster, sodass die Morphologie und Topographie der einzelnen Organe und Organsysteme deutlicher hervorgehoben wird.

Durch den polymerisierten Kunststoff ist die Festigkeit des Präparates weit über dem der bisher gebräuchlichen Flüssigkonservierung, Gefriertrocknung, Paraffinierung bzw. PEG Imprägnierung. Die Präparate weisen eine bisher unübertroffene Qualität an dauerhaften Schnittpräparaten auf, die topographische Lage der Organe wird durch die Präparation nicht verändert, sodass ein lebensechtes Bild zur Verfügung steht. Hierdurch sind die Schnitte für eine Weiterbearbeitung für eine 3D Rekonstruktion bestens geeignet, da die Alinierbarkeit gegeben ist. Ferner ist eine potentielle Probenentnahme für histologische Untersuchungen gegeben, da der Kunststoff auch für das Scheiden mit dem Dünnschnitt- und Ultramikrotom und die Färbbarkeit der Schnitte mit Routinefärbungen geeignet ist.

Von Vorteil ist das kurzzeitige Entlüften des Kunststoffansatzes durch langsames Evakuieren vor dem Einbringen des Präparates. Hierdurch wurde die forcierte Imprägnation wesentlich erleichtert, da der Ansatz während des Ziehens des Vakuums weniger stark zu sprudelt und eine Verunreinigung der Vakuumkammer verhindert wird.

Ein klarer Vorteil bei dieser Technik ergibt sich auch durch Einsatz der Diamantdrahtsäge. Der 20m lange Draht ist mit Diamantstaub beschichtet und wird auf eine Trommel belegt. Er läuft über eine Umlenkrolle sowohl beim Hinausdrehen/ Abspulen, als auch beim Hereindreihen/ Aufspulen der Trommel durch den Block, sodass sich eine ständige pulsierende Bewegung ergibt. Durch diese axiale Bewegung der Trommel synchron mit der Nutsteigung, verbleibt der senkrechte Teil des ablaufenden Drahtes exakt an der gleichen Position. Durch die starke Vorspannung des Drahtes schafft man eine gute Voraussetzung um ebene Flächen und planparallele Schnitte zu erzeugen. Da der Draht sehr dünn ist, ist folglich die Kontaktfläche zwischen Probe und Draht recht klein, sodass wenig Material zerspannt wird und nur geringe Kräfte aktiv sind. Hierdurch kommt es auch nur zu einer sehr

geringen Wärmeenergieerzeugung, die sofort an die Trommel abgeführt wird. Folglich kann es auch zu keiner thermischen Veränderung an der Probe kommen, die Oberfläche wird nur wenig beschädigt und die Gefahr von Haarrissen wird minimiert. Bei den anderen Methoden besteht immer die Gefahr, dass sich durch den Sägevorgang Risse im Gewebe bilden und die nur durch dünne Häute verbundenen Strukturen, durch die starke mechanische Beanspruchung voneinander getrennt werden. Folglich finden sich auf dem Objekt durch das Sägen keine tiefen Sägeriefen oder Sägebands Spuren. Bei der primären Scheibenplastination bilden sich durch den Sägevorgang immer bröselige Gewebereste wie z.B. Sägestaub, Blutkrümel, Magen- oder Darminhalt, welche zu einer zum Teil starken Oberflächenverschmutzung der Schnitte führen und unter Schonung des Schnittes im gefrorenen Zustand von diesem entfernt werden müssen, was einen zusätzlichen Arbeitsaufwand darstellt. Darüber hinaus können bei der primären Scheibenplastination die Gefrierschnitte durch den Sägevorgang bzw. bei der Reinigung des Schnittes leicht auftauen, wodurch es zu Verschiebungen im Gewebe kommen kann bzw. können Bestandteile aus dem Schnitt herausfallen (z.B. Sehnen aus ihren Sehnencheiden), welche dann auf bzw. unter der Gewebescheibe zum Liegen kommen. Die Gefahr des Gefrierbrandes sollte bei der primären Scheibenplastination ebenfalls nicht vernachlässigt werden. All diese Nachteile können durch die Blockplastination nicht passieren, da die Probe im fixierten Zustand im Block geschnitten wird.

Ein Vorteil bei der Benutzung von Scheibenplastinaten in der Lehre liegt darin, dass sie im Gegensatz zu den sonst gebräuchlichen Zeichnungen, künstlerischen Abbildungen, Schemata und Skizzen eine exakte Momentaufnahme darstellen. Es handelt sich also nicht um eine Interpretation, eine Idealisierung aus einer Zusammenstellung mehrerer Fälle, sondern um die originale Abbildung der Realität eines Falles. Es wurde folglich nichts kaschiert, angeglichen bzw. absichtlich oder unabsichtlich weggelassen, weswegen hierbei ein objektiver Befund gegeben ist. Die Vielfalt an individuellen anatomischen Varianten, mit der ein Kliniker in der Praxis konfrontiert wird, ist hierbei aber nicht gegeben. Gerade die Wiedergabe solcher naturgetreuer Schnitte ist für die Interpretation computergestützter Bilder für die Klinik eine sehr wichtige Hilfe. Auf diese Weise ist eine gezielte und erfolgreiche Befundstellung und Diagnosefindung möglich.

6.3 Nachteile der Methode

Ein Nachteil ist die sehr lange Zeit, die es braucht, vom toten Tier bis zum fertigen Präparat. In unserem Fall waren es 1 ¼ Jahre. Dieser Zeitraum kann möglicherweise verkürzt werden, indem einzelne Arbeitsschritte noch optimiert, an das Material angepasst und eigene Erfahrungswerte gesammelt werden. In unserem Fall wurde jedoch sich an die Originalangaben gehalten, da Vorversuche mit kürzeren Zeiten misslangen. Die sekundäre Scheibenplastination ist nur dann sinnvoll, wenn man ausreichend Zeit hat und die Präparate nicht für eine spezielle Fragestellung nach kurzer Zeit zur Verfügung stehen müssen. Die langen Entwässerungs- und Entfettungszeiten, die zeitaufwendige Kontrollarbeit und forcierte Infiltration, die Schwierigkeit des exakten Ausrichtens des Objektes vor dem Aushärten, das langsame Sägen und aufwendige Eingießen in der Flachkammer machen sich zwar absolut positiv in der Qualität des Präparates bemerkbar, aber der Aufwand muss für jedes Präparat klar hinterfragt werden, ob dieser sich auch lohnt.

