

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

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

**MAKROSKOPISCHE, KORROSIONSANATOMISCHE,
ENDOSKOPISCHE, RADIOLOGISCHE UND HISTOLOGISCHE
UNTERSUCHUNGEN AN DER MILCHDRÜSE DER STUTE**

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

vorgelegt von
Marcus Müller
aus Reutlingen

München 2007

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. E. P. Märtlbauer
Referent: Prof. Dr. Liebich
Korreferent: Prof. Dr. Zerbe

Tag der Promotion: 9. Februar 2007

Für meine Familie

Selbstverständlich stehen wir auf einer höheren Stufe als die Tiere aufgrund unserer Intelligenz und Geisteskraft. Das ist keine Frage. Falls der Rang von Bedeutung ist. Aber in Hinblick auf das Recht zu leben, befinden wir uns natürlich auf derselben Stufe wie die Tiere. Hier sind wir den Tieren gleich.

Dalai Lama

I	EINLEITUNG.....	- 7 -
II	LITERATURÜBERSICHT	- 8 -
1	Makroskopische Anatomie der Milchdrüse von Stuten.....	- 8 -
1.1	Aufbau	- 8 -
1.2	Lage, Form, Größe.....	- 9 -
1.3	Euterhaut.....	- 9 -
1.4	Befestigung und Aufhängung.....	- 9 -
1.5	Milchdrüsengänge	- 10 -
1.6	Blutgefäße	- 10 -
1.7	Lymphgefäße	- 11 -
1.8	Innervation.....	- 11 -
2	Makroskopische Anatomie der Zitze von Stuten.....	- 12 -
2.1	Zitzenform, -länge, Zitzenkanalanzahl, -länge, -schleimhaut	- 12 -
2.2	Blutgefäße, Lymphgefäße und Innervation der Zitze.....	- 12 -
3	Mikroskopische Anatomie der Zitze von Stuten.....	- 13 -
3.1	Zitzenhaut.....	- 13 -
3.2	Gefäß- und Muskelschicht	- 14 -
3.3	Zitzenschleimhaut	- 15 -
3.3.1	Zitzenzisternenschleimhaut	- 16 -
3.3.2	FÜRSTENBERG Rosette	- 16 -
3.3.3	Zitzenkanalschleimhaut	- 16 -
3.3.4	Hyperkeratose der Srichkanalschleimhaut	- 17 -
III	EIGENE UNTERSUCHUNGSVERFAHREN.....	- 18 -
1	Tiergut und Methoden	- 18 -
1.1	Tiergut	- 18 -
1.2	Methoden	- 18 -
1.2.1	Makroskopische Untersuchung des Euters	- 18 -
1.2.2	Injektionspräparate	- 18 -
1.2.3	Endoskopie	- 22 -
1.2.4	Radiologie	- 23 -
1.2.5	Histologie	- 25 -
IV	ERGEBNISSE.....	- 26 -
1	Äußere Betrachtung	- 26 -
2	Injektionspräparate.....	- 28 -
2.1	Gelatine	- 30 -
2.2	Paraffin	- 32 -
2.3	Injektionsharz	- 33 -
3	Endoskopischen Untersuchung.....	- 41 -
4	Radiologische Untersuchung.....	- 44 -
5	Histologischen Untersuchung.....	- 47 -
5.1	Zitzenhaut.....	- 47 -
5.2	Gefäß- und Muskelschicht	- 47 -
5.3	Zitzenschleimhaut	- 52 -

V	DISKUSSION	- 59 -
1	Strichkanalöffnungen und Drüsenkomplexe	- 59 -
2	Kommunikation zwischen den Drüsenkomplexen und Kanalsystemen	- 59 -
3	Ringfaltenbildung in der Zitsenzisterne und Verschlussmechanismus der Stutenzitze -	60 -
4	Aufbau und Anordnung der Milchgänge	- 61 -
5	Hyperkeratose im Strichkanal	- 62 -
VI	ZUSAMMENFASSUNG	- 64 -
VII	SUMMARY	- 66 -
VIII	LITERATUR	- 68 -
IX	ABBILDUNGEN UND TABELLEN	- 72 -

Abkürzungen

A.	Arteria
acc.	accessorius, -a, -um
Anz.	Anzahl
bzw.	beziehungsweise
°C	Grad Celsius
caud.	caudalis, -e
cran.	cranialis, -e
dext.	dexter, -tra, -trum
dors.	dorsalis, -e
ext.	externus, -a, -um
Gl.	Glandula
int.	internus, -a, -um
kV	Kilovolt
lat.	lateralis, -e
Lc.	Lymphocentrum
Ln.	Lymphonodus
Lnn.	Lymphonodi
M.	Musculus
med.	medialis, -e
ml	Milliliter
n	Anzahl
N.	Nervus
Nn.	Nervi
NH	Nomina Histologica
Pl.	Plexus
prof.	profundus, -a, -um
®	Registriertes Warenzeichen
R.	Ramus
s	Sekunde, -n
sin.	sinister, -tra, -trum
Str.	Stratum

