

DAS LABRUM GLENOIDALE BEIM HUND

**Eine anatomisch-histologische Studie unter
besonderer Berücksichtigung des
Kollagenfaserverlaufs und klinischer Relevanz
im Vergleich zur humanmedizinischen
Schultergelenkssituation**

STEFANIE RUCHAY

INAUGURAL-DISSERTATION
zur Erlangung des Grades eines
Dr. med. vet.
beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung des Autors oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2008

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Author or the Publishers.

1st Edition 2008

© 2008 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



VVB LAUFERSWEILER VERLAG
édition scientifique

STAUFENBERGRING 15, D-35396 GIESSEN
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890
email: redaktion@doktorverlag.de

www.doktorverlag.de

Aus dem Klinikum Veterinärmedizin, Klinik für Kleintiere (Chirurgie)

der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. med. vet. M. Kramer

und der Orthopädischen Klinik

des Universitätsklinikums Düsseldorf

Betreuer: PD Dr. med. M. Jäger

sowie der chirurgischen Abteilung

der Tierversuchsanlage

des Universitätsklinikums Düsseldorf

Das Labrum glenoidale beim Hund

**Eine anatomisch-histologische Studie unter besonderer
Berücksichtigung des Kollagenfaserverlaufs und klinischer Relevanz
im Vergleich zur humanmedizinischen Schultergelenkssituation**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines

Dr. med. vet.

beim Fachbereich Veterinärmedizin

der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Stefanie Ruchay

Tierärztin aus Leverkusen

Gießen 2008

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Dr. habil. G. Baljer

Gutachter: Prof. Dr. med. vet. M. Kramer
PD Dr. med. M. Jäger

Tag der Disputation: 6. Juni 2008

Meinen Eltern

Inhaltsverzeichnis

	Inhaltsverzeichnis	I
	Abkürzungsverzeichnis	IV
1	Einleitung	1
2	Literaturübersicht	3
	2.1 Makroskopische Anatomie	3
	2.1.1 Knöcherne Anteile	3
	a) Schulterblatt, Scapula	3
	b) Oberarmbein, Humerus	4
	2.1.2 Gelenkkapsel	5
	2.1.3 Gelenkbänder	6
	2.1.4 Labrum glenoidale	7
	2.1.5 Muskulatur	8
	a) Laterale Schultermuskeln	8
	b) Mediale Schultermuskeln	9
	2.2 Mikroskopische Anatomie	11
	2.2.1 Knorpelgewebe / Knochengewebe	11
	2.2.2 Gelenkkapsel	13
	2.2.3 Gelenkbänder	13
	2.2.4 Labrum glenoidale	14
	2.2.5 Kollagen	14
	2.2.6 Transglutaminase	17
	2.3 Das Schultergelenk des Menschen	19
	2.3.1 Makroskopische Anatomie	19
	2.3.2 Mikroskopische Anatomie	21
	2.3.3 Klinische Relevanz	21
3	Material und Methoden	23
	3.1 Tierausswahl und Material	23

3.2 Methoden	23
3.2.1 Präparation	23
3.2.2 Histologische Aufarbeitung des Labrum glenoidale und seiner angrenzenden Strukturen	24
3.2.2.1 Entkalkung des Glenoids	24
3.2.2.2 Einteilung des Glenoids in Segmente	25
3.2.2.3 Entwässerung und Einbettung der Segmente in Paraffin	26
3.2.2.4 Herstellung von Schnittpräparaten	27
3.2.2.5 Färbungen	27
a) Hämalaun-Eosin-Färbung	27
b) Elastika-Hämatoxillin-van Gieson	28
c) Azanfärbung nach Heidenhain	29
3.2.2.6 Immunhistologie	30
3.2.3 Mikroskopische Auswertung der histologischen Schnittpräparate	31
4 Ergebnisse	32
4.1 Makroskopische Auswertung	32
4.1.1 Erhaltungszustand	32
4.1.2 Oberflächenverhältnis von Glenoid zu Humeruskopf	32
4.1.3 Glenoid	33
4.1.4 Labrum glenoidale	34
4.1.5 Glenohumeralbänder	37
4.1.6 Bizepssehne	38
4.2 Mikroskopische Auswertung	39
4.2.1 Nomenklatur	39
4.2.2 Begutachtung der einzelnen Segmente	40
4.2.2.1 Segment I: Histologische Darstellung	40
4.2.2.2 Segment II: Histologische Darstellung	44
4.2.2.3 Segment III: Histologische Darstellung	48
4.2.2.4 Segment IV und V: Histologische Darstellung	52
4.2.2.5 Segment VI: Histologische Darstellung	56
4.2.2.6 Segment VII: Histologische Darstellung	59
4.2.3 Größenbestimmung des Labrum glenoidale	61

4.3	Das Labrum glenoidale: Makroskopischer und mikroskopischer Vergleich	65
5	Diskussion	67
5.1	Kritische Betrachtung der Tierausswahl	67
5.2	Kritische Betrachtung der Untersuchungsmethoden	67
a)	Makroskopie	67
b)	Mikroskopie	68
5.3	Ergebnisse zum Labrum glenoidale des Hundes	69
5.4	Vergleich zum Labrum glenoidale des Menschen	75
5.5	Experimenteller Aspekt	79
5.6	Klinische Relevanz und diagnostischer Aspekt	80
5.7	Ausblick	82
6	Zusammenfassung	84
7	Summary	86
8	Literaturverzeichnis	88
9	Anhang: Tabellen	99
9.1	Tierausswahl	99
9.2	Verhältnis Caput humeri zu Cavitas glenoidalis	100
9.3	Mikroskopische Messwerte / Standardabweichung	102

Danksagungen

Erklärung

Abkürzungsverzeichnis

%	Prozent
°	Grad
°C	Grad Celsius
µl	Mikroliter
µm	Mikrometer
Abb.	Abbildung
ABC	Avidin-Biotin-Enzym Complex
BS	Bizepssehne
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
cm	Zentimeter
d.h.	das heißt
DAB	3,3'-Diaminobenzidin
dest.	destilliert
et al.	et alii
etc.	et cetera
ed.	editor
Fa.	Firma
g	Gramm
H.E.	Hämalaun-Eosin
H ₂ O ₂	Wasserstoffperoxid
HCl	Salzsäure
Hrsg.	Herausgeber
i.S.	im Sinne
IgG	Immunglobulin G
IGHL	inferiores glenohumerales Ligament = unteres Glenohumeralband
K	Kapsel
KB	Kapsel-Band-Apparat
KD	Knorpeldeckschicht
kg	Kilogramm
LBS	Labrum-Bizepssehne

Lfd.	Laufend
LGHL	laterales glenohumerales Ligament = laterales Glenohumeralband
M.	Musculus
max.	Maximum
MF	Meniskoide Falte
MGHL	mediales glenohumerales Ligament = mittleres Glenohumeralband
min.	Minimum
Min.	Minuten
ml	Milliliter
mm	Millimeter
Mm.	Musculi
MRI	Magnetic Resonance Imaging
MRT	Magnetresonanztomographie
n	Anzahl der Proben / Messungen
N.	Nervus
NaOH	Natronlauge
nm	Nanometer
Nn.	Nervi
Nr.	Nummer
Ø	durchschnittlich
OCD	Osteochondrosis dissecans
PBS	phosphate-buffered saline (Phosphat-gepufferte Salzlösung)
PBST	Phosphat-gepufferte Salzlösung + TritonX100 (Fa. Merck)
PSTA	Phosphat-gepufferte Salzlösung + Rinderalbum Fraktion 5 (Fa. Serva)
Rec / REC	Recessus
s.	siehe
s.u.	siehe unten
SD	Standardabweichung
SGHL	superiores glenohumerales Ligament = oberes Glenohumeralband
SK	Subchondraler Knochen
SLAP	superior labrum anterior to posterior
sog.	sogenannt
TG	Transglutaminase

TG _E	epidermale Transglutaminase
TGF- β	transforming growth factor- β
TG _K	Keratinozyten-Transglutaminase
tTG	tissue transglutaminase = Gewebe-Transglutaminase
u.a.	unter anderem
usw.	und so weiter
v.a.	vor allem
VZ	Verankerungszone
x	arithmetisches Mittel
x _i	Messparameter
z.B.	zum Beispiel
z.T.	zum Teil
ZF	Zirkulärer Faserzug
π	Pi

1 Einleitung

Auch heute noch stellt die chronische Schulterlahmheit beim Hund eine diagnostische und therapeutische Herausforderung in der Praxis dar (Bardet, 2002 b; O'Neill et al., 2004). Neben einer umfassenden Anamnese und der klinischen Untersuchung des Patienten liefern weiterführende bildgebende Verfahren (konventionelle Röntgendiagnostik, Sonographie, Computertomographie, Magnetresonanztomographie) als auch die Arthroskopie einen bedeutenden Beitrag für eine korrekte Diagnose, die nachfolgende Therapie sowie die Prognose.

Die Ursachen des Schmerzgeschehens im Schultergelenk sind komplex und können sowohl intra- als auch extraartikulärer Natur sein. Während bei intraartikulären Vorgängen die Gelenkflächen selbst in Mitleidenschaft gezogen werden, können extraartikulär sowohl gelenknahe Strukturen beteiligt sein (z.B. Muskeln, Bizepssehne) als auch vom Schultergelenk unabhängige Veränderungen (z.B. Zervikalsyndrom, Beteiligung des Plexus brachialis, Neoplasien etc.) eine Rolle spielen (Binnington et al., 1992; Bardet, 2002 b).

Während umfangreiche Untersuchungen zum Labrum glenoidale in der Humanmedizin durchgeführt wurden und zahlreiche Studien zur anatomischen Beschaffenheit sowie klinischen Relevanz vorliegen, spielt die Schultergelenksslippe in der veterinärmedizinischen Literatur bisher eine eher untergeordnete Rolle.

Das Labrum zählt beim Hund neben dem lateralen und medialen Glenohumeralband, der Gelenkkapsel, der Kongruenz der Gelenkflächen sowie den im Gelenk herrschenden Adhäsions- und Kohäsionskräften zu den passiven Gelenkstabilisatoren der Schulter (Vasseur et al., 1982; Bardet, 2002 a; O'Neill et al., 2004). Die Gelenksslippe stellt die Ansatzstelle für das laterale Glenohumeralband dar (Craig et al., 1980) und wird in diesem Zusammenhang als klinisch relevante Schwachstelle bei Rupturen diskutiert (Mitchell et al., 2000). Ganzberger et al. (1995) berichten auch über eine Adhärenz des medialen Glenohumeralbandes am Labrum glenoidale. Nicht zuletzt wird der Gelenksslippe ein enger Bezug zur Bizepssehne nachgesagt, die laut Innes et al. (2004) ihren Ursprung sowohl am Tuberculum supraglenoidale als auch am Labrum glenoidale findet.

Beim Menschen sind sogenannte SLAP-Läsionen (Läsionen im superioren Labrum-Bizepssehnen Komplex von posterior nach anterior, Snyder et al., 1990) als auch Bankart Läsionen (Abriss des Labrum glenoidale bei der vorderen und unteren Schultergelenkluxation, Pschyrembel, 2007) in der Literatur definiert und spielen klinisch eine wichtige Rolle bei schmerzhaften Schultergelenkprozessen.

Um auch beim Hund Veränderungen des Labrums sicher erkennen und letztlich interpretieren zu können, ist zunächst das anatomische Wissen um die physiologische Ausprägung und Zusammensetzung sowie deren Variationen unerlässlich. Aus diesem Grund besteht das Ziel der vorliegenden Arbeit darin, die sogenannte Gelenklippe des Hundes auf makroskopischer wie mikroskopischer Ebene aufzuarbeiten und die Beziehung zu anderen Strukturen des Schultergelenks (Bizepssehne, Glenohumeralbänder, Gelenkkapsel) zu klären. Ein Vergleich mit den vorliegenden humanmedizinischen Kenntnissen wird herangezogen, um die klinische Relevanz des caninen Labrums zu verdeutlichen sowie diagnostische Möglichkeiten vor diesem Hintergrund zu diskutieren.

2 Literaturübersicht

2.1 Makroskopische Anatomie

Das Schulter- oder Buggelenk (*Articulatio humeri*) ist der Form nach ein Kugelgelenk, in dem der in der Sagittalen stärker als in der Transversalen gewölbte Humeruskopf mit der deutlich kleineren Gelenkpfanne der Scapula artikuliert (Nickel et al., 2004). Laut Evans (1993) stellt sich die Artikulationsfläche des Humeruskopfes doppelt so groß zur *Cavitas glenoidalis* der Scapula dar. Bardet (2002 b) spricht von einem Oberflächenverhältnis 1:3 von Glenoid zu Humeruskopf. Korvick et al. (1997) beobachten bei gebeugtem Gelenk eine Kontaktfläche zwischen Scapula und Humerus von 47 % bzw. 62 % bei einem normal winkelig stehenden Hund. Aufgrund der anliegenden Muskulatur wird die Bewegungsfreiheit des Gelenks bei den Haussäugetieren jedoch soweit eingeschränkt, dass es nur als Wechsel- oder Walzengelenk funktioniert (Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Das Schultergelenk des Hundes weist im Stand einen Winkel von 110-120° auf – Beugung ist um 45-70°, Streckung um 10-30°, Adduktion bis ca. 30° und Abduktion bis ca. 40° möglich (Budras et al., 2004).

2.1.1 Knöcherne Anteile

2.1.1 a) Schulterblatt, Scapula

Das Schulterblatt ist ein annähernd dreieckiger platter Knochen, der mit dem Brustkorb in bindegewebig-muskulöser Verbindung steht (Nickel et al., 2004). Während die Schulter an ihrem wirbelseitigen Rand (*Margo dorsalis*) von einem schmalen Knorpelsaum (*Cartilago scapulae*) überzogen wird, konvergieren der Halsrand (*Margo cranialis*) und Achselrand (*Margo caudalis*) – ausgehend vom *Angulus cranialis* (Nackenwinkel) bzw. *Angulus caudalis* (Rückenwinkel) – distal im Scapulahals (*Collum scapulae*) (Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004). In diesem Bereich ist der Halsrand zur *Incisura scapulae* eingezogen (Evans, 1993; Budras et al., 2004; Liebich et al., 2004 b; Salomon, 2004). Distal findet sich die Schulterblattbeule (*Tuberculum supraglenoidale*), die die Gelenkpfanne (*Cavitas glenoidalis*) cranial

überraagt und medial den beim Hund nur schwach ausgeprägten Rabenschnabelfortsatz (Processus coracoideus) aufweist (Vollmerhaus et al., 1994 b; Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Caudal der Gelenkpfanne setzt sich das Tuberculum infraglenoidale am Margo caudalis ab (Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Die ovale, flach ausgebildete Cavitas glenoidalis am Angulus ventralis (Gelenkwinkel) beschreibt medial einen größeren Bogen als caudal (Evans, 1993). Die laterale Fläche der Scapula (Facies lateralis) wird von der Schulterblattgräte (Spina scapulae) in zwei nahezu gleich große Grätengruben geteilt: Fossa supraspinata und Fossa infraspinata (Evans 1993; Vollmerhaus et al., 1994 b; Budras et al., 2004; Nickel et al., 2004; Salomon 2004). Distal läuft die Gräte im steil abfallenden Gräteneck (Acromion) aus und ist zum Processus hamatus ausgezogen (Vollmerhaus et al., 1994 b; Budras et al., 2004; Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004; Salomon 2004). Die mediale Schulterblattfläche (Facies costalis bzw. medialis) wird in die flächenmäßig größere Fossa subscapularis und die dorsocranial gelegene Facies serrata unterteilt (Evans, 1993; Salomon, 2004).

2.1.1 b) Oberarmbein, Humerus

Das Oberarmbein ist ein Röhrenknochen, der proximal mit der Scapula das Schultergelenk bildet und distal mit Radius und Ulna am Ellbogengelenk beteiligt ist (Evans, 1993).

Die Extremitas proximalis wird gebildet vom längsovalen Humeruskopf (Caput humeri), der durch ein deutliches Collum humeri (Humerushals) abgesetzt ist, dem kammförmigen Tuberculum majus und dem ungeteilten, knopfförmigen Tuberculum minus (Nickel et al., 2004). Zwischen den beiden Tubercula befindet sich der Sulcus intertubercularis für die Ursprungssehne des M. biceps brachii (Vollmerhaus et al., 1994 b; Liebich et al., 2004 b; Salomon 2004). Distal des Tuberculum majus liegt die Facies musculi infraspinati, eine flache Grube als Ansatzstelle des unteren Grätenmuskels (Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Der Humerushals geht in den je nach Rassetyp unterschiedlich langen und geformten Schaft (Corpus humeri) über (Evans, 1993; Vollmerhaus et al., 1994 b; Nickel et al., 2004), welcher nur mäßige Erhebungen und Vertiefungen aufweist (Nickel et al., 2004).

So entspringt am Humeruskopf caudal des Tuberculum majus und benachbart zur cranial gelegenen Tuberositas teres minor die gebogene Linea musculi tricipitis, welche auf der lateralen Schaftseite in den Armbeinhöcker (Tuberositas deltoidea) übergeht und sich distal in der Armbeinleiste (Crista humeri) fortsetzt (Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004). Bei

kleinen Hunderassen ist der Armbeinhöcker lateral nur als Rauigkeit im proximalen Humerusdrittel angedeutet (Vollmerhaus et al., 1994 b; Nickel et al., 2004). Cranial läuft das Tuberculum majus in der Crista tuberculi majoris aus (Budras et al., 2004; Salomon, 2004). Medial zieht die Crista tuberculi minoris vom Tuberculum minus ausgehend zur distal gelegenen, unauffälligen Tuberositas teres major (Evans, 1993; Vollmerhaus et al., 1994 b). Der Schaft ist durch die auffallend spiralförmig gewundene Armbeinmulde (Sulcus musculi brachialis) gekennzeichnet, die sich von caudal über die Lateralfläche des Oberarmbeins nach cranial windet (Evans, 1993; Liebich et al., 2004 b; Salomon, 2004).

Das distale Endstück des Oberarmbeins (Extremitas distalis) ist als Gelenkknorren (Condylus humeri) ausgebildet, welcher sich aus der größeren medialen Gelenkrolle (Trochlea humeri) und dem kleineren lateralen Köpfchen (Capitulum humeri) zusammensetzt (Budras et al., 2004; Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Während die Trochlea humeri als Widerlager für die Incisura trochlearis humeri dient, artikuliert das Capitulum humeri mit der Fovea capitis radii (Vollmerhaus et al., 1994 b). Neben seichten Bandgruben und kräftigen Bandhöckern, die sich seitlich des Condylus befinden (Vollmerhaus et al., 1994 b; Nickel et al., 2004), erheben sich caudolateral der schwächere Streckknorren (Epicondylus lateralis) mit der proximal aufstrebenden Crista supracondylaris lateralis und caudomedial der stärkere Beugeknorren (Epicondylus medialis) für den Ansatz der Streck- und Beugemuskeln des Vorderfußes (Budras et al., 2004; Liebich et al., 2004 b; Salomon, 2004). Die cranial über der Gelenkrolle liegende flache Fossa radialis steht beim Hund meist über das Foramen supratrochleare mit der caudal gelegenen tiefen Fossa olecrani in Verbindung (Evans, 1993; Vollmerhaus et al., 1994 b; Budras et al., 2004; Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004).

2.1.2 Gelenkkapsel

Die Gelenkkapsel der Schulter ist bei allen Haussäugetieren geräumig und stülpt sich beim Fleischfresser mit zwei cranialen und einer ausgedehnten caudolateralen Ausbuchtung vor (Vollmerhaus et al., 1994 a; Liebich et al., 2004 b). Die Anheftung erfolgt proximal dicht am Labrum, während sie distal einige Millimeter von der Gelenkfläche des Humeruskopfes entfernt ansetzt und in das Periost des Halses übergeht (Evans, 1993). Die Ursprungssehne des M. biceps brachii wird bis zum Sulcus intertubercularis von Teilen der Gelenkkapsel als

Kapselsehnenscheide, Vagina synovialis intertubercularis, mit umschlossen (Evans, 1993; Vollmerhaus et al., 1994 a; Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004).

2.1.3 Gelenkbänder

Da am Schultergelenk typische, außen an der Kapsel gelegene, Gelenkbänder fehlen, wird diese Funktion von kontraktile Spannbändern übernommen (Liebich et al., 2004 b; Wünsche et al., 2004). Hier findet sich medial die Endsehne des M. subscapularis sowie lateral die Sehne des M. infraspinatus und eine laterale Zacke des M. supraspinatus (Evans, 1993; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004).

Die Ligamenta glenohumeralia stellen die sog. „inneren“ Kapselverstärkungen dar (Wünsche et al., 2004) und werden laut Schaller (1992) als Verdickungen in der medialen und lateralen Kapselwand beschrieben (Abb. 2.1). Sie sind für die Stabilität des Schultergelenks außerordentlich wichtig (Craig et al., 1980; Vasseur, 1982).

Craig et al. (1980) beschreiben das mediale Glenohumeralband als Y-förmige Struktur, wobei der craniale Teil proximal am Processus coracoideus und Tuberculum supraglenoidale inseriert, der breitere caudale Teil (bei großen Rassen ca. 2 cm breit) seinen Ansatz an der medialen Seite des Labrum glenoidale findet und die distale Anheftung an der Basis des Tuberculum minus und Collum humeri erfolgt. Der nahezu horizontale Verlauf stellt sich quer zur M. subscapularis Sehne dar, wobei der zentrale Teil des Ligamentum glenohumerale mediale am Caudalrand der Sehne mit dem Stratum fibrosum der Schultergelenkkapsel verschmilzt (Ganzberger et al., 1995).

Das laterale Glenohumeralband weist ebenso wie das mediale Band eine relativ starke Struktur auf und zieht leicht konvergierend (proximaler Ansatz ca. 2 cm, distal 1,5 cm) vom Labrum glenoidale nach distal, wo es am Humerushals und dem caudalen Anteil des Tuberculum majus ansetzt (Craig et al., 1980).

Die durchschnittlichen Dickenmaße der beiden Bänder liegen lateral bei etwa 2,19 mm, medial bei ca. 1,95 mm (Craig et al., 1980).

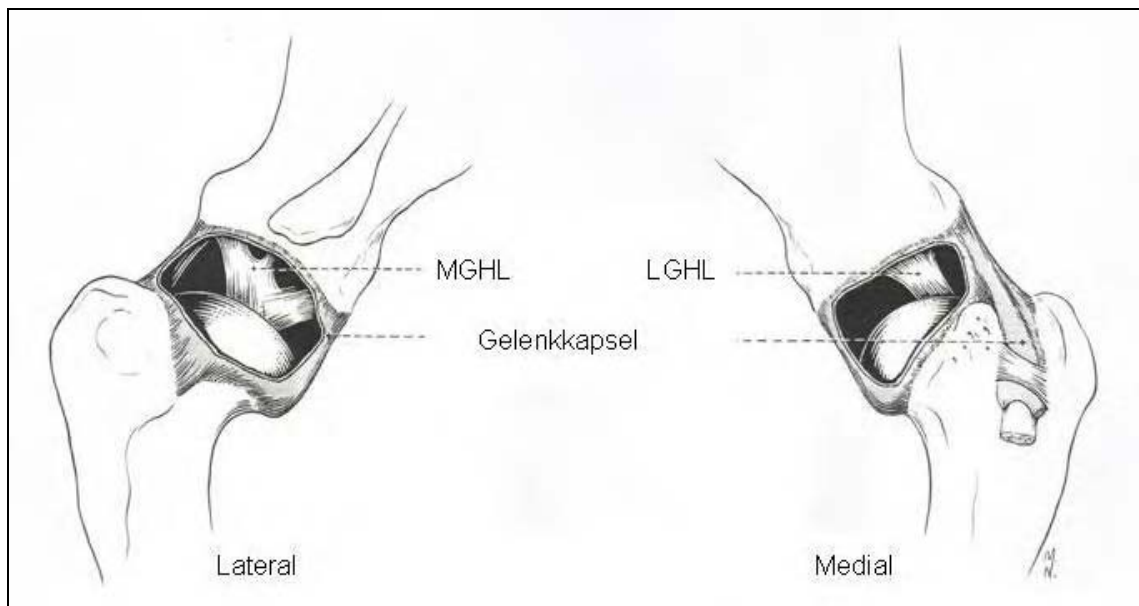


Abbildung 2.1: Gelenkkapsel und Bandapparat der linken Schulter, modifiziert nach Evans (1993)

2.1.4 Labrum glenoidale

Bereits 1968 taucht in der *Nomina anatomica veterinaria* der Begriff des Labrum articulare unter dem Oberbegriff „Juncturae membri thoracici: Articulatio humeri“ auf. In der illustrierten Form der veterinäranatomischen Nomenklatur beschreibt Schaller (1992) das Labrum glenoidale als faserknorpeligen Rand, der die Cavitas glenoidalis vergrößert. Dieser Definition schließen sich auch Liebich et al. (2004 b) und Salomon (2004) an. Laut Salomon (2004) geht aus der Vergrößerung der Pfannenfläche eine erhöhte Belastbarkeit des Gelenks hervor. Ebenso sieht er in der Verformbarkeit der Gelenklippe eine gewisse Anpassungsmöglichkeit an Unregelmäßigkeiten in der Gestalt des Gelenkkopfes und erwähnt eine stoßdämpfende Wirkung. Während die Innenseite des Labrum glenoidale kontinuierlich in den Gelenkknorpel übergehe, sei die Außenseite mit der Gelenkkapsel verwachsen. Nickel et al. (2004) bezeichnen Labra articularia als Pfannenlippen, die die Ränder von Gelenkpfannen als derbfaserige Ringwülste vergrößern und stoßmildernde Wirkung aufweisen, erwähnen aber im Gegensatz zum Labrum acetabulare der Hüfte das Labrum glenoidale der Schulter nicht gesondert. Evans (1993) weist darauf hin, dass das Labrum nicht nur vergrößernde, sondern auch vertiefende Funktion für die flache schmale Gelenkpfanne der Scapula hat und den caudolateralen Rand der Cavitas ca. 1 - 2 mm überragt. Auch er sieht das Labrum glenoidale an seinem peripheren Rand als Ansatzzone für die Gelenkkapsel.

2.1.5 Muskulatur

Alle Muskeln des Schultergelenkes haben ihren Ursprung am Schulterblatt, welches sie medial und lateral mit ihren kräftigen Muskelbäuchen nahezu vollständig umhüllen, und enden proximal am Humerus (Seiferle et al., 2004). Sie spielen als „aktive“ Schulterstabilisationsmechanismen eine wichtige Rolle (Bardet, 2002 b). Neben M. teres minor, M. subscapularis, M. infraspinatus und M. supraspinatus werden auch M. biceps brachii, M. triceps brachii, M. coracobrachialis, M. deltoideus und M. teres major (ab-) stützende Eigenschaften zugesprochen (Craig et al., 1980). Dabei beteiligen sich diese Muskeln beim Fleischfresser nicht nur an Streck- und Beugungsvorgängen, sondern auch an eingeschränkten Rotations-, Adduktions- und Abduktionsbewegungen (Frewein, 1994; Liebich et al., 2004 b).

2.1.5 a) Laterale Schultermuskeln

Der **M. supraspinatus** (oberer Grätenmuskel) entspringt mit seinem kräftigen Muskelbauch in der Fossa supraspinata, füllt diese vollständig aus und zieht, den Margo cranialis scapulae teilweise überragend, über die Streckseite des Schultergelenks hinweg, um distal mit einer einschenkeligen kurzen Endsehne am Tuberculum majus humeri anzusetzen (Schaller, 1992). Er dient als Fixator und Strecker des Schultergelenks und wird vom N. suprascapularis innerviert (Evans, 1993; Frewein, 1994; Seiferle et al., 2004).

Der **M. infraspinatus** (unterer Grätenmuskel) hat seinen flächenhaften Ursprung in der Fossa infraspinata, an der Spina scapulae und der Schulteraponeurose (Evans, 1993). Der stark sehnig durchsetzte Muskel überragt teilweise den Margo caudalis scapulae und zieht lateral über das Buggelenk hinweg (Liebich et al., 2004 b). Sein Ansatz an der Facies musculi infraspinati am Tuberculum majus wird von einem Schleimbeutel, Bursa subtendinea musculi infraspinati unterlagert (Frewein, 1994; Wünsche et al., 2004). Ebenfalls vom N. suprascapularis innerviert, dient der untere Grätenmuskel hauptsächlich als kontraktiles Spannband, aber je nach Position auch als Hilfsbeuger, Abduktor und Supinator des Humerus (Frewein, 1994; Seiferle et al., 2004).

Der ziemlich platte, direkt unter der Schulterfaszie liegende **M. deltoideus** (Deltamuskel) ist durch seinen zweigeteilten Ursprung gekennzeichnet (Seiferle et al., 2004). Während die Pars

scapularis mit einer Aponeurose an der Spina scapulae entspringt und sehnig an der Pars acromialis distal vom Buggelenk ansetzt, hat letztere ihren Ursprung am Acromion und inseriert an der Tuberositas deltoidea (Liebich et al., 2004 b). Der Deltamuskel dient neben der lateralen Abstützung des Gelenks als Beuger des Schultergelenks und beteiligt sich beim Fleischfresser an der Abduktion und Rotation (Frewein, 1994; Liebich et al., 2004 b; Seiferle et al., 2004). Die Innervation erfolgt über den N. axillaris (Evans, 1993; Frewein, 2004; Seiferle et al., 2004).

Der **M. teres minor** (kleiner runder Muskel) befindet sich caudolateral vom Schultergelenk zwischen dem M. infraspinatus und dem Caput longum des M. triceps brachii und wird vom M. deltoideus bedeckt (Evans, 1993). Er entspringt im unteren Drittel des caudalen Scapularandes und zieht über die Beugeseite des Gelenks hinweg zur Tuberositas teres minor oberhalb der Tuberositas deltoidea (Seiferle et al., 2004). Vom N. axillaris innerviert wirkt er als Beuger des Schultergelenks (Evans, 1993; Frewein, 1994; Seiferle et al., 2004).

2.1.5 b) Mediale Schultermuskeln

Der **M. subscapularis** (Unterschultermuskel) spannt sich über die gesamte Fossa subscapularis, überragt diese nach cranial und caudal und setzt am Tuberculum minus des Humerus an (Schaller, 1992; Liebich et al., 2004 b). Der stark sehnig durchsetzte und gefiederte Muskel wird von den Nn. subscapularis und axillaris innerviert und ist sowohl an Streck- als auch Beugebewegungen des Schultergelenks beteiligt (Liebich et al., 2004 b; Seiferle et al., 2004). Aufgrund der engen Verbindung zur Gelenkkapsel dient er darüber hinaus als kontraktiles Spann- und Seitenband (Frewein, 1994; Liebich et al., 2004 b; Wünsche et al., 2004). Zwischen der Endsehne des M. subscapularis und der Schultergelenkscapsel befindet sich die Bursa subtendinea musculi subscapularis (Wünsche et al., 2004).

Der lange, abgeplattete **M. teres major** (großer runder Muskel) setzt am Angulus und Margo caudalis des Schulterblatts an und zieht über die Beugeseite des Schultergelenks hinweg an die Crista tuberculi minoris, wo er sich mit der Endsehne des M. latissimus dorsi verbindet (Liebich et al., 2004 b). Er beugt das Schultergelenk und ist in geringem Maße auch an der Adduktion der Vordergliedmaßen beteiligt (Liebich et al., 2004 b; Seiferle et al., 2004). Er

stützt das Schultergelenk nach caudal ab (Craig et al., 1980). Die Innervation erfolgt über einen Ast des N. axillaris (Evans, 1993; Frewein, 1994; Seiferle et al., 2004).

Am Processus coracoideus findet der schwach ausgeprägte **M. coracobrachialis** (Rabenschnabel-Armmuskel) seinen Ursprung (Liebich et al., 2004 b). Er zieht zwischen M. supraspinatus und M. subscapularis schräg über die mediale Fläche des Schultergelenks hinweg nach caudodistal und setzt fächerförmig verbreitert an der craniomedialen Fläche des Humerus an. Die Ursprungssehne wird medial von einem Schleimbeutel (Bursa subtendinea musculi coracobrachialis) unterlagert (Schaller, 1992). Der Rabenschnabel-Armmuskel weist, vom N. musculocutaneus innerviert, ein- und auswärtsdrehende Funktion im Oberarm auf (Seiferle et al., 2004).

Der **M. biceps brachii** (zweiköpfiger Oberarmmuskel) und der **M. triceps brachii** (dreiköpfiger Oberarmmuskel) zählen zwar topographisch zu den Muskeln des Ellbogengelenks (Evans, 1993; Frewein, 1994; Liebich et al., 2004 b; Seiferle et al., 2004), da sie aber laut Craig et al. (1980) für die cranio-caudale Stabilität des Schultergelenks von Bedeutung sind, sollen sie hier der Vollständigkeit halber mit aufgeführt werden.

Der zweigelenkige **M. biceps brachii** entspringt am Tuberculum supraglenoidale, zieht mit seiner Ursprungssehne durch den tunnelartigen Sulcus intertubercularis, wo er durch das Ligamentum transversum intertuberculare humeri fixiert wird (Brunnberg et al., 1981; Frewein, 1994; Liebich et al., 2004 b). Der beim Hund deutlich ausgeprägte zweischenkelige Ansatz erfolgt nach dem Anliegen an der craniomedialen Seite des Humerus proximal an Radius und Ulna (Liebich et al., 2004 b; Seiferle et al., 2004). Vom N. musculocutaneus innerviert, dient er als Strecker im Schulter- und Beuger im Ellbogengelenk (Frewein, 1994; Seiferle et al., 2004).

Der ebenfalls zweigelenkige **M. triceps brachii** zieht mit seinem mächtigen Caput longum vom caudalen Schulterblattrand zum Olecranon, wo auch die beiden anderen Muskelbäuche (Caput laterale und mediale) ihren Ansatz finden (Seiferle et al., 2004). Alle Anteile wirken als Strecker und Fixator des Ellbogengelenks und werden vom N. radialis innerviert (Seiferle et al., 2004).

2.2 Mikroskopische Anatomie

2.2.1 Knorpelgewebe / Knochengewebe

Knorpel setzt sich aus Knorpelzellen (Chondrozyten) und einer extrazellulären Matrix (Interzellulärsubstanz) zusammen, welche aus einer Grundsubstanz und eingelagerten Fasern besteht (Liebich, 2004; Salomon, 2004). Die quantitative Verteilung der Zellen und Interzellulärsubstanz sowie die unterschiedliche Faserqualität führen zu einer Unterteilung des Knorpelgewebes in hyalinen, elastischen und kollagenfaserigen Knorpel (Liebich, 2004; Salomon, 2004). Physiologischerweise finden sich keine Blutgefäße oder Nerven (Hees, 1990; Vollmerhaus et al., 1994 a; Liebich, 2004; Liebich et al., 2004 a; Salomon, 2004) – die Ernährung des Gelenkknorpels erfolgt per Diffusion und wird von dem umgebenden Bindegewebe, der Synovia oder Markgefäßen des unterlagerten Knochens übernommen (Vollmerhaus et al., 1994 a; Liebich, 2004; Liebich et al., 2004 a; Salomon, 2004). Begünstigt wird die Knorpelernährung des Weiteren durch biomechanische Belastungen, die je nach Druckverhältnissen in den belasteten Abschnitten zu Relativverschiebungen von Synovia führen (Vollmerhaus et al., 1994 a; Salomon, 2004).