Neben diesem zeitlichen Faktor spielt auch der hohe preisliche Faktor eine entscheidende Rolle. Der hohe Chemikalienverbrauch, die notwendige Anschaffung einer geeigneten Vakuumpumpe, einer Diamantdrahtsäge und kleinerer Geräte fordern ein gewisses finanzielles Polster, sodass die Einführung dieser Technik als Routinemethode in normalen Betrieb zu hinterfragen ist. Leider sieht man erst am fast fertigen Präparat, ob sich die Mühe gelohnt hat, oder ob es zu Artefakten gekommen ist. Bedauerlicherweise merkt man erst zum Ende des Plastinationsvorganges, ob eine ungenügende Entwässerung oder Entfettung stattgefunden hat oder ob noch Lösungsmittelrückstände oder pathologische Veränderungen am/ im Tier vorhanden waren.

Die einzelnen Gewebe erhalten nur zum Teil ihre natürliche Färbung und können daher nicht immer gleich gut differenziert werden. Durch die auf das Präparat einwirkenden Chemikalien kommt zu einer allgemeinen Entfärbung und Aufhellung verschiedenster Organe, sodass der Schnitt eine Vielzahl an Gelb-, Orange- und Rottönen in diversen Abstufungen aufweist. Die sonst allgemein bekannte Vergrauung durch das Formalin wird zwar durch die nur kurze Zeit einwirkende Fixierung verhindert, alle wasser- und fettlöslichen Pigmente werden jedoch durch die intensive Entwässerung und Entfettung aus den Geweben gelöst. Betrachtet man die nur leicht unterschiedliche Färbung der verschiedenen Muskelgruppen am

Vogelkörper, sieht man nur zum Teil die unterschiedliche Faserkomposition auf Grund der unterschiedlichen funktionellen Anforderung.

Als Hubflieger ist bei Hühnervögeln der prozentuale Anteil an weißen Muskelfasern z.B. im M. pectoralis mit circa 70% sehr hoch. Die weißen Muskelfasern sind schnell kontrahierend (fast fibres) mit hoher Kontraktionskraft und schneller Ermüdbarkeit. Gespeichertes Glykogen stellt ihre Energiequelle dar und die gesamten Enzymsysteme sind auf die Glykolyse ausgerichtet. Dagegen findet man in der Beinmuskulatur mehr rote Muskelfasern, die eine geringe Kontraktionsgeschwindigkeit besitzen (slow fibres) und auf Dauerleistung angepasst sind, was auf ihre Anpassung an das Bodenleben hindeutet. Als primäre Energiequelle ist ihnen ein erheblicher Anteil an Fettvorräten zu Eigen, weswegen eine Orientierung ihre Enzymsysteme auf den Fettmetabolismus besteht. Vögeln, die aktive und ausdauernde Flieger sind, besitzen einen höheren Anteil an roten Muskelfasern, sodass bei ihnen die Brustmuskulatur kräftiger durch ihren höheren Myoglobingehalt gefärbt ist. Diesen Unterschied kann man nur zum geringen Maße an der unterschiedlichen Färbung der verschiedenen Muskelgruppen erkennen. Die Differenzierung der einzelnen Muskelpakete ist ebenfalls nicht immer möglich.

Zwei weitere Faktoren entstehen durch den Wechsel des Farbspektrum des Schnittes. Einerseits wird dem Schnitt durch seine Transparenz, begründet durch seine geringe Dicke Farbe entzogen, andererseits verändert sich der Brechungsindex des Schnittes, da das Farbspektrum durch den Wechsel von der wässrigen Phase zur Kunststoffphase verschoben wird. Eine Differenzierung der einzelnen Schichten und Lagen wird auch hierdurch erschwert.

In unserem Fall wurde durch das Entbluten des Tieres die Artefakte durch geronnenes Blut zwar in den blutreichen Organen verhindert, fast alle Blutgefäße kollabierten jedoch hierdurch, sodass sie auf dem Schnitt nur schwer auszumachen sind. Sollen auch diese auf dem Schnitt erkennbar sein, empfiehlt es sich diese auf jedem Fall vor der Fixierung mit eingefärbtem Epoxidharz oder anderen Acteon- und Dichlormethanbeständigen Kunststoffen über das Blutgefäßsystem zu injizieren. Durch diese nicht optimale Differenzierung auf dem Schnitt lassen sich folglich nur große Gefäße beschreiben bzw. solche, in denen das Blut frühzeitig geronnen ist und durch den Herzschlag nicht mehr aus den Körper gespült werden konnten.

Die topographische Lage der einzelnen Organe und Organsysteme ist bei dieser Technik lebensecht, ihre Färbung leider nicht immer. So sind auch viele Nerven und Drüsen hierdurch nur erschwert zu erkennen, da sie dieselbe Farbe wie die Muskulatur einnehmen und dünne Gefäße, wie z.B. Drüsenausführgänge, die Harn- oder Samenleiter kollabieren ebenso. Durch die allgemeine Aufhellung und Entfärbung lassen sich leider nicht immer die Grenzen zwischen den einzelnen Luftsäcken klar ziehen, da ihre dünnen Häute mit dem Untergrund oftmals verschwimmen. Das Fett, welches als Pakete oder Polster zwischen den Luftsäcken liegt, ist entfernt, was die Grenzsetzung erschwert.

In wieweit dieser geringe Realitätsmangel, der sich durch die Entfärbung des Präparates ergibt, ausschlaggebend ist, muss der Einsatz in der Praxis zeigen. Jedes Präparat versucht eine möglichst wirklichkeitsgetreue Wiedergabe von Details, bleibt jedoch immer nur ein behandeltes und fixiertes Objekt.

Leider stellt die Entfettung der markhaltigen Knochen bei Vögeln ein Problem dar. Die Knochen der Vögel sind wegen ihres hohen Gehaltes an anorganischen Substanzen sehr hart und spröde, was man an ihrer ausgeprägten Neigung zur Splitterbildung bei Knochenbrüchen sieht. Sie weisen kaum Foramina auf und besitzen eine fast undurchdringliche Oberfläche, was sich bei der Entwässerung, Entfettung und forcierten Infiltration und Aushärtung sehr nachteilig bemerkbar macht. So mussten auf den Sägeschnitten an einigen Stellen noch nachträglich der Kunststoff nachgehärtet werden.

6.4 Resümee

Auch wenn die sekundäre Scheibenplastination, wie jede Präparationsart kein in allen Punkten ideales Verfahren zur Konservierung organischer Präparate darstellt, überwiegen die Vorteile und gewonnenen Erkenntnisse sehr deutlich die Nachteile, da hierdurch eine neue und sehr wertvolle Möglichkeit geschaffen wird, eine fundierte anatomische Grundlage für Studierende, praktizierende Tierärzte und Tierärztinnen als Hilfestellung für die Interpretation von CT- und MRI Bildern bei der Diagnose von Erkrankungen und Befundstellung zu vermitteln.