supf.	superficialis, -e
Tab.	Tabelle
V.	Vena
ventr.	ventralis, -e

I Einleitung

Die Kenntnis um die morphologischen Gegebenheiten am Stuteneuter stellt für praktisch tätige Tierärzte eine wesentliche Voraussetzung für eine sach- und fachgerechte Diagnostik, Behandlung und Beurteilung von Erkrankungen am Euter, beispielsweise Mastitiden, dar. In einer aktuellen Studie über Publikationen zum Stuteneuter bestätigte sich, wie bereits von LAU (2000) festgestellt, dass dieses Thema in der zugänglichen Literatur wenig Beachtung fand und findet. Als Schwerpunkte der bisherigen Publikationen wurden die embryonale Entwicklung des Euters, die Physiologie der Laktation und die Erkennung, Einteilung und Behandlung von Mastitiden wiederholt aufgegriffen. Bemerkenswert ist dabei die häufige Übertragung von Ergebnissen, gewonnen aus Untersuchungen am Rind, auf das Stuteneuter.

Ziel der vorliegenden Arbeit ist es, anhand von makroskopischen, korrosions-anatomischen, endoskopischen, radiologischen und histologischen Untersuchungen am Stuteneuter einige morphologische Gesichtspunkte zu den Ausstrombahnen der Milch zu untersuchen. Hierzu zählen die Anordnung der Milchgänge, der Aufbau der Zitze sowie das Verschlussystem im Zitzenbereich.

Folgende Hypothesen werden formuliert:

- Die Anzahl der Zitzenausgänge entspricht der Anzahl der Drüsenkomplexe.
- Die Drüsenkomplexe und ihre Ausführungsgänge eines Mammarkomplexes sind voneinander getrennt.
- Die Stutenzitze weist ein Analogon zur Fürstenbergsche Rosette auf, welches als Verschlussmechanismus fungiert.
- Alle Milchgänge münden in annähernd gleichem Winkel aufeinander, was eine Flächenparallelität der Anordnung der Milchgänge bedingt.
- Die Hyperkeratose des Kanalepithels wirkt als Abwehrmechanismus gegen aufsteigende Keime.

Hinsichtlich der anatomischen und histologischen Termini wurden die NOMICA ANATOMICA VETERINARIA (2005) sowie die NOMINA HISTOLOGICA (1994) verwendet.

II Literaturübersicht

1 Makroskopische Anatomie der Milchdrüse von Stuten

1.1 Aufbau

Die Milchdrüse, Glandula mammaria besteht aus zwei Mammarkomplexen, die sich wiederum aus dem Drüsenkörper, Corpus mammae und der Zitze, Papilla mammae zusammensetzen (BRAGULLA et al., 2005; HABERMEHL, 2005; BUDRAS und RÖCK, 2004;; SMOLLICH, 1992; VYAS, 1971). Die Mammarkomplexe werden durch die Zwischeneuterfurche, Sulcus intermammaris voneinander getrennt.

Jede Euterhälfte, Mammarkomplex, weist 1, meist 2, selten 3 (BRAGULLA et al. 2005; BUDRAS und RÖCK, 2004; BARTMANN et al., 2002; VYAS, 1971; ZIETZSCHMANN, 1943) voneinander getrennte Drüsenkomplexe auf. BOSTEDT et al. (1988) beschreibt in seiner Veröffentlichung über die Problematik der Mastitis bei Stuten, dass „zumindest im distalen Bereich der Drüsenkomplexe eine gewisse Trennung besteht“. In jedem Drüsenkomplex ist ein Hohlraumsystem ausgebildet, welches über einen Strich- bzw. Zitzenkanal, Ductus papillaris und eine abschließende Zitzenöffnung, Ostium papillare mit der Außenwelt in Verbindung steht. Die Anzahl der Zitzenöffnungen, Ostia papillaria ist Hinweis gebend auf die Anzahl der Drüsenkomplexe. So sind Variationen von 1 – 3 Hohlraumsystemen mit dazugehörigen Drüsenkomplexen möglich (FRIKER et al., 2004).

In jedem Drüsenkörper ist, neben dem Kanalsystem, interparenchymatöses Bindegewebe, Stroma, Interstitium vorhanden, welches eine in sich geschlossene funktionelle Einheit darstellt. Der Drüsenkörper selber hat eine länglich-runde Form (HABERMEHL, 2005).

Am Hohlraumsystem werden folgende Abschnitte unterschieden:

- die Drüsenendstücke, Alveolen,
- die Milchgänge, Ductus lactiferi,
- die Milchbucht, Sinus lactiferus,
 - die Drüsenzisterne, Pars glandularis sinus lactiferi,
 - die Zitzenzisterne, Pars papillaris sinus lactiferi,
- der Zitzen- bzw. Strichkanal, Ductus papillaris und
- die Strichkanalöffnung, Ostium papillare.

(BRAGULLA et al., 2005; HABERMEHL, 2005; SMOLLICH, 1992; VYAS, 1971).