Die kernhaltigen Chondrozyten liegen entweder einzeln oder in „isogenen“ Gruppen (Chondrone) in Zellhöhlen vor und werden von einer Knorpelkapsel umgeben, welche ohne scharfe Grenze in einen Knorpelhof übergeht (Hees, 1990; Liebich, 2004; Salomon, 2004). Die Knorpelzellen sind für die Synthese der extrazellulären Matrix verantwortlich, welche im Wesentlichen aus kollagenen Fasern des Typs II und einer ungeformten Knorpelgrundsubstanz aus Glycosaminoglycanen besteht (Salomon, 2004; Linnemann et al., 2005). Im hyalinen Knorpel (z.B. Gelenkknorpel) verhalten sich diese beiden Bestandteile aufgrund des gleichen Brechungsindex lichtmikroskopisch gleich, so dass die kollagenen Fasern maskiert werden und die Matrix homogen glasig erscheint (Hees, 1990; Liebich, 2004). Einzig die Anordnung der Chondrone lässt den Verlauf der Kollagen-Typ II Fasern erahnen, welche sich oberflächlich arkadenartig umbiegen und schließlich eine tangentielle Ausrichtung annehmen, womit die mechanische Zug- und Druckbelastung auf mehrere Chondrone verteilt wird (Vollmerhaus et al., 1994 a; Schiebler et al., 2003; Liebich, 2004; Liebich et al., 2004 a).

Anders verhält es sich beim Faserknorpel, der infolge hoher Zugkräfte aus straffem Bindegewebe entsteht (Liebich, 2004). Hier ist die Anzahl an kollagenen Fasern (Typ I und

II) gegenüber der Menge an Grundsubstanz stark vermehrt, so dass die stark verflochtenen Kollagenfaserbündel nicht maskiert sind und sich entsprechend ihrer Hauptzugrichtung darstellen (Hees, 1990; Liebich, 2004; Salomon, 2004). Die Chondrozyten finden sich vorwiegend einzeln und zu zweit verstreut oder in Reihen parallel zur Faserrichtung (Liebich, 2004; Salomon, 2004).

Eine Verkalkungszone bildet im Gelenk den Übergang zwischen oberflächlich gelegenem hyalinen Gelenkknorpel und subchondralem Knochen (Liebich et al., 2004).

Das Knochengewebe setzt sich aus Knochenzellen (Osteozyten) und einer mineralisierten Interzellulärsubstanz zusammen (Hees, 1990), welche aus einem organischen Anteil (glycosaminreiche Grundsubstanz und ca. 90 % Kollagenfasern vom Typ I) und einem anorganischen Bestandteil (Mineralstoffe) besteht (Liebich, 2004; Salomon, 2004). Ersterer macht ca. ein Drittel der Trockensubstanz des Knochengewebes aus (Liebich, 2004; Salomon, 2004; Linnemann et al., 2005). Die übrigen zwei Drittel der Trockensubstanz, die während des Entkalkungsvorganges in auswaschbare Zwischenstufen umgewandelt werden, nehmen Calciumphosphat und -carbonat, Magnesiumphosphat und Calciumfluorid ein (Liebich, 2004; Nickel et al., 2004). Sie stehen in Form kristalliner Raumgitter (Hydroxylapatit) in Verbindung zur Kollagenfaser und bestimmen so die Stabilität des Knochens (Liebich, 2004). Im histologischen Präparat ist Lamellenknochen durch seine durchschnittlich 20 - 100 µm großen Osteone gekennzeichnet, welche aus einem zentralen Havers-Kanal (1-2 Blutgefäße plus vegetative Nerven) und konzentrisch verlaufenden Havers- bzw. Speziallamellen (Knochenlamellen aus parallel angeordneten kollagenen Fasern und mineralisierter Knochenmatrix) bestehen (Liebich, 2004; Salomon, 2004). Zwischen den geschichteten Lamellen sorgen Osteozyten mit kleinen, radiär verlaufenden Zytoplasmafortsätzen für den Stofftransport zwischen den Blutgefäßen und den Lamellen (Liebich, 2004; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Die Versorgung der inneren (Endost) und äußeren Knochenhaut (Periost) übernehmen quer durch Osteone verlaufende Volkmann-Gefäße (Liebich, 2004). Als Reste älterer, abgebauter Osteone finden sich sog. Schaltlamellen, die zwischen den funktionell aktiven Osteonen zu liegen kommen (Hees, 1990). Äußere und innere Grundlamellen grenzen an das Periost bzw. Endost des Knochens an (Hees, 1990; Liebich, 2004; Liebich et al., 2004 a; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). An Ansatzstellen von Bändern und Sehnen sorgen kollagene Bindegewebsfasern, sog. Sharpey-Fasern für eine straffe Verbindung zwischen Periost und Knochen (Liebich et al., 2004 a; Pschyrembel, 2007).

2.2.2 Gelenkkapsel

Die Gelenkkapsel besteht aus zwei Schichten, der äußeren derben Membrana fibrosa und der innen gelegenen Membrana synovialis (Vollmerhaus et al., 1994 a; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004).

Die Membrana fibrosa besteht aus straffem kollagenfaserigen Bindegewebe, setzt am Knochen an und kann durch bandartige Strukturen verstärkt sein (Salomon, 2004). Sie dient hauptsächlich der Stabilität und Gelenkführung (Salomon, 2004).

Die Membrana synovialis ist mit zahlreichen Blut- und Lymphgefäßen sowie Nerven ausgestattet und kleidet die gesamte Gelenkhöhle mit fettzellhaltigen Falten / Leisten (Plicae synoviales) sowie Zotten (Villi synoviales) aus (Vollmerhaus et al., 1994 a; Liebich et al., 2004 a; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Sie heftet sich laut Salomon (2004) stets am Rand des Gelenkknorpels an und kann in eine innere Deckschicht (Intima synovialis, Synoviozytenschicht) und ein unterlagerndes Gewebe (Stratum subsynoviale, Subsynovialis) unterteilt werden (Liebich et al., 2004 a). Synovialozyten übernehmen Produktion, Sekretion und Resorption der muzinhaltigen, klaren, bernsteinfarbenen Gelenkschmiere (Synovia), welche die Gelenkflächen als dünner Film überzieht, die Reibung herabsetzt und der Ernährung des Gelenkknorpels dient (Vollmerhaus et al., 1994 a; Liebich et al., 2004 a; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004).

2.2.3 Gelenkbänder

Histologisch gesehen bestehen Bänder aus straffem, faserreichen Bindegewebe, bei dem zelluläre Elemente und ungeformte Grundsubstanz in den Hintergrund treten (Liebich, 2004). Die kollagenen Fasern sind parallel zueinander angeordnet und entsprechend der Hauptzugrichtung ausgerichtet (Leonhardt, 1990).

Eine Besonderheit des medialen Glenohumeralbandes stellen Ganzberger et al. (1995) in einer Studie an 37 präparierten Schultergelenken vom Hund fest. Sie können histologisch nachweisen, dass an den cranialen Schenkel des medialen Bandes stets ein durchgehendes Bandgekröse ansetzt, welches an der lateralen Seite der Subscapularissehne entspringt und den Recessus m. subscapularis in zwei ungleich große Buchten teilt. Topographisch befindet sich die lateral gelegene größere Bucht zwischen Scapula und Gekröse, die kleinere, medial

gelegene, Abteilung dagegen zwischen Gekröse und Subscapularissehne. In einem Horizontalschnitt durch die mediale Wand des Schultergelenks stellt sich das Ligamentum glenohumerale mediale histologisch als dreieckiges meniskoidales Gebilde dar, das die beiden Artikulationsflächen des Schultergelenks partiell trennt. Hieraus schlussfolgern die Autoren, dass es sich bei dem medialen Glenohumeralband nicht um eine in die Kapselwand integrierte Struktur handelt, sondern vielmehr um eine eigenständige, frei durch das Cavum articulare ziehende, anatomische Struktur.

Auch Liebich et al. (2004 b) beschreiben den intraartikulären Verlauf des medialen Ligamentum glenohumerale mediale, welches mit der Membrana synovialis der Gelenkkapsel durch ein Gekröse verbunden ist.

2.2.4 Labrum glenoidale

Auf histologischer Ebene stellt Kujat (1986) fest, dass die Gelenkfläche des Hundes allseits von einem Labrum umgeben ist, welches sich lateral weiter als medial (1 - 2 mm) darstellt und die Artikulationsfläche um 25 - 30 % vergrößert. Während man lateral eine enge Verbindung zu den Endsehnen von Mm. supraspinatus, infraspinatus, teres minor und triceps brachii feststellen kann, ist das Labrum medial fest mit der Endsehne des M. subscapularis verbunden (Kujat, 1986). Im Querschnitt erscheint der Limbus dreieckig und überragt die knöcherne Kante, ohne fest verbunden zu sein. Durch Anastomosen von der Schultergelenkkapsel her erscheint die Blutversorgung an der Basis des Labrums gut, nimmt aber im caudalen Bereich an Intensität ab.

2.2.5 Kollagen

Die klassischen Bindegewebe des Bewegungsapparates, zu denen Knochen, Knorpel, Sehnen und Bänder zählen, enthalten bis zu 90 % Kollagen (Kreutzig, 2000). Damit machen sie im Gesamtorganismus ca. ein Drittel des gesamten Proteins aus (Leonhardt, 1990; Kreutzig, 2000; Salomon, 2004; Doenecke et al., 2005; Linnemann, 2005). Die Kollagenfasern, die neben retikulären und elastischen Fasern zur geformten (faserigen) Grundsubstanz der Binde- und Stützgewebe zählen, sind in eine ungeformte (amorphe) Grundsubstanz eingebettet, die

aufgrund ihrer biochemischen Zusammensetzung aus polyanionischen Proteoglykanen und Strukturglycoproteinen maßgeblich an der Konsistenz des Bindegewebes beteiligt ist (Liebich, 2004). Beide Interzellularsubstanzen werden von fixen Bindegewebszellen gebildet, unter denen die Fibroblasten im wachsenden Bindegewebe und die Fibrozyten in ausdifferenzierten Bindegeweben neben Chondro- und Osteoblasten die wichtigsten Syntheseorte darstellen (Leonhardt, 1990; Bucher et al., 1997; Liebich, 2004). Während die ungeformte Grundsubstanz hauptsächlich als Flüssigkeitsspeicher dient und für den Stoffaustausch zwischen Zellen und Blut zuständig ist (Linß et al., 1991; Bucher et al., 1997), übernehmen die kollagenen Fasern gewebsspezifische Schutz- und Stützfunktionen (Liebich, 2004). Sie weisen eine hohe Zugfestigkeit von 6 kg/mm² Querschnitt auf (Leonhardt, 1990), wobei die maximale Dehnungsfähigkeit nur 5 % beträgt (Leonhardt, 1990; Welsch, 2002; Liebich, 2004; Salomon, 2004).

Die Kollagensynthese (Abb. 2.2) beginnt zunächst intrazellulär mit der Ausbildung von Prokollagen, welches sich aus drei, zu einer alpha-Helix gewundenen, Kettenmolekülen zusammensetzt (Bucher et al., 1997). Die einzelnen Kettenmoleküle werden an den Ribosomen des rauen endoplasmatischen Reticulums synthetisiert und bestehen zu einem hohen Anteil aus den Aminosäuren Glycin, Lysin und Prolin, wobei letztere zum größten Teil in hydroxylierter Form vorliegen (Leonhardt, 1990; Linß et al., 1991; Kreutzig, 2000; Doenecke et al., 2005). Endständig weisen die Ketten sog. Register- oder Extensionspeptide auf, welche eine intrazelluläre Polymerisation zu Kollagenfibrillen verhindern (Bucher et al., 1997). Im Golgi-Apparat werden Galaktosyl- und Glukosylreste in die Ketten eingebaut (Liebich, 2004). Sowohl Hydroxylierung als auch Glykosylierung dienen der Stabilisierung des Prokollagens und sind für die extrazelluläre Aggregation von Bedeutung (Linß et al., 1991; Doenecke et al., 2005). Nach dem Ausschleusen der Prokollagenmoleküle aus der Zelle mittels Exozytose erfolgt extrazellulär die enzymatische Abspaltung der Extensionspeptide (verkürzte Tripelhelix = Tropokollagen), und einzelne Tropokollagene schließen sich sowohl endständig als auch durch kovalente Quervernetzung zu Mikrofibrillen zusammen (Liebich, 2004). Die parallele Aggregation lässt eine elektronenmikroskopisch erkennbare Querstreifung mit einer Periodizität von 64 nm erkennen (Hees, 1990; Bucher et al., 1997). Die Mikrofibrillen mit einem Durchmesser von 20 - 300 nm schließen sich zu ca. 0,2 - 0,5 µm dicken Kollagenfibrillen zusammen, welche durch weitere Anlagerungen und Quervernetzungen zu Kollagenfasern (1 - 20 µm) werden und häufig gebündelt auftreten (Liebich, 2004).

Die einzelnen Kollagentypen unterscheiden sich u.a. in der Aminosäuresequenz ihrer alpha-Ketten und in der Quantität ihrer Zuckerreste (Liebich, 2004). Während Kollagen vom Typ I als Heterodimer vorliegt, d.h. aus zwei verschiedenen Ketten besteht, stellen Typ II und III Homotrimere (drei gleiche Ketten) dar (Tabelle 2.1) – sie unterscheiden sich letztendlich im Gehalt ihrer Aminosäuren (Liebich, 2004; Linnemann et al., 2005). Laut Welsch (2002) findet sich Kollagen Typ I häufig in Verbindung mit Kollagen Typ III.

Kollagen Typ I	2 α 1(I)-Ketten, 1 α 2(I)-Kette	Fibrillen in Haut, Sehnen, Bändern, Knochen, Gefäßwänden, Faserknorpel und Dentin
Kollagen Typ II	3 α 1(II)-Ketten	Fibrillen im hyalinen Knorpel und im Faserknorpel
Kollagen Typ III	3 α 1(III)-Ketten	Fibrillen in Haut, Gefäßen und inneren Organen

Tabelle 2.1: Zusammensetzung und Vorkommen der einzelnen Kollagentypen im Bewegungsapparat, modifiziert nach Hees (1990) und Bucher et al. (1997)

Aigner et al. (1993) und Pei et al. (2000) können nachweisen, dass die Kollagenexprimierung anscheinend nicht unabhängig von äußeren Einflüssen verläuft. Untersuchungen an osteoarthritisch veränderten Knorpelgeweben zeigen eine Expression von Kollagen III (Kollagen I schwach bis negativ), während der Nachweis des sonst im gesunden Knorpelgewebe vorkommenden Kollagens II negativ verläuft. Sie vermuten, dass die Chondrozyten einem phänotypischen „Switch“ unterliegen.

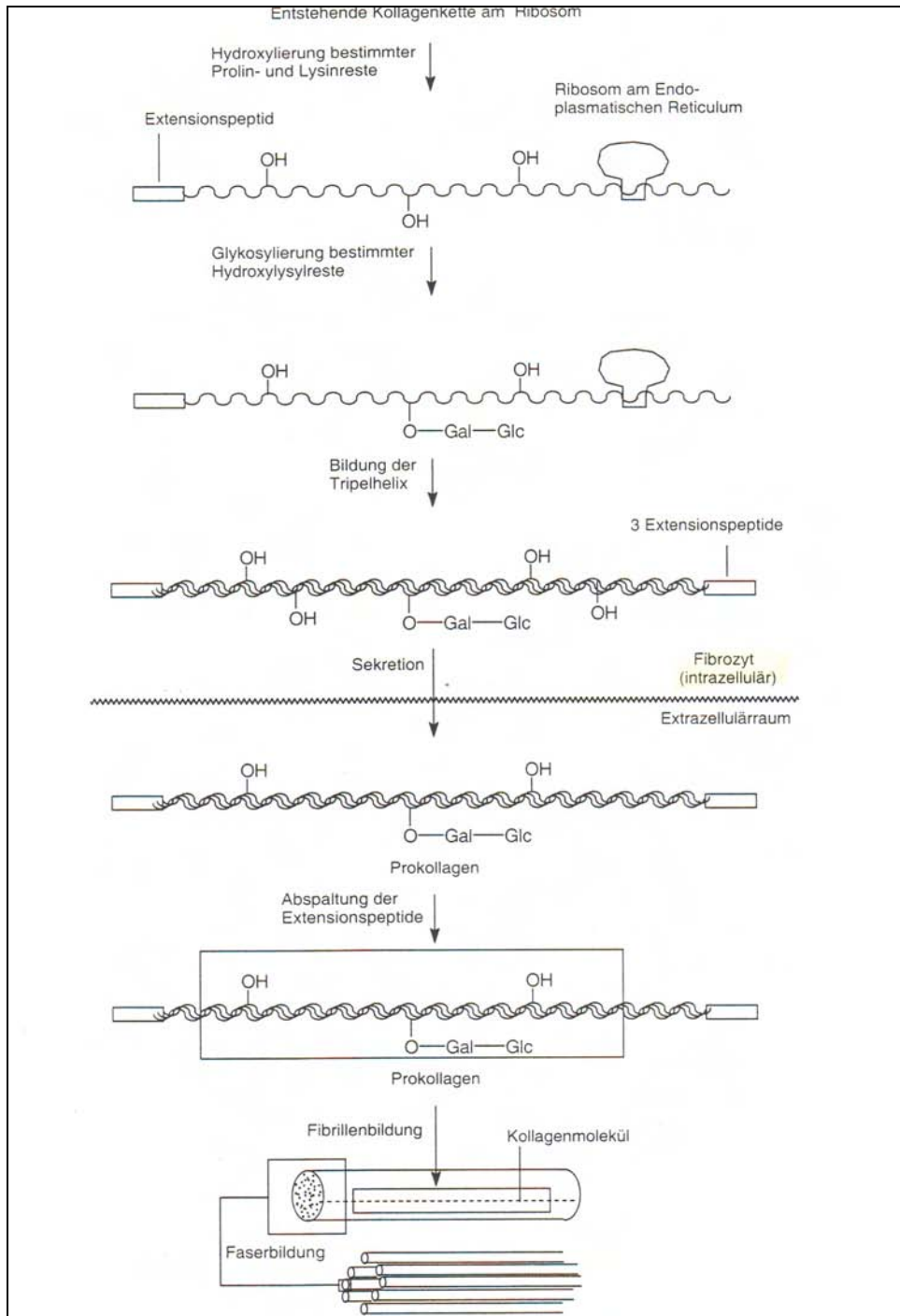


Abbildung 2.2: Kollagensynthese, aus Linnemann und Kühl (2005)

2.2.6 Transglutaminase

Die Transglutaminasen stellen eine Familie von strukturell und funktionell eng verwandten Enzymen dar, die weit verbreitet vorkommen und in Mikroorganismen, Pflanzen, Amphibien,

Fischen, Vögeln und Säugern nachgewiesen werden können (Beninati et al., 2004). Beim Säuger sind bisher neun verschiedene Transglutaminase-Isoenzyme mit unterschiedlicher Lokalisation im Körper bekannt (Beninati et al., 2004). Hauptvertreter stellen die Plasma-Transglutaminase (factor XIIIa), die Keratinozyten-Transglutaminase (TG_K, type I), die Gewebe-Transglutaminase (tTG, type II) und die epidermale Transglutaminase (TG_E, type III) dar (Greenberg et al., 1991). Sie alle dienen als Calcium-abhängige Katalysatoren der Ausbildung von kovalent verknüpften Isopeptidbindungen, die dem Gewebe eine hohe Stabilität und Resistenz gegenüber Proteolyse verleihen (Beninati et al., 2004). Als Beispiel für TG-Substrate nennen Haaron et al. (1999) u.a. die Proteine Fibronectin, Kollagen, Fibrinogen/Fibrin, Laminin und Osteopontin.

Gendek-Kubiak et al. (2004) können in immunhistologischen Untersuchungen am Meerschweinchen nachweisen, dass die tTG von unterschiedlichsten Zelltypen exprimiert wird. Sie finden positive Reaktionen im Endothel von Arterien, Venen und Lymphgefäßen, im Mesothel der Pleura, des Perikards und Peritoneums sowie in glatten Muskelzellen. Buemi et al. (2004) machen sich das Vorkommen der tTG im Gefäßsystem zunutze, indem sie tTG-Antikörper als immunhistologischen Marker einsetzen, um die Dichte von Mikrogefäßen im Verlauf eines Wundheilungsprozesses zu bestimmen.

Dass die tTG Einfluss auf die Angiogenese und Ausbildung von Granulationsgewebe hat, weisen Haroon et al. (1999) in einem Tierexperiment an Hautwunden bei Ratten nach. So zeigt sich bereits am ersten Tag der Wundheilung eine deutliche Grenze zwischen gesundem und verletztem Gewebe durch eine intensive TG-Anfärbung in neuen Blutgefäßen und Makrophagen am Rande der Reepithelisierungszone sowie im Skelettmuskel und vorläufigen Fibringewebe. Weiterhin ergeben diese Untersuchungen hohe TG-Immunoreaktivität zum Zeitpunkt des Fibrinumbaus in stabiles Granulationsgewebe (Kollagen) mit gleichzeitigem Anstieg der Isopeptidbindungen.

Das frühe Auftreten der TG im Heilungsprozess führen die Autoren auf eine direkte Aktivierung durch Akut-Phase-Proteine zurück, vermuten jedoch auch im weiteren Verlauf noch gegenseitige Wechselwirkungen. So belegen ihre Studien eine maximale Anfärbung von aktivem TGF- β neben hoher TG-Reaktivität bei der Ausbildung von Granulationsgewebe. Der proteolytische Abbau von TG dagegen scheint den positiven Feedback-Mechanismus auf TGF- β zu unterbrechen und damit Dauer und Ausmaß der Isopeptid-Bindungsreaktionen zu regulieren.

2.3 Das Schultergelenk des Menschen

Aufgrund des angestrebten Vergleiches zwischen dem Labrum glenoidale des Menschen und den aus dieser Arbeit neu gewonnenen Erkenntnissen zum Labrum glenoidale beim Hund erläutern die folgenden Abschnitte in kurzen Zügen die anatomische Situation im menschlichen Schultergelenk.

2.3.1 Makroskopische Anatomie

Das Schultergelenk beim Menschen stellt ein dreiachsiges Kugelgelenk dar, welches Innen- und Außenrotationsbewegungen, Extension und Flexion sowie seitliche Abduktion und Adduktion zulässt (Schiebler et al., 2003). Gebildet wird das Gelenk aus dem kugelförmigen Gelenkkopf (Caput humeri, ca. 20 - 24 cm²) sowie der gehöhlten Gelenkpfanne der Scapula (Cavitas glenoidalis, ca. 6 - 7 cm²) (Tischer et al., 2003). Das Verhältnis der Gelenkflächen von Kopf zu Pfanne beträgt 3:1 bzw. 4:1 (Schiebler et al., 2003; Tischer et al., 2003). Anetzberger et al. (1996) beschreiben drei Formvarianten der Cavitas glenoidalis, wobei zwischen einer tropfenförmigen Cavitas glenoidalis mit Inzisur (Typ Ia) und ohne (Typ Ib) sowie einer oval geformten Cavitas glenoidalis (Typ II) unterschieden wird (Abb. 2.3 a-c).

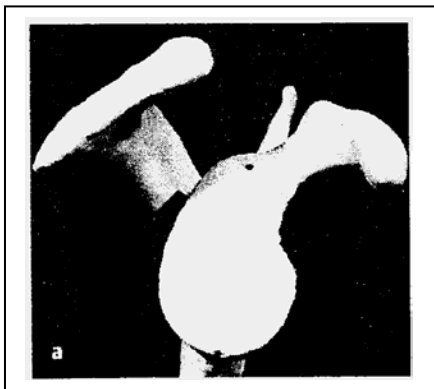


Abbildung 2.3 a: Typ Ia: Tropfenförmige Cavitas glenoidalis mit Inzisur im vorderen Bereich, nach Anetzberger et al. (1996)

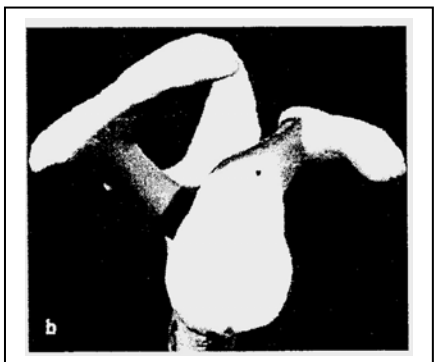


Abbildung 2.3 b: Typ Ib: Tropfenförmige Cavitas glenoidalis ohne Inzisur im vorderen Bereich, nach Anetzberger et al. (1996)

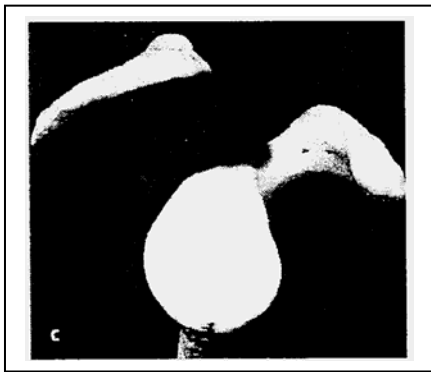


Abbildung 2.3 c: Typ II: Ovale Form der Cavitas glenoidalis, nach Anetzberger et al. (1996)

Das Labrum glenoidale vergrößert als verformbarer Ringwulst den äußeren Rand der Gelenkpfanne und damit die Kontaktfläche der artikulierenden Skeletteile (Schiebler et al., 2003). Ebenso vertieft es die Schultergelenkpfanne in superoinferiorer und anteroposteriorer Richtung, woraus eine stabilisierende und zentrierende Funktion des Schultergelenks resultiert (Barthel et al., 2003). Das Labrum glenoidale stellt die Verankerungszone für die Schultergelenkkapsel sowie die glenohumeralen Verstärkungsbänder dar (Nishida et al., 1996; Barthel et al., 2003) und dient darüber hinaus neben dem Tuberculum supraglenoidale als Anheftungszone für die lange Bizepssehne (Steiner et al., 1990; Tischer et al., 2003; Thomas et al., 2005). Laut Vangness et al. (1994) strahlen 40 - 60 % der Bizepssehnenfasern konstant am Tuberculum supraglenoidale unter einem Winkel von etwa 20° ein. In ihrer makroskopischen Studie an 100 Schultern führt die Ausrichtung der übrigen Fasern zur Festlegung von vier Typen. Beim Typ I (22 %) strahlen alle Fasern in das posterosuperiore Labrum ein, beim Typ II (33 %) wenige auch in das anterosuperiore Labrum, Typ III (37 %) stellt ein ausgeglichenes Verhältnis dar, Typ IV (8 %) weist eine Dominanz der Faserausrichtung in das anterosuperiore Labrum mit vereinzelt Fasern in den posterosuperioren Bereich auf.

Weitergehende Untersuchungen haben gezeigt, dass sich das Labrum auch in den übrigen Bereichen makroskopisch nicht einheitlich präsentiert. Während es im posterioren und inferioren Glenoidabschnitt als fest mit dem Glenoid verbundene Struktur zu erkennen ist, welche die Gelenkfläche vergrößert und vertieft, erscheint es anterior wesentlich mobiler und enger mit der angrenzenden Gelenkpfanne bzw. dem unteren Glenohumeralband verknüpft (Cooper et al., 1992; Barthel et al., 2003). Posterior ist das Labrum am schwächsten ausgeprägt, inferior dagegen stellt es sich als kräftig ausgeprägte Struktur dar.

Während das Labrum glenoidale, die glenohumeralen Verstärkungsbänder und die

Gelenkkapsel zur passiven Stabilität der Schulter beitragen, wird die aktive Stabilisation durch muskuläre Elemente sichergestellt (Hara et al., 1996). Hierzu zählt neben dem langen Kopf (Caput longum) des M. biceps brachii die sog. Rotatorenmanschette des Menschen, welche sich aus dem M. supraspinatus, dem vorderen M. subscapularis und den hinteren Mm. infraspinatus und teres minor zusammensetzt (Cooper, 1993; Putz et al., 2005).

2.3.2 Mikroskopische Anatomie

Neueste Erkenntnisse zum histologischen Aufbau des Labrum glenoidale liefert König (1998) in seiner Dissertation. Er weist in einzelnen Segmenten des Glenoids bis zu drei unterschiedliche Schichten im Labrum auf, welche sich aus einer Verankerungszone, einem zirkulären Faserzug und einer meniskoiden Falte zusammensetzen. Erstere stellt laut König eine faserknorpelige Übergangszone zwischen dem hyalinen Knorpel und dem zirkulären Faserzug dar, wobei strukturbildende Kollagenfasern nicht maskiert werden und einen arkadenartigen bzw. scherengitterartigen Verlauf aufweisen. Besonders stark präsentiert sich diese Verankerungszone im anterioren und im anterosuperioren Segment. Die zweite Zone ist durch quer getroffene Kollagenfaserbündel gekennzeichnet, die zum Teil deutlich über die hyaline Deckschicht erhaben sind und keine Anzeichen von faserknorpeliger Grundsubstanz mehr aufweisen. Neben der Anheftung über die Verankerungszone kann zusätzlich eine knöcherne Fixierung über Sharpey-Fasern an das Periost des Knochens beobachtet werden. Als dritte Zone wird eine variabel vorkommende, mobile meniskoide Falte differenziert, welche aus synovialen Gewebe mit darin enthaltenen Blutgefäßen und einstrahlenden kollagenen Fasern besteht und von einem synovialen Überzug umgeben ist. Alle Zonen weisen fließende Übergänge auf, und es können keine klaren Grenzen gezogen werden.

2.3.3 Klinische Relevanz

In der Humanmedizin lassen sich pathologische Veränderungen des Labrum glenoidale in Form von SLAP- und Bankart Läsionen diagnostizieren. Die SLAP-Läsion beim Menschen stellt eine Ablösung des LBS-Komplexes vom Glenoid von posterior nach anterior dar und wird von Snyder et al. (1990) in vier verschiedene Typen unterteilt (Tabelle 2.2). Ursache

hierfür sind traumatische Ereignisse (Sturz auf den ausgestreckten Arm, Traktionsverletzung beim Heben einer schweren Last) oder Mikrotraumatisierungen durch repetitive Wurfbewegungen in Abduktion und Außenrotation (Snyder et al., 1990; Cooper et al., 1992; Rodosky et al., 1994; Maffet et al., 1995; Seil et al., 2005; Thomas et al., 2005).

Typ I:	Degenerative Veränderung des superioren Labrums und des Bizepsankers ohne Ablösung
Typ II:	Abriss des Labrum-Bizepssehnen-Komplexes vom superioren Glenoid nach cranial
Typ III:	Korbhenkelläsion des superioren Labrums bei intakter Bizepssehneninsertion
Typ IV:	Längsaufspaltung der langen Bizepssehne mit Dislokation eines Labrum-bizepsanteils nach caudal in den Gelenkspalt

Tabelle 2.2: Klassifikation der SLAP-Läsion nach Snyder et al. (1990)

Die Bankart Läsion tritt bei vorderer Schultergelenkluxation auf und ist durch Abrisse des Labrums v.a. im anteroinferioren Bereich gekennzeichnet. Studien von Jerosch et al. (1992) teilen die anterioren Labrumläsionen in vier Typen auf, wobei zwischen der unvollständigen (Typ I) und vollständigen Labrumläsion (Typ II) unterschieden wird. Letztere ist zusätzlich noch durch Dislokation (Typ III) und subperiostale Ablösung der anterioren Gelenkkapsel (Typ IV) gekennzeichnet.

Während sich die Magnetresonanztomographie bei der Erkennung von Labrumläsionen in der Humanmedizin mit hoher Sensitivität und Spezifität auszeichnet (Neumann et al., 1991; Jerosch et al., 1992; Sans et al., 1996), lässt sich der exakte Typ einer SLAP-Läsion bisher nur mit Hilfe der Arthroskopie identifizieren (Harzmann et al., 2003; Kim et al., 2003; Thomas et al., 2005). Dies ist darin begründet, dass der oberere Bizepssehnenbereich zahlreichen Normvarianten unterliegt (Recessus bzw. Foramen sublabrale) und eine Abgrenzung zu pathologischen Prozessen mitunter schwierig ist (Kohn, 1988; Cooper et al., 1992; Huber et al., 1997; Barthel et al., 2003; Harzmann et al., 2003; Tischer et al., 2003).

3 Material und Methoden

3.1 Tierauswahl und Material

Untersucht wurden die Schultergelenke von insgesamt 20 Beagles, die im Rahmen einer toxikologischen Studie euthanasiert wurden. Die Präparation erfolgte in der Tierversuchsanlage der Heinrich-Heine-Universität Düsseldorf innerhalb 3 - 4 Stunden *post mortem*. Vorberichtlich gab es weder Hinweise auf eine bestehende Schultergelenksproblematik, noch zeigte eines der Tiere eine Lahmheit. In die Untersuchung gingen 10 weibliche und 10 männliche Hunde mit einem Durchschnittsalter von 6 Monaten und einem durchschnittlichen Körpergewicht von 9,26 kg (SD: 1,67; min.: 7,0 kg; max.: 13,4 kg) zum Zeitpunkt der Euthanasie ein. Jeweils ein Schultergelenk wurde nach der Präparation in flüssigem Stickstoff bei -80°C gelagert, das andere in 4 %iger, neutral gepufferter Formaldehydlösung nach Lillie fixiert. In die makroskopische sowie mikroskopische Untersuchung gingen letztendlich 10 rechte und 10 linke formalinfixierte Präparate ein.

3.2 Methoden

3.2.1 Präparation

Nach dem Lösen von Kutis und Subkutis sowie dem Durchtrennen der Schultergürtelmuskulatur wird die beim Fleischfresser recht lose und sehr beweglich mit dem Rumpf verbundene Vordergliedmaße vom Brustkorb abgesetzt.

Danach erfolgt die Feinpräparation, wobei noch am Präparat vorhandene Gefäße und Nerven vernachlässigt werden. Der M. deltoideus mit seiner Pars scapularis und Pars acromialis wird gelöst und große Teile des am Margo caudalis der Scapula entspringenden Caput longum des M. triceps brachii abpräpariert. Nach Entfernung des medial verlaufenden M. teres major werden in Höhe der Incisura scapulae der M. subscapularis, M. supraspinatus und M. infraspinatus durchtrennt und die Scapula mit einer Bandsäge des Typs MBS 220/E der Firma Proxon nahe der Cavitas glenoidalis abgetrennt. Ebenso wird nach knöcherner Darstellung im Bereich des Collum humeri verfahren und der distale Teil des Schaftes verworfen.

Unmittelbar nach der Präparation werden alle Gelenke im latero-medialen und caudo-cranialen Strahlengang geröntgt.

Jeweils ein Schultergelenk je Hund wird zu diesem Zeitpunkt in flüssigem Stickstoff fixiert und für Folgestudien aufbewahrt. Das Gelenk der anderen Seite dient als Untersuchungsmaterial für die vorliegende Arbeit und fließt in die Bewertung ein.

Die Gelenkkapsel wird eröffnet, indem zunächst mit einem Skalpell caudal eine kleine Inzision am humeralen Ansatz der Gelenkkapsel gesetzt wird. Von dort erfolgt stets humeruskopfnah die zirkuläre Eröffnung der Kapsel mit der notwendigen Durchtrennung anliegender Bänder und Sehnen (medial und lateral) sowie der cranial im Sulcus intertubercularis verlaufenden Bizepssehne. Der im Anschnitt querovale Bizepssehnenstumpf wird vermessen. Der abgesetzte Humeruskopf wird sowohl von cranial nach caudal als auch von medial nach lateral mit einem Zirkel abgegriffen; Längen- und Breitenmaße werden ungeachtet der konvexen Wölbung bzw. Radien notiert. Die Vermessung der konkaven Cavitas glenoidalis erfolgt nach dem gleichen Prinzip, wobei hier neben einer Längenmaßbestimmung der Querdurchmesser sowohl an der breitesten als auch schmalsten Stelle (in Höhe der Incisura glenoidalis) bestimmt wird. Nach der makroskopischen Beurteilung der Cavitas glenoidalis und ihrer angrenzenden Strukturen werden die Präparate in der Aufsicht fotografiert und bis zur weiteren Verarbeitung in 4 %iger, neutral gepufferter Formaldehydlösung nach Lillie fixiert.