Das Problem der Farberhaltung der einzelnen Organe kann durch einer farberhaltenden Einbettung nach VON HORST gelöst werden (mündliche Mitteilung). In wieweit sich diese Technik auch zur Blockplastination und zur Erstellung

kompletter Serien mit Hilfe der sekundären Scheibenplastination eignet, müssen Versuche zeigen. Im Bereich der primären Scheibenplastination können mit Hilfe der von VON HORST entwickelten und patentierten farberhaltenden Einbettung und anschließenden Tissue Tracing Technique (TTT) Schnittpräparate hergestellt werden, die in Farbe, Struktur und selbst im Röntgenverfahren einem frischen Feuchtpräparat gleichen (mündliche Mitteilung).

7 Zusammenfassung

Ziel dieser Arbeit war, die Anfertigung kompletter Schnittbildserien der drei Körperebenen des Hühnerkopfes und Hühnerkörpers mit Hilfe der sekundären Scheibenplastination nach NOTERMANS. Nach Fertigstellung der Serien wurden ausgewählte Schnitte fotografiert und mit den entsprechenden Legenden versehen, um einen Überblick über die Anatomie des Geflügels zu schaffen. Diese Bilder sollen eine Grundlage für die weitere Verwendung in einen Schnittbildanatomieatlas im Vergleich mit Gefrierschnitten, CT und MRI Bildern darstellen.

Im Vergleich zu den sonst gebräuchlichen fixierten Gefrierschnitten zeichnen sich die sekundären Scheibenplastinate dadurch aus, das sie naturnah und oberflächentreu, transparent, hart, trocken, gesundheitsunschädlich und geruchslos, widerstandsfähig, leicht zu lagern und unbegrenzt haltbar sind und ein unproblematisches Handling aufweisen.

Bedingt durch ihre Transparenz, die lebensnahe Farbe und natürliche Topographie der Organe ermöglichen sie eine sichere Identifizierung von anatomischen Strukturen sowohl im makroskopischen, mesoskopischen und mikroskopischen Bereich. Der Detailerhalt geht bis in den mikroskopischen Bereich, sodass selbst eine Probenentnahme und histologische Aufarbeitung möglich ist.

Durch den zu vernachlässigenden Schnittverlust und die Einhaltung der Topographie kann bei aufeinander folgender Reihung der Scheiben der Verlauf von Strukturen verfolgt werden, sodass die Alinierbarkeit für 3-D-Rekonstruktionen gegeben ist.

8 Summary

Cross-sectional anatomy of the chicken (*Gallus domesticus*) using secondary plastified discs

In this thesis we completed a series of cross-sections comprising all three planes of the chicken head and body using NOTERMANS' secondary disc plastination method. After completion of this series we photographed selected slices and annotated them in order to provide a general survey on the anatomy of the chicken.

These pictures are supposed to establish a basis for further use in a cross-sectional anatomy atlas to be compared with pictures of frozen slices, CAT and MRI scans.

Compared to the common method of fixed frozen slices, secondary disc plastinates are closer to the natural state; they are transparent, inflexible, dry, innocuous and odourless, resistant, infinitely durable as well as easy to store and to handle-

Due to their transparency, their lifelike colour and natural topography of the organs, they allow for a reliable identification of anatomic structures in macroscopic, mesoscopic and microscopic range.

Rendering of details is possible up to microscopic range facilitating sampling and histological examination. By virtue of the insignificant attrition and strict compliance with the topography, we are able to follow structure in a sequence of slices enabling easy accommodation for 3D-reconstruction.

9 Literaturverzeichnis

- **Ann, P.C., Zhamg, M. (1999):** A technique for preserving the subarachnoid space and its contents in an natural state with different colours. *Journal of the International Society for Plastination*, **14(1)**: 12-17
- **Andreoli, C., Colaiacomo, M.C., Rojas Beccaglia, M., et al. (2005):** MRI in the acute phase of spinal cord traumatic lesions: relationship between MRI findings and neurological outcome. *La radiologia medica: Official Journal of the Italian Society of Medical Radiology, Radiol Med (Torino)*, **110**: 636-645
- **Artmann, A., Henninger, W. (2001):** Psittacine paranasal sinus - a new definition of compartments. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* **32**: 447-458
- **Artmann, A. (2002):** Schnittbildanatomie der Kopf- und Halsregion der Gattung Ara unter besonderer Berücksichtigung des paranasalen Sinussystemes. Dissertation, Veterinärmedizinische Universität Wien
- **Bagley, R.S., (2000):** Spinal fracture or luxation. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* **30**: 133-153
- **Bartels, T. et al. (2000):** The use of conventional radiography and computer-assited tomography as instruments for demonstration of gross pathological lesions in the cranium and cerebrum in the crested breed of the domestic duck (*Anas platyrhynchos f. dom.*) *Journal of Avian Pathology* **29**: 101-108
- **Bartels, T. et al. (2001):** Magnetic resonsance imaging of intracranial tissue accumulations in domestic ducks (*Anas platyrhynchos f. dom.*) with feather crests. *Veterinary Radioloy and Ultrasound* **42 (3)**: 254-258
- **Baumel, J.J. (1993):** Handbook of avian anatomy: Nomina Anatomica Avium. Second Editon. Publications of the Nuttall Ornithological Club, NO 23
- **Bennet R.A. (1994): Neurology.** In Ritchie B.W. Harrisson G.J. Harrison, L.R. (ed.): *Avian Medicine - Principles and Application*. Lake Worth, Florida, Wingers Publishing
- **Boar, J.E.V. (1929):** Biologisch anatomische Studien über den Hals der Vögel. Hovedkommissionaer Kobenhavn, And. Fred. Host + Son, Kgl Hof Boghandel, Bianco Lunos Bogtrykkerie
- **Berry, G.E., Adams, S., Harris, M.B., et al. (2005):** Are plains radiographs of the spine necessary during evaluation after blunt trauma? Accuracy of screening torso computed tomography in thoracic/ lumbar spine fracture diagnosis. *Journal of Trauma*, 1410-1413
- **Bezzel, E., Prinzing, R. (1990):** Ornithologie. 2. Auflage, UTB Große Reihe, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
- **Böker, H. (1933):** Einführung in die vergleichende biologische Anatomie der Wirbeltiere. Verlag von Gustav Fischer, Jena
- **Bonin, G., Lauer, S.K., Tully, T.N. Jr., et al. (2007):** Radiographic evaluation of perching joint angles in avian species. Proccedings of the 9th AAV Conference and 7th Scientific ECAMS meeting, Zürich
- **Bolk, W.L., Göppert, E., Kallius, E. Lubosch, W. (1937, Reprint 1967):** Handbuch der vergleichenden Anatomie der Wirbeltiere, Band 1–6 + Indexbuch,
- **Bracegirdl, B., Miles, P. (1978):** An atlas of chordate structure. Heinemann Educational Book, London
- **Bruckmoser, P., Grothe, B. (2000):** Vorlesung und Praktikum zur vergleichende Anatomie der Wirbeltiere, Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München