1.2 Lage, Form, Größe

Beim Pferd befindet sich die Milchdrüse, Glandula mammaria an der ventralen Bauchwand in der Regio pubica, in welcher sie zur Hälfte links und zur Hälfte rechts der Medianen liegt. Die Milchdrüse der Stute ist bilateral symmetrisch geformt, leicht abgeflacht und im Vergleich zu anderen Haussäugetieren relativ klein (HABERMEHL, 2005; FRIKER et al., 2004; BARTMANN et al., 2002;; ZIETZSCHMANN, 1943).

1.3 Euterhaut

Die Epidermis der Euterhaut ist in der Regel dunkel pigmentiert (LUDEWIG, 1997). Bei Schimmeln, gescheckten oder getigerten Pferderassen ist sie dagegen pigmentfrei, fleischfarben oder fleckig pigmentiert (BARTMANN et al., 2002). Die Behaarung ist mit 75 Primärhaaren/cm² gering ausgebildet (BARTMANN et al., 2002). In Bereich des Sulcus intermammaris ist die Haut reich an Talgdrüsen, deren schwarzgraues, schmieriges Exkret eine Reibung der beiden Euterhälften bei der Bewegung vermindern soll (HABERMEHL, 2005). LUDEWIG (1997) stellte anhand histologischer Untersuchungen an 5 Stuten widersprechend fest, dass der schmierige Belag nicht von dem Talg der Talgdrüsen gebildet wird, sondern von den großen Keratozyten des Stratum corneum produziert wird.

1.4 Befestigung und Aufhängung

Zur Befestigung des Euters dient die äußere Rumpffaszie, Fascia trunci externa. Diese Faszie umgibt die Drüsenkörper und gibt in das Parenchym einstrahlende

Septen ab, welche als Laminae mediales und laterales (BUDRAS und RÖCK, 2004; BARTMANN et al., 2002; DYCE et al., 1991) bezeichnet werden.

1.5 Milchdrüsengänge

In der zugänglichen Literatur konnten keine Ausführungen über die Ausgestaltung der Milchdrüsengänge gefunden werden. Dieses Thema wird in der vorliegenden Arbeit im Rahmen der eigenen Untersuchungen bearbeitet.

1.6 Blutgefäße

Arterien

Das Hauptgefäß zur Versorgung des Euters ist die A. pudenda externa. Diese tritt als 5 – 7 mm starkes Gefäß neben einer schwachen Begleitvene durch den Leistenspalt, Spatium inguinale. Im Bereich zwischen Bauchwand und Euter teilt sie sich in einen kranial ziehenden stärkeren und einen kaudalen schwächeren Ast (HABERMEHL, 2005; BUDRAS und RÖCK 2004; BARTMANN et al., 2002). Beide Äste verlaufen etwa 30 – 40 mm lateral der Linea alba kranial bzw. kaudal und werden hier als Aa. mammariae cranialis und caudalis bezeichnet. Nach weiteren Teilungen ziehen feine Äste dieser Gefäße in das Euter (HABERMEHL, 2005, BUDRAS und RÖCK, 2004). Der kaudale Ast, A. mammaria caudalis zieht zum Euterlymphknoten und anastomosiert in diesem Bereich mit der A. obturatoria. So entsteht ein Ringschluss zwischen den Ästen der Aa. pudendae externa und interna. Die A. mammaria cranialis vaskularisiert vorwiegend das Euter und die Haut bis zum Nabel (HABERMEHL, 2005; BUDRAS und RÖCK, 2004).

Venen

Die V. pudenda ext. zieht mit der gleichnamigen Begleitarterie durch den Leistenspalt, Spatium inguinale. Die V. pudenda ext. acc., auch als V. mammaria media bezeichnet, tritt mit einem kurzen Anfangsabschnitt 40 – 50 mm kaudal der V. pudenda ext. zwischen dem M. gracilis und dem M. pectineus hindurch und ist

ventral vom Schambein durch einen starken unbenannten Querast mit der Gegenseite verbunden (HABERMEHL, 2005).

Beide Venen sammeln Blut aus der V. mammaria cranialis und der kaudal liegenden V. mammaria caudalis und bilden auf beiden Seiten grobe Geflechte. Aus diesen werden mehrere starke Äste an die Milchdrüse und an die Lnn. mammarii abgegeben. Die Anteile der Körperseiten stehen kranial mit der V. epigastrica cranialis superficialis (V. subcutanea abdominis) und kaudal mit der V. obturatoria bzw. der V. labialis dorsalis et mammaria der V. pudenda interna in Verbindung (HABERMEHL, 2005; BARTMANN et al., 2002).

1.7 Lymphgefäße

Die Lymphflüssigkeit des Euters wird über die Lnn. inguinales superficiales seu mammarii abgeleitet. Diese Lymphknoten gehören zum Lymphocentrum inguinale superficiale seu inguinofemorale, welches sich jederseits aus 20 bis 100 Knoten zusammensetzt (HABERMEHL, 2005; BARTMANN et al., 2002). Die Lymphknoten einer Hälfte bilden 100 bis 140 mm lange Pakete, welche kaudal in enger Lagebeziehung zur A. und V. pudenda externa liegen und kranial die Euterbasis überragen. Eine kleine Gruppe von Lymphknoten liegt dem kaudalen Abschnitt der Euterbasis an (HABERMEHL, 2005; BARTMANN et al., 2002).