3.2.2 Histologische Aufarbeitung des Labrum glenoidale und seiner angrenzenden Strukturen

3.2.2.1 Entkalkung des Glenoids

Um auch die knöchernen Anteile der Proben schneidbar machen zu können, werden die formalinfixierten Präparate zunächst unter fließendem Leitungswasser ca. 1 - 2 Stunden gewässert und danach mittels einer EDTA-Lösung (Tabelle 3.1) entkalkt. Die Entkalkungsdauer richtet sich nach der Knochendicke und dauert zwischen 4 und 6 Wochen bei Raumtemperatur. Innerhalb dieses Zeitraums wird die EDTA-Lösung alle 2 Wochen gewechselt.

250 g	Titriplex (Fa. Merck)
200 ml	<i>Aqua dest.</i>
50 ml	40% NaOH
500 ml	<i>Aqua dest.</i> , Einstellen des pH-Wertes auf 7,4
200 ml	<i>Aqua dest.</i>

Tabelle 3.1: Zusammensetzung der EDTA-Lösung

3.2.2.2 Einteilung des Glenoids in Segmente

Um einen Vergleich mit dem humanen Labrum glenoidale zu ermöglichen, wird das Glenoid in Anlehnung an die Dissertation von Uwe König (1998) in sieben Segmente aufgeteilt (Abb. 3.1). Die cranial gelegene Bizepssehne mit ihrem Ansatz stellt hierbei das zentrale erste Segment im Bereich zwischen 11.00 und 12.30 dar (Tabelle 3.2).

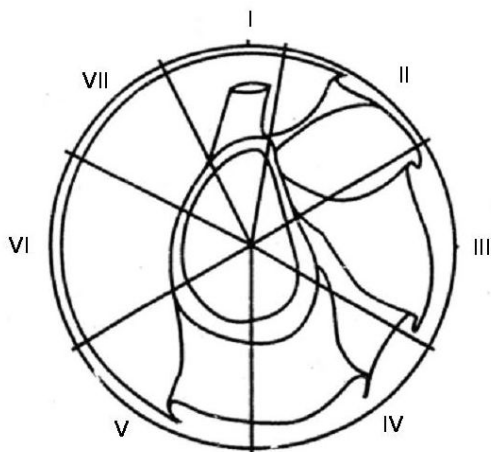


Abbildung 3.1:
Aufsicht auf die rechte Cavitas glenoidalis
und Einteilung des Glenoids in Segmente,
modifiziert nach König (1998)

Segment I	11.00 - 12.30	cranial
Segment II	12.30 - 02.00	craniomedial
Segment III	02.00 - 04.00	medial
Segment IV	04.00 - 06.00	caudomedial
Segment V	06.00 - 08.00	caudolateral
Segment VI	08.00 - 10.00	lateral
Segment VII	10.00 - 11.00	craniolateral

Tabelle 3.2: Aufteilung des Glenoids in sieben Segmente

Für das linke Glenoid gilt die Einteilung entsprechend spiegelverkehrt.

Die Präparation der entkalkten Proben beginnt mit der Reduzierung der muskulösen und bindegewebigen Strukturen auf ca. 1 cm distal der Cavitas glenoidalis, so dass nur noch der jeweilige Ansatz am Glenoid bzw. Labrum vorhanden ist. Nun können die einzelnen Segmente mit einem Skalpell, vom knöchernen Mittelpunkt ausgehend, bei 12.30, 02.00, 04.00, 06.00, 08.00, 10.00 und 11.00 separiert werden. Besonderer Schutz gilt hierbei den anheftenden Weichteilgeweben.

3.2.2.3 Entwässerung und Einbettung der Segmente in Paraffin

Nach dem Entkalkungsprozess und Zuschnitt werden die einzelnen Segmente beschriftet und, in kleinen Mulsäckchen verpackt, einem Entwässerungsprozess unter fließendem Leitungswasser unterzogen. Danach erfolgt eine ca. 12-stündige automatisierte Weiterverarbeitung in einem Paraffineinbettautomaten (TissueTek VIP = Vakuum-Infiltrations-Prozessor 2000, Modell 4622, Miles Scientific). Hierbei werden in mehreren Stufen eine aufsteigende Alkoholreihe von 50 %igem bis 99,5 %igem Ethanol, zwei Bäder in *Tissue Clear* (Tissue Tek®, Fa. Sakura) und schließlich vier Paraffinbäder durchlaufen (Tabelle 3.3).

Behälter 1:	Ethanol 50 %ig	15 Min.	40 °C
Behälter 2:	Ethanol 70 %ig	45 Min.	40 °C
Behälter 3:	Ethanol 70 %ig	45 Min.	40 °C
Behälter 4:	Ethanol 96 %ig	60 Min.	40 °C
Behälter 5:	Ethanol 96 %ig	60 Min.	40 °C
Behälter 6:	Ethanol 99,5 %ig	60 Min.	40 °C
Behälter 7:	Ethanol 99,5 %ig	60 Min.	40 °C
Behälter 8:	Ethanol 99,5 %ig	60 Min.	40 °C
Behälter 9:	<i>Tissue Clear</i>	50 Min.	40 °C
Behälter 10:	<i>Tissue Clear</i>	50 Min.	40 °C
Behälter 11:	Paraffin	45 Min.	60 °C
Behälter 12:	Paraffin	45 Min.	60 °C
Behälter 13:	Paraffin	45 Min.	60 °C
Behälter 14:	Paraffin	45 Min.	60 °C

Tabelle 3.3: Programmablauf der automatisierten Paraffineinbettung

Im Anschluss daran können die einzelnen Segmente in kleinen Gussformen in der gewünschten Position ausgerichtet und mit flüssigem Paraffin übergossen werden. Nach ca. zehnminütiger Aushärtung auf einer Kälteplatte werden die Paraffinblöcke aus ihren Formen entfernt und zur weiteren Verarbeitung bei 4 °C im Kühlschrank gelagert.

3.2.2.4 Herstellung von Schnittpräparaten

Die in Paraffin eingebetteten Präparate werden an einem Rotationsmikrotom der Firma Leica, Typ RM 2135, mit Klingen der gleichen Firma (Leica 819, Low profile) radiär geschnitten. Die Schnittdicke beträgt 3 µm; es werden pro Segment sechs Schnitte für die histologische Aufarbeitung angefertigt. Bevor die Präparate auf Objektträger (mit Mattrand, Fa. Engelbrecht) aufgezogen werden können, werden sie in einem 45 °C warmen Wasserbad gestreckt, welchem zur besseren Fixierung der Schnitte auf dem Objektträger eine 1 %ige *Sta-On*-Lösung (Surgipath Europe LTD) zugesetzt wurde.

Von sechs Gelenken werden zusätzlich pro Segment fünf Schnitte für die immunhistologische Weiterverarbeitung gewonnen. Um eine Wechselwirkung von Proteinen zu vermeiden, wird hier auf einen Zusatz im Wasserbad verzichtet.

3.2.2.5 Färbungen

Zur Anwendung kommen drei verschiedene Färbungen. Da allen Färbungen jedoch in einem ersten Schritt ein Entparaffinierungs- und ein Rehydratisierungsvorgang vorgeschaltet sind, soll dies im Einzelnen nicht mehr ausgeführt werden. Hierbei werden die Schnitte nach einer ca. einstündigen Vorwärmzeit im Wärmeschrank bei 37 °C zunächst in *Tissue Clear* (Tissue Tek®, Fa. Sakura) entparaffiniert, bevor sie in vier Schritten eine absteigende Alkoholreihe (Ethanol 99,5 %, 99,5 %, 96 %, 70 %) durchlaufen.

3.2.2.5 a) Hämalun-Eosin-Färbung

Diese Standardfärbung dient der Herstellung von Übersichtspräparaten. Zellkerne werden blassblau dargestellt, Muskel- und Bindegewebe rötlich.

Zunächst wird die 0,1 %ige Eosin-Lösung vorbereitet, bei der 1 g Eosin in 1000 ml *aqua dest.* aufgelöst wird. Pro 100 ml Eosin-Lösung wird dann 1 Tropfen Essigsäure hinzugegeben.

Der eigentliche Färbevorgang beginnt mit einer Spülung der Schnitte in *aqua dest.*, nachdem die absteigende Alkoholreihe durchlaufen wurde. Danach erfolgt ca. eine Minute lang die Kernfärbung mit saurem Hämalaun nach P. Mayer. Im Anschluss daran werden die Präparate einige Sekunden in fließendem Leitungswasser abgespült, eine Sekunde in HCl-Alkohol (2 g 25 %ige Salzsäure in 70 %igem Ethanol gelöst) differenziert und schließlich unter kaltem fließenden Leitungswasser gebläut. Nun erfolgt eine Minute lang die Gegenfärbung mit der 0,1 %igen Eosin-Lösung, bevor die Färbung mit einer Entwässerung mittels aufsteigender Alkoholreihe (70 % - 99,5 %) und *Tissue Clear* (Tissue Tek®, Fa. Sakura) beendet werden kann. Die Schnitte werden mit dem Eindeckmittel *Tissue Mount* (Fa. Quartett, Immundiagnostika und Biotechnologie) und aufliegendem Deckgläschen geschützt.

3.2.2.5 b) Elastika-Hämatoxillin-van Gieson

Die Elastika-Färbung dient der Darstellung elastischer Fasern, die, wie auch Zellkerne, schwarz-braun / braunviolett dargestellt werden, während Bindegewebe eine rote und Epithelien sowie Muskel- und Nervengewebe eine gelbe Färbung erhalten.

Vorab wird ein Eisenhämatoxillin-Gemisch der Weigert'schen Lösungen A und B (1:1) hergestellt.

Nach dem oben beschriebenen Entparaffinierungs- und Rehydratisierungsvorgang beginnt die Färbung mit einem 25-minütigen Färbeschritt in Resorcinfuchsin-Färbelösung nach Weigert. Hierbei dient Resorcin als Beize für das schleimhaltige Muzin, das in der Hüllschicht der elastischen Fasern vorhanden ist, sich aber nur schwer anfärben lässt. Fuchsin dagegen stellt den eigentlichen Farbstoff dar. Danach werden die Präparate 10 Minuten in kaltem Leitungswasser abgespült und 7 Minuten dem Eisenhämatoxilin nach Weigert zugesetzt. Nach dem Schwärzungsprozess in kaltem Leitungswasser und Spülen in *aqua dest.* erfolgt eine einminütige Färbung in Pikro-Fuchsinlösung nach van Gieson. Nach einem letzten Spülschritt in *aqua dest.* wird der Färbevorgang über eine aufsteigende Alkoholreihe, *Tissue Clear* (Tissue Tek®, Fa. Sakura), Eindeckung mit *Tissue Mount* (Fa. Quartett, Immundiagnostika und Biotechnologie) und Deckgläschen abgeschlossen.

3.2.2.5 c) Azanfärbung nach Heidenhain

Die Azanfärbung nach Heidenhain stellt kollagenes und retikuläres Bindegewebe scharf blau dar, während Muskelgewebe je nach Fixierung rötlich bis orange und Zellkerne rot erscheinen. Die Färbung beginnt mit dem Herstellen der notwendigen Lösungen (Tabelle 3.4).

- Azocarmin G-Lösung:
1 g Azocarmin G wird in 100 ml *aqua dest.* aufgeschwemmt, kurz aufgekocht, auf Zimmertemperatur abgekühlt und im Anschluss daran filtriert. Vor Gebrauch wird der Lösung 1 ml Essigsäure (Eisessig) zugesetzt.
- Methylblau-Orange G-Lösung:
0,5 g Methylblau und 2 g Orange G werden in 100 ml *aqua dest.* gelöst. Anschließend werden 8 ml Eisessig zugesetzt, die Lösung aufgekocht und nach dem Erkalten filtriert. Zur Färbung wird diese Stammlösung 1:2 mit Wasser verdünnt.
- Anilin-Lösung 0,5 %:
0,5 ml Anilin werden mit 500 ml Ethanol 96 % gemischt.
- Essigsäure-Ethanol-Lösung:
Zu 100 ml Ethanol 96 % wird 1 ml Essigsäure (Eisessig) hinzugegeben.
- Phosphorwolframsäure-Lösung 5 %:
5 g Wolframtophosphorsäure Hydrat werden in 100 ml *aqua dest.* gelöst.

Tabelle 3.4: Herstellung der notwendigen Lösungen für die Azanfärbung nach Heidenhain

Nach der anfangs beschriebenen Vorbehandlung werden die Gewebeschnitte in *aqua dest.* gespült und danach 1 ½ Stunden in der Azocarmin G-Lösung gefärbt, zunächst 30 Minuten bei 50 °C, danach noch 60 Minuten bei 37 °C. Nach dem Abspülen in *aqua dest.* erfolgt ein einstündiges Differenzieren in Anilin-Lösung. Nun werden die Schnitte in der Essigsäure-Ethanol-Lösung gespült, bevor sie dann einem 30-minütigen Beizvorgang in Phosphorwolframsäure unterzogen werden. Nach einer erneuten Spülung in *aqua dest.* erfolgt die Gegenfärbung in Methylblau-Orange G-Lösung (50 Minuten) und abschließendes Bad in *aqua dest.*. Danach wird der Färbeprozess mit einer aufsteigenden Alkoholreihe und *Tissue Clear* (Tissue Tek®, Fa. Sakura) beendet. Eingedeckt wird mit *Tissue Mount* (Fa. Quartett, Immundiagnostika und Biotechnologie).

Von allen Schultersegmenten werden jeweils zwei Schnitte mit Hämalaun-Eosin, Elastika-van Gieson und Azocarmin G angefertigt.

3.2.2.6 Immunhistologie

Auch für die immunhistologische Aufarbeitung der Schnitte erfolgt zunächst eine 30-minütige Vorbehandlung im Brutschrank bei 60 °C. Danach schließt sich der Entparaffinierungs- (Xylol) und Rehydratisierungsprozess (absteigende Alkoholreihe) an. Die Schnitte können schließlich in 3 % H₂O₂ / 70 % Alkohol überführt werden, wobei Wasserstoffperoxid als endogener Blockierungsschritt dient, um im Endpräparat unerwünschte Hintergrundfärbungen zu vermeiden (Atwood, 2003). Nach einer Spülung in *aqua dest.* werden die Schnitte einer dreimaligen Behandlung mit PBS unterzogen, wobei PBS einmal mit 0,05 %igem Trypsin versetzt wird. Der Einsatz einer Trypsin-Andauung dient bei einer Temperatur von 37 °C der besseren Permeabilisierung des Gewebes und Antigen-Demaskierung, um einen eventuellen Verlust der Immunreaktivität durch Formalinfixierung zu vermeiden (Key, 2003). Die Inkubation mit dem unkonjugierten Primärantikörper (ca. 500 µl pro Probe) erfolgt bei 4 °C über Nacht – die optimale Verdünnung wurde in Testversuchen festgelegt (Tabelle 3.5).

Primär - AK	Hersteller	Katalog - Nr.	Spezies	Verdünnung
Kollagen I	Biodesign	T 59103 R	Kaninchen	1:350
Kollagen II	Chemicon	MAB 8887	Maus	1:100
Kollagen III	Chemicon	AB 747	Kaninchen	1:40
Transglutaminase II	LabVision NeoMarkers	MS-224	Maus	1:100

Tabelle 3.5: Auswahl der Primärantikörper

Nach der Spülung in PBST (Fa. Merck) werden die Proben mit einem biotinmarkierten Sekundärantikörper und PBSTA (Fa. Serva) versetzt. Die Auswahl des Sekundärantikörpers richtet sich nach der Tierspezies des Primärantikörpers (Kaninchen: anti-Rabbit-IgG, Maus: anti-Mouse-IgG). Bei einer Verdünnung von 1:200 beträgt die Inkubation eine Stunde bei Raumtemperatur. Es schließt sich eine Spülung in PBST an, bevor die Probe eine Stunde mit einer ABC/PBST-Mischung (2 Tropfen Avidin-Biotin-Enzym-Complex pro 5 ml PBST)

versetzt wird. Diese immunchemische Färbemethode basiert auf der hohen Affinität von Avidin (Hühnereiweiß) für Biotin (Boenisch, 2003). Nach Spülung mit dem Waschpuffer PBS wird die Färbung mit dem Substrat DAB zum Abschluss gebracht; es bildet sich ein braunes Endprodukt, das durch Gegenfärbung mit Meyers Hämalaun (Fa. Merck) noch deutlicher hervorgehoben werden kann. Vor dem Eindecken der Proben mit *DePeX* (Fa. Serva) müssen wiederum eine aufsteigende Alkoholreihe und Xylolbäder durchlaufen werden.

Die immunhistochemischen Färbeergebnisse werden durch Negativkontrollen validiert. Hierbei wird entsprechend dem oben beschriebenen Vorgang verfahren, jedoch die spezifische Primärantikörper-Inkubation ausgelassen.

3.2.3 Mikroskopische Auswertung der histologischen Schnittpräparate

Angaben zum verwendeten Mikroskop

Für die Betrachtung der histologischen Schnitte wurden zwei verschiedene Mikroskope mit integriertem digitalen Kamerasystem genutzt.

Mithilfe des Lichtmikroskops „Olympus BX50“ (Fa. Olympus, Hamburg) und dem Kamerasystem „Colour View III“ (Fa. Olympus, Hamburg) wurden die Übersichtspräparate in der 1,25-fachen Vergrößerung ausgewertet und fotografisch festgehalten. Die Bearbeitung erfolgte über das Softwareprogramm „analySIS FIVEdocu ®“ (Fa. Soft Imaging Systems, Münster).

Die mikroskopische Beurteilung der übrigen Präparate wurde mittels Lichtmikroskop „Axioskop 2 – ID Nr. 43410“ (Fa. Zeiss, Darmstadt) mit integriertem Kamerasystem „AxioCam MRc (Fa. Zeiss, Darmstadt) sowie dem Fotoprogramm „Axio Vision 3.1“ (Fa. Carl Zeiss Vision GmbH, Darmstadt) durchgeführt. Je nach Präparat wurden Objektive von 4- bis 40-facher Vergrößerung gewählt.

4 Ergebnisse

4.1 Makroskopische Auswertung

4.1.1 Erhaltungszustand

Die vorliegenden 20 Schultergelenke, die in die Bewertung einfließen, befinden sich sowohl makroskopisch als auch mikroskopisch in einem sehr guten Zustand. Lediglich ein Gelenk weist eine präparationsbedingte Eröffnung der Gelenkkapsel im caudalen Bereich nahe dem Labrumansatz an der knöchernen Fossa glenoidalis der Scapula auf.

4.1.2 Oberflächenverhältnis von Glenoid zu Humeruskopf

Die Größe der artikulierenden Gelenkflächen zwischen Caput humeri und der Cavitas glenoidalis soll über eine approximative Flächenmaßbestimmung erfolgen, bei der der ellipsoide Charakter beider Gelenkflächen als Grundlage genommen wird. Nach der Formel zur Flächenberechnung einer Ellipse $\pi * a * b$ können die während der Präparation gewonnenen Längen- und Breitenmaße eingesetzt werden (s. Anhang 9.2; Mittelwertbestimmung aus $n = 20$). Die Strecken a und b entsprechen dem halben Längs- bzw. Querdurchmesser der Cavitas glenoidalis bzw. des Caput humeri. Im Falle der Cavitas glenoidalis wird ein Mittelwert aus dem Querdurchmesser an der breitesten Stelle (Breite max.) sowie der schmalsten Stelle (Breite min.) in Höhe der Incisura glenoidalis ermittelt.

Für die Cavitas glenoidalis gilt:

$$\pi * 0,5 * 1,97 \text{ cm} * 0,5 * 1,02 \text{ cm} = \mathbf{1,58 \text{ cm}^2}$$

Für das Caput humeri gilt:

$$\pi * 0,5 * 2,60 \text{ cm} * 0,5 * 1,94 \text{ cm} = \mathbf{3,96 \text{ cm}^2}$$

Damit verhalten sich die gelenkbildenden Flächen von Cavitas glenoidalis und Caput humeri im Verhältnis 1:2,5 zueinander.

4.1.3 Glenoid

Die Gelenkpfanne ist insgesamt sehr flach ausgeprägt, zieht sich jedoch cranial deutlich zum Tuberculum supraglenoidale aus. Der hyaline Knorpelüberzug mit seiner weiß-bläulich schimmernden Oberfläche weist keine Defekte auf und erscheint in den Randbereichen stärker ausgeprägt als zentral.

In 60 % der Fälle stellt sich das knöcherne Glenoid beim Beagle caudal breiter als cranial dar und wird medial von einer deutlich ausgeprägten Incisura glenoidalis eingezogen (Abb. 4.1). Damit erhält es in der Aufsicht die Form eines auf den Kopf gestellten Kommas. 30 % der Gelenke erscheinen eher oval und besitzen nur eine minimale craniale Einziehung. Somit stellen sich der craniale und caudale Querdurchmesser ungefähr gleich groß dar (Abb. 4.2). Die restlichen 10 % der untersuchten Schultergelenke haben ein tropfenförmiges Aussehen ohne deutliche Inzisur (Abb. 4.3).



Abbildung 4.1: Cavitas glenoidalis mit deutlicher Inzisur medial, Beagle Nr. 111, linkes Glenoid



Abbildung 4.2: Cavitas glenoidalis mit ovalem Aussehen und schwacher Inzisur, Beagle Nr. 116, linkes Glenoid

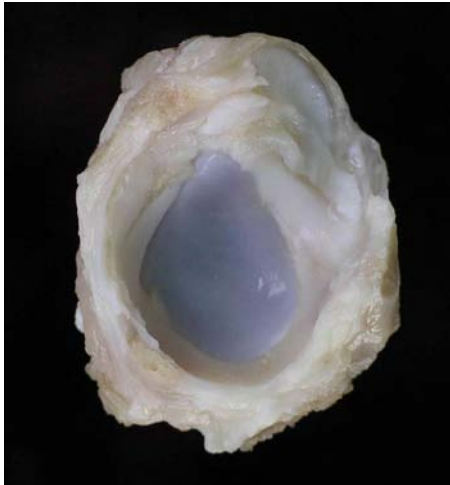


Abbildung 4.3: Cavitas glenoidalis mit tropfenförmigem Aussehen ohne deutliche Inzisur, Beagle Nr. 127, linkes Glenoid

Der Längsdurchmesser der Cavitas glenoidalis ($n = 20$) beträgt durchschnittlich 1,97 cm (SD: 0,18; min.: 1,5 cm; max.: 2,3 cm). Der Querdurchmesser entspricht an der schmalsten Stelle (in Höhe der Incisura glenoidalis) im Durchschnitt 0,64 cm (SD: 0,10; min.: 0,5 cm; max.: 0,9 cm) und an der breitesten Stelle 1,39 cm (SD: 0,12; min.: 1,2 cm; max.: 1,6 cm).

4.1.4 Labrum glenoidale

Betrachtet man die Randzone der Cavitas glenoidalis der Scapula, stellt man fest, dass das Labrum in den einzelnen Segmenten stark variiert (Abb. 4.5). So zeigen sich deutliche Unterschiede in Existenz, Größe, Form und Anheftung. Zum Teil lässt sich die Gelenkklippe makroskopisch nicht als isolierte Struktur ansprechen und definieren. In diesen Bereichen ist eine eindeutige Abgrenzung von der benachbarten Gelenkkapsel und einstrahlenden Glenohumeralbändern nicht ohne weiteres möglich.

Im ersten Segment besteht zwischen Bizepssehne und dem cranialen Pol der Cavitas glenoidalis ein Zwischenraum, der von einem lockeren Gewebe mit weicher Konsistenz ausgefüllt wird. Diese Verschiebeschicht stellt sich in 11 der 20 untersuchten Gelenke deutlich dar, wobei sie sich über den hyalinen Knorpel erhebt und flach am Rand der Bizepssehne ausläuft (Abb. 4.4). In acht Fällen ist die Verschiebeschicht schmal und lässt einen Hohlraum zwischen cranialem Glenoidrand und Bizepssehne erkennen. In einem Fall ist der Spalt zwischen cranialem Pol der Cavitas und Bizepssehne sehr ausgeprägt, ein lockeres Übergangsgewebe fehlt völlig.

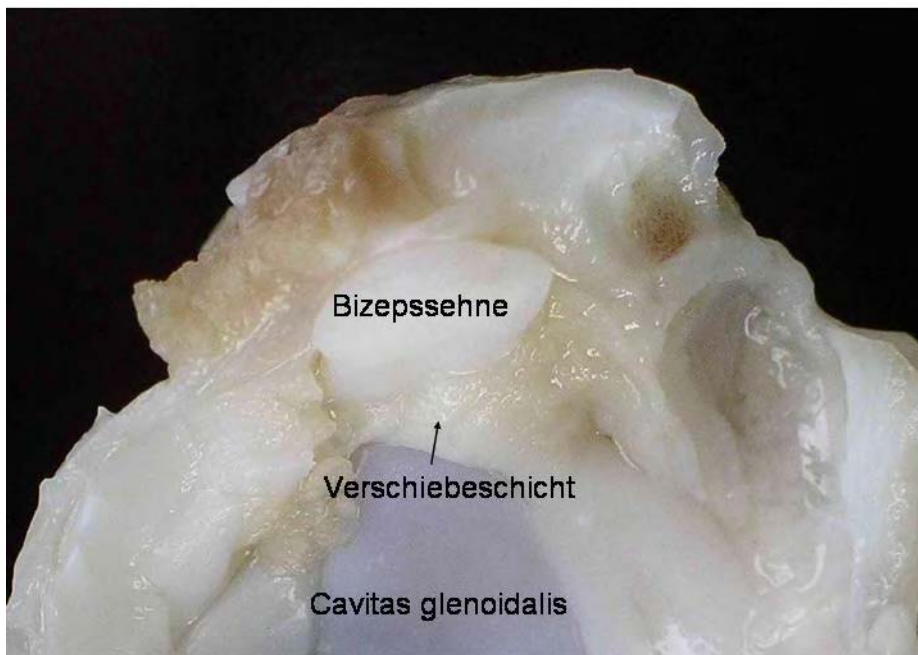


Abbildung 4.4: Bizepssehne und Verschiebeschicht, Beagle Nr. 128, Segment I

Der craniomediale Bereich (2. Segment) erscheint sehr mobil und nicht fest mit dem Glenoid verankert. Das mediale Glenohumeralband dominiert, und eine Labrumstruktur kann nicht abgegrenzt werden. Teilweise lassen sich spaltförmige Hohlräume (Recessi subscapularis) erkennen.

Das dritte Segment weist eine Besonderheit auf. Der Rand der hyalinen Knorpeloberfläche erscheint in einem Großteil der Präparate nicht scharf begrenzt, sondern partiell inzisurennähnlich eingezogen. Dieser Eindruck entsteht, da Weichteilgewebe den Rand der Gelenkfläche überlappt. Wie eine meniskoide Falte ragt das Labrum in den Gelenkspalt hinein und lässt sich vom Glenoid mit einer Pinzette abheben. Während sowohl die Weite der Überlappung in den einzelnen Gelenken variiert, gibt es auch Unterschiede im Erscheinungsbild. So stellt sich das Labrum makroskopisch in einigen Bereichen i. S. einer fraglichen Degeneration recht ausgefranst dar.

Die beiden caudalen Bereiche (4. und 5. Segment) haben ein sehr homogenes Erscheinungsbild. Es besteht ein fließender Übergang zwischen dem hyalinen Rand der Cavitas und der Gelenkkapsel. Die Anbindung erscheint fest. Die Kapselwand stellt sich vor allem caudolateral auffallend dünn dar und lässt in der Aufsicht anheftende Muskulatur durchscheinen. In 50 % der Präparate wird ein schmaler, verdichtet erscheinender Randsaum zwischen dem caudalen Glenoidrand und der transparenten Gelenkkapsel sichtbar, welcher lateral in das Labrum übergeht.

Im sechsten Segment tritt das Labrum am deutlichsten in Erscheinung und stellt sich bei der Überprüfung mittels eines Testhakens als derbe und feste Struktur heraus, die sich der hyalinen Gelenkfläche direkt anschließt und eng mit dieser verbunden zu sein scheint. Das Labrum erhebt sich deutlich über die Knorpeloberfläche und vertieft an dieser Stelle die insgesamt recht flach ausgeprägte Cavitas.

Im weiteren Verlauf inseriert craniolateral (7. Segment) das breite Ligamentum glenohumerales laterale. Es zieht von caudal schräg auf das Labrum zu, und beide Strukturen vereinen sich V-förmig zu einem derben Strang, der nach cranial zieht. Eine Trennung zwischen Labrum und Band ist makroskopisch nicht mehr möglich. Auch hier liegt eine deutliche Vergrößerung und Vertiefung der Gelenkpfanne vor.

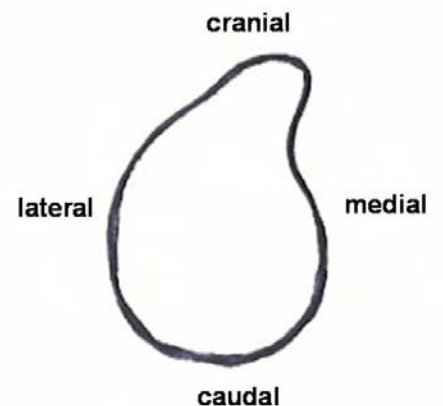
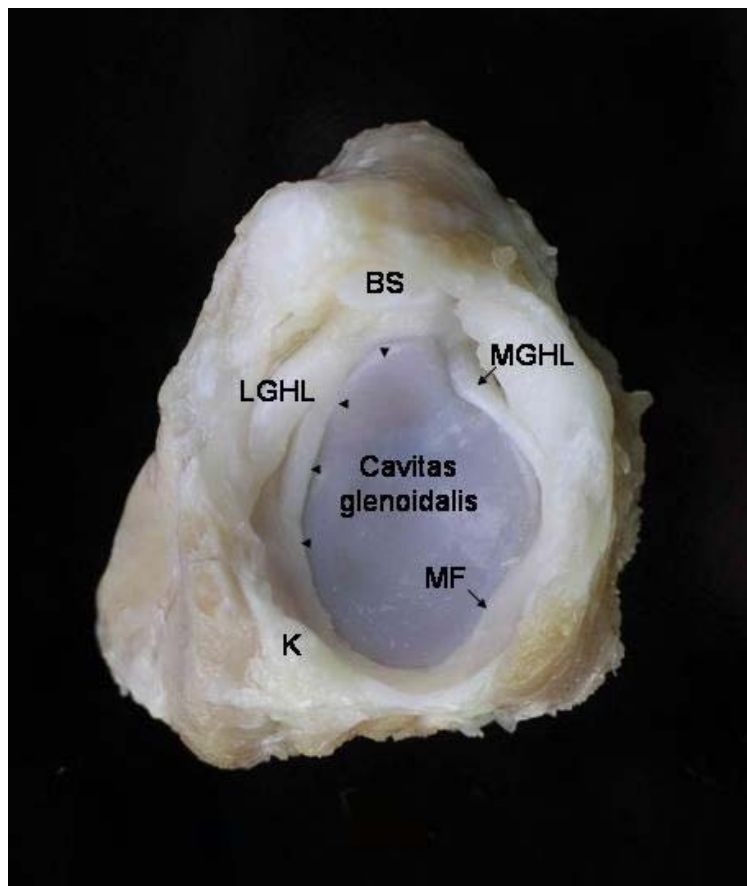


Abbildung 4.5: Makroskopische Übersicht, Beagle Nr. 100: Die kleinen Pfeile markieren den Verlauf des makroskopisch sichtbaren Labrum glenoidale

- Bizepssehne (BS)
- Mediales Glenohumeralband (MGHL)
- Laterales Glenohumeralband (LGHL)
- Meniskoide Falte (MF)
- Kapsel (K)

4.1.5 Glenohumeralbänder

Beim Hund unterscheidet man das dreischenkellige Ligamentum glenohumerale mediale und das Ligamentum glenohumerale laterale.

Bei der makroskopischen Begutachtung der Präparate fällt auf, dass sich beide Bänder trotz enger Verbindung zur Gelenkkapsel proximal deutlich von ihr abheben und als eigenständige anatomische Strukturen definiert werden können. Während das laterale Glenohumeralband durch ein bandartig breites Aussehen gekennzeichnet ist, sieht das mediale Glenohumeralband zumindest im Ansatz eher sehnenartig und strangförmig aus. Lediglich in einem Präparat kann das mediale Seitenband nur eingeschränkt vom umgebenden Gewebe visuell abgegrenzt werden.

Der craniale Schenkel des medialen Glenohumeralbandes tritt als isoliertes strangartiges Gebilde im craniomedialen Segment in Erscheinung und überragt die hyaline Knorpeloberfläche der Fossa glenoidalis. Er ist von derber Struktur, durchschnittlich 2 mm breit und zieht in Höhe der Incisura glenoidalis zunächst parallel zur Gelenkfläche, um dann distal divergierend bei ca. 3.00 Uhr mit der Gelenkkapsel zu verschmelzen. Die Endsehne des M. subscapularis wird gekreuzt.

Der von Craig et al. (1980) beschriebene Ursprung des cranialen Schenkels am Tuberculum supraglenoidale kann in der vorliegenden makroskopischen Ansicht nicht beurteilt werden. Dies liegt daran, dass sich die Verschiebeschicht des ersten Segmentes nach craniomedial ausdehnt und das mediale Seitenband erst in Höhe der Incisura glenoidalis in Erscheinung tritt. Die Zugrichtung des Bandes deutet jedoch auf einen subchondral liegenden Ansatz hin. Wo die Verschiebeschicht fehlt, kann das Seitenband in der Aufsicht bis an die Bizepssehne verfolgt werden.

In 80 % der Präparate wird zwischen dem strangförmig verlaufenden medialen Band und dem knöchernen Glenoid einerseits sowie dem medialen Band und der Gelenkkapsel andererseits ein kleiner Spalt sichtbar. Diese elastischen Spaltöffnungen lassen sich mit einer anatomischen Pinzette weiten und als zwei Buchten in die Tiefe verfolgen. Je nach Ausprägung erhält somit das craniomediale Segment ein mobiles Erscheinungsbild.

Der caudale Schenkel des medialen Bandes kann makroskopisch nicht abgegrenzt werden.

Das laterale Glenohumeralband ist im lateralen und laterocranialen Segment deutlich zu

erkennen und wird durch seinen schräg ausgerichteten Verlauf charakterisiert. Craniolateral nähert es sich dem peripheren Rand des Glenoids, während es lateral von der Gelenkfläche weg zieht, um schließlich makroskopisch mit der distalen Kapselwand in Höhe 9.00 Uhr zu verschmelzen. Das Band weist einen intraartikulären Verlauf auf und ist durchschnittlich 4 mm breit. Am craniolateralen Ansatz, d.h. im siebten Segment, laufen Band und Labrum glenoidale V-förmig aufeinander zu, so dass keine strukturelle Trennung mehr möglich ist. Das Band weist an seinen freien Rändern kleine „hängemattenartige“ Einbuchtungen zur angrenzenden Kapsel auf. Die fest-derbe Konsistenz des Glenohumeralbandes und seine breitflächige Ausdehnung verleihen der lateralen Kapselwand makroskopisch eine gewisse Stabilität und straffe Form.

4.1.6 Bizepssehne

Die Bizepssehne fungiert bei der Präparation und Begutachtung der Präparate als zentraler Orientierungspunkt und dient der Ausrichtung der Cavitas glenoidalis (s. Abb. 3.1).