-
- **Chiasson, R.B., (1966):** Laboratory anatomy of the pigeon. Wm. C. Brown Publishers, Dupuque
 - **Chiasson, R.B., Radke, W.J. (1993):** Laboratory anatomy of the vertebrates, Wm. C. Brown Publishers, Dupuque
 - **Clark, W.D., Smith, E.L., Linn, K.A., Paul-Murphy, J.R., Cook, M.E. (2005):** Use of peripheral quantitative computed tomography to monitor bone healing after radial osteotomy in three-week-old chickens (*Gallus domesticus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery* **19 (3):** 198-207
 - **Clippinger, T.L., Bennett, R.A., Platt, S.R. (1996):** The avian neurologic examination and ancillary neurodiagnostic techniques. *Journal of Avian Medicine and Surgery* **10 (4):** 221-247
 - **Converse, A.K., McCutcheon, R.A., Sladky, K.K., Paul-Murphy, J. (2005):** 2-deoxy-2-(18F)fluoro-d-glucose positron emission tomographic imaging of parrots brain. *Molecular Imaging and Biology*, **March 7 (2):** 177-1536-632
 - **Cook, P., Al-Ali, S. (1997):** Submacroscopic interpretation of human sectional anatomy using plastinated E 12 sections. *Journal of the International Society for Plastination*, **12 (2):** 17-27
 - **Cook, P. (1997):** Sheet plastination as a clinical based teaching aid at the University of Auckland. *Acta Anatomica*, **158:** 33-36
 - **Crispens, Ch. G., JR. (1978):** The Vertebrates - Their forms and function. Charles C. Thomas Publisher, Springfield, Illinois, USA
 - **Dorrestein, G.M. (1997):** Physiology of the respiratory system. *In: Altmann, R.B., Clubb, S.L., Dorrestein, G.M., Quesenberry, K. (eds.). 2nd edition, Avian Medicine and Surgery.* Philadelphia, PA: WB Saunders, 390-393
 - **von den Driesch, M., (2000):** Vorlesung der Geschichte der Domestikation der Haustiere. Tierärztliche Fakultät, Institut für Paleoanatomie und Geschichte der Tiermedizin, LMU München
 - **von den Driesch, M. (2001):** Vorlesung zur Methodik der Archäozoologie. Tierärztliche Fakultät, Institut für Paleoanatomie und Geschichte der Tiermedizin, LMU München
 - **Dunchen, H.- R. (1971):** The lung air sac systems of birds. A contribution to the functional anatomy of the respiratory apparatus. *Advances in Anatomy, Embryology and Cell Biology*, **46 (6):** 1-171
 - **Ellenberger, W., Baum, H. (1932):** Handbuch der vergleichenden Anatomie der Haustiere. 17. Auflage, Verlag von Julius Springer, Berlin
 - **Emerson, C.L., et al. (1990):** Ruptured intervertebral disc in an juvenile king penguin (*Aptenodytes Patagonia*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **21 (3):** 345-350
 - **Erondin, G., Grondin, G. G., Talbot, B.G. (1994):** A study of criteria permitting the use of plastinated specimens for light and electron microscopy. *Biotechnology and Histochemistry*, **69 (4):** 219-234
 - **Fasel, J., Mohler, R., Lehmann, B. (1988):** A technical note for improvement of the E 12 technique. *Journal of the International Society for Plastination* **2(1):** 4-7
 - **Farmer, D.St., (1971):** Avian biology. Volume I-IX, James Roger King, Academic Press New York & London
 - **Fisbeck, D.W., Sebastiani, A. (2001):** Comparative anatomy - Manual of vertebrate dissection. Morton Publishing Company, Englewood
 - **Frank, L. (1892):** Handbuch der Anatomie der Haustiere. Verlag von Schickhardt und Ebner, Stuttgart
 - **Fritsch, H., Hegemann, L. (1991):** Simplification of the production of plastination histologic preparations through the use of a grinding machine. *Anatomischer Anzeiger*, **173 (3):** 161-165

-
- **Fürbringer, M. (1888):** Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Vögel zugleich ein Beitrag zur Anatomie der Stütz- und Bewegungsorgane. Verlag von Tj. van Holkema, Amsterdam
 - 1. Spezieller Teil: Brust, Schulter und proximale Flügelregion der Vögel
 - 2. Allgemeiner Teil: Resultate und Reflexion auf morphologischem Gebiete, Systematische Ergebnisse und Folgerungen
 - **Gamble, K. C. (2007):** Internal anatomy of the Hornbill casque described by radiography, contrast radiography and computed tomography. *Journal of Avian Medicine and Surgery* **21 (1):** 38-49
 - **Gegenbauer, C. (1898):** Anatomie der Wirbeltiere mit Berücksichtigung der Wirbellosen. Band I + II, Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig
 - **Giersberg, H., Rietschel, P. (1986):** Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere. 2. Auflage, Gustav Fischer Jena
 - **Gilbert, S. G. (1991):** Atlas of general anatomy. 2nd Edition, Burgess Publishing, Minneapolis
 - **Grasse, P.- P. (1950):** Traité de Zoologie. Oiseaux, Tome XV; Masson et Cie Editeurs, Libraires de L'Academie de Médecine, Paris
 - **Groebbels, F. (1932):** Der Vogel. Band 1: Atmung und Nahrung. Band 2: Geschlecht und Fortpflanzung. Verlag von Gebrüder Bontraeger, Berlin
 - **Grothe, B., Wullimann, M. (2007):** Comparative anatomy and evolution of the vertebrates. (Vorlesung und Praktikum), Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Gumpenberger, M., Henninger, W. (2001):** The use of computed tomography in avian and reptile medicine. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, **10:** 174-180
 - **Gumpenberger, M., Korbel, R. (2001):** Ultrasonographic and computer tomographic examinations of the avian eye. *Proceedings European Association of Veterinary Diagnostic Imaging*, Paris, 18-21
 - **Hagens, G.v. (1985):** Heidelberger Plastinationshefter. Sammlung aller Merkblätter zur Plastination. Anatomisches Institut I der Universität Heidelberg, Anatomisches Institut 1, Universität Heidelberg, Heidelberg, 9/ 1-14
 - **Hagens, G.v. (1989):** Einführung in die Scheibenplastination. Merkblatt, Heidelberg, 1-15
 - **Hagens, G.v. (1999):** Körperwelten, Katalog zur Ausstellung. 7. Auflage, Institut für Plastination, Heidelberg, 22-30
 - **Hasholt, J. Petrak, M.L. (1982):** Diseases of the nervous system. *In Petrak, M.L. (ed.): Diseases of Cage and Avinary Birds*. 2nd ed., Philadelphia, Lea & Febiger, pp. 468-477
 - **Haszprunar, G., Hess, M. (2003):** Vorlesung und Praktikum zur systematischen und speziellen Zoologie. Fakultät für Biologie, LMU München
 - **Haszprunar, G. (2004):** Vorlesung zur phylogenetischen Systematik der Metazoa. Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Haszprunar, et al. (2005):** Vorlesung zur Morphologie, Evolution und Diversität der Tiere. Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Hathcock, J.T., Stickle, R.L. (1993):** Principles and concepts of computed tomography. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* **23 (2):** 400-415
 - **Henry, R.W., Antinoff, N., Janick, L., Orosz, S. (1997):** E 12 Technique: An aid to study sinuses of Psittacine birds. *Acta Anatomica*, **158,** 54-58
 - **Hildebrand, M. (2001):** Analysis of vertebrate structure. John Wiles and Sons, Inc., New York, Chichester, Brisbane, Toronto, Singapore, 5th Edition