1.8 Innervation

Die Innervation des Euters wird sensibel durch die Nn. iliohypogastricus, ilioinguinalis, genitofemoralis und pudendus gewährleistet. Je ein Ramus cutaneus ventralis des N. iliohypogastricus und des N. ilioinguinalis ziehen an die Haut im kranialen Bereich des Euters. Die kaudalen Bereiche der Euterhaut einschließlich der Zitzen sowie das Drüsenparenchym werden von den Rr. genitales und femorales des N. genitofemoralis innerviert. Der N. perinealis superficialis des N. pudendus versorgt zusätzlich den kaudalen Bereich der Haut der Milchdrüse und das kaudal gelegene Drüsenparenchym (BARTMANN et al., 2002; BÖHME, 2004; DYCE et al., 1991). BÖHME (2004) und DYCE et al. (1991) bezeichnen den N. perinealis superficialis als einen absteigenden R. mammarius des N. pudendus.

2 Makroskopische Anatomie der Zitze von Stuten

2.1 Zitzenform, -länge, Zitzenkanalanzahl, -länge, -schleimhaut

Die Zitze ist eine stumpfe, kegel- bis fingerförmige Vorstülpung des Mammar-komplexes mit abgerundeter Kuppe (ZIETZSCHMANN, 1943). Sie ist 3 – 4 cm lang (ZIETZSCHMANN, 1943) und nach ventrokranal gerichtet, kann aber bei höherem Laktationsstadium ventrolateral geneigt sein (GRAU und WALTER, 1967).

Das Hohlraumsystem der Zitze mündet distal in den 5 – 10 mm langen, isolierten Strichkanal, Ductus papillaris, dessen Schleimhaut eine starke Längsfaltung aufweist und dunkel pigmentiert ist (HABERMEHL, 2005). Distal endet der enge Strichkanal in der Zitzenöffnung, Ostium papillare, wobei pro Zitze zwei, manchmal eine, selten drei Zitzenöffnungen, Ostia papillaria ausgebildet sind (BRAGULLA et al., 2005; FRIKER et al., 2004; BARTMANN et al., 2002; VYAS, 1971; ZIETZSCHMANN, 1943). In seiner Publikation über die Mastitis bei Stuten äußert BOSTEDT et al. (1988) die Sorge über den möglichen laktogenen Infektionsweg des Euters von distal über den Strichkanal.

2.2 Blutgefäße, Lymphgefäße und Innervation der Zitze

Arterien

Die arterielle Blutversorgung der Stutenzitze erfolgt über die A. pudenda externa, deren Äste die Zitze versorgen. Das arterielle System bildet mit seinen Begleitvenen einen arteriovenösen Plexus aus. Dieser besteht aus einer Lage dickwandiger Arterien und Venen, die miteinander anastomosieren (HABERMEHL, 2005).

Venen

Das venöse Blut wird über die V. pudenda ext. und die V. pudenda ext. acc. abgeleitet. Diese sammeln das Blut aus der V. epigastrica cranialis superficialis, der V. opturatoria bzw. der V. labialis dorsalis et mammaria und der V. pudenda interna (MICHEL, 1994, TALUKDAR et al., 1972). Das Blut der Zitzenwand wird durch schwache klappenfreie Venen entsorgt (HABERMEHL, 2005).

Lymphgefäße

Der Abfluss der Lymphflüssigkeit aus den Zitzen erfolgt über die Lnn. inguinales superficiales seu mammarii (HABERMEHL, 2005; BARTMANN et al., 2002). Diese Lymphknoten sind dem Lymphocentrum inguinale superficiale seu inguinofemorale zugeordnet, welches sich jederseits des Euters aus 20 bis 100 Knoten zusammensetzt. Die Lymphknoten einer Hälfte bilden 100 bis 140 mm lange Pakete, welche kaudal in enger Lagebeziehung zur A. und V. pudenda externa liegen und kranial die Euterbasis überragen. Eine kleine Gruppe von Lymphknoten liegt dem kaudalen Abschnitt der Euterbasis an (HABERMEHL, 2005; BARTMANN et al., 2002).

Innervation

Die Innervation der Zitze erfolgt durch den N. genitofemoralis. Dieser teilt sich in einen R. genitalis und einen R. femoralis, welche den kaudalen Bereich der Euterhaut einschließlich der Zitzen innervieren (VOLLMERHAUS, 2005; BARTMANN et al., 2002).

3 Mikroskopische Anatomie der Zitze von Stuten

Das Hohlraumsystem der Zitze wird von drei Wandschichten umschlossen. Diese sind die äußere Hautschicht, eine bindegewebig-muskulöse, gefäßhaltige Mittelschicht und eine Schleimhautschicht (HABERMEHL, 2005; DYCE et al., 1991; MOSIMANN und KOHLER, 1990; BANKS, 1981; COMURI, 1972; GRAU und WALTER, 1967; KRÖLLING, 1960).