Zur Beurteilung wird der ca. 0,8 – 1 cm lange Stumpf der Bizepssehne herangezogen, der nahezu rechtwinklig zum cranialen Pol des Glenoids verläuft. Der Ursprung am Tuberculum supraglenoidale kann makroskopisch in der Aufsicht nicht nachvollzogen werden. Im Querschnitt stellt sich die Bizepssehne längsoval mit einem durchschnittlichen Längsdurchmesser von 0,5 cm sowie einem Querdurchmesser von ca. 0,2 cm an der breitesten Stelle dar. Die Konsistenz ist ausgesprochen fest und weist kaum Elastizität auf, die Oberfläche erscheint glatt und glänzend.

Während sich die Bizepssehne an der glenoid-abgewandten Seite eng an das angrenzende Kapselgewebe anlehnt und die seitlichen Ränder teilweise von diesem umschlossen werden, liegt sie zur Gelenkhöhle hin frei. Lediglich der proximale Rand wird durch die Verschiebeschicht verdeckt und vom cranialen Pol der Cavitas glenoidalis getrennt.

4.2 Mikroskopische Auswertung

4.2.1 Nomenklatur

Das Labrum glenoidale wird in der radiären Schnittebene getroffen, so dass es im Querschnitt zu bewerten ist. Um die histologischen Präparate einheitlich und letztlich vergleichbar auswerten zu können, soll eine richtungsweisende Nomenklatur vorgegeben werden (Abb. 4.6 und Abb. 4.7).

Die hyaline Knorpeloberfläche, die sich im histologischen Präparat oben befindet, liegt „superficial“. Der darunter liegende entkalkte Knochen wird im mikroskopischen Bild als „proximal“ bezeichnet. Das angrenzende Weichteilgewebe liegt stets „lateral“, der Glenoidmittelpunkt „medial“.

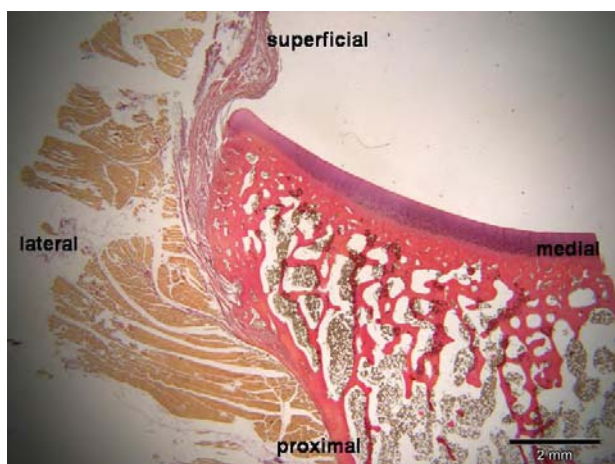


Abbildung 4.6: Orientierung im histologischen Präparat, Beagle Nr. 105, Segment IV, Elastika, rechtes Glenoid

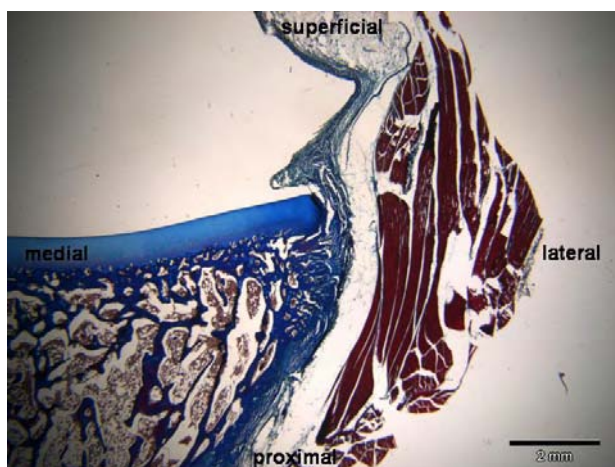


Abbildung 4.7: Orientierung im histologischen Präparat, Beagle Nr. 128, Segment V, Azan, linkes Glenoid

Im Folgenden sollen zur besseren Übersicht nur Hämalaun-Eosion gefärbte Präparate zur Anwendung kommen.

4.2.2 Begutachtung der einzelnen Segmente

4.2.2.1 Segment I : Histologische Darstellung

Die längs angeschnittene Bizepssehne im ersten Segment fällt durch ihre straffen und parallel ausgerichteten Kollagenfaserbündel auf, die breitflächig in den subchondralen Knochen einstrahlen (Abb. 4.8; BS). Das Zellbild des insgesamt recht zellarm ausgeprägten Sehnengewebes wird durch schmale Tendinozyten bestimmt, die sich langgestreckt zwischen den Kollagenbündeln befinden. Lediglich die laterale Anheftungszone an der Scapula lässt darüber hinaus am Übergangsbereich zum Knochen einzelne Chondrozyten erkennen, die sich säulenartig zwischen den parallelen Fasern ausrichten. Bei immunhistologischer Betrachtung hebt sich dieser Bereich deutlich als Kollagen II exprimierende Struktur hervor (Abb. 4.9; Ansatz BS). Dabei bleiben die Chondrozyten selbst in der Regel kollagenfrei, da intrazellulär ausschließlich die Synthese von Prokollagen erfolgt und der weitere Auf- und Umbau zur Kollagenfaser extrazellulär stattfindet. Der Hauptanteil der Sehne dagegen zeigt in den immunhistochemischen Färbungen eine starke Kollagen I als auch Kollagen III Expression auf.

Lateral an die Bizepssehne schließt sich, getrennt durch einen Recessus, die Gelenkkapsel an, deren zweischichtiger Aufbau mikroskopisch gut sichtbar ist (Abb. 4.8; K). Die innenliegende Membrana synovialis weist einen verdichteten Randsaum samt subsynovialen Gewebe auf und lässt sich bis in den Umschlagswinkel des Recessus verfolgen. Mittels Transglutaminase können Blut- und Lymphgefäße sowie Nervenzellen aufgezeigt werden. Die außen anliegende Membrana fibrosa zeichnet sich durch einen breiten und dichten Faserzug aus, der proximal bis an den Knochen heranzieht.

Die Abgrenzung der Bizepssehne zum Gelenkspalt hin stellt sich dagegen nicht so deutlich dar. Grund ist ein mikroskopisch fließender Übergang zum Labrum glenoidale, welches sich als Verankerungszone zwischen Sehnenansatz und hyaliner Knorpeldeckschicht erstreckt (Abb. 4.8 und 4.9; VZ). Das Labrum ist durch seine faserknorpelige Beschaffenheit gekennzeichnet – die Grundsubstanz tritt in den Hintergrund und kollagene Fasern dominieren das Erscheinungsbild. Dies wird vor allem im lateralen Bereich der Knorpeldeckschicht deutlich, wo erste Kollagenfasern in demaskierter Form zwischen der homogen glasigen Knorpelgrundsubstanz auftreten (Abb. 4.10 a). Sie weichen von der arkadenartigen bis tangentialen Ausrichtung der Chondrozyten im hyalinen Knorpel ab und

nehmen eine untereinander kreuzende Verlaufsrichtung an. Bei stärkerer Vergrößerung erkennt man zwischen den Verankerungsfasern mitunter einzelne quer getroffene Faserbündel (Abb. 4.10 b). Chondrozyten sind nur noch vereinzelt ausgebildet. Das Labrum hat insgesamt eine enge Anbindung an die Scapula, und einzelne Fasern scheinen mikroskopisch mit dem lamellären Knochen zu verschmelzen. Der immunhistologische Nachweis von Kollagen II verläuft ebenso wie der Ansatzbereich der Bizepssehne positiv (Abb. 4.9; VZ).

Während die Verankerungszone die Höhe der hyalinen Knorpeldeckschicht nicht überragt, schließt sich eine weitere Zone an, die deutlich über das Niveau des Gelenkknorpels erhaben ist und der makroskopisch definierten Verschiebeschicht entspricht (Abb. 4.8 und 4.9). Sie schiebt sich in nahezu dreieckiger Struktur zwischen Labrum und Bizepssehne und stülpt sich mit dem freien Schenkel in den Gelenkspalt vor. Einzelne Fasern aus der Verankerungszone strahlen in das sonst recht locker strukturierte Fasergeflecht ein, welches durch Fibrozyten und einzelne Fettvakuolen zusätzlich gekennzeichnet ist. Die gefältete Oberfläche weist einen synovialen Decksaum auf. Während der immunhistologische Nachweis von Kollagen I und III positiv verläuft, kann Kollagen II in diesem Bereich nicht nachgewiesen werden (Abb. 4.9).

Untersuchungen mittels Transglutaminase belegen, dass die Verschiebeschicht eine gute Gefäßversorgung aufweist (Abb. 4.11 a und b). Es finden sich sowohl am freien Rand zum Gelenkspalt hin als auch am Rande zur Bizepssehne zahlreiche positiv gefärbte Gefäße im Anschnitt. Die Verankerungszone und die Bizepssehne selbst weisen keine tTG-Aktivität auf.

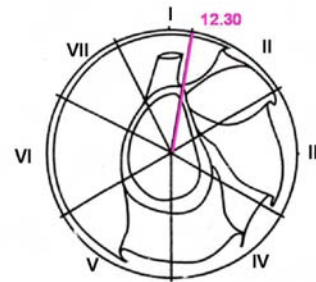
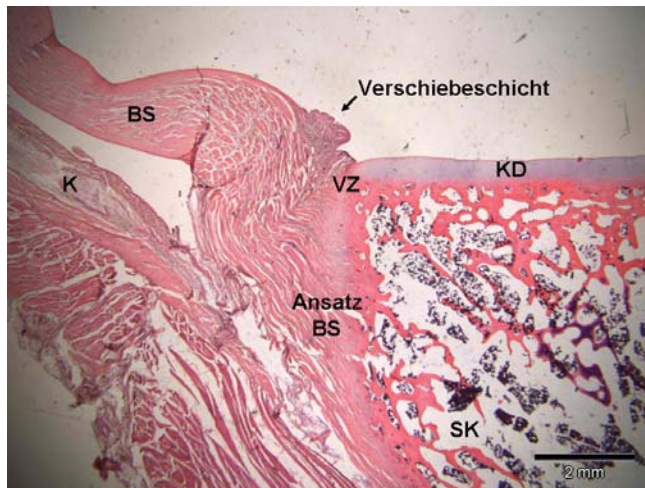


Abbildung 4.8: Segment I in der radiären Schnittebene (12.30 - Position), Beagle Nr. 119, H.E., rechtes Glenoid

Die Fasern der langen Bizepssehne (BS) dominieren das histologische Präparat. Sie werden lateral von der Gelenkkapsel (K), zum Gelenkspalt hin von der Verschiebeschicht eingefasst. Das Labrum glenoidale präsentiert sich im ersten Segment als Verankerungszone (VZ).

Knorpeldeckschicht (KD)
Subchondraler Knochen (SK)

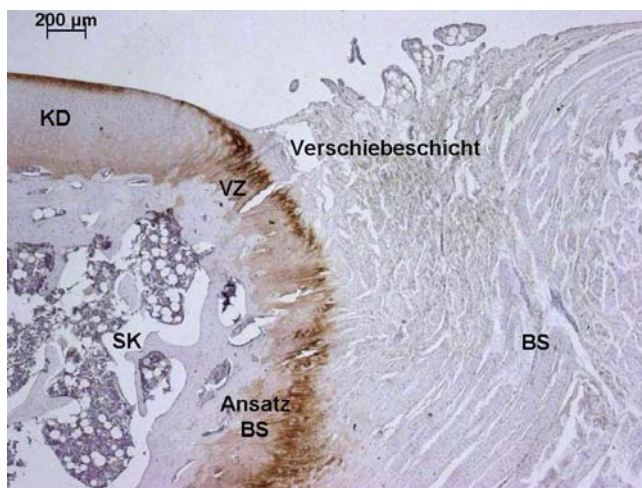


Abbildung 4.9: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen II (braun) im ersten Segment, Beagle Nr. 115, linkes Glenoid

Der Nachweis von Kollagen II verläuft sowohl in der hyalinen Knorpeldeckschicht (KD), in der Verankerungszone (VZ) sowie im Ansatzbereich der langen Bizepssehne (BS) am subchondral gelegenen Knochen (SK) positiv.

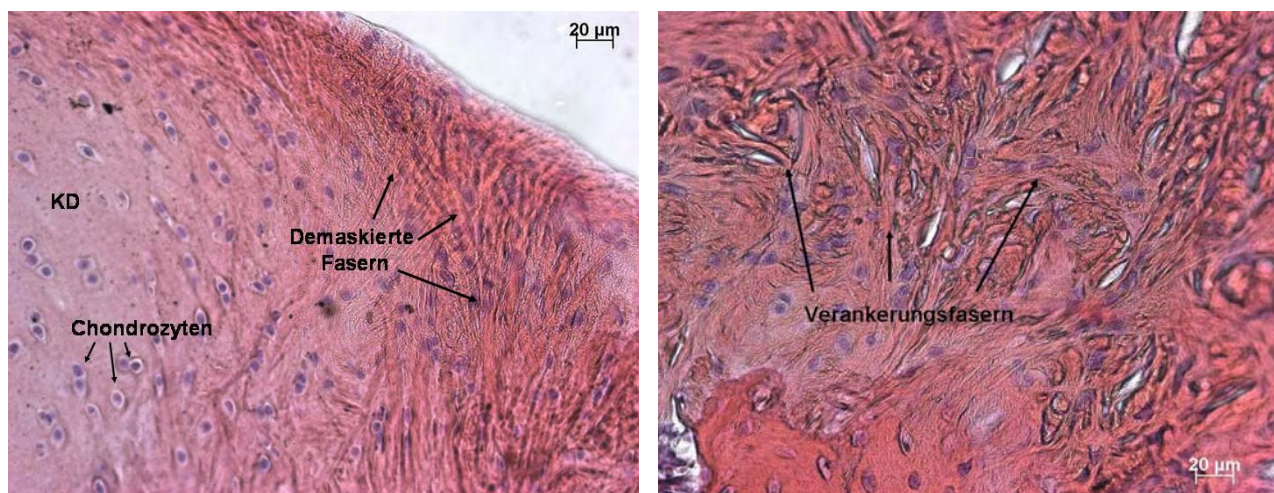


Abbildung 4.10 a und 4.10 b: Ausschnitt aus der Verankerungszone im ersten Segment, Beagle Nr. 112, H.E., linkes Glenoid

- a) Im lateralen Bereich der Knorpeldeckschicht (KD) treten die ersten demaskierten Fasern der Verankerungszone in Erscheinung. Sie weisen eine untereinander kreuzende Verlaufsrichtung auf.
- b) Zwischen den Verankerungsfasern lassen sich einzelne quer getroffene Faserbündel darstellen. Die Chondrozyten liegen verstreut.

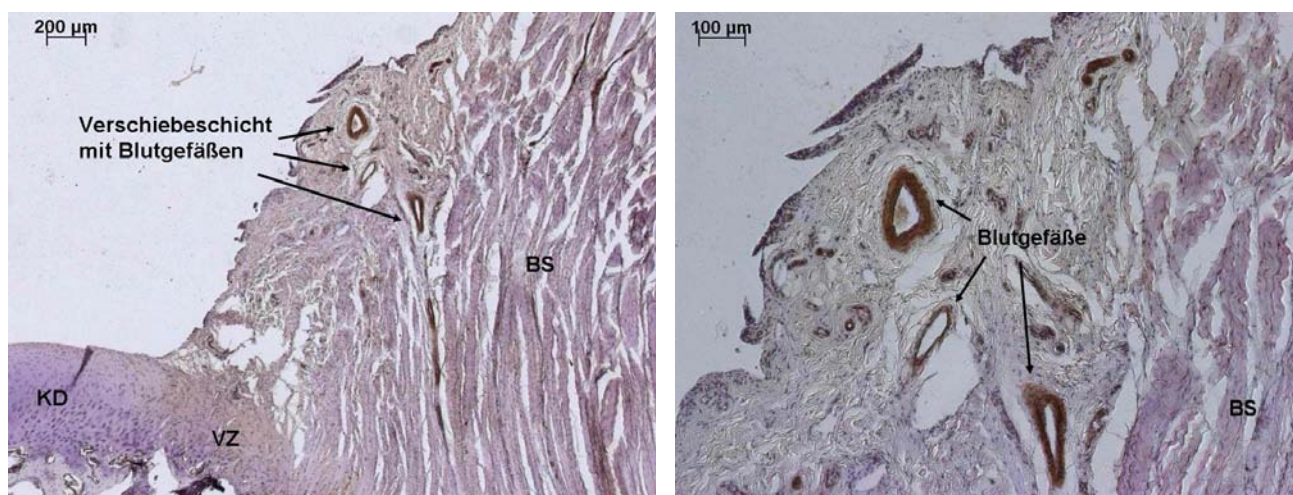


Abbildung 4.11 a und 4.11 b: Immunhistologischer Nachweis der Gewebe-Transglutaminase, tTG (braun) zur Bestimmung der Gefäßversorgung im ersten Segment, Beagle Nr. 111, linkes Glenoid

- a) Knorpeldeckschicht (KD), Verankerungszone (VZ) und Bizepssehne (BS) weisen im Gegensatz zur Verschiebeschicht keine tTG-Aktivität auf.
- b) Im vergrößerten Ausschnitt heben sich die Blutgefäße (braun) deutlich vom übrigen Gewebe der Verschiebeschicht ab.

4.2.2.2 Segment II : Histologische Darstellung

Charakteristisch für das zweite Segment ist das Auftreten des Ligamentum glenohumerale mediale, welches sich deutlich von den anderen Strukturen abhebt. Aufgehängt über ein fettreiches Gekröse, schiebt es sich zwischen Glenoid und Endsehne des Musculus subscapularis zungenförmig in den Gelenkspalt vor, so dass der Recessus subscapularis in zwei Buchten unterteilt wird (Abb. 4.12; REC). Der histologisch gesehen größere und sehr viel tiefer ziehende mediale Anteil des Recessus subscapularis befindet sich zwischen Scapula und Bandgekröse, während die kleinere laterale Bucht auf der einen Seite von Gekröse und auf der anderen von der Subscapularissehne begrenzt wird.

Das mediale Glenohumeralband besteht zum größten Teil aus parallel angeordneten Kollagenfasern, die sich zu Bündeln zusammenschließen und im Querschnitt ein rund-ovales Aussehen erlangen (Abb. 4.14 a; MGHL). Hüllschichten aus elastischen Fasern und lockerem Bindegewebe, die die Kollagenfaserbündel umgeben, sorgen für eine zusätzliche Strukturierung innerhalb des Bandes. Zu den freien Rändern des Glenohumeralbandes, vor allem aber zur Ligamentspitze hin, nehmen die Kollagenfaserbündel im Verhältnis zur Hüllschicht ab. Das mediale Glenohumeralband stellt sich Kollagen I- und Kollagen III-positiv dar (Abb. 4.15 a; MGHL). Vereinzelt Blutgefäße lassen sich mittels Transglutaminase im gesamten Ligament, vor allem aber an der Ligamentspitze nachweisen.

Das zellreiche Gekröse besteht aus einem lockeren, faserarmen Bindegewebe, das im Übergangsbereich zur Scapula von Fettgewebe unterlagert wird. Nerven und Gefäße im Anschnitt können identifiziert werden.

Die Umschlagswinkel der Recessusbuchten zeichnen sich durch einen synovialen Überzug aus. Diese Deckschicht zieht sich in der lateralen Gelenkwand fort, welche proximal dem Musculus subscapularis vorgelagert ist, weiter distal jedoch mit dem Muskelgewebe verschmilzt und nur selten als schmaler Saum erhalten bleibt.

Das Labrum glenoidale stellt sich im craniomedialen Segment mit einem zweischichtigen Aufbau dar (Abb. 4.13; VZ und ZF). Ähnlich dem ersten Segment finden sich demaskierte Kollagenfasern im lateralen Bereich der Knorpeldeckschicht. Eine stärkere Vergrößerung sowie die Anfärbung von Kollagen II bestätigen die faserknorpelige Beschaffenheit sowie den scherengitterartigen Verlauf der Verankerungsfasern (Abb. 4.14; VZ). Besonders ausgeprägt ist die Verankerungszone unmittelbar am Glenoidrand. Sie nimmt nach proximal hin ab.

Eine Zone von zirkulär verlaufenden Kollagenfasern stellt die zweite Schicht dar und ist der

Verankerungszone lateral aufgelagert. Die zu Bündeln zusammenliegenden Kollagenfasern sind im Querschnitt getroffen, erscheinen dicht gepackt und lösen die Längsfasern der Verankerungszone ab, wobei ein fließender Übergang besteht (Abb. 4.13 b; VZ und ZF). Der Nachweis von Kollagen II macht jedoch eine Abgrenzung der beiden Zonen voneinander möglich, da der zirkuläre Faserzug keine Kollagen Typ II-Fasern enthält (Abb. 4.14). Die zirkulär angeordneten Fasern exprimieren Kollagen III, welches sich auch in der Verankerungszone nachweisen lässt (Abb. 4.15).

In 70 % von 20 untersuchten Schnitten bleibt die Höhenausdehnung zwischen Knorpel, Verankerungszone und zirkulärem Faserzug auf gleichem Niveau. In 20 % der Fälle erhebt sich der zirkulär verlaufende Kollagenfaserzug im Gegensatz zur Verankerungszone leicht über die hyaline Knorpeldeckschicht und erhält auf diese Weise ein „kappenartiges“ Aussehen. Die Zirkulärzone der übrigen 10 % präsentiert sich auch als abgesetzte Struktur mit kleiner Einziehung zur hyalinen Knorpeldeckschicht. Sie dehnt sich aber nicht in die Höhe, sondern zum Recessus hin aus. Neben der superficialen Anheftung am Knorpel gibt es proximal eine zusätzliche Verankerung am Periost der Scapula. Kollagene Sharpey-Fasern gehen aus dem zirkulären Faserzug hervor und strahlen im spitzen Winkel in den subchondralen Knochen ein. Der äußere Rand des Labrums ragt frei in die Gelenkhöhle und stellt den lateralen Abschluss zum medialen Recessus subscapularis dar.

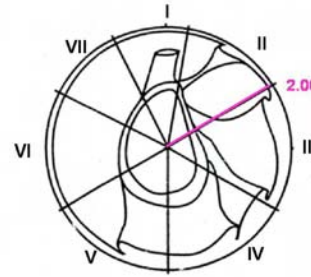
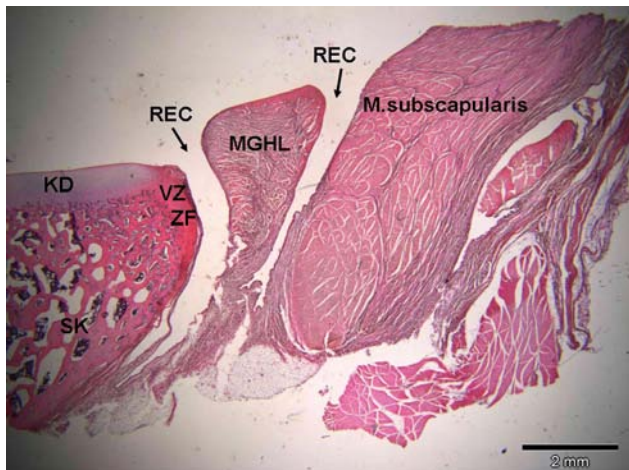


Abbildung 4.12: Segment II in der radiären Schnittebene (2.00 - Position), Beagle Nr. 111, H.E., linkes Glenoid

Das mediale Glenohumeralband (MGHL) schiebt sich zwischen Glenoid und Endsehne des Musculus subscapularis (M. subscapularis) in den Gelenkspalt vor und unterteilt den Recessus subscapularis (REC) in zwei Buchten. Das Labrum glenoidale weist eine Verankerungszone (VZ) und einen zirkulären Faserzug (ZF) auf.

Knorpeldeckschicht (KD)
Subchondraler Knochen (SK)

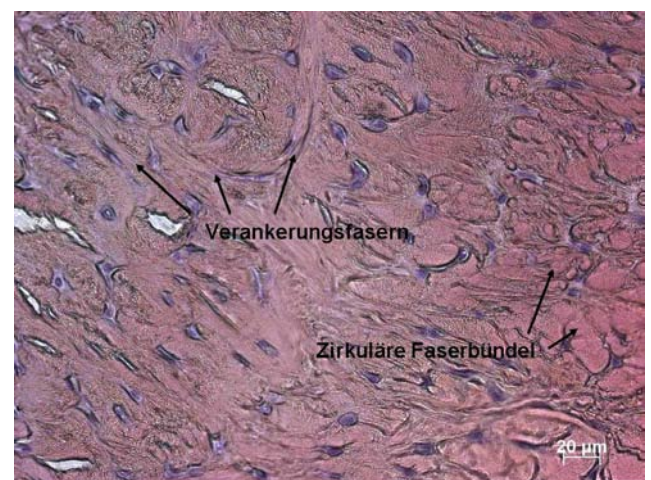
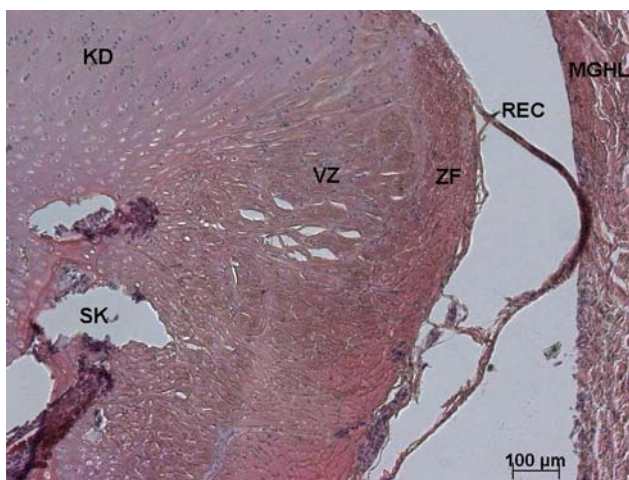


Abbildung 4.13 a und 4.13 b: Ausschnitt aus der Verankerungszone und dem zirkulären Faserzug im zweiten Segment, Beagle Nr. 112, H.E., linkes Glenoid

a) Die Fasern der Verankerungszone (VZ) gehen aus der Matrix der Knorpeldeckschicht (KD) hervor und bilden den Übergang zwischen subchondralem Knochen (SK) und dem zirkulären Faserzug (ZF). Lateral schließt sich die mediale Bucht des Recessus subscapularis (REC) und das mediale Glenohumeralband (MGHL) an.

b) Längs getroffene Verankerungsfasern schließen unmittelbar an zirkulär verlaufene Kollagenfaserbündel an. Der Übergang ist fließend.

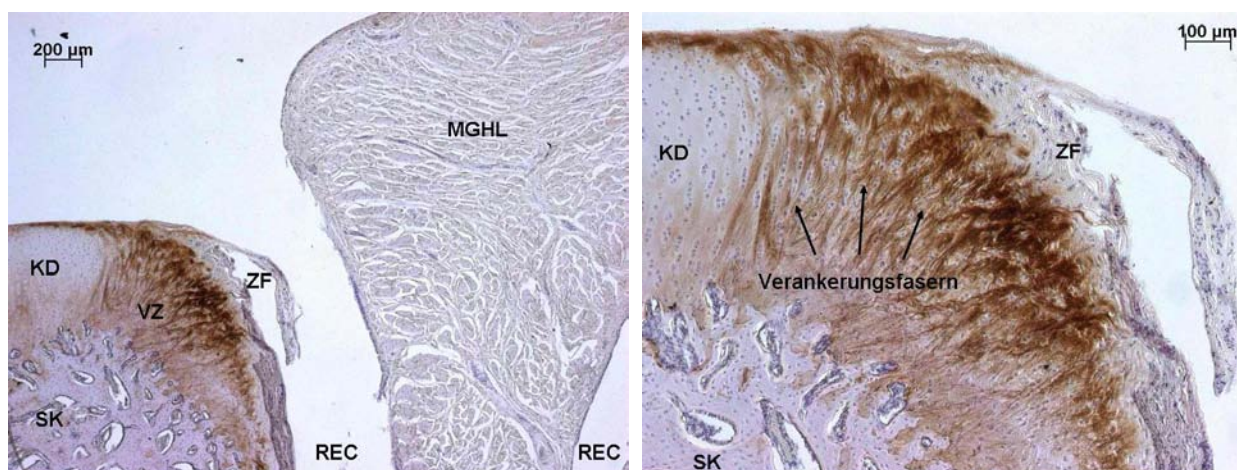


Abbildung 4.14 a und 4.14 b: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen II (braun) im zweiten Segment, Beagle Nr. 111, linkes Glenoid

a) Der Nachweis von Kollagen II verläuft in der Knorpeldeckschicht (KD) schwach, in der Verankerungszone (VZ) deutlich positiv. Subchondraler Knochen (SK), zirkulärer Faserzug (ZF) und mediales Glenohumeralband (MGHL) weisen keine Kollagen Typ II-Fasern auf.

b) Der immunhistologische Nachweis von Kollagen II verdeutlicht die Grenze zwischen den kreuzenden Verankerungsfasern und dem zirkulären Faserzug (ZF) des Labrum glenoidale, welcher sich Kollagen II-negativ darstellt.

Recessus (REC)

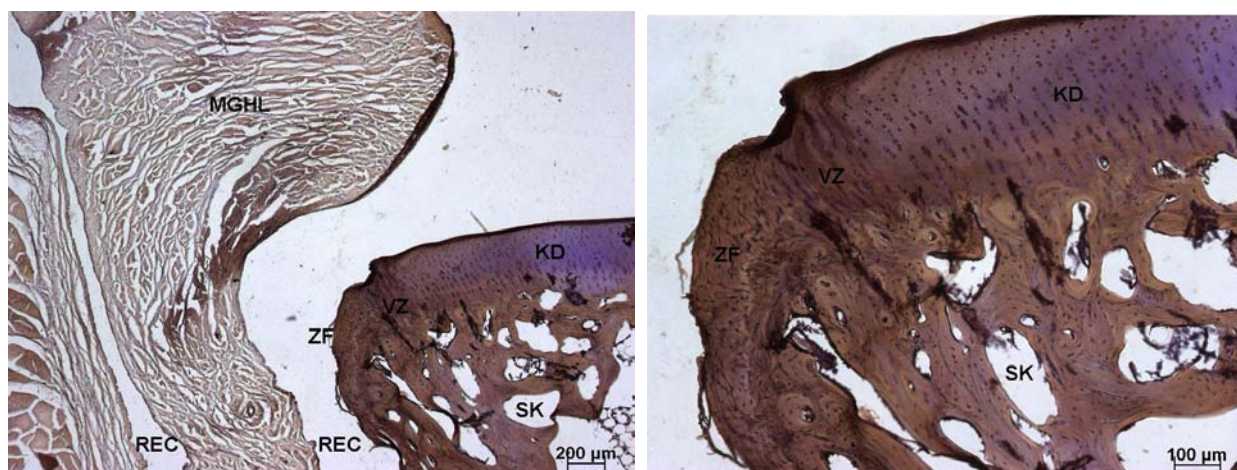


Abbildung 4.15 a und 4.15 b: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen III (braun) im zweiten Segment, Beagle Nr. 104, rechtes Glenoid

a) Der Nachweis von Kollagen III verläuft sowohl im medialen Glenohumeralband (MGHL), im subchondralen Knochen (SK), im zirkulären Faserzug (ZF) sowie der Verankerungszone (VZ) positiv. Die hyaline Knorpeldeckschicht (KD) bleibt weitestgehend Kollagen III frei.

b) Ausschnitt aus dem Labrum glenoidale: Der zirkuläre Faserzug (ZF) tritt besonders deutlich in Erscheinung und stellt sich deutlich Kollagen III-positiv dar.

Recessus (REC)

4.2.2.3 Segment III : Histologische Darstellung

Im medialen Segment stellt sich das Labrum glenoidale als eine Zone von zirkulär getroffenen Kollagenfaserbündeln dar (Abb. 4.17). In 14 Schnittpräparaten treten diese oberhalb der Verkalkungszone in Erscheinung und runden den hyalinen Knorpel nach lateral ab. In den übrigen 6 Präparaten lassen sich die quer getroffenen Bündel erst unterhalb der Verkalkungszone bestimmen. Sie stellen sich schwach Kollagen I-positiv und deutlich Kollagen III-positiv dar (Abb. 4.19). Die dichte Zone aus kollagenen Fasern löst sich proximal in Form von Sharpey-Fasern auf, welche parallel zum Knochen verlaufen und schließlich steil in das Periost der Scapula einstrahlen. Eine Verankerungszone aus kreuzenden Fasern wird nicht beobachtet. Kollagen II wird immunhistochemisch im Labrumbereich nicht nachgewiesen (Abb. 4.18).

Einzelne Kollagenfasern gehen lateral aus dem zirkulären Faserzug hervor und schlagen dann nach medio-superficial um (Abb. 4.17). Sie bilden damit die Grundlage einer zweiten Zone, die im Querschnitt dreieckig ist und in den Gelenkspalt hineinragt (Abb. 4.16; Meniskoide Falte). Dabei liegt sie der artikulierenden Gelenkfläche der Scapula nicht direkt auf, sondern lässt je nach Weite der Überlappung stets einen spaltförmigen Hohlraum frei. In den Fällen, wo der zirkuläre Faserzug erst unterhalb der Verkalkungszone lokalisiert ist, zieht sich dieser Hohlraum in die Tiefe fort und deutet einen Recessus an.

Neben den verankernden Kollagenfasern aus dem zirkulären Faserzug besteht die meniskoide Falte aus lockerem Bindegewebe, in dem zahlreiche Blutgefäße und vereinzelte Fettvakuolen eingelagert sind. Fibrozyten und Fibroblasten bilden die zelluläre Grundlage und kommen vor allem in den Randbereichen der Falte in erhöhter Anzahl und dicht gedrängt vor. Die Gefäße stellen sich diffus verteilt in der gesamten Falte dar. Dies wird besonders in den tTG-gefärbten Präparaten deutlich (Abb. 4.20). Insgesamt ist der Randsaum der zweiten Zone nicht scharf begrenzt, sondern weist ähnlich der Membrana synovialis Einziehungen und Ausstülpungen auf.

Das Kapselgewebe, das dem Labrum lateral anliegt und selbst nur schwach ausgeprägt ist, wird durch eingelagerte Bandstrukturen verstärkt, welche sowohl auf Anteile des cranialen sowie caudalen Schenkels des medialen Glenohumeralbandes zurückzuführen sind (Abb. 4.16; KB). Charakteristisch sind die gebündelten Kollagenfasern, die von elastischen Fasern durchzogen und vernetzt werden. Gelenkkapsel und Band bilden eine Einheit, so dass eine klare Abgrenzung voneinander histologisch nicht möglich ist. Sowohl der Kapsel-Band-

Apparat wie auch die in den Gelenkspalt hineinragende Falte der zweiten Zone exprimieren deutlich Kollagen III (Abb. 4.19). Der Nachweis von Kollagen I dagegen verläuft schwach, Kollagen II ist in diesem Bereich überhaupt nicht nachzuweisen (Abb. 4.18).

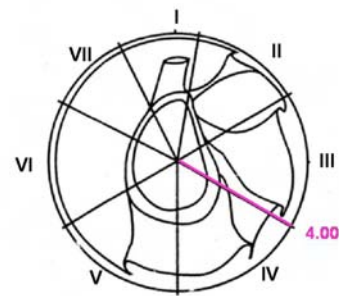


Abbildung 4.16: Segment III in der radiären Schnittebene (4.00 - Position), Beagle Nr. 111, H.E., linkes Glenoid

Charakteristisch für das dritte Segment ist eine meniskoide Falte, die aus dem zirkulären Faserzug (ZF) hervorgeht und nach medial in den Gelenkspalt hineinragt. Lateral besteht ein fließender Übergang zur Gelenkkapsel, die von eingelagerten Bandstrukturen verstärkt wird (Kapsel-Band-Apparat, KB). Die meniskoide Falte stellt sich in der radiären Schnittebene dreieckig dar.