-
- **Hildebrand, M., Goslow, G. E. (2004):** Vergleichende und funktionelle Anatomie der Wirbeltiere. Springer Verlag, Berlin
 - **Hinterseher, Ch. (2006):** Vorlesung der Anatomie der Vögel. Fakultät für Tiermedizin, Institut für Tieranatomie 1, LMU München
 - **Homberger, D. G., Walker, W. F. JR. (2004):** Vertebrate dissection. 9th Edition, Brooks Cole, Belmont, CA
 - **Hultgren, B.D., et al. (1987):** Cervical dorsal spondylosis with spinal cord compression in an black swan (*Cygnus atratus*). *Journal of Wildlife Diseases* **23 (4):** 705-708
 - **Hummel, G. (2000):** Anatomie und Physiologie der Vögel. Uni Taschenbuch, GmbH Stuttgart
 - **Hyman, L. H. (1942):** Comparative vertebrate anatomy. The University of Chicago Press, Chicago, Illinois
 - **Ihle, J.E., van Kampen, P.N., Nierstrasz, H.F., Versluys, J., (1927, Reprint 1971):** Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere. Verlag von Julius Springer, Berlin, Heidelberg, New York
 - **Jenkins, J.R. (1991):** Use of computed tomography (CT) in pet bird practice. Proceedings of the Annual Conference of the Association of Avian Veterinarians, Lake Worth, Florida
 - **Jollie, M. (1962):** Chordate Morphology. Reinhold Publishing Corporation, New York, Chapman + Hall, Ltd. London
 - **Johsons, G., Zhang, M., Barnett, R. (2000):** A comparison between epoxy resin slices and histology sections in the study of the spinal connective tissue structure. *Journal of the International Society for Plastination* **15 (1):** 10-13
 - **Jones, M.P., Souza, M.J., Avenell, J.S., Greenacre, C.B., Daniel, G.B. (2007):** Clinical use of micro PET/ CT scan für advanced diagnostic imaging in avian species. Proceedings of the 9th AAV Conference and 7th Scientific ECAMS meeting, Zürich
 - **Jordan, F.A., Alexander, D. (2008):** Poultry Diseases. 5th rev. ed. Elsevier Health Science/ Elsevier, Philadelphia
 - **Kämpfe, L., Kittel, R. (1993):** Leitfaden der Anatomie der Wirbeltiere. 6. Auflage, Fischer, Jena/ Stuttgart/ New York
 - **Kaleta, E.F., Krautwald-Junghanns, M.E. (2006):** Kompendium für Ziervogelkrankheiten. 3. Auflage, Schlütersche, Hannover
 - **Kardong, K. V. (2006):** Vertebrates - Comparative anatomy, function, evolution. McGraw-Hill, International Edition, 4th edition
 - **Kardong, K. V., Zalisko, E. J. (1998):** Comparative vertebrate anatomy. An Laboratory Dissection Guide. WCB/ McGraw-Hill
 - **Kent, G. C., Carr, R. K. ((2001):** Comparative anatomy of the vertebrates. McGraw-Hill International Edition, Biological Science Series, 9th edition
 - **King, G. M., Custance, D. RN. (1982):** Colour atlas of vertebrate anatomy - An integrated text and dissection guide. Blackwell Scientific Publications, Bolsover Press, London und New York
 - **King, G.M.; McLelland; J. (1989):** Form and function in birds. Volume 1-3; Academic Press, London
 - **Kluge, A. G., et al. (1977):** Chordate structure an evolution. 2nd Edition, Macmillan Publishing Co., Inc. New York, Collier Macmillan Publishers London
 - **Köchli, V.D., Marincek, B. (1998):** Wie funktioniert MRI? - Eine Einführung in die Physik und Funktionsweise der Magnetresonanzbildgebung. 2. Auflage, Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York