3.1 Zitzenhaut

Die Zitzenhaut der Stute ist gekennzeichnet durch das Fehlen von Haaren und Talgdrüsen, und das Vorkommen von erhabenen Hautporen (LUDEWIG, 1997). Demgegenüber sprechen MICHEL (1994) von einer feinen Behaarung der Zitze und LIEBICH et al. (2004) vom Vorhandensein reichlicher Talgdrüsen auf der Zitzenhaut.

Die Epidermis besitzt ein gut entwickeltes Str. corneum von unterschiedlicher Stärke, wobei ein Stratum lucidum fehlt. Im Stratum spinosum sind interzelluläre Räume zwischen den pigmentierten Keratozyten (7 – 9 µm) zu erkennen. Das darunter liegende Stratum papillare, Stratum superficiale des Koriums, besteht aus vielen longitudinalen, schrägen und im Querschnitt angeschnittenen kleinen Bündeln glatter Muskulatur und enthält einzelne Schweißdrüsen sowie Glomus Organe. Diese Schicht erreicht die epidermalen Papillen nicht. Das Stratum reticulare der Lederhaut, Corium, besteht aus einem dichten, fibroelastischen Bindegewebe, Bündeln glatter Muskulatur und arterio-venösen Anastomosen (LIEBICH et al., 2004; LUDEWIG, 1997; MICHEL, 1994).

Die Zitzenhaut verbindet sich mit der Unterhaut, Subkutis und wird nur durch die Lage der Anastomosen, welche aus dickwandigen Arterien und Venen bestehen, unterbrochen (LUDEWIG, 1997; TALUKDAR et al., 1972).

3.2 Gefäß- und Muskelschicht

Die Gefäß- und Muskelschicht liegt zwischen der Schleimhaut des Zitzenkanals und der äußeren Haut der Zitze. Sie stellt somit eine mittlere Schicht dar und setzt sich aus elastischem, bindegewebigem und muskulösem Funktionsgewebe mit eingelagerten Versorgungsbahnen zusammen. Nervenendformationen sind in Form von Mechanorezeptoren ausgebildet (LIEBICH et al., 2004; MICHEL, 1994; SMOLLICH, 1992).

In die Mittelschicht sind reichlich glatte Muskulatur und elastische Fasernetze eingelagert. Die glatten Muskelzellen sind zirkulär orientiert. In den mittleren Wandabschnitten verlaufen diese vorwiegend in Längsrichtung und strahlen zur Oberfläche in radiärer Anordnung allmählich aus. Die Anzahl der glatten Muskelzellen nimmt von innen nach außen hin ab, wobei das Vorkommen an elastischen Fasern zunimmt (LIEBICH et al., 2004; MICHEL, 1994). LUDEWIG (2001) und HEESCHEN (1993) sprechen in diesem Zusammenhang von einer konzentrischen Anordnung der glatten Muskelzellen.

SAAR und GETTY (1975) schreiben, dass aufgrund der zirkulären Anordnung der Muskelfasern zur Innenseite hin, ein Muskelsphinkter vorhanden ist. HABERMEHL (2005), BARTMANN et al. (2002) und MICHEL (1994) stellen jedoch heraus, dass

diese als M. sphinkter papillae zu bezeichnende Struktur nicht deutlich ausgebildet ist.

3.3 Zitzenschleimhaut

Die Schichten der Zitzenschleimhaut werden unterteilt in:

- das Epithel der Schleimhaut, Lamina epithelialis mucosae (Stratum epitheliale),
- das Eigenblatt der Schleimhaut, Lamina propria mucosae (Stratum proprium, Propria mucosae),
- die Muskelschicht, Lamina muscularis mucosae (Stratum musculare mucosae, Muscularis mucosae) und
- das Unterschleimhautgewebe, Tunica submucosa (Stratum submucosum, Submucosa).

Die Lamina epithelialis mucosae und die Lamina propria mucosae sind durch die Membrana basalis voneinander abgegrenzt (LIEBICH et al., 2004; GRAU und WALTER, 1967).

Die Schleimhaut wird in die drüsenlose, kutane Schleimhaut, Tunica mucosa nonglandulare und in die Drüsen Schleimhaut, Tunica mucosa glandulare unterteilt (LIEBICH et al., 2004; GRAU und WALTER, 1967).

Bei drüsenlosen Schleimhäuten besteht die Lamina epithelialis mucosae aus einem mehrschichtigem Plattenepithel, Epithelium stratificatum, an dem von innen nach außen vier Schichten unterschieden werden:

- die Hornschicht, Stratum corneum,
- die Körnerschicht, Stratum granulosum,
- die Stachelzellschicht, Stratum spinosum und
- die Basalzellschicht, Stratum basale.