Knorpeldeckschicht (KD)
Subchondraler Knochen (SK)

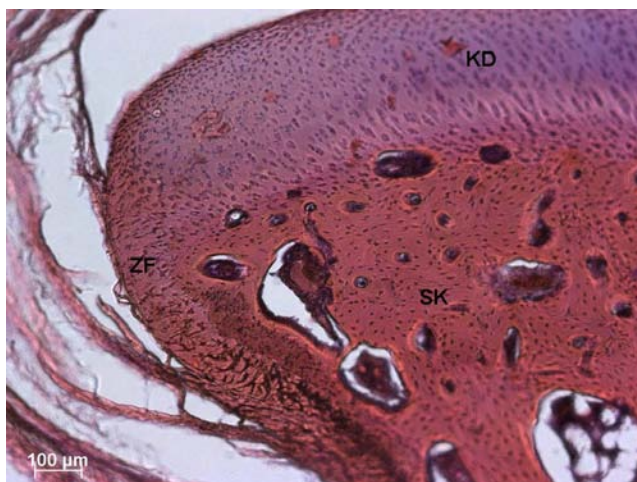


Abbildung 4.17: Ausschnitt aus dem zirkulären Faserzug im dritten Segment, Beagle Nr. 119, H.E., rechtes Glenoid

Die hyaline Knorpeldeckschicht (KD) wird lateral von zirkulär getroffenen Kollagenfaserbündeln (zirkulärer Faserzug, ZF) abgelöst, die sich unterhalb der Verkalkungszone fortsetzen. Medial findet sich eine enge Anbindung an den subchondral gelegenen Knochen (SK). Einzelne Kollagenfasern gehen lateral aus dem zirkulären Faserzug (ZF) hervor und schlagen nach medio-superficial um.

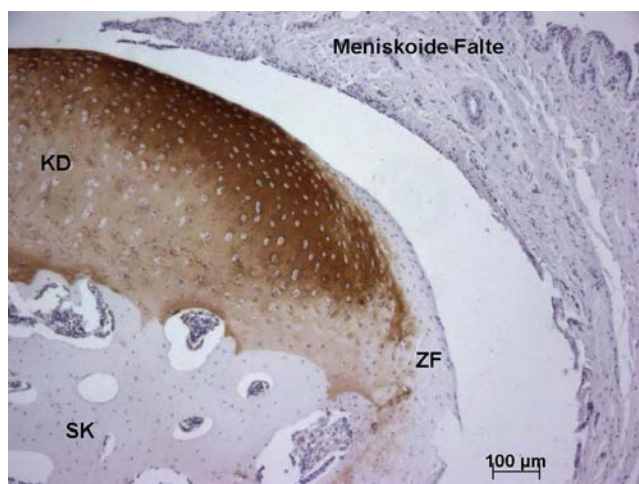


Abbildung 4.18: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen II (braun) im dritten Segment, Beagle Nr. 116, linkes Glenoid

Der Nachweis von Kollagen II verläuft ausschließlich in der hyalinen Knorpeldeckschicht (KD) positiv. Oberhalb der Verkalkungszone kann somit eine deutliche Abgrenzung zum zirkulären Faserzug (ZF) aufgezeigt werden.

Subchondraler Knochen (SK)

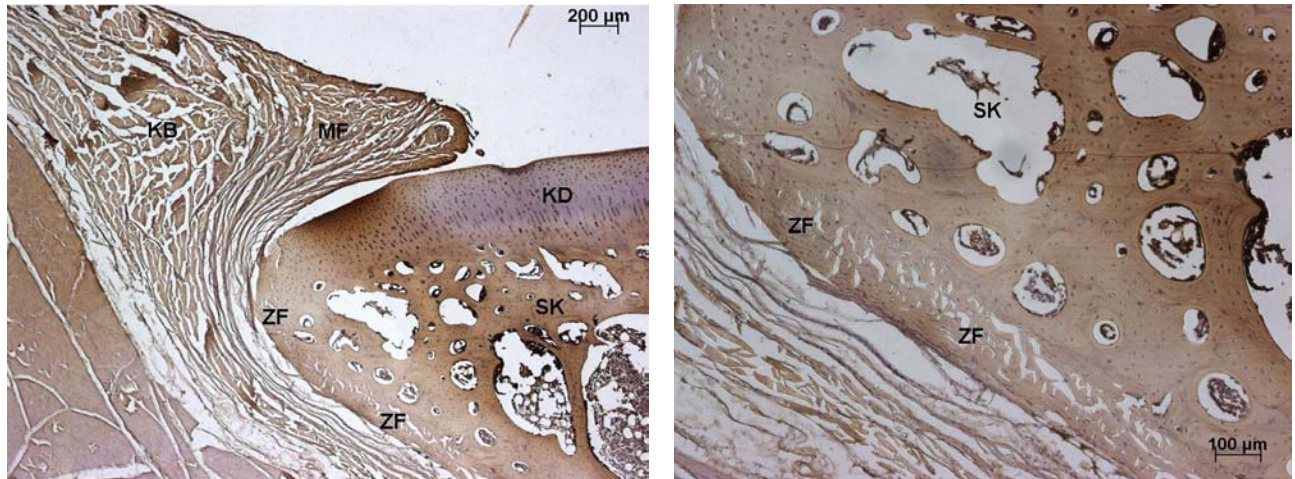


Abbildung 4.19 a und 4.19 b: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen III (braun) im dritten Segment, Beagle Nr. 106, rechtes Glenoid

a) Der Nachweis von Kollagen III verläuft sowohl im Kapsel-Band-Apparat (KB), in der meniskoiden Falte (MF), im subchondralen Knochen (SK) sowie dem zirkulären Faserzug (ZF) positiv. Die hyaline Knorpeldeckschicht (KD) bleibt v.a. nach medial hin Kollagen III frei.

b) Ausschnitt aus dem Labrum glenoidale: Der zirkuläre Faserzug (ZF) und die lateral hervorgehenden Kollagenfasern stellen sich Kollagen III-positiv dar.

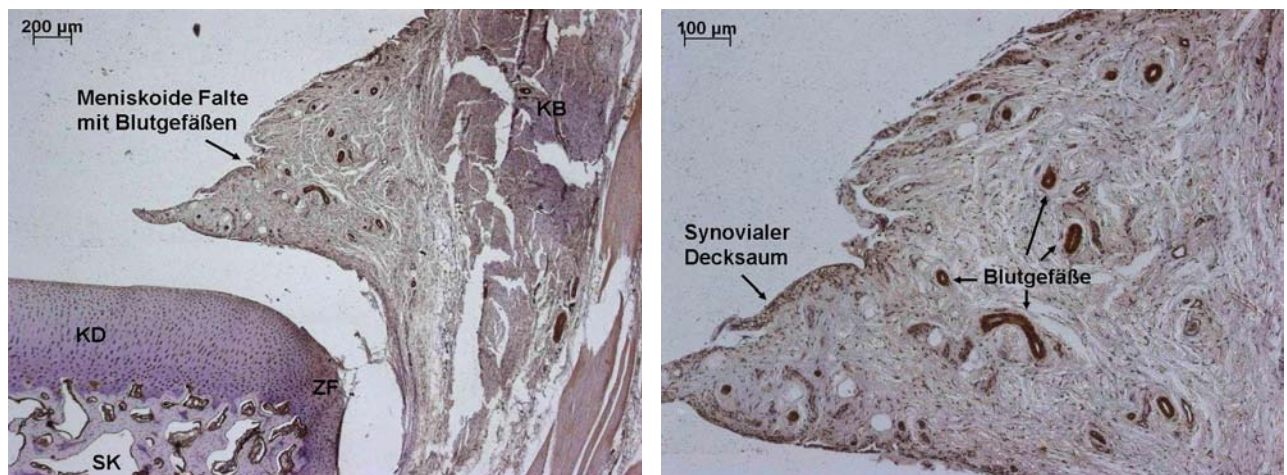


Abbildung 4.20 a und 4.20 b: Immunhistologischer Nachweis der Gewebe-Transglutaminase, tTG (braun) zur Bestimmung der Gefäßversorgung im dritten Segment, Beagle Nr. 111, linkes Glenoid

a) Subchondraler Knochen (SK) und meniskoiden Falte weisen tTG-Aktivität auf.

b) Im vergrößerten Ausschnitt heben sich die Blutgefäße (braun) deutlich vom übrigen Gewebe der meniskoiden Falte ab. Die Verteilung erscheint diffus in der gesamten Falte.

Knorpeldeckschicht (KD)
Zirkulärer Faserzug (ZF)
Kapsel-Band-Apparat (KB)

4.2.2.4 Segment IV und V: Histologische Darstellung

Aufgrund der makroskopisch recht einheitlichen Befunde in den caudalen Segmenten werden auch histologisch der caudomediale (4.00 - 6.00 Uhr, Segment IV) und der caudolaterale Bereich (6.00 - 8.00 Uhr, Segment V) im Folgenden zusammengefasst.

Dominierend im vierten Segment ist der breite, sehnig-muskulöse Anteil des Caput longum des Musculus triceps brachii, welcher seinen Ursprung im distalen Drittel des caudalen Scapularandes und am Tuberculum infraglenoidale findet (Nickel et al., 1992). Dies kommt histologisch der breiten knöchernen Ansatzfläche gleich (Abb. 4.21; Ansatz M. triceps brachii). Auffallend in der Anheftungszone sind die starke Exprimierung von Kollagen II und der Nachweis von Chondrozyten (Abb. 4.23). Im übrigen Sehnengewebe können Kollagen I- und Kollagen III-positive Signale immunhistochemisch nachgewiesen werden.

Das Labrum glenoidale gleicht in den caudalen Segmenten weitestgehend den in Segment III beschriebenen Befunden. Deutlich treten die zirkulären Faserzüge auch superficial der Verkalkungszone in Erscheinung, gehen aber nicht über das Niveau der hyalinen Knorpeldeckschicht hinaus (Abb. 4.22 und 4.26; ZF). Auf der gesamten Länge werden Fasern in die Kapselwand abgegeben, so dass histologisch eine enge Anbindung an das umgebende Weichteilgewebe besteht. Medial schlagen die Fasern in eine vorgewölbte Falte um, die jedoch ihren dreieckigen Charakter verliert und nur noch leicht konvex in den Gelenkspalt hineinragt (Abb. 4.21 und 4.25). Sie ist gekennzeichnet durch ihr lockeres Maschenwerk an kollagenen Fasern, fetthaltige Falten und Zotten sowie einigen Blutgefäßen und einen synovialen Randsaum. Die Kollagenverteilung deckt sich mit den Befunden aus dem dritten Segment. Der zirkuläre Faserzug sowie die einstülpende Falte stellen sich schwach Kollagen I- und deutlich Kollagen III-positiv dar (Abb. 4.24). Der Nachweis von Kollagen II beschränkt sich auf den hyalinen Knorpel und ist im Labrumbereich nicht zu finden.

Während die Kapselwand im vierten Segment noch Züge vom caudalen Schenkel des medialen Glenohumeralbandes aufweist (Abb. 4.21; KB), stellt sie sich caudolateral ohne jegliche Verstärkung dar (Abb. 4.25; K). Folglich präsentiert sich die Gelenkkapsel im fünften Segment sehr viel dünner. Bis zum subchondral gelegenen Knochen durchgehende Fasern in der Kapselwand (Membrana fibrosa) werden zum Gelenkspalt hin von einer zottenhaltigen und stärker durchbluteten Membrana synovialis abgelöst.

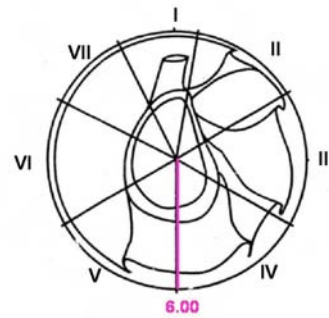
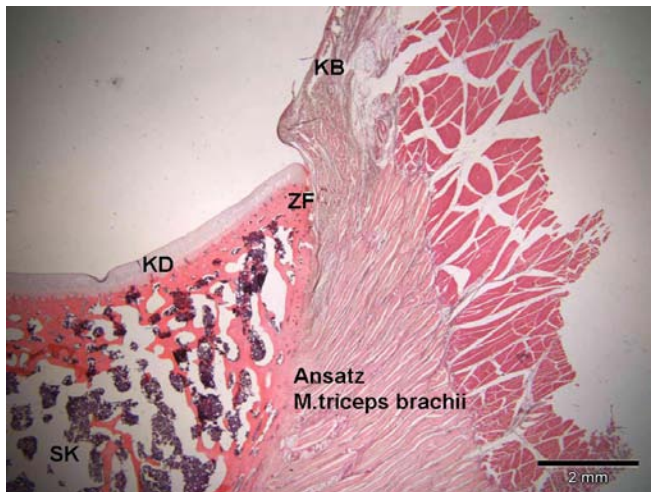


Abbildung 4.21: Segment IV in der radiären Schnittebene (6.00 - Position), Beagle Nr. 115, H.E., linkes Glenoid

Auffallend ist der breite, sehnig-muskulöse Ansatz des Musculus triceps brachii (M. triceps brachii) am subchondralen Knochen (SK). Das Labrum glenoidale ist als zirkulärer Faserzug (ZF) ausgebildet und stellt eine enge Anbindung zum Kapsel-Band-Apparat (KB) dar, welcher sich leicht in den Gelenkspalt vorwölbt.

Knorpeldeckschicht (KD)

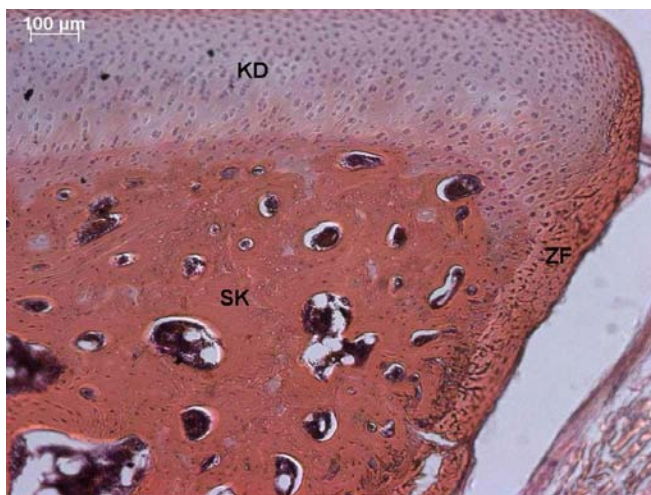


Abbildung 4.22: Ausschnitt aus dem zirkulären Faserzug im vierten Segment, Beagle Nr. 115, H.E., linkes Glenoid

Der zirkuläre Faserzug (ZF) tritt auch oberhalb der Verkalkungszone in Erscheinung, geht aber nicht über das Niveau der hyalinen Knorpeldeckschicht (KD) hinaus.

Subchondraler Knochen (SK)

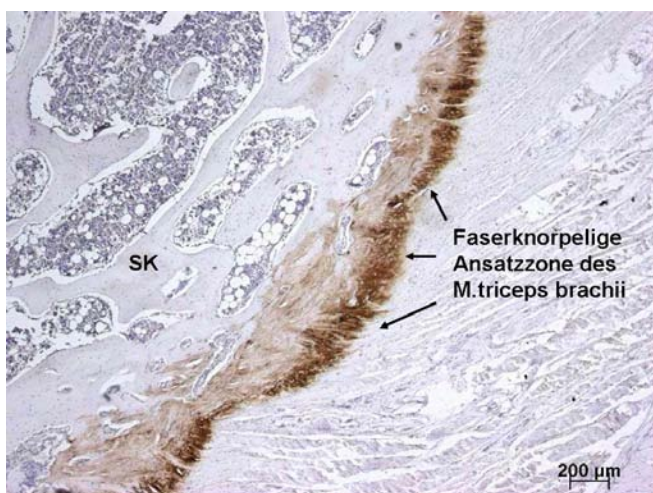


Abbildung 4.23: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen II (braun) im vierten Segment, Beagle Nr. 116, linkes Glenoid

Kollagen II findet sich ausschließlich in der Anheftungszone vom M. triceps brachii am subchondralen Knochen (SK), während sich Knochen und Sehne selbst Kollagen II-negativ darstellen.

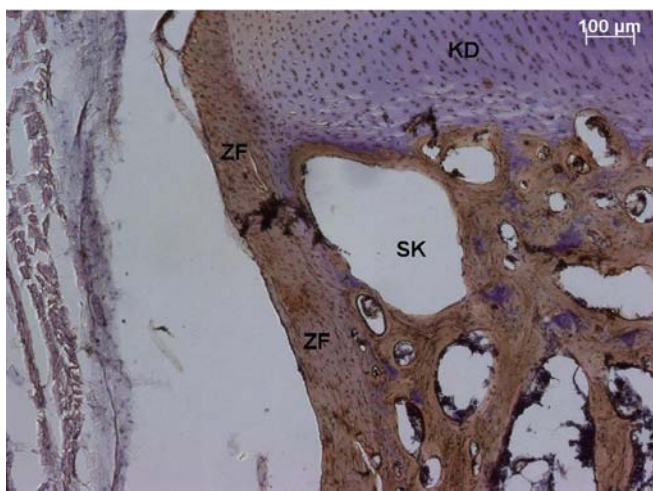


Abbildung 4.24: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen I (braun) im vierten Segment, Beagle Nr. 100, rechtes Glenoid

Der Nachweis von Kollagen I verläuft im subchondralen Knochen (SK) und im zirkulären Faserzug (ZF) positiv. Die Knorpeldeckschicht (KD) bleibt frei von Kollagen Typ I-Fasern, so dass das Labrum glenoidale oberhalb der Verkalkungszone gut abgegrenzt werden kann.

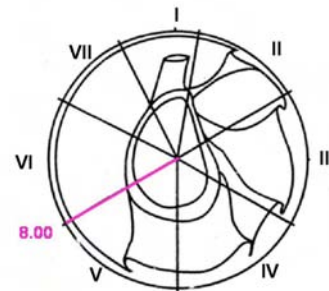


Abbildung 4.25: Segment V in der radiären Schnittebene (8.00 - Position), Beagle Nr. 112, H.E., linkes Glenoid

Der zirkuläre Faserzug (ZF) stellt einen direkten Übergang zwischen Glenoid und Gelenkkapsel (K) dar, welche sehr dünn ausgeprägt ist. Markiert sind die Kollagenfasern des Labrums, die aus der zirkulären Faserschicht hervorgehen und in der Tiefe am subchondralen Knochen (SK) in Form von Sharpey-Fasern ansetzen.

Knorpeldeckschicht (KD)

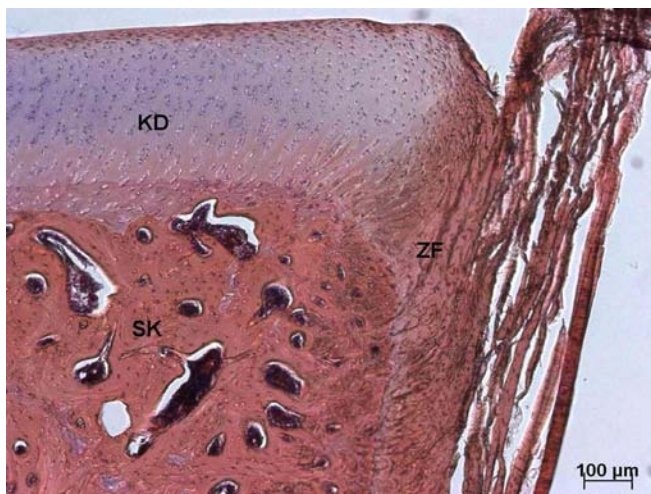


Abbildung 4.26: Ausschnitt aus dem zirkulären Faserzug im fünften Segment, Beagle Nr. 115, H.E., linkes Glenoid

Der zirkuläre Faserzug (ZF) ist deutlich ausgeprägt und tritt auch oberhalb der Verkalkungszone in Erscheinung. Medial liegt eine enge Anbindung an den subchondralen Knochen (SK) vor. Lateral werden auf der gesamten Länge Kollagenfasern in die Kapselwand abgegeben, so dass ein fließender Übergang besteht.

Knorpeldeckschicht (KD)

4.2.2.5 Segment VI : Histologische Darstellung

Der laterale Bereich des Glenoids ist durch ein stark ausgeprägtes Labrum glenoidale gekennzeichnet, welches sich in den Kollagen I- und Kollagen III-Färbungen durch eine deutliche Braunfärbung vom homogenen Knorpelgewebe abhebt (Abb. 4.29). Der zirkuläre Faserzug nimmt an Breite und Höhe zu, so dass die hyaline Knorpeloberfläche deutlich überragt wird (Abb. 4.28; ZF). Die Ausdehnung oberhalb der Verkalkungszone überschreitet die Länge der subchondralen Verankerung in der Tiefe. Sharpey-Fasern werden bereits superficial, im oberen Drittel der angeschnittenen Scapula abgegeben (Abb. 4.27).

Eine Abgrenzung zu anliegenden Strukturen fällt schwer, da von dem zirkulären Faserzug zahlreiche Kollagenfasern zur Kapselwand ziehen und somit eine bindegewebige Verknüpfung mit dieser besteht. Die Kapselwand wiederum wird von zahlreichen quer getroffenen Faserbündeln durchzogen, die auf das laterale Glenohumeralband hindeuten (Abb. 4.27; KB). Die Stärke des Bandes und die vollständige Integration in die Gelenkkapsel verleihen dieser ein wuchtiges und weit nach lateral ausladendes Aussehen. In einigen Präparaten jedoch deutet – je nach einstrahlendem Winkel des Ligaments – eine leichte Einziehung in der Gelenkwand auf den Beginn des Bandapparates hin (Abb. 4.27; Pfeil). Darüber hinaus kann der Nachweis von Blutgefäßen als Differenzierungsmerkmal dienen (Abb. 4.30). Im ligamentären Gewebe ist keine Gefäßversorgung nachzuweisen. In dem unmittelbar an das Labrum angrenzenden Kapselbereich dagegen lassen sich kleine Blutgefäße identifizieren, und der Randsaum stellt sich deutlich acidophil in der H.E.-Färbung dar. Teilweise bestimmen in diesem Bereich kleine Falten und Zotten die Oberfläche.

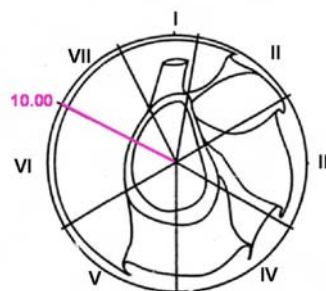
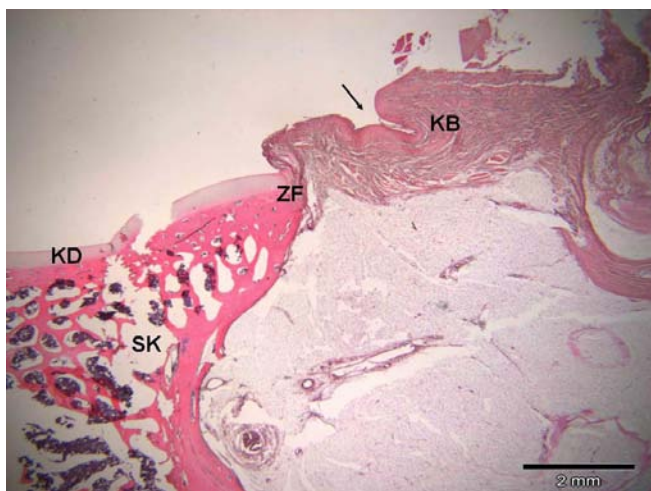


Abbildung 4.27: Segment VI in der radiären Schnittebene (10.00 - Position), Beagle Nr. 115, H.E., linkes Glenoid

Die Gelenkkapsel findet unmittelbare Anheftung am zirkulären Faserzug (ZF) und wird lateral der Einziehung (s. Pfeil) von Bandstrukturen verstärkt, so dass von einem Kapsel-Band-Apparat (KB) gesprochen werden kann.

Knorpeldeckschicht (KD)
Subchondraler Knochen (SK)



Abbildung 4.28: Ausschnitt aus dem zirkulären Faserzug im sechsten Segment, Beagle Nr. 116, H.E., linkes Glenoid

Der zirkuläre Faserzug (ZF) ist vor allem superficial ausgeprägt und geht weit über das Niveau der Knorpeldeckschicht (KD) hinaus.

Subchondraler Knochen (SK)

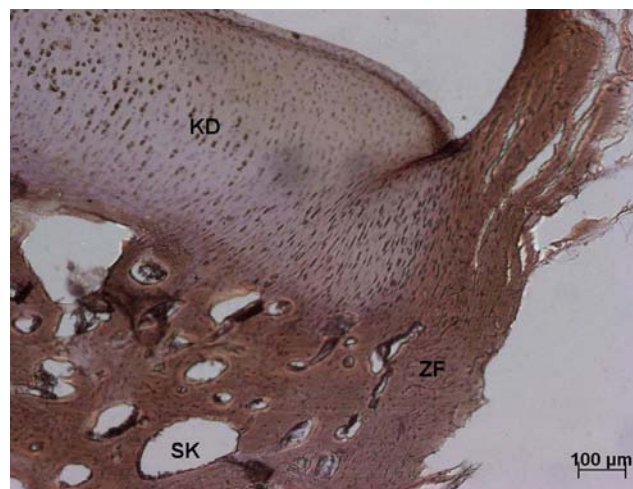
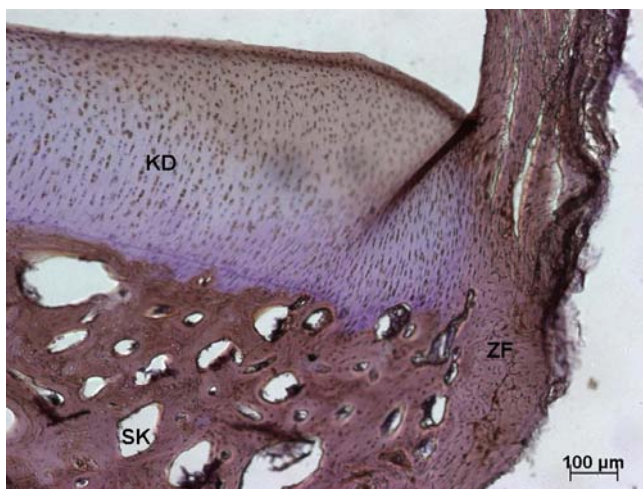


Abbildung 4.29 a und 4.29 b:

Immunhistologischer Nachweis von a) Kollagen I (braun) und b) Kollagen III (braun) im sechsten Segment, Beagle Nr. 116, linkes Glenoid

a) Der Nachweis von Kollagen Typ I-Fasern verläuft im subchondralen Knochen (SK) und im zirkulären Faserzug (ZF) positiv, während sich die Knorpeldeckschicht (KD) weitestgehend Kollagen I frei darstellt.

b) Kollagen III lässt sich im subchondralen Knochen (SK) und im zirkulären Faserzug (ZF) deutlich, in der Knorpeldeckschicht (KD) schwach nachweisen.

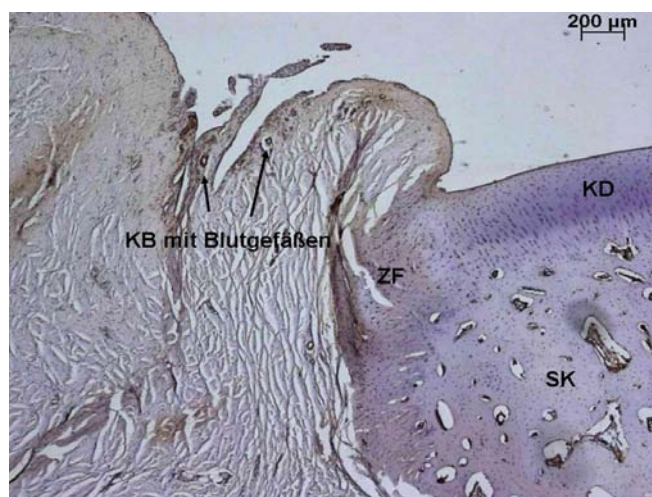


Abbildung 4.30: Immunhistologischer Nachweis der Gewebe-Transglutaminase, tTG (braun) zur Bestimmung der Gefäßversorgung im sechsten Segment, Beagle Nr. 106, rechtes Glenoid

Im synovialen Saum der unmittelbar an den zirkulären Faserzug (ZF) angrenzenden Gelenkkapsel lassen sich kleine Blutgefäße nachweisen. Der übrige Kapsel-Band-Apparat (KB) weist keine tTG-Aktivität auf.

Knorpeldeckschicht (KD)
Subchondraler Knochen (SK)

4.2.2.6 Segment VII : Histologische Darstellung

Im siebten Segment tritt der zirkuläre Faserzug vollständig in den Hintergrund und wird von einer kräftigen Verankerungszone abgelöst (Abb. 4.32 a). Die Kollagenfasern kreuzen sich, während die Chondrozyten einzeln oder zu zweit zwischen ihnen zu liegen kommen (Abb. 4.32 b). Die Zone erstreckt sich von einzelnen demaskierten Fasern in der lateralen Knorpeldeckschicht proximal in den subchondralen Knochen, wo ein fließender Übergang zwischen Knochenlamellen und Verankerungsfasern besteht. Die gesamte Zone stellt sich Kollagen II-positiv dar (Abb. 4.33).

Auffallend ist die enge Anbindung des Labrums an Strukturen des lateralen Glenohumeralbandes (Abb. 4.31; KB). Die dicht gepackten, quer getroffenen Faserbündel lassen sich gut differenzieren und reichen bis an den Faserzug der Verankerungszone heran. Im Vergleich zum lateralen Segment nimmt das Glenohumeralband deutlich an Breite bzw. Masse ab und schlägt durch einen angedeuteten Recessus in das lockere Kapselgewebe über. Dieses ist durch eine gefältete Oberfläche sowie einen synovialen Decksaum gekennzeichnet. Insgesamt bleibt jedoch eine exakte Abgrenzung schwierig. Band und Kapsel exprimieren sowohl Kollagen I als auch III.

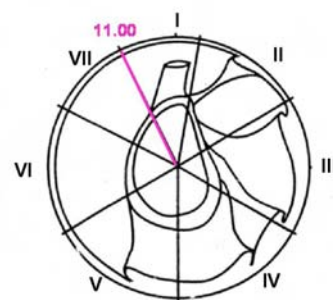
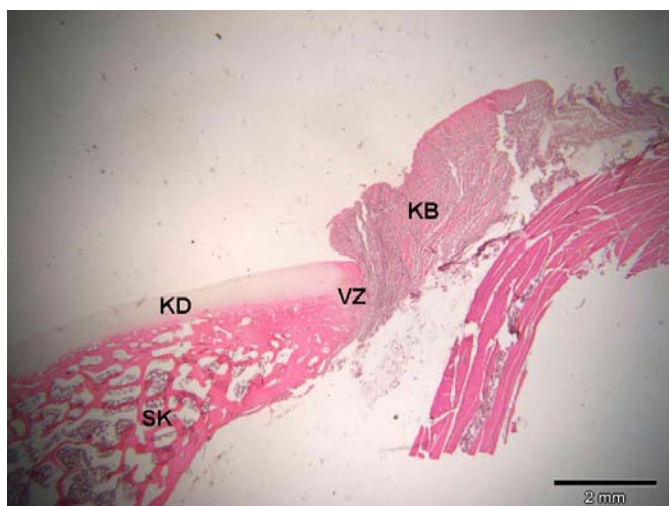


Abbildung 4.31: Segment VII in der radiären Schnittebene (11.00 - Position), Beagle Nr. 114, H.E., linkes Glenoid

Das Labrum glenoidale stellt sich als Verankerungszone (VZ) mit enger Anbindung zur Knorpeldeckschicht (KD) und zum subchondralen Knochen (SK) dar. Lateral schließt sich die Gelenkkapsel an, die von Bandstrukturen dominiert wird (Kapsel-Band-Apparat, KB).

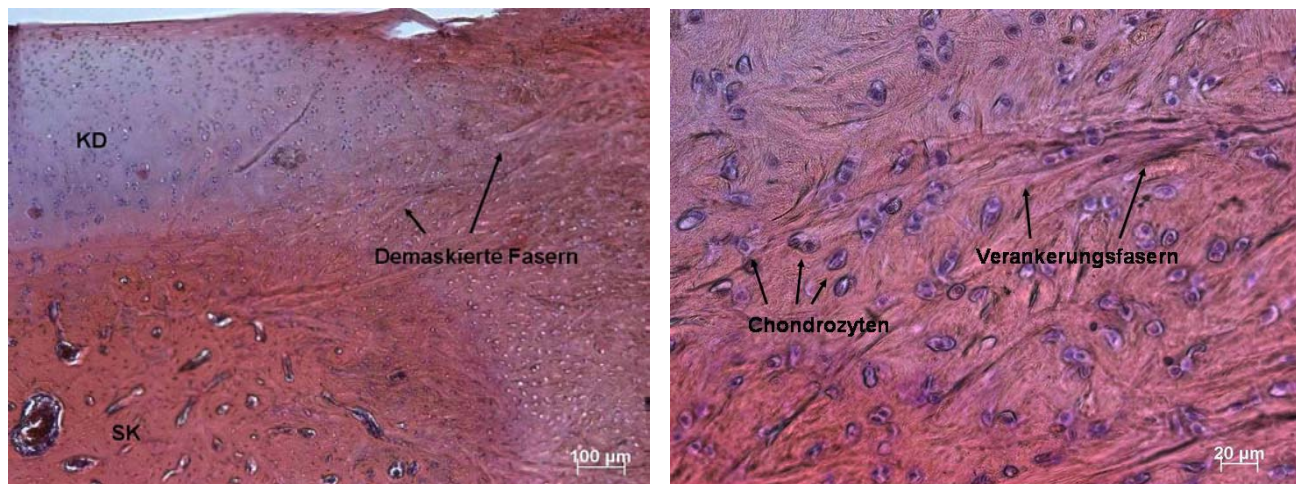


Abbildung 4.32 a und 4.32 b: Ausschnitt aus der Verankerungszone im siebten Segment, Beagle Nr. 113, H.E., linkes Glenoid

a) Im lateralen Bereich der Knorpeldeckschicht (KD) treten einzelne demaskierte Fasern der Verankerungszone in Erscheinung. Proximal lassen sich die Kollagenfasern bis in den subchondralen Knochen (SK) verfolgen. Der Übergang ist fließend.

b) Die Verankerungszone ist durch kreuzende Kollagenfasern und zwischen-
gelagerte Chondrozyten gekennzeichnet, welche ungeordnet zwischen den Verankerungsfasern eingebettet sind.

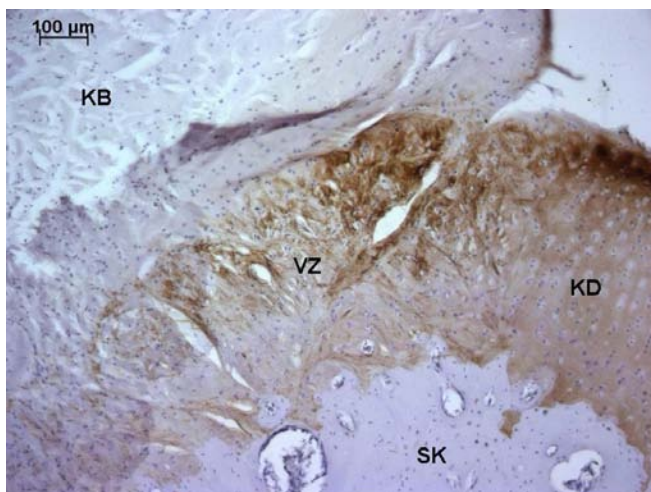


Abbildung 4.33: Immunhistologischer Nachweis von Kollagen II (braun) im siebten Segment, Beagle Nr. 100, rechtes Glenoid

Der Nachweis von Kollagen II verläuft in der Knorpeldeckschicht (KD) und in der Verankerungszone (VZ) positiv. Subchondraler Knochen (SK) und Kapsel-Band-Apparat (KB) weisen keine Kollagen Typ II-Fasern auf.