-
- **König, H.E., Korbel, R., Liebich, H.G. (2008):** Anatomie der Vögel. Klinische Aspekte und Propädeutik. Zier-, Greif-, Zoo-, Wildvögel und Wirtschaftsgeflügel. 2.Auflage, Schattauer Verlag, Stuttgart
 - **Krautwald-Junghanns, M.E., Schumacher, F., Tellhelm, B. (1993):** Evaluation of the lower respiratory tract in psittacines using radiology and computed tomography. *Veterinary Radiology and Ultrasound* **34**: 282-390
 - **Krautwald-Junghanns, M.E., Tellhelm, B. (1994):** Advances in Radiography of Birds. *Seminar of Avian Exotic Pet Medicine* **3 (3)**: 156-160
 - **Krautwald Junghanns, M.E. (1997):** Topographie des aviären Respirationstraktes. Habilitationsschrift, Justus Liebig Universität Giessen, Blackwell, Berlin
 - **Krautwald-Junghanns, M.E., Schumacher, F., Sohn, H.G. (1998):** Examination of the lower respiratory tract of psittacines and amazoniae varieties by means of reconstructed computer x-ray tomography.
 - 1: Examination of healthy parrots. *Tierärztliche Praxis Ausgabe K, Kleintiere und Heimtiere*, **26 (1)**: 61-70
 - 2: Examination of parrots with respiratory symptoms. *Tierärztliche Praxis Ausgabe K, Kleintiere und Heimtiere*, **26 (2)**: 139-149
 - **Krautwald-Junghanns, M.E., Valerius, K.P., Duncker, H.R., Sohn, H.G. (1998):** CT-assisted versus silicone rubber cast morphometry of the lower respiratory tract in healthy amazons (Genus *Amazona*) and grey parrots (Genus *Psittacus*). *Research in Veterinary Science* **65 (1)**: 17-22
 - **Krautwald-Junghanns, M.E., Kostaka, V.M., Dörsch, B. (1998a):** Comparative studies on the diagnostic value of conventional radiography and computed tomography in the evaluating the heads of psittacines and raptorial birds. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, **12**: 149-157
 - **Lane, A. (1990):** Sectional anatomy: standardized methodology. *Journal of the International Society for Plastination*, **4(1)**: 16-22
 - **Liem, K.F., Benis, W.E., Walker, W.F. Jr., Grande, L. (2001):** Functional anatomy of the vertebrates - An evolutionary perspective. 3rd edition, Harcourt College Publishers, Forth Worth
 - **van den Linden, A., Verhoye, M., van Auderkerke, J., et al. (1998):** Non-invasive in vivo anatomical studies of the oscine brain by high resolution MRI microscopy. *Journal of Neuroscience Methods*, **81**: 45-52
 - **Linzey, D. (2001):** Vertebrate biology, McGraw- Hill Higher Education
 - **Love, N., Flammer, K, Spaulding, K. (1993):** The normal computed tomographic (CT) anatomy of the African grey parrot (*Psittacus erithacus*) - A pilot study. *Proceedings of the Annual Meeting of the American Collection of Veterinarian Radiologists*
 - **Lüthgen, W. (2002):** Wassergeflügelkrankheiten. Oertel & Spörer, Reutlingen/ Stuttgart
 - **de Lulius, G., Puilerà, D., Brown, G. (2007):** The dissection of vertebrates - A laboratory manual. Elsevier Heidelberg, New York, London, New York
 - **Manger Cats-Kuenen CSW (1961):** Casque and bill of the *Rhinonoplax vigil* (Forst.) in connection with the architecture of the skull. *Verh Kon. Ned Akad Wet, Afd Natuurkel, NV Noord-Holland Uitgev, Maatschappij, Amsterdam* 1-24
 - **Manhart, H. (2000-2002):** Vorlesung der vergleichende Osteologie der Säugetiere 1 + 2 und Vorlesung der vergleichende Osteologie der Vögel, Tierärztliche Fakultät, Institut für Paleoanatomie und Geschichte der Tiermedizin, LMU München
 - **Manhart, H. (2002-2004):** Osteoarchäologische Übung. Tierärztliche Fakultät, Institut für Paleoanatomie und Geschichte der Tiermedizin, LMU München

-
- **Marinelli, W., Strenger, A. (1954):** Vergleichende Anatomie und Morphologie der Wirbeltiere. Verlag Franz Deuticke, Wien
 - **Marshall, W. (1895):** Der Bau der Vögel. Verlag von J.J. Weber, Leipzig, Webers Naturwissenschaftliche Bibliothek
 - **Martel, A., van Caelenberg, A., Gielen, I, de Rycke, L. Pasmans, F., van Bree, H. (2005):** Computed tomographic anatomy of the pigeon. Proceedings of the 8th European AAV Conference and 6th Scientific ECAMS Meeting, Arles
 - **Melzer, R., Bohn, H., Haszprunar, G., Hess, M., Schönitzer, N. (2004):** Vorlesung und Praktikum „Baupläne der Tiere“. Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Mickoleit, G. (2004):** Phylogenetische Systematik der Wirbeltiere. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München
 - **Nickel, R.; Schummer, A., Seiferle, E. (1992):** Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band V, Anatomie der Vögel. 2. Auflage, Blackwell Wissenschaft, Berlin und Hamburg
 - **Notermans, H.P., Rath, B., Knifka, J., Koebke, J. (2002):** Klinisch anatomische Serienschnittuntersuchungen mit der Technik der sekundären Scheibenplastination. XIX. Fortbildungsveranstaltung für medizinische Präparatoren und Sektionsassistenten, München
 - **O'Connor, P. M. (2004):** Pulmonary pneumaticity in the postcranial skeleton of extant Aves: a case study examining Anseriformes. *Journal of Morphology*, **261**
 - **Orosz, S.E., Toal, R.L. (1992):** Tomographic anatomy of the golden eagle (*Aquila chrysaetos*) *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* **23 (1):** 39-46
 - **Orosz, S. (1997):** Anatomy of the respiratory system. *In: Altmann, R.B., Clubb, S.L., Dorrestein, G.M., Quesenberry, K. (eds.). Avian Medicine and Surgery. 2nd edition, Philadelphia, PA: WB Saunders, 387-390*
 - **Pattison, M., McMullin, P., Bradbury, J., Alexander, D.J. (2007):** Poultry Diseases. 6th edition, Saunders/ Elsevier Health Science, Philadelphia
 - **Paul Murphy, J., Koblik, P. (1991):** Birds psittacines radiographic anatomy of internal organs - Skull. *In: Rübel, G. A., Isenbügel, E., Wovenkamp, P. (eds): Atlas of Diagnostic Radiology of Exotic Pets Mammals, Bird, Reptiles, and Amphibians. Philadelphia, PA: WB Saunders, 84-85*
 - **Paul Murphy, J., Converse, A.K., Sladky, K.K., McCutcheon, R.A., Steege, E.E. (2005):** Using positron emission tomographic imaging of the parrots brain to understand response of painful arthritis. American Association of Zoo Veterinarians, Association of Wildlife Veterinarians and Nutritional Advisory Group Annual Conference, Omaha NB. 2005 Sept, 140-141
 - **Paul Murphy, J., McCutcheon, R.A., Standing, B., Steebaba, E.E., Converse, A.K. (2007):** Using positron emission tomography imaging in the parrot brain to study response to clinical pain. Proceedings of the 9th AAV Conference and 7th Scientific ECAMS meeting, Zürich
 - **Pearson, R., Ball, J.N. (1981):** Lecture notes on vertebrate zoology. Blackwell Scientific Publications, Oxford, London, Edinburgh, Boston, London
 - **Pees, M. (2004):** Leitsymptome bei Papageien und Sittichen. Kleintier konkret Praxisbuch, XIII, Enke Verlag Stuttgart
 - **Peters, J. (2004):** Vorlesung zur Methodik der Paleoanatomie. Tierärztliche Fakultät, Institut für Paleoanatomie und Geschichte der Tiermedizin, LMU München
 - **Peters, J. (2005):** Vorlesung zur Kulturgeschichte der Haustiere. Tierärztliche Fakultät, Institut für Paleoanatomie und Geschichte der Tiermedizin, LMU München
 - **Piechocki, R. (1998):** Makroskopische Präparationstechnik 1, Wirbeltiere. 5. Auflage, Fischer Verlag, Jena, Lübeck, Stuttgart, Ulm
 - **Portmann, A. (1983):** Einführung in die vergleichende Morphologie der Wirbeltiere. 6. Auflage, Schwabe & Co, Basel, Stuttgart