(HABERMEHL,2005; LIEBICH et al., 2004; LUDEWIG, 1997; MICHEL, 1994; COMURI, 1972; GRAU und WALTER, 1967)

Die derbe Lamina propria mucosae besteht aus fibrillärem, dichtgewebtem, „verfilztem“ Bindegewebe. Sie bildet mit ihrer oberflächlichsten Schicht, dem Papillarkörper, Pars papillaris mikroskopisch kleine, kegelförmige oder zylindrische Vorsprünge sowie papillen-, falten- oder leistenartige und blättrige Schleimhautvorsprünge (LIEBICH et al., 2004; GRAU und WALTER, 1967). Die

Lamina propria mucosae ist in der Regel drüsenfrei. Die drüsenlose Schleimhaut dient als vielfältige Schutzschicht unter anderem vor thermischen, chemischen und mechanischen Reizen. Die äußere Haut unterscheidet sich von der drüsenlosen Schleimhaut durch das Vorhandensein von Haaren, Talg- und Schlauchdrüsen (LIEBICH et al., 2004; GRAU und WALTER, 1967).

3.3.1 Zitzenzisternenschleimhaut

An der inneren Oberfläche der Zitze sind zahlreiche Längs- und Querfalten ausgebildet. Der Übergang des mehrschichtigen verhornten Plattenepithels des Zitzenkanals in das zweischichtige, hoch- bzw. isoprismatische Epithel der proximal folgenden Zisterne erfolgt allmählich (HABERMEHL, 2005; LIEBICH et al., 2004; MICHEL, 1994).

3.3.2 FÜRSTENBERG Rosette

Eine Fürstenberg Rosette bei der Stute wird in der zugänglichen Literatur nicht beschrieben. Jedoch weisen FRIKER et al. (2004) auf Schleimhautfalten hin, die möglicherweise als Analogon zur Fürstenberg Rosette des Rindes angesprochen werden könnte. Diese Ringfalten befinden sich proximal der Grenze zwischen der Pars papillaris sinus lactiferi und dem Ductus papillaris. Bei histologischen Untersuchungen stellte sich heraus, dass die Falten aus einer oberflächlichen Schleimhaut und darunter liegenden Gewebsschicht gebildet werden. Es wird vermutet, dass diese Strukturen funktionell dem Abwehrsystem der Zitze zuzuordnen sind (FRIKER et al., 2004).

3.3.3 Zitzenkanalschleimhaut

Die Tunica mucosa der Zitzenkanalwand besteht aus der lumenwärts gerichteten Lamina epithialis mucosae und der darunter liegenden Lamina propria mucosae. Die Lamina epithialis mucosae bildet die drüsenlose Schleimhautauskleidung des Zitzenkanals. Sie ist in Längs- und Querfalten gelegt und trägt ein verhorntes mehrschichtiges Plattenepithel, an dem von innen nach außen vier Schichten unterschieden werden:

- die Hornschicht, Stratum corneum,
- die Körnerschicht, Stratum granulosum,

- die Stachelzellschicht, Stratum spinosum und
- die Basalzellschicht, Stratum basale

(HABERMEHL, 2005; LIEBICH et al., 2004; LUDEWIG, 1997; MICHEL, 1994; COMURI, 1972; GRAU und WALTER, 1967).

Das Stratum basale und das Stratum spinosum werden auch als Keimschicht, Stratum germinativum bezeichnet. Hier erfolgt durch Zellteilung vor allem im Stratum basale der Ersatz der an der Epidermisoberfläche abgeschilferten verhornten Zellen (SINOWATZ, 2000; MOSIMANN und KOHLER, 1990).

Bei zytologischen Untersuchungen von Proben aus dem Strichkanal der Stute von FRIKER et al. (2004) konnten Epithelzellen in unterschiedlichen Stadien des Zelluntergangs festgestellt werden. Neben Intermediär- und Superfizialzellen konnten keratinisierte Schollen beobachtet werden, welche unter dem Gesichtspunkt der Abwehrlage am Stuteneuter zu sehen sind. In den eigenen Untersuchungen wurde die zytologische Untersuchung erneut durchgeführt.

3.3.4 Hyperkeratose der Strichkanalschleimhaut

Die Hyperkeratose ist eine Besonderheit der Strichkanalschleimhaut. Die Teilung und damit die Vermehrung der Zellen des Zitzenkanalepithels verläuft in weniger als 30 Tagen. Durch diese intensive Zellerneuerung kommt es zur Hyperkeratose, welche als vermehrte Keratinbildung oder eine Hyperplasie des verhornenden, mehrschichtigen Plattenepithels definiert ist (SMITH, 1983; MICHEL et al., 1974; SCHULZ et al., 1974). Die Hyperkeratose mit anschließender Desquamation, d. h. das Abstoßen der bakteriostatisch bzw. bakterizid wirkenden Keratinozyten in das Strichkanallumen, und somit die Ausschwemmung von eindringenden oder anhaftenden Erregern, ist ein unbedingtes Mittel für die Abwehrfunktion der Zitze und wird deshalb als physiologische Hyperkeratose bezeichnet (FRIKER et al., 2004; SENFT et al., 1990; SMITH, 1983; MICHEL et al., 1974; SCHULZ et al., 1974).