4.2.3 Größenbestimmung des Labrum glenoidale

Um die Größe des Labrums in den einzelnen Segmenten bestimmen zu können, wird die Verkalkungszone als Hilfslinie herangezogen. Bestimmt werden Höhe und Breite des Labrums oberhalb der Verkalkungszone sowie die Tiefe unterhalb der Verkalkungszone (Abb. 4.34). Höhe und Tiefe werden als Gesamtlänge zusammengefasst. Verankerungszone und zirkulärer Faserzug werden differenziert betrachtet. Die Messungen erfolgen unter Berücksichtigung des Maßstabes über das Fotoprogramm „Axio Vision 3.1“ der Firma Zeiss, Darmstadt.

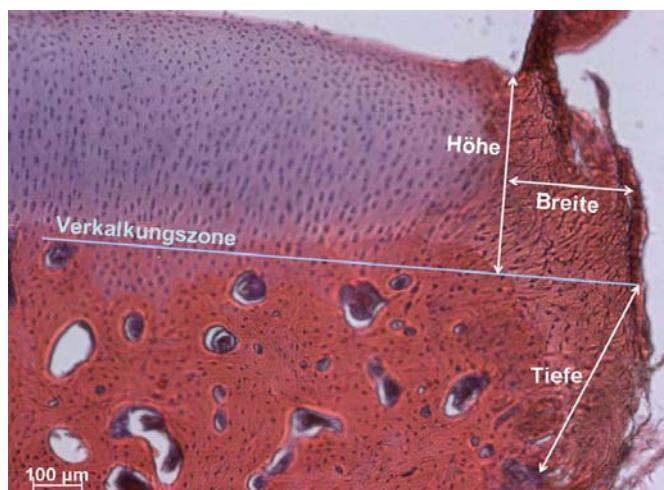


Abbildung 4.34: Vermessung des Labrum glenoidale, Beagle Nr. 113, Segment VI, H.E., linkes Glenoid

Höhe: Die Höhe wird im rechten Winkel zur Verkalkungszone bis zur maximalen Höhenausdehnung des Labrums gemessen.

Breite oben: Die Breite wird von den ersten demaskierten Fasern medial bis zum äußersten lateralen Punkt gemessen, indem die Höhe halbiert und parallel zur Verkalkungszone ein Längenmaß angelegt wird.

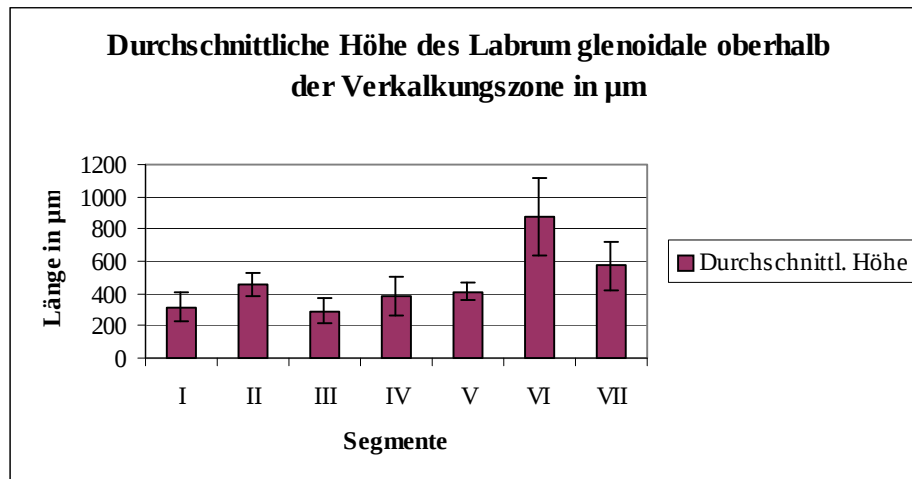
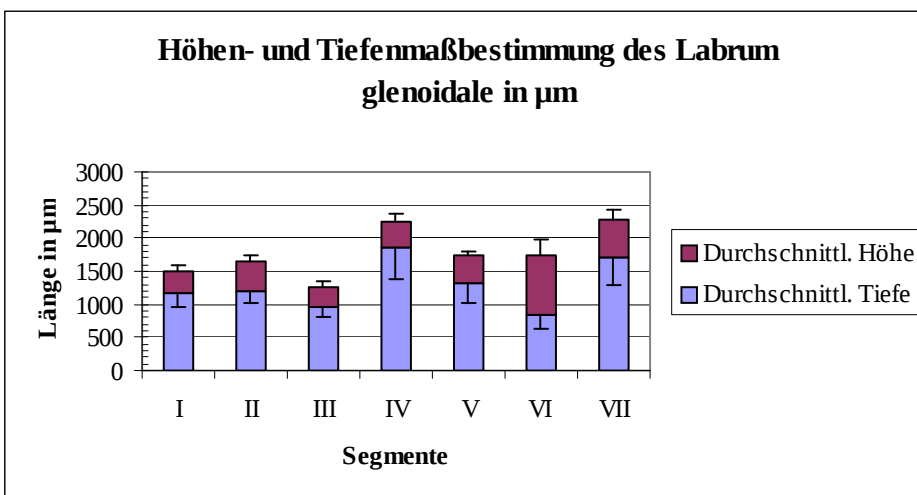
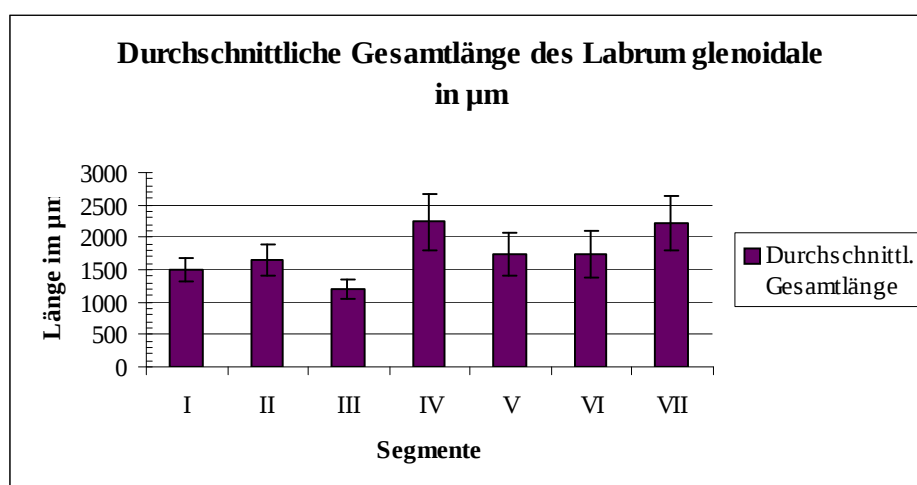
Tiefe: Die Tiefe wird durch die Länge des Labrums unterhalb der Verkalkungszone bis zum Ausreten der ersten Sharpey-Fasern (diese werden in der Tiefenmessung nicht berücksichtigt) bestimmt. Hierbei wird vom lateralen Punkt des Labrums an der Verkalkungszone bis zur medialen Labrum-Knochen-Grenze eine schräg verlaufende Längenbestimmung von superficial nach proximal durchgeführt.

	Durchschnittliche Höhe des Labrum glenoidale oberhalb der Verkalkungszone in μm		Durchschnittliche Tiefe des Labrum glenoidale unterhalb der Verkalkungszone in μm	
	Höhe	SD	Tiefe	SD
Segment I	316,22	91,03	1174,10	209,62
Segment II	459,68	70,29	1195,40	186,38
Segment III	291,04 *	75,89	969,95	161,89
Segment IV	385,18	121,66	1857,67	481,67
Segment V	410,55	53,03	1327,69	314,44
Segment VI	877,32	236,20	851,77	221,53
Segment VII	572,99 **	150,80	1710,97	413,35

Tabelle 4.1: Durchschnittliche Höhen- und Tiefenmaßbestimmung des Labrum glenoidale (n=10)
 * Durchschnittliche Höhenmaßbestimmung des Labrum glenoidale im Segment III (n=7)
 ** Durchschnittliche Höhenmaßbestimmung des Labrum glenoidale im Segment VII (n=9)
 Standardabweichung (SD)

	Durchschnittliche Gesamtlänge des Labrum glenoidale in μm	
	Länge	SD
Segment I	1490,32	179,78
Segment II	1655,08	236,04
Segment III	1202,90 *	159,71
Segment IV	2242,85	438,74
Segment V	1738,24	337,09
Segment VI	1729,09	358,55
Segment VII	2221,02 **	433,49

Tabelle 4.2: Durchschnittliche Gesamtlänge des Labrum glenoidale (n=10)
 * Durchschnittliche Gesamtlänge des Labrum glenoidale im Segment III (n=7)
 ** Durchschnittliche Gesamtlänge des Labrum glenoidale im Segment VII (n=9)
 Standardabweichung (SD)

Abbildung 4.35: Durchschnittliche Höhe des Labrum glenoidale oberhalb der Verkalkungszone in μm Abbildung 4.36: Höhen- und Tiefenmaßbestimmung des Labrum glenoidale in μm Abbildung 4.37: Durchschnittliche Gesamtlänge des Labrum glenoidale in μm

	Durchschnittliche Breite des Labrum glenoidale oberhalb der Verkalkungszone in μm	
	Breite	SD
Segment I	303,35	66,34
Segment II - VZ	305,99	
Segment II - ZF	168,58 *	
Segment II	440,86	135,17
Segment III	128,80 **	45,13
Segment IV	116,96	86,13
Segment V	190,86	67,80
Segment VI	416,98	93,55
Segment VII	278,34 ***	156,96

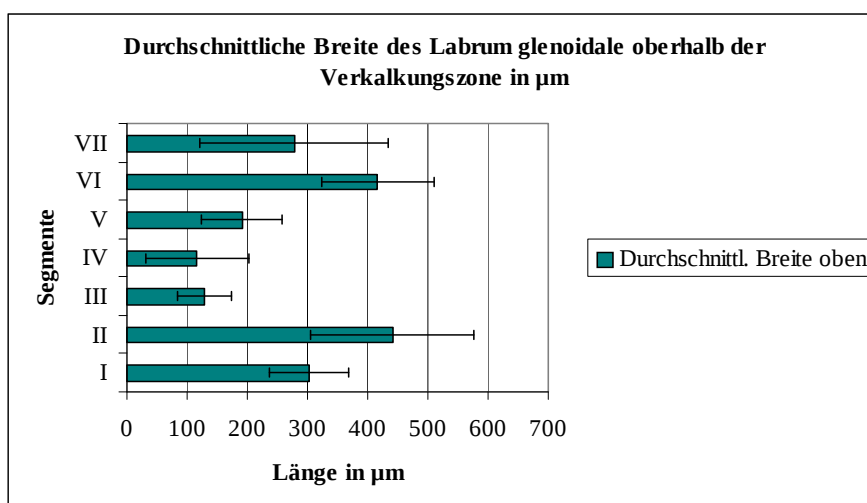
Tabelle 4.3: Durchschnittliche Breitenmaßbestimmung des Labrum glenoidale (n=10)

* Durchschnittliche Breitenmaßbestimmung der zirkulären Faserzone im Segment II (n=8)

** Durchschnittliche Breitenmaßbestimmung des Labrum glenoidale im Segment III (n=7)

*** Durchschnittliche Breitenmaßbestimmung des Labrum glenoidale im Segment VII (n=9)

Standardabweichung (SD)

Abbildung 4.38: Durchschnittliche Breite des Labrum glenoidale oberhalb der Verkalkungszone in μm

4.3 Das Labrum glenoidale: Makroskopischer und mikroskopischer Vergleich

Vergleicht man die histologischen Befunde mit den makroskopisch gewonnenen Erkenntnissen, wird deutlich, warum sich eine Abgrenzung von Labrum und umgebendem Gewebe in der Adspektion der Cavitas glenoidalis mitunter schwierig gestaltet. So kann mit bloßem Auge nur der Anteil des Labrums erfasst werden, der sich in Höhe und / oder Breite von dem Rand der hyalinen Deckschicht abhebt, während die meist nicht unerhebliche Tiefenausdehnung nur bei mikroskopischer Beurteilung erkannt wird. Die histologische Zuordnung der kollagenen Fasern zu einer Verankerungszone, einem zirkulären Faserzug sowie einer variablen, meniskoiden Zone hilft darüber hinaus die Ausprägung des Labrums weitaus besser zu erfassen, als dies makroskopisch möglich wäre. Dennoch stimmt das makroskopische Erscheinungsbild mit den histologischen Befunden weitestgehend überein.

So lässt sich der makroskopisch mobile Eindruck im cranialen und medialen Glenoidbereich darauf zurückführen, dass das Labrum glenoidale in diesen Segmenten histologisch eine insgesamt niedrige Gesamt- und damit Anheftungslänge aufweist. Zusätzlich sorgt der zweibuchtige Recessus subscapularis im zweiten Segment für Mobilität.

Die minimale Breitenausdehnung des zirkulären Faserzugs im dritten Segment wird durch die überlappende meniskoide Falte verdeckt, die auch makroskopisch das Bild im medialen Segment prägt.

Die durchschnittliche Gesamtlänge des Labrums und die damit verbundene Anheftung am Glenoid liegen in den caudalen und lateralen Segmenten höher und stimmen mit den makroskopischen Befunden einer festen Labrum- sowie Kapselanbindung überein.

Die sehr schwache Breitenausdehnung des Labrums im vierten und fünften Segment sowie die ausgeprägte Anheftungszone in der Tiefe erklären den makroskopischen Befund einer festen Anbindung sowie eines fließenden Übergangs zwischen Glenoid und Gelenkkapsel im caudalen Bereich.

Die deutliche Ausprägung des Labrums im sechsten Segment wird histologisch durch maximale Breiten- und Höhenausdehnung untermauert.

Der makroskopisch nicht zu beurteilende Ursprung der Bizepssehne stellt sich histologisch eindeutig knöchern dar, wobei einzelne Fasern auch in der Verankerungszone des Labrums angeheftet sind.

Der makroskopische Eindruck eines eigenständigen lateralen Glenohumeralbandes gibt das histologische Bild nur unzureichend wieder. Im Gegensatz zum cranialen Schenkel des

medialen Glenohumeralbandes, welcher sich histologisch eindeutig als isolierte Struktur darstellt und, über ein Gekröse aufgehängt, frei in die Gelenkhöhle ragt, sind der caudale Schenkel des medialen Bandes sowie das laterale Glenohumeralband in das Kapselgewebe integriert und nicht deutlich abgrenzbar.

Übereinstimmung findet sich wieder im siebten Segment, wo es makroskopisch zu einer Verschmelzung zwischen Labrum glenoidale und lateralem Glenohumeralband kommt und auch histologisch eine Anheftung des Bandes an die Gelenkklippe erfolgt.

5 Diskussion

5.1 Kritische Betrachtung der Tierauswahl

Die in Rasse, Alter und Gewicht homogene Untersuchungsgruppe ermöglichte in der vorliegenden Arbeit eine gute Vergleichbarkeit der einzelnen Gelenke und lässt zuverlässige Aussagen zur anatomischen Normsituation des caninen Labrum glenoidale zu. Die Haltungsbedingungen der 20 Beagles im Rahmen einer vorangeschalteten toxikologischen Versuchsstudie ließen weder auf Fehl- noch Überbelastungen der Gelenke schließen, so dass traumatisch bedingte Veränderungen oder Abnutzungserscheinungen an den Gelenken nicht zu erwarten waren. Durch die schnelle Präparation und Fixierung der Gelenke unmittelbar *post mortem* konnte das Fortschreiten von autolytisch bedingten Prozessen (Zelltod, enzymatische / bakteriologische Gewebezersetzung) aufgehalten werden (Weiss, 1990).

Es ist anzunehmen, dass die Struktur des Labrums durch das Alter beeinflusst wird und auch bei unterschiedlichen Rassetypen (z.B. chondrodystrophe Rassen) variiert.

5.2 Kritische Betrachtung der Untersuchungsmethoden

a) Makroskopie

Die approximative Flächenmaßberechnung der artikulierenden Gelenkflächen von Scapula und Humerus gibt Aufschluss über die Bedeutung des Labrum glenoidale im gesamten Schulterkomplex. Die makroskopisch gewonnenen Längen- und Breitenmaße der Cavitas glenoidalis sowie des Caput humeri verstehen sich hierbei als Richtwerte, die ungeachtet der konvexen bzw. konkaven Wölbung der Gelenkflächen gewonnen wurden. Auch die Flächenmaßberechnung nach Form einer Ellipse soll ausschließlich als Anhaltspunkt für die (In-)Kongruenz des Schultergelenkes dienen. Um die Präparate zu schonen, wurde auf repräsentativere Methoden zur Flächenmaßbestimmung, wie sie Eller (2003) in ihrer Dissertation diskutiert, verzichtet. Hier wäre z.B. der Einsatz von drucksensitiven Filmen oder die Herstellung von Silikonabdruckpräparaten der Kontaktflächen denkbar gewesen.

b) Mikroskopie

In Anlehnung an eine anatomisch-histologische Studie zum Labrum glenoidale des Menschen wurde die Aufteilung des Glenoids in sieben Segmente modifiziert übernommen (König, 1998). Da als einziger Fixpunkt die Bizepssehne im ersten Segment herangezogen werden konnte, waren leichte Ungenauigkeiten in der Ausrichtung des Glenoids und in der per Hand durchgeführten Schnittführung unvermeidbar. Weiterhin muss bei der Interpretation der Ergebnisse berücksichtigt werden, dass die einzelnen Segmentblöckchen nicht als Serienschnitte aufgearbeitet wurden und die einzelnen Präparate nur jeweils einen Ausschnitt aus dem entsprechenden Segment widerspiegeln.

Differenzen zwischen makroskopisch und mikroskopisch gewonnenen Größenparametern sind darauf zurückzuführen, dass den Präparaten während der Fixierungs-, Entwässerungs- und Einbettvorgänge Flüssigkeit entzogen wurde und sie somit einer geringen Formveränderung (Schrumpfung) unterlagen. Die unterschiedliche Haftung der verschiedenen Gewebe eines Präparates auf dem Objektträger (entkalkter Knochen, Weichteilgewebe) sowie die Beanspruchung der Schnitte durch die Färbeprozesse führten teilweise zu histologischen Artefakten, die als solche auch bei der Auswertung berücksichtigt wurden.

Während sich der immunhistologische Nachweis von Kollagen II als äußerst hilfreich bei der Abgrenzung der faserknorpeligen Verankerungszone herausstellte, präsentierten sich die Kollagentypen I und III als sehr unspezifisch. Positive Reaktionen fanden sich im subchondralen Knochen, in Sehnen, Bändern und Muskulatur, im lockeren Bindegewebe der Gelenkkapsel sowie in allen Zonen des Labrum glenoidale.

Die Transglutaminase-II Aktivität der Endothel- und glatten Muskelzellen von Arterien und Venen erwies sich auch in unserer Studie als guter Indikator für den Nachweis der Gefäßversorgung (Buemi et al., 2004).

Bei der Festlegung der histologischen Messparameter stellte sich die Verkalkungszone als definierbare Hilfslinie heraus, welche in allen Präparaten als Bezugspunkt herangezogen werden konnte (König, 1998). Schwieriger gestaltete sich dagegen die exakte Festlegung der Messpunkte, wie z. B. die Demaskierung der ersten kollagenen Fasern im hyalinen Knorpel (Breite oberhalb der Verkalkungszone) oder das Umschlagen des zirkulären Faserzugs in die Sharpey-Fasern (Tiefenbestimmung). Ferner muss beachtet werden, dass nicht jedes Segment in der exakt gleichen Schnittebene beurteilt werden konnte und alle Messgrößen daher ausschließlich als durchschnittliche Richtwerte für ein Segment betrachtet werden dürfen. Um

zusätzliche interindividuelle Messungenauigkeiten zu vermeiden, wurden die Vermessungen in dieser Arbeit von nur einer Person durchgeführt.

5.3 Ergebnisse zum Labrum glenoidale des Hundes

Mit einem annähernden Größenverhältnis von 2,5:1 zwischen Caput humeri und Cavitas glenoidalis des Hundes siedeln sich unsere Werte genau zwischen den von Evans (1993) und Bardet (2002 b) genannten Inkongruenzangaben an. Unklar bleibt jedoch in beiden Fällen, mit welcher Methode das Größenverhältnis bestimmt wurde und welche Fallzahl den Untersuchungen zugrunde lag.

Entgegen den Publikationen, die dem Labrum glenoidale beim Hund vergrößernde und vertiefende Eigenschaften zusprechen (Schaller, 1992; Evans, 1993; Liebich et al., 2004 b; Salomon, 2004), konnten wir feststellen, dass sich das Labrum glenoidale beim Hund makroskopisch keineswegs als markante Struktur darstellt. Stattdessen dominiert die enge Anbindung an angrenzende Strukturen, wie Bizepssehne, Glenohumeralbänder und Gelenkkapsel, womit diese unverzichtbarer Bestandteil der Auswertung wurden.

Während Evans (1993) das Labrum beim Hund als eine Struktur beschreibt, die den caudolateralen Rand der Cavitas glenoidalis um 1 bis 2 mm überragt, kamen wir in unseren makroskopischen Studien zu dem Ergebnis, dass das Labrum in den beiden caudalen Bereichen (Segmente IV und V) nur in 50 % der Fälle als isolierte Struktur in Erscheinung tritt und in den übrigen Fällen nicht von der Kapselwand abzugrenzen ist. Dagegen kann eine starke Ausprägung der Gelenklippe im lateralen und laterocranialen Segment bestätigt werden. In diesem Bereich kommt das Labrum, nicht zuletzt durch die enge Anbindung des lateralen Glenohumeralbandes, einer gelenkflächenvergrößernden sowie vertiefenden Funktion nach. Medial (Segment III) stellt sich die Gelenklippe in der Aufsicht als meniskoide Falte dar, die sich in den Gelenkspalt stülpt. In den übrigen Bereichen kann das Labrum makroskopisch nicht als isolierte Struktur definiert werden.

Auf mikroskopischer Ebene beschreibt Kujat (1986), dass das Glenoid allseits von einem Labrum umgeben wird, welches lateral breiter als medial ausgebildet ist. Diesem Befund können wir uns nach histologischer Studie der Präparate anschließen. So ergeben unsere

Messungen sowohl für die durchschnittlichen Breitenmaße als auch die entsprechenden Höhenausdehnungen oberhalb der Verkalkungszone maximale Werte für die Segmente VI und VII. Vergleichsweise breit stellt sich das Labrum auch craniomedial dar, erreicht jedoch in der Höhe nur selten das Niveau der hyalinen Knorpeloberfläche. Dies könnte die Erklärung dafür sein, dass es sich makroskopisch nicht am Glenoidrand definieren lässt. Eine weitere Übereinstimmung findet sich im medialen Bereich, wo Kujat (1986) den dreieckigen Querschnitt des Labrums hervorhebt, welches medial den glenoidalen Rand überragt, ohne jedoch fest mit ihm verbunden zu sein. Das keilförmige Auftreten und das Verschieben in den Gelenkspalt lassen den Ausgleich inkongruenter Gelenkflächen vermuten, und eine stoßmildernde Wirkung, wie sie Nickel et al. (2004) und Salomon (2004) beschreiben, kann in diesem Bereich für das Labrum glenoidale nachvollzogen werden. Bereits makroskopisch wurden die Auffaserungen der meniskoiden Falte im Sinne einer fraglichen Degeneration angesprochen, was ebenfalls auf eine erhöhte Beanspruchung der medialen Gelenkpartie rückschließen lässt.

Zahlreiche Autoren in der veterinärmedizinischen Literatur vertreten die Meinung, dass das Labrum glenoidale einem faserknorpeligen Randsaum entspricht (Schaller, 1992; Mitchell et al., 2000; Bardet, 2002 b; Liebich et al., 2004 b; Salomon, 2004). Nach unserer Beurteilung gibt dies die morphologische Zusammensetzung des Labrums jedoch nur unzureichend wieder. Wir konnten nachweisen, dass es neben einer faserknorpeligen Zone noch zwei weitere Zonen gibt. So entspricht nach unserer Definition der faserknorpelige Saum der Verankerungszone, welche durch demaskierte Kollagenfasern zwischen strukturloser, ungeformter Matrix gekennzeichnet ist. Ohne eine klare Verlaufsrichtung kreuzen sich diese Fasern und stellen sich – wie der Gelenkknorpel und faserknorpelige Sehnenansätze – deutlich Kollagen II-positiv dar. Die zweite Zone ist durch zirkulär getroffene Faserbündel geprägt. Chondrozyten lassen sich hier nicht mehr nachweisen, so dass der Faserknorpel von straffen Kollagenfasern abgelöst wird. Diese Zone erhebt sich zum Teil über die Knorpeloberfläche hinaus und gibt in der Tiefe einzelne Fasern ab, die im spitzen Winkel knöchern einstrahlen und dort für eine zusätzliche Anheftung sorgen (Sharpey-Fasern). Die dritte Zone entspricht der meniskoiden Falte, die aus dem zirkulären Faserzug hervorgeht und durch einen synovialen Überzug sowie lockeres Bindegewebe mit eingelagerten Blut- und Nervenzellen gekennzeichnet ist.

Das Auftreten und die Ausprägung der einzelnen Zonen stellen sich in den verschiedenen Segmenten unterschiedlich dar. Es fällt auf, dass sich histologisch nur in den cranialen Bereichen (Segmente VII, I und II) eine ausgeprägte Verankerungszone findet. Die kollagenen Fasern kreuzen in verschiedenen Richtungen und Ebenen und gewährleisten auf diese Weise eine stabile und feste Anheftung an der Scapula. Dies lässt auf eine erhöhte Beanspruchung der vorderen Gelenkhälfte schließen, welche im Hinblick auf angrenzende Strukturen beurteilt werden muss. So fungiert das Labrum im siebten Segment als Anheftungszone für das laterale Glenohumeralband, welches der Stabilisation des Schultergelenks dient (Craig et al., 1980; Vasseur, 1982; Bardet, 2002 a, b). Im ersten Segment ist die Gelenkklappe an der Fixierung der langen Bizepssehne beteiligt, die das Gelenk nach cranial abstützt und als Strecker im Schultergelenk sowie Beuger im Ellbogengelenk starken Zugkräften unterliegt (Craig et al., 1980; Brunnberg et al., 1981; Frewein, 1994; Liebich et al., 2004 b; Seiferle et al., 2004). Im zweiten Segment schließt sich der Verankerungszone ein zirkulärer Faserzug an, der mithilfe der Sharpey-Fasern eine Verankerung für den am Gekröse aufgehängten cranialen Schenkel des medialen Glenohumeralbandes darstellt (Ganzberger et al., 1995; Liebich et al., 2004 b).

Das Labrum der übrigen Segmente III bis VI weist keine Anzeichen einer faserknorpeligen Verankerungszone auf. Charakteristisch ist stattdessen eine zirkuläre Kollagenfaserzone, die Fasern unmittelbar ins angrenzende Kapselgewebe abgibt. Die Aussage von Evans (1993) und Salomon (2004), dass die Kapsel proximal am peripheren Rand des Labrums ansetzt, mag also für diese Segmente zutreffen, kann aber nicht für das gesamte Glenoid pauschalisiert werden. So schließt sich die Kapsel im siebten Segment erst dem lateralen Glenohumeralband an, im zweiten Segment dem Gekröse der medialen Bandaufhängung. Im ersten Segment steht nur die eingestülpte Synovialmembran mit dem Labrum in Kontakt, während sich die eigentliche Gelenkkapsel der Bizepssehne lateral anschliesst.

Auffallend schmal stellt sich der zirkuläre Faserzug in den Segmenten III bis V dar, was den makroskopisch gewonnenen Eindruck eines fließenden Glenoid-Kapselüberganges im caudalen Bereich bestätigt. Zusätzlich weisen die caudalen Segmente eine beachtliche Längenausdehnung der zirkulären Faserzone in die Tiefe auf, was die feste Anheftung der Kapselwand verstärkt. Der schmalen Ausprägung der Zirkulärzone im dritten Segment steht dagegen nicht nur die geringste durchschnittliche Gesamtlänge gegenüber, sondern auch die Tatsache, dass sich der Zirkulärzug teilweise erst unterhalb der Verkalkungszone darstellt. Somit deutet sich ein kleiner Recessus an, der von der meniskoiden Falte verdeckt wird.

Berücksichtigt man darüber hinaus den tiefen zweibuchtigen Recessus im craniomedialen Segment, der durch den vorderen Schenkel des medialen Glenohumeralbandes hervorgerufen wird, erklärt sich die Mobilität dieser Glenoidabschnitte beim Zuschneiden der Präparate.

Während dem Labrum in den Segmenten III - V also keine gelenkflächenvergrößernde und vertiefende Funktion zugesprochen werden kann, gibt es diese jedoch neben dem craniolateralen Bereich auch im sechsten Segment. Der zirkuläre Faserzug erhebt sich deutlich über den hyalinen Knorpel, um dann in die Kapselwand überzugehen.

Da die angrenzenden Strukturen maßgeblich an der Ausprägung des Labrums beteiligt zu sein scheinen, sollen sie zur besseren Interpretation im Folgenden nochmals näher beleuchtet werden.

Während in der Veterinärliteratur breiter Konsens darüber besteht, dass die Bizepssehne ihren Ursprung am Tuberculum supraglenoidale hat (Brunnberg et al., 1981; Schaller, 1992; Evans, 1993; Frewein, 1994; Wall, 2002; Adamiak et al., 2003; Liebich et al., 2004 b; Seiferle et al., 2004), sprechen Bardet (2002 b) und Innes et al. (2004) auch eine Labrumbeteiligung an. Zunächst konnten wir makroskopisch feststellen, dass die Bizepssehne dem cranialen Rand des Glenoids nicht direkt anliegt. Die mikroskopischen Untersuchungen haben gezeigt, dass das vorgelagerte lockere Bindegewebe der makroskopisch definierten Verschiebeschicht mit seinen Gefäßen und Fettvakuolen sowie der synovialen Deckschicht auf keilförmig eingestülptes Kapselgewebe zurückzuführen ist. Dieser Befund deckt sich mit Aussagen in der veterinärmedizinischen Literatur, wonach die Ursprungssehne des *M. biceps brachii* in die Gelenkkapsel hineinreicht und deren Synovialis von cranial so einstülpt, dass von einer Sehnenscheide gesprochen werden kann (Evans, 1993; Vollmerhaus et al., 1994 a; Liebich et al., 2004 b; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Dem Gelenkspalt abgewandt, kann außen an der Bizepssehne der zweischichtige Kapselaufbau nachvollzogen werden; die Membrana synovialis hebt sich mit ihrer gefälteten Oberfläche und dem synovialen Überzug von den parallelen Fasern der Membrana fibrosa ab (Vollmerhaus et al., 1994 a; Nickel et al., 2004; Salomon, 2004). Wir konnten nachweisen, dass die Hauptverankerung der langen Bizepssehne zweifelsfrei am Tuberculum supraglenoidale erfolgt, da die straffen, parallel ausgerichteten Sehnenfasern auf breiter Fläche aus dem knöchernen Gewebe hervorgehen, bevor sich dieses im Scapulahals verjüngt. Der faserknorpelige Anbindungsbereich präsentiert sich Kollagen II-positiv und verdeutlicht, welche hohen Zugkräften die Bizepssehne unter Belastung ausgesetzt ist. Doch auch Labrum und Bizepssehne stellen sich eng miteinander

verflochten dar. Einzelne Fasern der Sehne ziehen in die Gelenkklippe hinein, und teilweise ist nur am unterschiedlichen Faserverlauf eine Trennung beider Strukturen möglich.

Ähnlich enge Verknüpfungen finden sich im Bereich des lateralen Glenohumeralbandes. Bereits makroskopisch scheint das laterale Seitenband mit dem Labrum glenoidale V-förmig zu verschmelzen, was der histologische Vergleich im lateralen und craniolateralen Segment bestätigt. Eine Trennung der beiden Strukturen ist kaum möglich. Damit können wir uns der Aussage von Craig et al. (1980) sowie Mitchell et al. (2000) anschließen, dass das laterale Glenohumeralband seinen Ursprung in der Gelenkklippe hat. Vor diesem Hintergrund kann eine traumatische Beanspruchung des lateralen Gelenkbandes eine Überleitung auf das Labrum sowie eine Loslösung des Bandes von der Gelenkklippe oder gar den Ausriss des gesamten Labrum-Band-Komplexes zur Folge haben. Auch ein knöchernes Ausbrechen ist im craniolateralen Bereich nachvollziehbar, sofern man die Verankerungsfasern im Knochen beachtet. Diese Theorie wird durch die klinischen Befunde von Sager et al. (2005) untermauert, die in ihren MRI-Studien nahezu 81 % der Labrum-Läsionen im craniolateralen Bereich diagnostizierten.

Die Glenohumeralbänder werden in zahlreichen anatomischen Werken als Verdickungen bzw. „innere“ Verstärkungen der lateralen und medialen Gelenkkapselwand beschrieben (Schaller, 1992; Vollmerhaus et al., 1994 a; Wünsche et al., 2004). Auch wir konnten häufig Bandstrukturen in der Gelenkkapsel nachweisen. So findet man medial die Verschmelzung des auslaufenden cranialen Schenkels des medialen Glenohumeralbandes mit der Kapselwand, caudomedial den eingelagerten caudalen Anteil des medialen Glenohumeralbandes und lateral das nach distal verlaufende prominente laterale Glenohumeralband. Im caudalen Bereich dagegen weist Evans (1993) auf die auffallend dünne Gelenkkapsel hin, was wir vor allem im fünften Segment bestätigen können.

Im dreischenkelligen Ligamentum glenohumerale mediale stellt sich der craniale Schenkel dagegen als eigenständige intraartikuläre Struktur dar. Das Gelenkband entspringt aus dem Gekröse der Membrana synovialis der Kapsel und teilt den Recessus subscapularis in zwei unterschiedlich große Buchten (Ganzberger et al., 1995; Liebich et al., 2004 b). Es liegt zwischen den Artikulationsflächen der Scapula und des Humerus und ist somit keine Verstärkung der Gelenkkapsel. Dieser Befund kann in allen untersuchten Präparaten im

craniomedialen Segment erhoben werden. Im weiteren Verlauf jedoch lässt sich makroskopisch wie mikroskopisch eine Verschmelzung der Bandstruktur mit der Membrana fibrosa der Schultergelenkkapsel sowie der Endsehne des M. subscapularis im medialen Segment darstellen, so dass an dieser Stelle wieder zweifelsfrei von einer Kapselverdickung gesprochen werden kann. Die Beteiligung des M. subscapularis an der Verstärkung der Gelenkkapsel erwähnen auch Evans (1993), Liebich et al. (2004 b), Nickel et al. (2004) sowie Salomon (2004). Eine unmittelbare Anheftung zwischen Subscapularissehne und Labrum, wie Kujat sie 1986 beschreibt, können wir in unserer Studie dagegen nicht belegen.