-
- **Pough, F. M., Janis, C. M. ; Hieser, J. B. (2002):** Vertebrate life. 6th edition, Prentice Hall, Upper Saddle River
 - **Proctor, A. S., Lynch, P. J. (1993):** Manual of ornithology - Avian Structure and Function. Yale University Press, New Haven
 - **Pye, G.W., Bennett, R.A. Newell, S.M., Kindred, J. (2000):** Magnetic resonance imaging in psittacine bird with chronic sinusitis. *Journal of Avian Medicine and Surgery* **14**: 243-256
 - **Qiu, M.G., Zhang, S.X., Liu, Z.J. Tan L.W., Wang, Y.S., Deng, J.H. Tang, Z.S. (2003):** Plastination and computerized 3D reconstruction of the temporal bone. *Clinical Anatomy/ Journal of American Association of Clinical Anatomists + the British Association of Clinical Anatomists, New York* **16 (4)**: 300-303
 - **Reese, S. (2007):** Vorlesung der Anatomie der Vögel. Fakultät für Tiermedizin, Institut für Tieranatomie 1, LMU München
 - **Renner, S., Schönitzer, N., Tillich, H.J. (2004):** Systematics and phylogeny - Grundlagen und Methoden der biologischen Systematik (Vorlesung). Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Rogers, e. (1989):** Wirbeltiere im Überblick - eine Praktikumsanleitung. Quelle und Meyer, Heidelberg, Wiesbaden
 - **Romagnano, A., et al. (1996):** Magnetic resonance imaging of the brain and coelomic cavity of the domestic pigeon (*Columbia livia*). *Journal of Veterinary Radiology and Ultrasound*, **37 (6)**: 431-440
 - **Romagnano, A., Krautwald-Junghanns, M.E. (1997):** Respiratory radiology and imaging. *Proceeding of the Avian Specialists Advanced Programm & Small Mammal and Reptile Medicine and Surgery*, 17-21
 - **Romer, A. S. and Grossman, J. D. (1986):** The vertebrate body. 6th edition, Jaunders College Publishing, Philadelphia
 - **Rosenthal, K. Hillyer, B. (1994):** Stifle luxation repair in a moluccan cockatoo and a barn owl. *Journal of the Association of Avian Veterinarians* **8**: 173-176
 - **Rosenthal, K., et al. (1995):** Computerized tomography in 10 cases of avian intracranial diseases. *Proceedings of the Annual Meeting of the Association of Avian Veterinarians*, p. 305
 - **Salomon, F.-V. (1993):** Lehrbuch der Geflügelanatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart
 - **Saif, Y.M., Fadley, A.M., Glisson, J.R. (2008):** Diseases of Poultry, 12th ed., Wiley & Sons,
 - **Schild, H.H. (1990):** MRI made easy. Schering AG, Berlin/ Bergkamen
 - **Sealing, L. E. (1994):** Anatomy of the umbrella cockatoo. *In: Ritchie, B.W., Harrison, G.J., Harrison, L.R. (eds.) Avian medicine: principles and application*. Lake Worth, Florida. Wingers Publishing
 - **Seibold, R., Eitel, F., Waldner, H., Brunnenr, U., von Hagens, G. (1991):** A new application of plastination in bone histology. *Der Unfallchirurg, Springer Verlag, Heidelberg* **94 (12)**: 624-633
 - **Sha Y., Zhang, S.X., Liu, Z-J., Tan, L.W., Wu, X.Y., Wan, Y.S., Deng, J.H., Tang, Z.S. (2001):** Computerized 3D reconstructions of the ligaments of the lateral aspect of ankle and subtalar joints. *Surgical and Radiological Anatomy, Springer Verlag, Heidelberg, Berlin* **23 (2)**: 111-114
 - **Sittel, C., Eckel, H.E., Sprinzi, G.M., Stennert, E. (1996):** Sheet plastination of the human larynx for serial section histology. *HNO, Springer Medizin Verlag, Heidelberg* **44 (7)**: 379-375
 - **Siegmann, O., Neumann, U. (2005):** Kompendium der Geflügelkrankheiten. 6. Auflage, Vet Kolleg Schlütersche, Hannover
 - **Sisson, S., Grossman, J. D. (1953):** The anatomy of domestic animals. 4th edition, W.B. Jaunders Company, Philadelphia

-
- **Smith, H. M. (1960):** Evolution of chordate structure - an introduction of comparative anatomy. Holt, Rinehart and Winston, Inc. New York, Chicago, San Francisco, Toronto, London
 - **Sora, M.C., Brugger, P.C., Strobl, B. (2002):** Shrinkage during E 12 plastination. Journal of the International Society for Plastination, **17**: 23-27
 - **Sora, M.C., Strobl, B., Staykov, D., Traxler, H. (2002):** Optic nerve compression analyzed by using plastination. Surgical and Radiological Anatomy, Springer Verlag, Heidelberg, Berlin **24 (3-4)**: 205-208
 - **Sora, M.C., Strobl, B., Staykov, D., Forster-Streffleur, S. (2004):** Evaluation of the ankle syndesmosis - A plastination slices study. Clinical anatomy/ Journal of American Association of Clinical Anatomists + the British Association of Clinical Anatomists, New York **17(6)**: 513-517
 - **Sora, M.C. (2004):** High temperature E 12 plastination to produce ultra-thin sheets. Journal of the International Society for Plastination, **19**: 22-25
 - **Socek, M., Vock, P., Daepf, M., Kalender, W. (1990):** Spiral CT: a new volume scanning technique. II. Clinical applications. Röntgenpraxis **43**: 365-375
 - **Starck, D. (1978 – 1982):** Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere auf evolutionsbiologischer Grundlage.
 - Band 1: Theoretische Grundlagen; Stammesgeschichte und Systematik unter Berücksichtigung der niederen Chordaten, Springer-Verlag Berlin, Heidelberg, New York
 - Band 2: Das Skelettsystem; Allgemeine Skelettsubstanzen; Skelettsystem der Wirbeltiere einschließlich der Lokomotionstypen, Springer-Verlag Berlin, Heidelberg, New York
 - Band 3: Organe des aktiven Bewegungsapparates, der Koordination, der Umweltbeziehung, des Stoffwechsels und der Fortpflanzung, Springer Verlag Berlin, Heidelberg, New York
 - **Starck, M. (2004):** Vorlesung und Praktikum zur Biologie der Vögel. Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Starck, M., Schweizer, H. (2004):** Vorlesung und Praktikum zur funktionellen Morphologie und Physiologie der Tiere, Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Starck, M. (2008):** Vorlesung zur Evolution und Diversität der Metazoa. Fakultät für Biologie, Institut für Zoologie, LMU München
 - **Steinmann, W.F. (1992):** Makroskopische Präparationstechnik in der Medizin. Thieme Verlag Stuttgart
 - **Stoskopf, M.K. (1989).** Clinical imaging in zoological medicine: A review. Journal of Zoo and Wildlife Medicine **20 (4)**: 392-412
 - **Suedmeyer, W.K., McCaw, D., Turnquist, S. (2001):** Attempted photodynamic therapy of squamous cell carcinoma in the casque of a greater hornbill (*Buceros bicornis*). Journal of Avian Medicine and Surgery, **15**: 44-49
 - **Tully, T. N. Jr., Harrison, G. J. (1994):** Pneumonology. In: Ritchie, B.W., Harrison, G. J., Harrison, L. R. (eds.) Avian Medicine: principles and application. Lake Worth, Florida. Wingers Publishing, 556-581
 - **Vargas, A. O., Fallon, J. F. (2005):** Birds have dinosaur wings - The molecular evidence. Journal of Experimental Zoology (Mol. Dev. Evol.) **304 B**: 86-90
 - **Wagner, P. G., Gauthier, J. A. (1993):** 1, 2, 3=2, 3, 4: a solution to the problem of the homology of the digits of the avian hand: Proceedings of the National Academy of Science, **96**: 5111-5116