III Eigene Untersuchungsverfahren

1 Tiergut und Methoden

1.1 Tiergut

Es wurden 28 Stuteneuter von geschlachteten, klinisch unauffälligen Stuten untersucht. Die Stuten waren 5 – 27 Jahre alt, wobei 11 Stuten über 9 Jahre alt waren. Bei der Rasseverteilung ergaben sich 16 Warmblut-, 7 Araber- und 5 Ponystuten.

1.2 Methoden

1.2.1 Makroskopische Untersuchung des Euters

Die Euter wurden unmittelbar nach der Schlachtung der Tiere abgetrennt und makroskopisch untersucht.

Mit freiem Auge wurden beurteilt:

- die Farbe und Pigmentierung der Euter- und Zitzenhaut,
- die Oberflächenbeschaffenheit der Euter- und Zitzenhaut,
- die Lage, Form und Größe der Zitzen und
- die Anzahl der Ostia papillaria.

Die Ostia papillaria wurden analog zu jenen des Rindes mit A, B, C und D bezeichnet (siehe Abbildung 4).

1.2.2 Injektionspräparate

Von 12 Stuteneutern wurden Injektionspräparate angefertigt. Hierzu wurde Gelatine, Paraffin oder Injektionsharz injiziert. Präparate mit aushärtenden Injektionsmaterialien, wie Injektionsharz, wurden zu Korrosionspräparaten weiter verarbeitet, während von den Gelatine- und Paraffinpräparaten Makrogefrierschnitte angefertigt wurden.

Bei den anschließenden makroskopischen Untersuchungen der Schnitte und der Ausgüsse wurde auf Folgendes geachtet:

- den Aufbau und die Anzahl der Drüsenkomplexe pro Euterhälfte,
- den Aufbau und die Anordnung der Milchgänge,

- den Aufbau der Zitenzisterne und des Zitzenkanals im Hinblick auf Faltenbildung und
- die Anzahl der Zitzenkanäle.

Gelatine

Es wurden 4 Injektionspräparate mit handelsüblicher Schweinegelatine hergestellt. Dabei wurde eine Mischung aus 10 Teilen Gelatine, 90 Teilen Wasser und 0,5 Teilen rotem oder blauem Farbstoff (Plastoidfarbstoff in Trockenform; Irisolechtblau, Sudanrot) gewählt.

Das Gelatinegranulat wurde mit kaltem Wasser vermengt und ca. 10 Minuten quellen gelassen. Während der langsamen Erwärmung auf 90°C mit einem Magnetrührgerät (Ika Combimag Ret, IKA-Werk, Staufen) wurde der jeweilige Farbstoff langsam untergerührt, bis eine homogene Lösung erreicht war.

Jeweils ein Drüsenkomplex wurde mit roter und der andere mit blauer Farbmischung gefüllt, um sie anschließend besser beurteilen zu können. Hierzu wurde in das Ostium papillare ein Venenverweilkatheter (Vasodrop®, Querdurchmesser 1,7 mm, Länge 45 mm) eingeführt und der Hohlraum unter Verwendung handelsüblicher Einwegspritzen (10 ml bis 20 ml) gefüllt. Je nach Größe des Mammarkomplexes konnten zwischen 3 ml und 58 ml Lösung eingebracht werden. Die Injektion galt als beendet, sobald spürbarer Druck einer weiteren Injektion entgegenwirkte. Nach der Injektion wurde der Venenverweilkatheter gezogen und das Ostium papillare unter leichtem Druck mit der Fingerbeere verschlossen gehalten bis die Gelatine soweit gehärtet war, dass sie nicht mehr auslief. Nach 30 min Wartezeit wurde das Euter in physiologischer Stellung in einem Behältnis aufgehängt und bei -20°C im Tiefkühlraum eingefroren.

Die Gelatinepräparate wurden im gefrorenen Zustand mit einer Bandsäge (Firma Karl M. Reich) in mehreren Ebenen longitudinal und transversal geschnitten und die Schnittflächen mit einer Digitalkamera (Fujifilm, FinePix S1 Pro) abphotografiert.

Paraffin

Es wurden 4 Injektionspräparate mit Paraffin hergestellt. Hierzu wurde trockenes Paraffin (Richard-Allan Scientific, Typ 3) in einem Becherglas zum Schmelzen gebracht. Unter Rühren auf dem Magnetrührgerät (IKA Combimag Ret, IKA-Werk, Staufen) wurde roter oder blauer Farbstoff (Plastoidfarbstoff in Trockenform; Irisolechtblau, Sudanrot) zugesetzt, bis eine homogene Flüssigkeit entstanden war. Die zur Injektion verwendeten Materialien wurden vorher in einem heißen Wasserbad erwärmt, um ein Verstopfen der Spritze und des Katheters zu vermeiden. Durch das Ostium papillare wurde ein Venenverweilkatheter (Vasodrop[®], Querdurchmesser 1,7 mm, Länge 45 mm) eingeführt und über diesen das Paraffin mittels handelsüblicher Einwegspritzen (10 ml bis 20 ml) injiziert. Die Drüsenkörper wurden mit roter bzw. blauer Paraffinlösung gefüllt. Es konnten je nach Größe des Drüsenkörpers zwischen 2,5 ml und 61 ml Paraffin injiziert werden. Nach der Injektion wurde der Verweilkatheter gezogen und das Ostium papillare zugehalten (Fingerbeere), um dieses bis zum aushärtenden Paraffin zu verschließen (ca. 7 Minuten). Daraufhin wurde das Euter in physiologischer Position in einem Behältnis aufgehängt und bei -20°C über Nacht gefroren. Die Paraffinpräparate wurden im gefrorenen Zustand mit einer Bandsäge (Firma Karl M. Reich) in mehreren Ebenen geschnitten und die Schnittflächen mit einer Digitalkamera (Fujifilm, FinePix S1 Pro) abphotographiert.