Auch im caudomedialen Segment setzt sich die Kapselverstärkung fort, wobei an dieser Stelle auf den caudalen Schenkel des medialen Glenohumeralbandes eingegangen werden muss. Er verläuft distal im knöchernen Bereich der Scapula, was auf die caudomediale Anheftungsstelle am Labrum glenoidale zurückzuführen ist (Ganzberger et al., 1995). Die von Ganzberger et al. (1995) im histologischen Horizontalschnitt festgestellte Ansammlung von Chondrozyten dagegen, die ausschlaggebend für die Bezeichnung des medialen Seitenbandes als faserknorpelige Struktur sind, können wir so nicht bestätigen. Der Nachweis von Kollagen II bleibt in unseren Studien negativ. Stattdessen können dicht gepackte, quer getroffene Kollagenfaserbündel dokumentiert werden, was den Befunden von Craig et al. (1980) entspricht. Die immunhistologische Reaktion auf Kollagen I und III stellte sich erwartungsgemäß positiv heraus.

Die Auswertung der mittels Transglutaminase gefärbten Schnitte ergab, dass sich das Labrum beim Hund im Bereich der Verankerungszone sowie dem zirkulären Faserzug gefäßfrei darstellt. Positive Reaktionen finden sich lediglich in der meniskoiden Falte. Der subchondrale Knochen sowie das Kapselgewebe weisen eine sehr gute Vaskularisation auf. Kujat (1986) stellte mithilfe der Röntgenmikrodarstellung an acht Schultergelenken von Hunden fest, dass die Gefäßversorgung des Labrums im Wesentlichen über Anastomosen aus der Gelenkkapsel und den subchondralen Knochen sichergestellt wird. Am freien Ende des Labrums weist er keine Blutgefäße nach. So schlussfolgert er, dass Verletzungen des Labrums gute Heilungstendenz haben, solange der Bezug zum Knochen oder zur Kapselwand bestehen bleibt. Aufgrund der sehr pauschalisierten Beschreibung zur Ausprägung des Labrums glenoidale eignet sich die Publikation jedoch nicht zum differenzierten Vergleich.

5.4 Vergleich zum Labrum glenoidale des Menschen

Voraussetzung, dass eine vergleichende Darstellung des humanen und caninen Labrum glenoidale möglich wird, ist die Tatsache, dass die Architektur des Schulterblattes der Haussäugetiere im Wesentlichen der des Menschen entspricht (Nickel et al., 2004). Desweiteren gleicht die scapuläre Artikulationsfläche des Hundes den Formvarianten der humanen Cavitas glenoidalis. Die Bizepssehne kann bei beiden Spezies als zentraler Ausrichtungspunkt im cranialen Segment herangezogen werden kann, während die Inzisur medial / anterior zu liegen kommt. Beim Vergleich der neu gewonnenen Kenntnisse zum caninen Labrum glenoidale mit den zahlreichen Studien zum humanen Labrum glenoidale muss jedoch beachtet werden, dass die bei Mensch und Hund unterschiedliche Lagebezeichnung am Körper (aufrechter Gang des Menschen) auch zu einer unterschiedlichen Nomenklatur führt (Tabelle 5.1).

	Bereich	Nomenklatur Hund	Nomenklatur Mensch
Segment I	11.00 - 12.30	cranial	superior
Segment II	12.30 - 02.00	craniomedial	anterosuperior
Segment III	02.00 - 04.00	medial	anterior
Segment IV	04.00 - 06.00	caudomedial	anteroinferior
Segment V	06.00 - 08.00	caudolateral	posteroinferior
Segment VI	08.00 - 10.00	lateral	posterior
Segment VII	10.00 - 11.00	craniolateral	posteriosuperior

Tabelle 5.1: Vergleichende Nomenklatur Hund / Mensch

Insgesamt stellt sich das humane Glenoid 4-5-mal größer als die Glenoidfläche der Beagles dar (Tischer et al., 2003). Wir konnten in der vorliegenden Arbeit nachweisen, dass beim caninen wie auch humanen Glenoid eine tropfenförmige Gestalt der Cavitas mit deutlicher Inzisur im vorderen Bereich dominiert, während die tropfenförmige Ausprägung ohne Inzisur oder die ovale Form bei beiden deutlich seltener zu finden sind. Inwieweit jedoch die Form der Cavitas die Stabilität des Schultergelenks beeinflusst bzw. Auswirkungen auf die Verankerung des Labrum glenoidale hat, ist auch in der Humanmedizin noch nicht

hinreichend geklärt (Tischer et al., 2003). Vergleicht man die Größenverhältnisse zwischen den Artikulationsflächen von Scapula und Humeruskopf, wird deutlich, dass dem Menschen mit einem Verhältnis der Gelenkflächen von 4:1 (Schiebler et al., 2003; Tischer et al., 2003) eine weitaus stärkere Inkongruenz des Schultergelenks gegenüber dem Hund zukommt.

Das Labrum glenoidale wird beim Menschen posterior und inferior als feste mit dem Glenoid verbundene Struktur beschrieben, während der superiore und anteriore Bereich mobiler und enger mit der langen Bizepssehne oder den Glenohumeralbändern verknüpft erscheinen (Cooper et al., 1992; Barthel et al., 2003; Tischer et al., 2003).

Dieser Befund deckt sich mit dem mobilen Erscheinungsbild beim Hund in den ersten drei Segmenten, sowie der festen Kapsel- bzw. Bandanbindung im caudalen und lateralen Glenoidbereich.

Cooper et al. (1992) und König (1998) weisen darauf hin, dass die Verflechtungen zwischen dem humanen Glenoid und den Nachbarstrukturen zum Teil so eng sind, dass oftmals keine genaue Abgrenzung der Gelenkklippe möglich ist. So findet sich superior ein Labrum-Bizepssehnen-Komplex, bei dem die Bizepssehne neben einem knöchernen Ansatz am Tuberculum supraglenoidale in unterschiedlicher Weise in das posteriore und / oder anteriore Labrum einstrahlt (Steiner et al., 1990; Barthel et al., 2003; Harzmann et al., 2003; Tischer et al., 2003). Vangness et al. (1994) differenzieren vier unterschiedliche Insertionstypen, die nicht selten mit einer physiologischen Recessusbildung im superioren Bereich einhergehen. Diese Spaltbildung, die sich zum Teil in die benachbarten Segmente fortsetzt, scheint für die hohe Bewegungsfreiheit des Humeruskopfes und den damit wechselnden Einstrahlwinkel der langen Bizepssehne unerlässlich (Harzmann et al., 2003).

Das im Gegenzug dazu recht einheitliche Bild der knöchernen Bizepssehnenverankerung beim Hund mit lediglich vereinzelt Verankerungsfasern in das Labrum glenoidale mag mit dem eingeschränkten Bewegungsradius eines Walzengelenkes zusammenhängen.

Der Aspekt der unterschiedlichen Belastung darf auch bei der Betrachtung der Glenohumeralbänder nicht außer Acht gelassen werden. So werden beim Menschen drei Glenohumeralbänder beschrieben, die die Vorderwand der glenohumeralen Gelenkkapsel nach superior, medial und inferior verstärken (Gohlke et al., 1994; Huber et al., 1997; König, 1998; Barthel et al., 2003; Tischer et al., 2003).

Vergleicht man die Lokalisation dieser Bänder mit der Bandsituation beim Hund, fallen folgende Unterschiede auf: während SGHL und MGHL des Menschen beim Hund ungefähr

im Bereich des zweischenkeligen medialen Glenohumeralbandes liegen, verstärkt das IGHL die caudale Kapselwand, die beim Hund nur sehr dünn ausgeprägt ist. Der durch das laterale Glenohumeralband verstärkten lateralen Gelenkkapsel des Hundes stehen beim Menschen posterior der direkte Kapselansatz und die dünne Kapselwand gegenüber (Gohlke et al., 1994). Ähnlich dem labralen Ansatz des lateralen Glenohumeralbandes beim Hund strahlen auch die humanen Glenohumeralbänder alle ins Labrum glenoidale ein und weisen nur teilweise eine zusätzlich knöcherne Verankerung auf (König, 1998). Der Ansatz der Gelenkkapsel an der Scapula variiert auch beim Menschen je nach Insertion der Bänder und Bizepssehne.

Mikroskopische Untersuchungen zum Labrum glenoidale des Menschen machen deutlich, dass die Gelenkklippe der Schulter aus verschiedenen Zonen aufgebaut ist. Einig sind sich zahlreiche Autoren in dem Vorkommen einer faserknorpeligen Übergangszone sowie einem Bereich von quer getroffenen Kollagenfasern, in denen keine Chondrozyten mehr zu finden sind (Hertz et al., 1986; Gohlke et al., 1994; Huber et al., 1997; Barthel et al., 2003; Tischer et al., 2003). König (1998) erwähnt in seiner Arbeit noch eine dritte Zone, eine variabel vorkommende, mobile meniskoide Falte, die aus synovialen Gewebe mit Blutgefäßen und einstrahlenden kollagenen Fasern besteht. Seine Untersuchungen machen deutlich, dass das superiore sowie das anterosuperiore Segment im Gegensatz zu den übrigen Segmenten eine große morphologische Variationsbreite aufweisen. So stellte er fest, dass das Labrum im superioren Bereich zu 75 % als eng verflochtener Labrum-LBS-Komplex vorliegt und nur in den restlichen Fällen eine deutliche Trennung beider Strukturen möglich war. Lediglich in zwei der insgesamt 36 untersuchten Präparate konnte eine Verankerungszone differenziert werden. Ansonsten dominierten ein tiefer sublabraler Recessus, ein zirkulärer Faserzug mit knöcherner Anheftung über Sharpey-Fasern und eine ausgeprägte meniskoide Falte.

Dies entspricht in keiner Weise den Befunden, die wir im ersten Segment beim Hund gewinnen konnten, wo eine stark ausgeprägte Verankerungszone dominiert und die glenoidale Anheftung als sehr eng bezeichnet werden kann.

Im zweiten Segment kann König (1998) im Wesentlichen zwei Labrumtypen ausmachen, wovon der erste Typ neben einer Übergangszone und einem deutlich erhabenen zirkulären Faserzug auch meistens eine meniskoide Falte aufweist. Beim zweiten Typ dagegen fehlen sowohl Verankerungszone wie zirkulärer Faserzug, der hyaline Knorpel ist glatt und am Rand abgerundet.

Unsere Untersuchungen sind mit dem ersten Typ vergleichbar, da sowohl Übergangszone und zirkulärer Faserzug nebeneinander beobachtet werden können. Eine meniskoide Falte dagegen kann beim Hund craniomedial nicht angesprochen werden.

Die übrigen Segmente bezeichnet König (1998) als recht einheitlich im Aufbau. Er weist in allen Segmenten eine Verankerungszone (von anterior nach posterior immer schwächer werdend) und einen zirkulären Faserzug nach, der sich vor allem inferior kräftig ausgebildet darstellt. Im dritten Segment war in 70 % aller Fälle eine deutliche meniskoide Falte zu differenzieren. Insgesamt beurteilt er das Labrum posterior und posterosuperior als am schwächsten ausgebildet.

Auch wir konnten in den Segmenten III bis VII eine gewisse Homogenität feststellen, die jedoch, abgesehen vom craniolateralen Segment, darauf basiert, dass eine Verankerungszone fehlt und nur ein zirkulärer Faserzug vorherrscht. Der Beobachtung einer meniskoiden Falte im dritten Segment können wir uns anschließen. Der schwachen Ausprägung des humanen Labrums im posterioren und posterosuperioren Bereich steht beim Hund eine kräftige Ausbildung in diesen Segmenten gegenüber.

Hertz et al. (1986) beobachten, dass zwischen den Bündeln des faserreichen Bindegewebes des Labrum glenoidale auch Blutgefäße zu identifizieren sind, wobei sich die Ansatzzone selbst gefäßfrei darstellt. Auch Cooper et al. (1992) beschreiben ausschließlich eine periphere Blutgefäßversorgung des Labrums. Darüber hinaus stellen sie jedoch auch fest, dass die Gefäßversorgung des Labrums im superioren und anterosuperioren Bereich weniger stark ausgeprägt ist als im posterosuperioren und inferioren Teil. Eine Versorgung des Labrums durch den subchondralen Knochen schließen sie aus. Untersuchungen von Prodromos et al. (1990) kommen zu dem Ergebnis, dass sich die Anzahl der Blutgefäße im peripheren Labrum mit zunehmendem Alter verringerten.

Die Befunde decken sich mit den erzielten Ergebnissen beim Hund insoweit, dass die eigentliche Anheftungszone des Labrums (Verankerungszone, zirkulärer Faserzug) am subchondralen Knochen keine t-TG-Aktivität aufweist, sondern die Gefäße erst in Kapselnähe nachweisbar sind.

5.5 Experimenteller Aspekt

Die Gegenüberstellung der Befunde vom Labrum glenoidale des Hundes und dem des Menschen zeigt, dass das histologische Erscheinungsbild der Gelenklippe im Sinne eines zonalen Aufbaus auch beim Hund nachvollzogen werden kann. Unter Berücksichtigung der anatomischen Differenzen (Ansatz der glenohumeralen Bänder, Insertion der Bizepssehne) ergeben sich jedoch deutliche Abweichungen, was die Ausprägung des Labrums in den einzelnen Glenoidbereichen betrifft. Sieht man ferner die gesamte Schultersituation vor dem Hintergrund der anatomischen und funktionellen Unterschiede beider Spezies, bleibt es fraglich, ob dem Labrum glenoidale des Hundes experimenteller Modellcharakter für den Menschen nachgesagt werden kann.

Es wurden bereits vergleichende Studien zwischen humanen und caninen Schultergelenksproblematiken durchgeführt, aber auch deren Ergebnisse sind recht umstritten. So ziehen Schollmeier et al. (1994) immobilisierte Schultergelenke von Hunden als Vergleichsmaterial für die Schultersteife des Menschen heran. Die Untersuchungen reichten jedoch nicht aus, um die Pathogenese der Schultersteife beim Menschen anhand des Tiermodells zu erläutern.

Soslowsky et al. (1996) setzen sich mit dieser Thematik ausführlich auseinander, indem sie in einer Studie 33 Tierspezies, inklusive Hund, im Hinblick auf ihren Modellcharakter für Erkrankungen der Rotatorenmanschette des Menschen untersuchten. Die Rotatorenmanschette definiert sich als das haubenförmige Dach des eigentlichen Schultergelenks und setzt sich aus den vier vom Schulterblatt zum Tuberculum majus bzw. minus ziehenden Muskeln, dem M. supraspinatus, M. infraspinatus, M. subscapularis und M. teres minor sowie deren Sehnen zusammen (Pschyrembel, 2007). Es stellte sich heraus, dass neben einigen Primaten, die aus ethischen Gründen nicht für Versuchszwecke im großen Rahmen zur Verfügung stehen, einzig die Ratte viele Ähnlichkeiten mit dem humanen Schultergelenk aufweist. So präsentiert die Knochenlehre hier eine nahezu identische Ausprägung von Acromion und Clavicula, die mit dem Ligamentum acromioclaviculare und dem Coracoid einen geschlossenen Bogen über der darunterliegenden Supraspinatussehne beschreiben. Dennoch finden sich in der veterinärmedizinischen Literatur zahlreiche Publikationen, in denen der M. supraspinatus, M. infraspinatus, M. subscapularis und M. teres minor auch beim Hund als „Manschettensmuskeln“ zusammengefasst und als aktive Stabilisatoren des Schultergelenks diskutiert werden (Craig et al., 1980; Vasseur et al., 1982;

Kujat, 1990; Vasseur, 1993; Bardet, 2002 b; O'Neill et al., 2004). Untersuchungen von Kujat (1986, 1990) kommen überdies zu dem Ergebnis, dass der Hund auch im Bereich der Gefäßversorgung experimentellen Charakter für die Rotatorenmanschette des Menschen aufweise. Kramer et al. (1994) dagegen weisen ausdrücklich darauf hin, dass dem Hund eine sogenannte Rotatorenmanschette am Schultergelenk fehlt und ein Vergleich mit den sonographischen Normalbefunden des Menschen nicht gegeben ist.

Ein gravierender Unterschied in der Funktion des Schultergelenkes bei Hund und Mensch ist sicherlich darin zu sehen, dass der Schulter von Tetrapoden im Gegensatz zum Menschen mit seinem aufrechten Gang eine körporgewichtstragende Funktion zukommt (Soslowsky et al., 1996) – ein Aspekt, den auch Sidaway et al. (2004) in einer Studie über den Hund aufgreifen und anmerken, dass daher bereits kleinere Gelenkinstabilitäten bei Hunden stärkere Auswirkung auf den Gesamtmechanismus haben können.

5.6 Klinische Relevanz und diagnostischer Aspekt

Die diagnostischen Möglichkeiten am Schultergelenk des Hundes sind komplex und ermöglichen dem Veterinärmediziner immer häufiger eine exakte Diagnosestellung (Bardet, 2002 b).

Während die Beurteilung der knöchernen Anteile des Schultergelenkes primär dem Röntgen obliegt (Gerwing et al., 1994), ermöglicht die Arthrographie die Röntgenkontrastdarstellung der Gelenkhöhle durch Injektion von negativem (z.B. Luft) oder positivem (wasserlöslichen) Röntgenkontrastmittel (Ticer, 1984; Morgan et al., 1993). Diese relativ einfache und wenig kostenintensive Maßnahme erweitert das Spektrum von radiologisch erkennbaren Veränderungen: Risse in der Gelenkkapsel sowie intraartikuläre Veränderungen der Gelenkoberflächen (z.B. Knorpeldefekte bei OCD), die in röntgenologischen Untersuchungen ohne Kontrastmittel nicht erfasst wurden, können deutlich dargestellt werden (Suter et al., 1969; Muhumuza et al., 1988). Auch der Nachweis von Bizepssehnenveränderungen, wie Rupturen, irreguläre Oberflächenbeschaffenheit sowie Defekte kann auf diese Weise erbracht werden (Stobie et al., 1995; Bruce et al., 2000).

In den Studien von Kramer et al. (1994) und Gerwing et al. (1994) werden die diagnostischen Möglichkeiten der Sonographie in Bezug auf das Schultergelenk deutlich. Während knöcherne Veränderungen der Ultraschalldiagnostik nur bedingt zugänglich waren, stellten

sich pathologische Weichteilveränderungen am Stütz- und Bewegungsapparat im Bereich des Oberarms (Muskel- oder Sehnenrisse, Abszesse, Weichteiltumoren, Fremdkörper, Hämatome, Kontrakturen, Atrophien usw.) als sehr gut erkenn- und beurteilbar heraus (Gerwing et al., 1994; Kramer et al., 1994). Auch intraartikuläre Ursachen einer Schultergelenkslahmheit, wie z.B. Gelenkergüsse, Knorpeldefekte, Osteophyten, Kapselverdickungen oder Rauigkeiten an der Knorpeloberfläche konnten dargestellt werden.

Den direkten Einblick in das Gelenk liefert die Arthroskopie, wobei allerdings ausschließlich intraartikuläre, makroskopisch sichtbare Veränderungen erkannt werden können. Gleichzeitig besteht die Möglichkeit, eine Synovialisprobe unter Sichtkontrolle zu entnehmen sowie therapeutische Eingriffe durchzuführen (Wall et al., 2002).

Auch in Bezug auf Veränderungen am Labrum hat sich das arthroskopische Verfahren in der Veterinärmedizin als diagnostisch wertvoll erwiesen. So vermutete Bardet (2002 b) in 4 von 25 untersuchten Fällen, dass Bizepssehnenläsionen mit Defekten im faserknorpeligen Labrum gekoppelt waren. Des Weiteren fand er vor allem bei lateralen und caudolateralen Subluxationen Risse und Auffaserungen an der Gelenkklippe. Mitchell et al. (2000) gelang in drei Fällen der arthroskopische Nachweis eines rupturierten lateralen Glenohumeralbandes, wobei die Rupturen in allen Fällen am labralen Ansatz erfolgten und das Labrum als Schwachstelle angesehen wurde.

Aufgrund ihrer hohen Sensitivität und Spezifität hat sich auch die Magnetresonanztomographie in der Schultergelenks- bzw. Labrumdiagnostik bewährt (Sager et al., 1994; 2000). Bedacht werden muss jedoch, dass die Untersuchung für den Patientenbesitzer mit höherem Kostenaufwand verbunden ist und die örtlichen Möglichkeiten der Durchführung begrenzt sind. Sager et al. (2005) stellten in einer Studie an 92 untersuchten Schultergelenken fest, dass die Labrumaberrationen 17 % ausmachten. In 13 von 16 Fällen fanden sich die Veränderungen im craniolateralen Bereich, die übrigen Läsionen fanden sich cranial und craniomedial. Entsprechend den von Jerosch et al. (1992) klassifizierten Typen ordneten die Autoren drei Läsionen dem Typ I (unvollständige Ablösung des Labrums vom Glenoid), fünf Läsionen dem Typ II (vollständige Ablösung des Labrums vom Glenoid), sieben Läsionen dem Typ III (vollständige Ablösung des Labrums vom Glenoid mit Dislokation) und eine Läsion dem Typ IV (vollständige Ablösung des Labrums vom Glenoid mit Dislokation und subperiostaler Ablösung der anterioren Gelenkkapsel) zu. In der Mehrzahl der Fälle wurden zusätzlich Veränderungen an der Bizepssehne, wie komplette oder teilweise Rupturen, Degenerationen und Tendovaginitiden sowie Rupturen der

Supraspinatussehne beobachtet. Auch Fransson et al. (2005) nutzten die MRT zur Darstellung der Schultergelenkstrukturen beim Hund. Sie konnten eine Supraspinatustendinose, assoziiert mit einer Bizepssehnenverlagerung, darstellen, gaben aber keine Stellungnahme zum Labrum glenoidale ab.

Vergleicht man die klinischen Befunde zum Labrum glenoidale beim Hund, fällt auf, dass die nachgewiesenen Läsionen hauptsächlich im cranialen und lateralen Bereich auftreten. Einzig Vasseur et al. (1983) konnten intraoperativ als konstanten Befund bei Schulterluxationen nach medial auch Erosionen im medialen Labrum glenoidale finden. Dass der craniale und laterale Glenoidbereich einer erhöhten Beanspruchung unterliegt, erwarteten wir bereits aufgrund der anatomischen Labrumausprägung sowie den anheftenden Strukturen. So deuten Faserverbindungen zur Bizepssehne, zum lateralen und medialen Glenohumeralband sowie der Nachweis der Verankerungszone auf eine erhöhte Beanspruchung hin. Es muss allerdings auch bedacht werden, dass das Labrum beim Hund im Gegensatz zur humanen Gelenkklippe makroskopisch nur im lateralen und craniolateralen Bereich eindeutig identifizierbar ist und sich über die Cavitas glenoidalis erhebt. Traumatisierungen des Labrums, die den makroskopisch nicht darstellbaren Teil betreffen, sind der arthroskopischen Diagnostik somit nicht zugänglich, während sich inkomplette und komplette Ablösungen vom Glenoid in der Magnetresonanztomographie in Form von Kontrastmittelanreicherungen und eventueller Spaltbildung darstellen lassen.

Unklar bleibt in den vorliegenden Fällen, inwiefern sich die Labrumpathologie als auslösende Lahmheitsursache versteht bzw., wie groß ihr Beitrag an der klinischen Symptomatik im Zusammenhang mit einer Bizepssehnen- bzw. Bandveränderung ist.

5.7 Ausblick

Unsere Untersuchungen haben gezeigt, dass die Bedeutung des Labrums glenoidale beim Hund nicht in einer gelenkflächenvergrößernden und vertiefenden Hauptfunktion zu sehen ist. Vielmehr spielt das Labrum als Verankerungs- und Anheftungsstruktur für die Glenohumeralbänder, die Gelenkkapsel und die Bizepssehne eine entscheidende Rolle im komplexen Schultergelenksapparat.

Dabei muss beachtet werden, dass die Ergebnisse dieser Studie ausschließlich auf einer Untersuchungsgruppe mit sehr niedrigem Sterbealter basieren. Mehr Kenntnisse zu

strukturellen Veränderungen des Labrums im Alter und möglichen rassespezifischen Unterschieden wären jedoch wünschenswert, um anatomische Normvarianten sicher von pathologischen Prozessen abgrenzen zu können.

Die gewonnenen Erkenntnisse können dazu beitragen, zukünftig fundiertere Aussagen über das Ausmaß von Labrumläsionen zu treffen und ihren Anteil an der Schultergelenksproblematik abzuschätzen. MRT und Arthroskopie erscheinen hierbei zum jetzigen Zeitpunkt die geeigneten diagnostischen Methoden der Wahl zu sein.

6 Zusammenfassung

Im Gegensatz zu zahlreichen humanmedizinischen Studien zum Labrum glenoidale wird die Schultergelenkshülse des Hundes in der veterinärmedizinischen Literatur nur in wenigen Publikationen erwähnt. Ziel der vorliegenden Arbeit war es daher, die Zusammensetzung und den Verlauf des caninen Labrums makroskopisch und mikroskopisch zu beschreiben und seine Beziehung zu angrenzenden Strukturen, wie der Bizepssehne, den Glenohumeralbändern und der Gelenkkapsel zu klären sowie im Hinblick auf klinische und experimentelle Relevanz mit der humanen und veterinärmedizinischen Literatur zu diskutieren.

Untersucht wurden 20 Schultergelenke von 6 Monate alten Beagles, die im Rahmen einer toxikologischen Studie euthanasiert wurden. Nach der Aufteilung des formalinfixierten und entkalkten Glenoids in 7 Segmente, welche sich an der cranial gelegenen Bizepssehne ausrichteten, erfolgten histologische Färbungen der paraffin-eingebetteten Schnittpräparate. Darüber hinaus wurde das Labrum immunhistologisch auf das Vorhandensein von Kollagen I, II und III überprüft und die tissue-Transglutaminase-Aktivität von Endothelzellen zum Nachweis der Blutgefäßversorgung herangezogen.

Das Labrum glenoidale stellt sich beim Hund als nicht einheitliche Struktur dar. Während die cranial gelegenen Segmente VII, I und II eine faserknorpelige Verankerungszone aufweisen, welche sich Kollagen II-positiv darstellt, dominiert in den übrigen Segmenten III bis VI eine zirkulär ums Glenoid verlaufende, Kollagen II-negative Faserzone. Lediglich im zweiten Segment finden sich beide Zonen parallel. Im dritten Segment schiebt sich eine meniskoide Falte in den Gelenkspalt vor, deren gute Gefäßversorgung im ansonsten gefäßfreien Labrum immunhistologisch deutlich gemacht werden konnte.

Eine direkte Anbindung des Labrums an die Gelenkkapsel des Schultergelenks findet sich in den Segmenten III bis VII. Hierbei wird die Kapselwand medial durch den caudalen Schenkel des medialen Glenohumeralbandes (MGHL) sowie lateral durch das laterale Glenohumeralband (LGHL) verstärkt, wobei letzteres ausschließlich in der Verankerungszone des siebten Segmentes ansetzt. Im ersten Segment werden Labrum und Kapsel durch die tief knöchern ansetzende Bizepssehne getrennt, deren Ursprungsfasern zum Teil auch im Labrum verankert sind. Im zweiten Segment dominiert der craniale Schenkel des MGHL, welches, über ein Gekröse aufgehängt, zwischen Labrum und Gelenkkapsel zu liegen kommt und den Recessus subscapularis in zwei Buchten unterteilt.

Makroskopisch lässt sich das Labrum glenoidale lediglich lateral als derber Ringwulst ansprechen, während craniolateral bereits keine Trennung mehr vom LGHL möglich ist. Medial liegt die meniskoide Falte dem peripheren Rand des Glenoids auf. In den übrigen Segmenten lässt sich das Labrum nicht als eigenständige Struktur definieren.

Die Ergebnisse machen deutlich, dass dem Labrum glenoidale beim Hund trotz nachgewiesener Inkongruenz des Schultergelenks von ungefähr 1:2,5 weder gelenkflächenvergrößernde, noch vertiefende Hauptfunktion zugesprochen werden kann, es jedoch als Anheftungszone für angrenzende Strukturen einen unerlässlichen Bestandteil des Schultergelenks darstellt. Die vorliegende anatomische Beschreibung soll es dem veterinärmedizinischen Orthopäden in der bildgebenden Diagnostik mittels MRT, Sonographie oder Arthroskopie künftig erleichtern, glenoidnahe Veränderungen richtig zu interpretieren, eine korrekte Therapie daraus abzuleiten und die Prognose zu bestimmen.

6 Summary

Unlike the case in human medical studies of the labrum glenoidale, the glenoid lip of the dog was only mentioned in a few publications. Therefore, the purpose of this study was to describe the composition and the progression of the canine labrum macroscopically and microscopically and to explain the relation to the adjacent structures, such as the biceps tendon, the glenohumeral ligaments and the joint capsule. The results are to be discussed with the human and veterinarian literature.

I examined 20 shoulder joints of 6 months old beagles. They were euthanized as part of a toxicological study. The formalin-fixed and decalcified glenoids were separated into 7 segments arranged around the cranial biceps tendon. The paraffin-embedded segments were cut into several slices and stained histologically. The labrum was also examined immunohistologically to see, whether there are traces of collagen I, II and III. The tissue-transglutaminase activity of endothelial cells was used to prove the presence of a blood vessel supply.

The canine labrum glenoidale has no uniform structure. The cranial segments VII, I und II show a fibrocartilaginous transition zone, which is shown as collagen II positive. A collagen II negative fibrous zone surrounds the glenoid of the remaining segments III till VI. Only in the second segment, both zones are parallel. In the third segment, a well blood supplied meniscoide fold penetrates the articular space. No blood circulation could be shown immunohistologically in the fibrocartilaginous transition zone and the rounded fibrous structure.

In the segments III till VII, the labrum is directly attached to the joint capsule of the shoulder joint. Here, the capsulewall is reinforced medially by the caudal part of the medial glenohumeral ligament (MGHL) and reinforced laterally by the lateral glenohumeral ligament (LGHL), the latter only fixed to the transition zone of the seventh segment. In the first segment, the labrum and the capsule are separated by the biceps tendon, which is deeply fixed in the supraglenoidale tuberculum of the shoulder. The original fibers of the biceps tendon are also partially fixed in the labrum. In the second segment the dominant cranial part of the MGHL is hanging between labrum and joint capsule and divides the recessus subscapularis into two subpouches.

Macroscopically, the labrum glenoidale can only be recognized as a thick and rough limbus, whereas craniolaterally the separation from the LGHL cannot be seen any more. Medially, the

meniscoid fold is lying on the peripheral glenoid rim. In the other segments the labrum cannot be defined as an independent structure.

In spite of the proven incongruence of the shoulder joint (approximately 1:2,5), the results show clearly that the canine labrum glenoidale neither enlarges the joint surface nor deepens it considerably. As a fixing zone for adjacent structures, it is however an essential part of the shoulder joint. Thanks to this anatomic description it will be easier for veterinary orthopaedics to correctly interpret deviations of the glenoid labrum by MRI, sonography or arthroscopy and determine an effective therapy and prognosis.