-
- **Wake, M. H. (1979):** Hyman's Comparative Vertebrate Anatomy. 3rd edition, The University of Chicago Press, Chicago
 - **Weber, W., Henry, R.W. (1993):** Sheet plastination of body slices – E 12 technique, filling method. Journal of the International Society for Plastination, **7(1):** 16-22
 - **Webster, D., Webster, M. (1974):** Comparative vertebrate morphology. New York University, Academic Press New York Inc. and London
 - **Wedel, A. (2004):** Ziervögel. 2. Auflage, Parey, Stuttgart
 - **Wegener, O.H. (1992):** Ganzkörpercomputertomographie. 2. Auflage, Blackwell Verlag, Berlin
 - **Wegener, O.H. (1996):** Grundkurs Computertomographie, Blackwell Verlag, Berlin
 - **Westerhof, I., Schoemaker, N, J.; Barthez, P.Y. (2005):** Spiral computed tomography in respiratory diseased birds. Proceedings of the 8th European AAV Conference and 6th Scientific ECAMS Meeting, Arles
 - **Westheide, W., Rieger, R. (2004):** Spezielle Zoologie. Teil 2: Wirbel- oder Schädeltiere. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg und Berlin
 - **Wiedersheim, R. (1906):** Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere. 7. Auflage, Verlag von Gustav Fischer, Jena
 - **Wilson, R.W., Hammond, E.E., Gamble, K.C., et al. (2004):** Squamous cell carcinoma in an great Indian hornbill (*Buceros bicornis*). Proceeding of the American Association of Zoo Veterinarians, 376-381
 - **Windisch, G., Weiglein, A.H., (2001)** Anatomy of the synovial sheaths in the talocrual region evaluated by sheet plastination. Journal of the International Society for Plastination, **16:** 19-22
 - **Wischnitzer, S. (1993):** Atlas and dissection guide for comparative anatomy. 5th Edition, W. H. Freeman and Company, New York
 - **Woermle, H., Jodas, S. (2006):** Geflügelkrankheiten. 3. Auflage, Ulmer Stuttgart

Danksagung

Nach Beendigung meiner Dissertation ist es mir ein Bedürfnis, folgenden Personen meinen herzlichsten Dank auszusprechen.

Univ.-Prof. Dr. med. vet. Dr. h.c. mult. Hans Georg Liebich für das freundliche Überlassen des interessanten Themas, für die Möglichkeit der Nutzung der hervorragenden Ausstattung und guten Arbeitsbedingungen am Institut für Tieranatomie 1, für die Allzeit gewährte wissenschaftliche Unterstützung, die Diskussionen und Anregungen.

Em. O. Univ.-Prof Dr. Dr. med. vet. Horst Erich König für die spontane Hilfe bei der Literatur und die informativen Gespräche

Uni.-Prof. Dr rer. nat. Jürgen Koebe für die mehrmalige herzliche Aufnahme am Institut II für Anatomie, Zentrum Anatomie der Universität Köln und die guten Ratschläge.

Dr. med. vet. Johann Maierl, Dr. med. vet. Sven Reese und Dr. med. vet. Jutta Friker für die stete Offenheit für meine Belange und wertvollen Tips.

Dr. med. Mircea Constatin Sora und Dr. med. vet. Christoph von Horst für den freundlichen und fachkundigen Informationsaustausch in Fragen der Scheibenplastination.

Dr. med. vet. Grammatia Zengerling für die große Unterstützung im Bereich der Bildbearbeitung und des Layouts, die geduldige und stets unverzügliche computer-technische Unterstützung und die vielen aufmunternden Gespräche.

Tierarzt Hermann Kempf für die rasche Hilfe bei der Literatursuche, die interessanten Fachgespräche und Diskussionen.

Tierärztinnen Inga Wölfl und Stefanie Pfleger für die vielen hilfreichen, kleinen Tipps während meiner Dissertationszeit.

Medizinischer Präparator Hans Peter Notermans, Zentrum Anatomie der Universität Köln für die freundliche Erlaubnis der Benutzung der von ihm entwickelten Technik, für die mehrtägigen Workshops zum Erlernen der Technik, für die stete Bereitschaft zur Problemlösung und für das Profitieren von dem gewaltigen Fachwissen.

Medizinischer Präparator Hermann Obermayer für die allzeit große Hilfe bei der Durchführung und Herstellung der Scheibenplastination, den interessanten Austausch in Fragen der Präparation und die jahrelange Freundschaft.

Allen Mitarbeitern am Institut für Tieranatomie 1 für das kollegiale Klima und die Unterstützung während meiner Dissertationszeit.

Meinen Mitbewohnern Daniel Förster und Manfred Schoberth für das angenehme WG Klima, die Korrekturen und die stete Bereitschaft zur Hilfe rund um die Uhr.

Andreas Gattinger für die Hilfe bei der Übersetzung des Summary und Philipp Wimmer für die wertvollen Tips bei der Bildbearbeitung und computertechnischen Fragen.

Allen meinen Freunden für den steten Rückhalt und die aufbauenden Gespräche.

Meiner Freundin Renate für die jahrelange Treue, große Vertrautheit, Ehrlichkeit und kompromisslosen Rückhalt.

Ein ganz besonderer Dank gilt meinen Eltern, die mir nicht nur meine Ausbildung zum Diplombiologen ermöglicht haben, sondern zusätzlich noch die Möglichkeit zur Promotion geboten haben.