8 Literaturverzeichnis

- Adamiak Z, Szalecki P (2003): Treatment of bicipital tenosynovitis with double tenodesis. J Small Anim Pract 44: 539-540
- Aigner T, Bertling W, Stöss H, Weseloh G, von der Mark K (1993): Independent Expression of Fibril-forming Collagens I, II, and III in Chondrocytes of Human Osteoarthritic Cartilage. J Clin Invest 91: 829-837
- Anetzberger H, Putz R (1996): The scapula: principles of construction and stress. Acta Anat 156: 70-80
- Atwood KN (2003): Fehlersuche und -behebung. In: DakoCytomation, Immunchemische Färbemethoden. 3. Auflage: 63-79
- Bardet JF (2002 a): Shoulder diseases in dogs. Vet Med 10: 909-918
- Bardet JF (2002 b): Shoulder instability and joint pain in dogs and cats. 1st World Orthopaedic Veterinary Congress, München, 05.-08.09.2002
- Barthel T, König U, Böhm D, Loehr JF, Gohlke F (2003): Die Anatomie des Labrum glenoidale. Orthopade 32: 578-585
- Beninati S, Piacentini M (2004): The transglutaminase family: an overview: Minireview article. Amino Acids 26: 367-372
- Binnington AG, Cockshutt JR, Sumner-Smith G (1992): Schmerzhaftigkeit im Schultergelenk. In: A.G. Binnington, J.R. Cockshutt und G. Sumner-Smith (Hrsg.), Chirurgie bei Kleintieren. 154-157, Verlag: Schattauer, Stuttgart
- Boenisch T (2003): Färbemethoden – Detektionssysteme. In: DakoCytomation, Immunchemische Färbemethoden. 3. Auflage: 34-42
- Bruce WJ, Burbidge HM, Bray JP, Broome CJ (2000): Bicipital tendinitis and tenosynovitis in the dog: a study of 15 cases. N Z Vet J 48: 44-52

- Brunnberg L, Köstlin RG, Waibl H (1981): Zum Abriß des Musculus biceps brachii am Tuberculum supraglenoidale scapulae beim Hund. Kleintierpraxis 26: 267-272
- Brunnberg L, Köstlin RG, Waibl H (1981): Zur Ruptur des Ligamentum transversum intertuberculare humeri beim Hund. Kleintierpraxis 26: 257-260
- Bucher O, Wartenberg H (1997): Interzellulärsubstanz; Einteilung der Binde- und Stützgewebe. In: O. Bucher und H. Wartenberg (Hrsg.), Cytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie des Menschen. 12. Auflage: 105-115, Verlag: H. Huber, Bern, Göttingen, Toronto, Seattle
- Budras KD, Fricke W, Richter R (2004): Das Skelett der Schultergliedmaße. In: K.-D. Budras, W. Fricke und R. Richter (Hrsg.), Atlas der Anatomie des Hundes. Lehrbuch für Tierärzte und Studierende. 7. Auflage: 16-17, Verlag: Schlütersche, Hannover
- Buemi M, Galeano M, Sturiale A, Ientile R, Crisafulli C, Parisi A, Catania MA, Calapai G, Impala P, Aloisi C, Squadrito F, Altavilla D, Bitto A, Tuccari G, Frisina N (2004): Recombinant human erythropoietin stimulates angiogenesis and healing of ischemic skin wounds. Shock 22 (2): 169-173
- Cooper DE, Arnoczky SP, O'Brien SJ, Warren RF, DiCarlo E, Allen AA (1992): Anatomy, histology, and vascularity of the glenoid labrum: An anatomical study. J Bone Joint Surg Am 74-A: 46-52
- Cooper DE, O'Brien SJ, Warren RF (1993): Supporting layers of the glenohumeral joint: An anatomic study. Clin Orthop Relat Res 289: 144-155
- Craig E, Hohn RB, Anderson MS und WD (1980): Operative Stabilisierung der traumatischen medialen Schulterluxation. Kleintierpraxis 25: 329-338
- Doenecke D, Koolman J, Fuchs G, Gerok W (2005): Binde- und Stützgewebe und extrazelluläre Matrix. In: D. Doenecke, J. Koolman, G. Fuchs und W. Gerok (Hrsg.), Karlsons Biochemie und Pathobiochemie. 15. Auflage: 703-709, Verlag: G. Thieme, Stuttgart, New York

- Eller D (2003): Anatomische und biomechanische Untersuchungen am Schultergelenk (Articulatio humeri) des Hundes (Canis familiaris). Diss.vet.med., München
- Evans HE (1993): The skeleton; The musculatur system. In: H.E. Evans (ed.), Miller's anatomy of the dog. 3rd edition: 182-188, 233-236, 321-329, Verlag: W.B. Saunders Company, Philadelphia, London, Toronto, Montreal, Sydney, Tokyo
- Fransson BA, Gavin PR, Lahmers KK (2005): Supraspinatus tendinosis associated with biceps brachii tendon displacement in a dog. J Am Vet Med Assoc 227 (9): 1429-1433
- Frewein J (1994): Eigenmuskulatur der Schultergliedmaße. In: J. Frewein und B. Vollmerhaus (Hrsg.), Anatomie von Hund und Katze. 107-109, Verlag: Blackwell, Berlin, Oxford, Edinburgh, Boston, London, Melbourne, Paris, Wien, Yokohama
- Ganzberger K, Forstenpointner G, König HE (1995): Untersuchungen zur Morphologie des Ligamentum glenohumerales mediale am Schultergelenk des Hundes. Tierarztl Prax 23: 75-79
- Gendek-Kubiak H, Gendek EG (2004): Expression of tissue transglutaminase in blood and lymphatic vessel endothelia and in mesothelium. Roczn Akad Med Białymst 49 (1): 195-197
- Gerwing M, Kramer M (1994): Die Sonographie des Schultergelenkes und seiner umgebenden Weichteile beim Hund - Teil B: Sonographische Diagnostik von Erkrankungen im Bereich des Schultergelenkes. Kleintierpraxis 39: 141-156
- Gohlke F, Essigkrug B, Schmitz F (1994): The pattern of the collagen fiber bundles of the capsule of the glenohumeral joint. J Shoulder Elbow Surg 3: 111-128
- Greenberg CS, Birckbichler PJ, Rice RH (1991): Transglutaminases: multifunctional cross-linking enzymes that stabilize tissues. FASEB J 5: 3071-3077
- Hara H, Ito N, Iwasaki K (1996): Strength of the glenoid labrum and adjacent shoulder capsule. J Shoulder Elbow Surg 5 (4): 263-268

- Haroon ZA, Hettasch JM, Lai TS, Dewhirst MW, Greenberg CS (1999): Tissue transglutaminase is expressed, active, and directly involved in rat dermal wound healing and angiogenesis. *FASEB J* 13: 1787-1795
- Harzmann HC, Burkart A, Wörtler K, Vaitl T, Imhoff AB (2003): Anatomische Normvarianten des superioren Labrum-Bizepssehnenanker-Komplexes: Anatomische und kernspintomographische Befunde. *Orthopade* 32: 586-594
- Hees H (1990): Binde- und Stützgewebe. In: W. Mosimann und T. Kohler (Hrsg.), *Zytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie der Haussäugetiere*. 48-61, Verlag: P. Parey, Berlin, Hamburg
- Hertz H, Weinstabl R, Grundschober F, Orthner E (1986): Zur makroskopischen und mikroskopischen Anatomie der Schultergelenkspfanne und des Limbus glenoidalis. *Acta anat* 125: 96-100
- Huber WP, Putz RV (1997): Periarticular Fiber System of the Shoulder Joint. *Arthroscopy* 13 (6): 680-691
- Innes JF, Brown G (2004): Rupture of the biceps brachii tendon sheath in two dogs. *J Small Anim Pract* 45: 25-28
- Jerosch J, Castro WHM, Assheuer J (1992): Kernspintomographische Diagnostik von Veränderungen des Labrum glenoidale bei Patienten mit instabilen Schultergelenken. *Sportverletz Sportsc* 6: 106-112
- Key M (2003): Antigendemaskierung (Epitop Retrieval). In: *DakoCytomation, Immunchemische Färbemethoden*. 3. Auflage: 30-33
- Kim TK, Queale WS, Cosgarea AJ, McFarland EG (2003): Clinical Features of the different types of SLAP lesions: an analysis of one hundred and thirty-nine cases. *J Bone Joint Surg Am* 85-A (1): 66-71
- Kohn D (1988): Zur Beurteilung des Labrum glenoidale: eine makroskopische und histologische Studie. *Arthroscopy* 1: 178-181

- König U (1998): Das Labrum glenoidale: Eine anatomisch-histologische Studie unter besonderer Berücksichtigung des Kollagenfaserverlaufs. Würzburg, Bayerische Julius-Maximilians-Universität zu Würzburg, Dissertation
- Korvick D, Athanasiou K (1997): Variations in the mechanical properties of cartilage from the canine scapulohumeral joint. *Am J Vet Res* 58 (9): 949-953
- Kramer M, Gerwing M (1994): Die Sonographie des Schultergelenkes und seiner umgebenden Weichteile beim Hund - Teil A: Die sonographische Anatomie des Schultergelenkes und seines Weichteilmantels. *Kleintierpraxis* 39: 71-80
- Kreutzig T (2000): Bindegewebe. In: T. Kreutzig (Hrsg.), *Biochemie: Kurzlehrbuch zum Gegenstandskatalog*. 10. Auflage: 501-507, Verlag: Urban & Fischer, München, Jena
- Kujat R (1986): The Microangiographic Pattern of the Glenoid Labrum of the Dog. *Arch Orthop Traum Su* 105: 310-312
- Kujat R (1990): The microangiographic pattern of the rotator cuff of the dog. *Arch Orthop Traum Su* 109: 68-71
- Leonhardt H (1990): Bindegewebe. In: H. Leonhardt (Hrsg.), *Histologie, Zytologie und Mikroanatomie des Menschen*. 8. Auflage: 113-127, Verlag: G. Thieme, Stuttgart, New York
- Liebich HG (2004): Binde- und Stützgewebe. In: H.-G. Liebich (Hrsg.), *Funktionelle Histologie der Haussäugetiere: Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis*. 4. Auflage: 69-98, Verlag: Schattauer, Stuttgart, New York
- Liebich HG, Forstenpointner G, König HE (2004 a): Bewegungsapparat. In: H.E. König und H.-G. Liebich (Hrsg.), *Anatomie der Haussäugetiere: Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis*. 3. Auflage: 8-21, Verlag: Schattauer, Stuttgart, New York

- Liebich HG, Maierl J, König HE (2004 b): Knochen der Schultergliedmaße (Ossa membri thoracici), Verbindungen der Knochen der Schultergliedmaße (Articulationes membri thoracici), Muskeln der Vorder- oder Schultergliedmaße (Musculi membri thoracici). In: H.E. König und H.-G. Liebich (Hrsg.), Anatomie der Haussäugetiere: Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis. 3. Auflage: 141-148, 159-161, 186-191, Verlag: Schattauer, Stuttgart, New York
- Linnemann M, Kühl M (2005): Binde- und Stützgewebe. In: M. Linnemann und M. Kühl (Hrsg.), Biochemie für Mediziner, Ein Lern- und Arbeitsbuch mit klinischem Bezug. 7. Auflage: 705-720, Verlag: Springer, Berlin, Heidelberg
- Linß W, Halbhuber KJ (1991): Binde- und Stützgewebe und Grundsubstanz. In: W. Linß und K.-J. Halbhuber (Hrsg.), Histologie und mikroskopische Anatomie. 17. Auflage: 63-72, Verlag: G. Thieme, Leipzig, Stuttgart, New York
- Maffet MW, Gartsman GM, Moseley B (1995): Superior Labrum-Biceps Tendon Complex Lesions of the Shoulder. Am J Sports Med 23 (1): 93-98
- Mitchell RAS, Innes JF (2000): Lateral glenohumeral ligament rupture in three dogs. J Small Anim Pract 41: 511-514
- Morgan JP, Silverman S (1993): Foreleg; Arthrography. In: J.P. Morgan und S. Silverman, Techniques of veterinary radiography. 4th edition: 198-200, 305-306, Verlag: Iowa State University Press, Ames
- Muhumuza L, Morgan JP, Miyabayashi T, Atilola MAO (1988): Positive-contrast arthrography: A Study of the Humeral Joints in Normal Beagle Dogs. Vet Radiology 29 (4): 157-161
- Neumann CH, Petersen SA, Jahnke AH (1991): MR Imaging of the Labral-Capsular Complex: Normal Variations. Am J Roentgenol 157: 1015-1021

- Nickel R, Schummer A, Wille KH, Wilkens H (2004): Passiver Bewegungsapparat, Skelettsystem: Knochenlehre (Osteologia), Gelenklehre (Arthrologia): In: R. Nickel, A. Schummer, E. Seiferle, J. Frewein, K.-H. Wille, H. Wilkens, H. Augsburger (Hrsg.), Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band 1, Bewegungsapparat. 8. Auflage: 15-27, 67-73, 79-80, 215-217, 230-232, Verlag: P. Parey, Berlin
- Nishida K, Hashizume H, Toda K, Inoue H (1996): Histologic and scanning electron microscopic study of the glenoid labrum. J Shoulder Elbow Surg 5 (2): 132-138
- Nomina anatomica veterinaria (1968): Syndesmologia: Juncturae membri thoracici. In: Nomina anatomica veterinaria. 1. Auflage: 29, Wien
- O'Neill, Innes JF (2004): Treatment of shoulder instability caused by medial glenohumeral ligament rupture with thermal capsulorrhapy. J Small Anim Pract 45: 521-524
- Pei M, Yu C, Qu M (2000): Expression of collagen type I, II and III in loose body of osteoarthritis. J Orthop Sci 5: 288-293
- Prodomos CC, Ferry JA, Schiller AL, Zarins B (1990): Histological studies of the glenoid labrum from fetal life to old age. J Bone Joint Surg Am 72 (9): 1344-1348
- Pschyrembel W (2007): Bankart Läsion, Rotatorenmanschette, Sharpey-Fasern. In: Pschyrembel ®, Klinisches Wörterbuch. 261. Auflage: 205, 1680, 1771, Verlag: Walter de Gruyter, Berlin, New York
- Putz R, Pabst R (2005): Obere Extremität. In: R. Putz und R. Pabst (Hrsg.), Sobotta: Atlas der Anatomie des Menschen, Band 1: Kopf, Hals, Obere Extremität. 22. Auflage: 164-165, 184, Verlag: Urban & Fischer, München, Jena
- Rodosky MW, Harner CD, Fu FH (1994): The role of the long head of the biceps muscle and superior glenoid labrum in anterior stability of the shoulder. Am J Sports Med 22: 121-130

- Sager M, Assheuer J (1994): A contribution to injuries of the supporting structures of the scapulohumeral joint in the dog. 21st Annual Conference of the Veterinary Orthopaedic Society, Snowbird, Utha, 26.02. - 05.03.1994
- Sager M, Assheuer J (2000): Chronic shoulder lameness in the dog – MRI findings in primary non-bony alterations. 12th Meeting of the International Radiology Association, Obihiro, Japan, 21. - 25.08.2000
- Sager M, Assheuer J (2005): The glenoid labrum – an important detail in the pathology of the scapulohumeral joint in the dog. 12th Annual Conference of the European Association of Veterinary Diagnostic Imaging, Naples, 05. - 08.10.2005
- Salomon FV (2004): Bewegungsapparat. In: F.-V. Salomon, H. Geyer und U. Gille (Hrsg.), Anatomie für die Tiermedizin. 23-31, 52-57, 114-128, Verlag: Enke, Stuttgart
- Sans N, Richardi G, Railhac JJ, Assoun J et al. (1996): Kinematic MR Imaging of the Shoulder: Normal Patterns. Am J Roentgenol 167: 1517-1521
- Schaller O (1992): Arthrologia: Articulationes membri thoracici; Myologia: Musculi membri thoracici; Bursae et vaginae synoviales membri thoracici. In: O. Schaller (ed.), Illustrated Veterinary Anatomical Nomenclature. 84-85, 116-117, 132-133, Verlag: F. Enke, Stuttgart
- Schiebler TH, Schmidt W, Zilles K (2003): Allgemeine Anatomie des Bewegungsapparates: Allgemeine Gelenklehre; Rumpfwand und Extremitäten: Schultergürtel und obere Extremität. In: T.H. Schiebler, W. Schmidt und K. Zilles (Hrsg.), Anatomie: Zytologie, Histologie, Entwicklungsgeschichte, makroskopische und mikroskopische Anatomie des Menschen. 8. Auflage: 138-140, 274-275, Verlag: Springer, Berlin, Heidelberg, New York, Barcelona, Hong Kong, London, Mailand, Paris, Singapur, Tokio

- Schollmeier G, Uthoff HK, Sarkar K, Fukuhara K (1994): Effects of immobilization on the capsule of the canine glenohumeral joint: a structural functional study. Clin Orthop Relat Res 304: 37-42
- Seiferle E, Frewein J (2004): Aktiver Bewegungsapparat, Muskelsystem (Myologia): Eigenmuskulatur der Schultergliedmaße, Eigenmuskulatur der Schultergliedmaße der Fleischfresser. In: R. Nickel, A. Schummer, E. Seiferle, J. Frewein, K.-H. Wille, H. Wilkens, H. Augsburger (Hrsg.), Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band 1, Bewegungsapparat. 8. Auflage: 438-442, 454-457, Verlag: P. Parey, Berlin
- Seil R, Kusma M, Rupp S (2005): Die Sportlerschulter. Teil 1: Definition – Pathomechanismus – Schadensmuster. Dtsch Z Sportmed 56 (1): 26-27
- Sidaway BK, McLaughlin RM, Elder SH, Boyle CR, Silverman EB (2004): Role of the tendons of the biceps brachii and infraspinatus muscles and the medial glenohumeral ligament in the maintenance of passive shoulder joint stability in dogs. Am J Vet Res 65 (9): 1216-1222
- Snyder SJ, Karzel RP, Del Pizzo W, Ferkel RD, Friedmann MJ (1990): SLAP lesions of the shoulder. Arthroscopy 6 (4): 274-279
- Soslowsky LJ, Carpenter JE, DeBano CM, Banerji I, Moalle MR, Arbor A (1996): Development and use of an animal model for investigations on rotator cuff disease. J Shoulder Elbow Surg 5: 383-392
- Steiner D, Hermann B (1990): Zur Topographie des oberen Bicepssehnenabschnittes. Langenbecks Arch Chir 375: 19-23
- Stobie D, Wallace LJ, Lipowitz AJ, King V, Lund EM (1995): Chronic bicipital tenosynovitis in dogs: 29 cases (1985-1992). J Am Vet Med Assoc 207 (2): 201-207
- Suter PF, Carb AV (1969): Shoulder Arthrography in Dogs - Radiographic Anatomy and Clinical Application. J Small Anim Pract 10: 407-413

- Thomas M, Busse MW (2005): SLAP-Läsion der Schulter: Ätiologie, Klassifikation, Diagnostik und Therapie. KCS 6 (1): 9-18
- Ticer JW (1984): Thoracic Limb: Scapula and shoulder joint, Shoulder arthrography. In: J.W. Ticer (ed.), Radiographic technique in Veterinary Practice. 2nd edition: 111-123, Verlag: W.B. Saunders, Philadelphia, London, Toronto, Mexico City, Rio de Janeiro, Sydney, Tokyo
- Tischer T, Putz R (2003): Die Anatomie des oberen Labrumkomplexes im Schultergelenk. Orthopäde 32: 572-577
- Vangsness CT, Jorgenson SS, Watson T, Johnson DL (1994): The origin of the long head of the biceps from the scapula and glenoid labrum. J Bone Joint Surg Br 76-B: 951-954
- Vasseur PB (1983): Clinical results of surgical correction of shoulder luxation in dogs. J Am Vet Med Assoc 182: 503-505
- Vasseur PB (1993): Luxation of the Scapulohumeral Joint. In: D. Slatter (ed.), Textbook of Small Animal Surgery, Volume II. 2nd edition: 1710-1716, Verlag: W.B. Saunders, Philadelphia, London, Toronto, Montreal, Sydney, Tokyo
- Vasseur PB, Moore D, Brown SA, Eng D (1982): Stability of the canine shoulder joint: An in vitro analysis. Am J Vet Res 43: 352-355
- Vollmerhaus B, Frewein J, Roos H, Knospe C (1994 a): Skelett der Schultergliedmaße. In: J. Frewein und B. Vollmerhaus (Hrsg.), Anatomie von Hund und Katze. 31-32, Verlag: Blackwell, Berlin, Oxford, Edinburgh, Boston, London, Melbourne, Paris, Wien, Yokohama
- Vollmerhaus B, Waibl H, Roos H (1994 b): Gelenkknorpel, Gelenkkapsel, Gelenke der Schultergliedmaße: In: J. Frewein und B. Vollmerhaus (Hrsg.), Anatomie von Hund und Katze. 60-62, Verlag: Blackwell, Berlin, Oxford, Edinburgh, Boston, London, Melbourne, Paris, Wien, Yokohama

- Wall CR, Taylor R (2002): Arthroscopic Biceps Brachii Tenotomy as a Treatment for Canine Bicipital Tenosynovitis. J Am Anim Hosp Assoc 38: 169-175
- Weiss E (1990): Gesamttod, Definitionen. In: H. Stünzi und E. Weiss (Hrsg.), Allgemeine Pathologie für Tierärzte und Studierende der Tiermedizin. 8. Auflage: 378, Verlag: P. Parey, Berlin, Hamburg
- Welsch U (2002): Vorkommen häufiger Kollagentypen. In: U. Welsch (Hrsg.), Sobotta Atlas Histologie. 6. Auflage: 242, Verlag: Urban & Fischer, München
- Wünsche A, Budras KD (2004): Synoviale Einrichtungen (Synovialstrukturen) der Schultergliedmaße. In: K.-D. Budras, W. Fricke und R. Richter (Hrsg.), Atlas der Anatomie des Hundes. Lehrbuch für Tierärzte und Studierende. 7. Auflage: 26-27, Verlag: Schlütersche, Hannover

9 Anhang

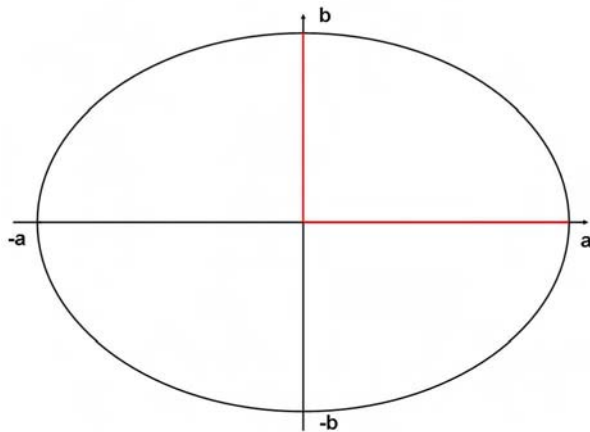
9.1 Tierauswahl

Lfd. Nr.	Labor-Nr.	Geschlecht	Gewicht	Schulter
100	Beagle 657	männlich	7,70 kg	rechts
101	Beagle 671	männlich	9,10 kg	rechts
102	Beagle 662	weiblich	7,40 kg	rechts
103	Beagle 644	weiblich	8,20 kg	rechts
104	Beagle 473	männlich	13,40 kg	rechts
105	Beagle 434	weiblich	11,00 kg	rechts
106	Beagle 435	männlich	11,30 kg	rechts
107	Beagle 468	weiblich	10,90 kg	rechts
111	Beagle 799	männlich	9,70 kg	links
112	Beagle 802	weiblich	7,50 kg	links
113	Beagle 674	weiblich	7,00 kg	links
114	Beagle 649	männlich	8,30 kg	links
115	Beagle 668	weiblich	8,50 kg	links
116	Beagle 661	männlich	9,00 kg	links
118	Beagle 676	weiblich	7,30 kg	links
119	Beagle 929	männlich	9,30 kg	rechts
120	Beagle 920	weiblich	8,50 kg	rechts
122	Beagle 814	weiblich	11,00 kg	links
127	Beagle K021	männlich	10,30 kg	links
128	Beagle K025	männlich	9,80 kg	links
n			20	
Mittelwert			9,26 kg	
SD			1,67 kg	
min.			7,00 kg	
max.			13,40 kg	

9.2 Verhältnis von Caput humeri zu Cavitas glenoidalis (Angaben in cm)

Beagle	Caput humeri		Cavitas glenoidalis		
	Länge	Breite	Länge	Breite max.	Breite min.
100	2,40	1,70	2,00	1,40	0,60
101	2,50	1,80	1,90	1,20	0,60
102	2,50	1,70	1,80	1,30	0,60
103	2,50	1,80	2,00	1,20	0,60
104	2,70	2,30	2,20	1,50	0,70
105	2,80	2,10	2,00	1,40	0,70
106	2,60	2,00	2,10	1,40	0,70
107	2,80	2,00	2,10	1,50	0,70
111	2,90	2,20	2,20	1,50	0,70
112	2,50	2,20	2,00	1,50	0,60
113	2,80	1,80	1,80	1,20	0,50
114	2,50	1,80	2,00	1,50	0,50
115	2,50	1,80	1,80	1,30	0,50
116	2,40	2,00	1,80	1,40	0,60
118	2,50	1,80	1,80	1,40	0,70
119	2,50	1,80	2,00	1,40	0,70
120	2,30	1,80	1,50	1,20	0,50
122	2,70	1,90	2,00	1,30	0,50
127	2,80	2,30	2,30	1,60	0,90
128	2,80	2,00	2,10	1,50	0,80
n	20	20	20	20	20
Mittelwert	2,60	1,94	1,97	1,39	0,64
SD	0,17	0,19	0,18	0,12	0,10
min.	2,30	1,70	1,50	1,20	0,50
max.	2,90	2,30	2,30	1,60	0,90

Die Fläche wird nach der Form einer Ellipse berechnet. Dabei gilt:



$$\pi * a * b$$

Als Breitenmaß für die Cavitas glenoidalis wird die durchschnittliche Breite der Maximal- und Minimalwerte genommen:

$$(1,39 \text{ cm} + 0,64 \text{ cm}) : 2 = 1,02 \text{ cm}$$

Für die Cavitas glenoidalis gilt:

$$\pi * 0,5 * 1,97 \text{ cm} * 0,5 * 1,02 \text{ cm} = \mathbf{1,58 \text{ cm}^2}$$

Für das Caput humeri gilt:

$$\pi * 0,5 * 2,60 \text{ cm} * 0,5 * 1,94 \text{ cm} = \mathbf{3,96 \text{ cm}^2}$$

9.3 Mikroskopische Messwerte / Standardabweichung

Segmente I und II (Angaben in μm)

Segment I	Höhe	Tiefe	Gesamtlänge	Breite oben
Beagle 111	99,09	1482,55	1581,64	132,50
Beagle 112	222,67	1319,78	1542,45	173,30
Beagle 116	362,52	1273,53	1636,05	535,08
Beagle 119	338,49	949,34	1287,83	182,74
Beagle 120	296,67	995,17	1291,84	226,68
Beagle 100	373,48	1017,33	1390,81	434,67
Beagle 128	379,77	1355,96	1735,73	209,09
Beagle 115	348,82	1397,11	1745,93	256,34
Beagle 122	343,63	982,32	1325,95	363,60
Beagle 127	397,02	967,92	1364,94	519,51
n	10	10	10	10
Mittelwert	316,22	1174,10	1490,32	303,35
SD	91,03	209,62	179,78	66,34
min.	99,09	949,34	1287,83	132,50
max.	397,02	1482,55	1745,93	535,08

Segment II	Höhe	Tiefe	Gesamtlänge	Breite oben VZ	Breite oben ZF	Breite oben gesamt
Beagle 101	564,52	1158,87	1723,39	416,22	---	416,22
Beagle 111	493,44	1411,34	1904,78	615,50	---	615,50
Beagle 112	503,73	1158,70	1662,43	298,09	133,97	432,06
Beagle 115	366,47	928,53	1295,00	226,09	105,61	331,70
Beagle 116	396,93	1032,20	1429,13	119,15	216,14	335,29
Beagle 127	392,32	1041,88	1434,20	160,95	88,85	249,80
Beagle 122	451,23	1283,99	1735,22	374,67	252,81	627,48
Beagle 114	444,86	1451,81	1896,67	239,51	218,30	457,81
Beagle 103	417,79	1064,83	1482,62	201,91	133,97	335,88
Beagle 100	565,46	1421,80	1987,26	407,82	199,01	606,83
n	10	10	10	10	8	10
Mittelwert	459,68	1195,40	1655,07	305,99	168,58	440,86
SD	70,29	186,38	236,04	149,32	60,32	135,17
min.	366,47	928,53	1295,00	119,15	88,85	249,80
max.	565,46	1451,81	1987,26	615,50	252,81	627,48

Segmente III und IV (Angaben in μm)

Segment III	Höhe	Tiefe	Gesamt-länge	Breite oben
Beagle 111	390,62	949,55	1340,17	118,55
Beagle 115	218,16	932,41	1150,57	129,05
Beagle 116	---	947,60	---	---
Beagle 119	264,20	966,24	1230,44	92,59
Beagle 120	---	1007,74	---	---
Beagle 128	352,83	980,57	1333,40	214,22
Beagle 114	242,68	774,55	1017,23	73,91
Beagle 113	363,00	1008,19	1371,19	150,27
Beagle 112	---	1361,10	---	---
Beagle 100	205,78	771,55	977,33	123,04
n	7	10	7	7
Mittelwert	291,04	969,95	1202,90	128,80
SD	75,89	161,89	159,71	45,13
min.	205,78	771,55	977,33	73,91
max.	390,62	1361,10	1371,19	214,22

Segment IV	Höhe	Tiefe	Gesamt-länge	Breite oben
Beagle 111	520,84	2326,12	2846,96	280,66
Beagle 115	241,68	1980,80	2222,48	50,42
Beagle 114	538,22	1201,69	1739,91	37,26
Beagle 122	361,13	1484,37	1845,50	88,85
Beagle 127	528,06	1525,94	2054,00	188,22
Beagle 100	304,46	1987,82	2292,28	82,06
Beagle 105	315,33	1623,07	1938,40	60,07
Beagle 112	356,07	2629,02	2985,09	79,21
Beagle 116	212,62	2409,69	2622,31	64,58
Beagle 119	473,38	1408,21	1881,59	238,22
n	10	10	10	10
Mittelwert	385,18	1857,67	2242,85	116,96
SD	121,66	481,67	438,74	86,13
min.	212,62	1201,69	1739,91	37,26
max.	538,22	2629,02	2985,09	280,66

Segmente V und VI (Angaben in μm)

Segment V	Höhe	Tiefe	Gesamt-länge	Breite oben
Beagle 111	451,18	1446,25	1897,43	201,68
Beagle 115	346,90	1042,66	1389,56	148,87
Beagle 114	434,34	1592,42	2026,76	248,54
Beagle 112	417,76	1499,70	1917,46	104,01
Beagle 113	442,62	1118,25	1560,87	178,11
Beagle 128	477,15	1940,87	2418,02	252,90
Beagle 127	435,70	821,36	1257,06	271,58
Beagle 119	321,79	1350,38	1672,17	270,40
Beagle 118	434,26	1230,12	1664,38	134,03
Beagle 116	343,79	1234,87	1578,66	98,45
n	10	10	10	10
Mittelwert	410,55	1327,69	1738,24	190,86
SD	53,03	314,44	337,09	67,80
min.	321,79	821,36	1257,06	98,45
max.	477,15	1940,87	2418,02	271,58

Segment VI	Höhe	Tiefe	Gesamt-länge	Breite oben
Beagle 111	837,81	1118,76	1956,57	284,13
Beagle 101	1290,08	1170,11	2460,19	474,15
Beagle 107	977,00	608,91	1585,91	533,14
Beagle 113	806,15	623,71	1429,86	458,10
Beagle 116	1106,02	604,52	1710,54	299,05
Beagle 128	647,72	750,43	1398,15	335,34
Beagle 127	1104,47	974,57	2079,04	397,12
Beagle 119	584,04	960,34	1544,38	532,80
Beagle 106	800,84	1026,05	1826,89	491,39
Beagle 105	619,02	680,26	1299,28	364,61
n	10	10	10	10
Mittelwert	877,32	851,77	1729,08	416,98
SD	236,20	221,53	358,55	93,55
min.	584,04	604,52	1299,28	284,13
max.	1290,08	1170,11	2460,19	533,14

Segment VII (Angaben in µm)

Segment VII	Höhe	Tiefe	Gesamt-länge	Breite oben
Beagle 111	838,64	1413,61	2252,25	231,47
Beagle 112	---	2277,34	---	---
Beagle 113	510,74	1221,81	1732,55	512,91
Beagle 118	405,98	1267,24	1673,22	266,82
Beagle 119	535,95	1447,44	1983,39	267,63
Beagle 127	779,78	1823,77	2603,55	108,53
Beagle 122	539,06	2301,48	2840,54	545,02
Beagle 116	594,57	1668,80	2263,37	147,49
Beagle 115	389,32	1509,20	1898,52	296,00
Beagle 105	562,87	2178,96	2741,83	129,20
n	9	10	9	9
Mittelwert	572,99	1710,97	2221,02	278,34
SD	150,80	413,35	433,49	156,96
min.	389,32	1221,81	1673,22	108,53
max.	838,64	2301,48	2840,54	545,02

Die Standardabweichung (SD) berechnet sich wie folgt:

$$SD = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{x})^2}{n-1}}$$

x_i = Messparameter ($x_1, x_2, x_3, \dots$)

$\bar{x}$ = arithmetisches Mittel (Summe x_i/n)

n = Anzahl der durchgeführten Messungen *

* Infolge präparationsbedingter Schädigung bzw. zu undeutlicher Abgrenzung des Labrums oberhalb der Verkalkungszone konnten z.T. nicht alle Parameter in den einzelnen Segmenten vermessen werden. So gilt für die Berechnung der Höhen- und Breitenparameter:

Segment II – ZF => $n = 8$

Segment III => $n = 7$

Segment VII => $n = 9$

Danksagungen

Herr Prof. Dr. med. vet. M. Kramer danke ich für die Übernahme der Thematik und die umgehende Beurteilung der Ergebnisse.

Für die wissenschaftliche und qualifizierte Betreuung vor Ort bedanke ich mich bei Herrn PD Dr. med. M. Jäger, der spontan bereit war, sich auch den „Vierbeinern“ zu widmen.

Danke an Herrn Univ.-Prof. Dr. med. R. Krauspe, Direktor der Orthopädischen Klinik des Universitätsklinikums Düsseldorf, der die Arbeit in seinem Hause ermöglichte.

Ganz besonders herzlich möchte ich mich bei Herrn Dr. med. vet. M. Sager für die Überlassung des Themas und die intensive Betreuung der Dissertation bedanken. Es mangelte nie an hilfreichen Anregungen, wertvollen Diskussionen und stetem Interesse am Fortgang der Arbeit.

Danke Frau Dr. rer. nat. A. Treiber für die Möglichkeit, die Einrichtungen der pathologischen und chirurgischen Abteilungen der Tierversuchsanlage zu nutzen.

Bei allen Mitarbeitern und Mitarbeiterinnen der Tierversuchsanlage, hier vor allem Frau M. Stockhausen, möchte ich mich für ihre geduldige Beratung und Hilfe bei der Präparation und histologischen Bearbeitung des Materials bedanken.

Herzlichen Dank auch an Frau S. Lensing-Höhn für das entspannte Arbeitsklima im Labor der Orthopädischen Klinik des Universitätsklinikums Düsseldorf und ihre tatkräftige Unterstützung beim Anfertigen der immunhistologischen Präparate.

Frau Dr. rer. nat. M. Herten danke ich für die kooperative Zusammenarbeit und ihre stetige Hilfsbereitschaft im Labor der Westdeutschen Kieferklinik, Düsseldorf.

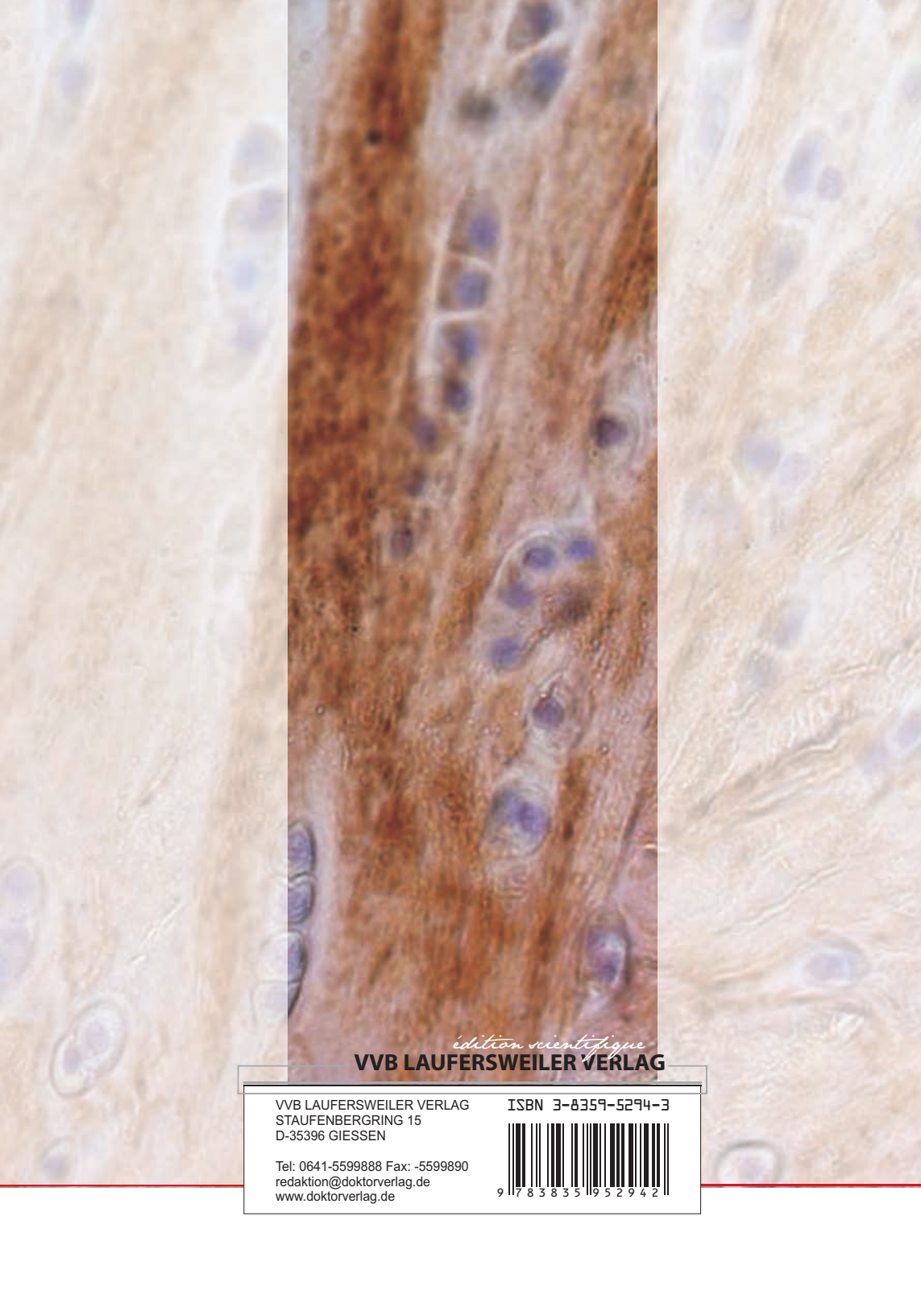
Vielen Dank an meine Kollegin Laura Dreiner, die zum Gelingen der Arbeit beigetragen hat und deren positive Zusammenarbeit und Motivation mir sehr wichtig waren.

Vielen Dank an Herrn Dr. med. vet. U. Willich und sein Praxisteam für die wertvollen klinischen Erfahrungen, die ich neben der Doktorarbeit sammeln konnte und die stetige Motivation.

Nicht zuletzt möchte ich mich bei meinen Eltern und meinem Lebensgefährten Heiko bedanken – sie haben alle Höhen und Tiefen, die mit dem Erstellen einer Dissertation einhergehen, direkt miterlebt und mir stets den nötigen Rückhalt gegeben.

Erklärung

Ich erkläre, dass ich die vorgelegte Dissertation selbstständig, ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt habe, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der „Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis“ niedergelegt sind, eingehalten.



édition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFENBERGRING 15
D-35396 GIESSEN

ISBN 3-8359-5294-3

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890
redaktion@doktorverlag.de
www.doktorverlag.de