Korrosionspräparate

Zur Herstellung der 4 Korrosionspräparate wurde farbloser oder schwarzgefärbter Injektionsharz (Reckli[®]-Pur-Elastomer) verwendet. Hierfür wurde ein Mischungsverhältnis von 8:1 der Komponenten A (Harz) und B (Härter) gewählt. Dem farblosen Injektionsharz wurde unter Rühren roter oder blauer Farbstoff (Plastoidfarbstoff in Trockenform; Irisolechtblau, Sudanrot) zugesetzt, bis eine homogene Flüssigkeit entstanden war. Durch das Ostium papillare wurde ein Venenverweilkatheter (Vasodrop[®], Querdurchmesser 1,7 mm, Länge 45 mm) eingeführt. Zur Injektion wurden handelsübliche Einwegspritzen (10 ml bis 20 ml) verwendet. Je nach Größe des Drüsenkörpers konnte 38 ml bis 62 ml Harz eingebracht werden. Nach der Injektion wurde der Venenverweilkatheter gezogen

und unter leichtem Druck mit der Fingerbeere auf das Ostium abgewartet (ca. 6 min), bis kein Harz mehr aus dem Ostium zurück floss. Nach weiteren 30 min wurde das Euter in seiner physiologischen Stellung in einem Plastikeimer aufgehängt. Um eine vollständige Aushärtung des Harzes zu gewährleisten, wurde das Präparat im Kühlraum bei $+6^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$ 1 Woche gelagert. Danach wurde das oberflächliche Gewebe der Milchdrüse abpräpariert und der Rest im Wasserbad bei $+70^{\circ}\text{C}$ mazeriert. Nach 28 Tagen hatten sich die organischen Anteile der Milchdrüse aufgelöst bzw. konnten abgeduscht werden. Die Präparate wurden bei Zimmertemperatur getrocknet und mit einer digitalen Kamera (Fujifilm, FinePix S1 Pro) abphotographiert.

Berechnung der Winkelmaße an Injektionspräparaten

Um die Winkelmaße der Milchgänge zu berechnen wurden die Korrosionspräparate der Euterhälften in der Medianlinie durch die Zitenzisterne und Ductus papillaris geteilt. Die Schnittflächen wurden mit einer digitalen Kamera (Fujifilm FinePix S1 Pro) abphotographiert. Durch die Photos wurden Abbildungen der Milchgänge und ihrer Aufzweigungen im zweidimensionalen Raum erzielt.

Das Objekt (hier die auf zwei Geraden reduzierte Darstellung der Milchgänge mit Zitenzisterne) wurde so in die xy-Ebene gelegt, dass die Flussrichtung der Milch in der Zitenzisterne und im Zitzenkanal mit der y-Achse als Bezugsachse identisch war. Zur Beschreibung der Milchgänge wurden dessen Lagen im Schema durch Geraden angenähert und diese auf das Koordinatensystem gelegt (siehe Abbildung 1). Die Winkel der sich aufzweigenden Milchgänge wurden nun jeweils durch den Schnittwinkel der Geraden g_1 und g_2 mit $\alpha = (g_1, g_2)$ berechnet.

Sind $y = m_1 \cdot x + n_1$ und $y = m_2 \cdot x + n_2$ die Geradengleichungen, so bedeuten

$m_1 = \tan \alpha_1$ und $m_2 = \tan \alpha_2$, mit $\alpha_1 = (x, g_1)$, $\alpha_2 = (x, g_2)$,

also $(x, g_1) + (g_1, g_2) = (x, g_2)$ oder $(g_1, g_2) = \varphi = \alpha_2 - \alpha_1$.

Nach dem Additionstheorem der Tangensfunktion folgt daraus:

$\tan \alpha = (\tan \alpha_2 - \tan \alpha_1) / (1 + \tan \alpha_2 \cdot \tan \alpha_1)$ oder

$\tan \alpha = (m_2 - m_1) / (1 + m_2 \cdot m_1)$

Beispiel der Berechnung:

$$g_1: y = 0,5 x + 1$$

$$g_2: y = 1,5 x - 1$$

$$\tan \alpha = (m_2 - m_1)/(1 + m_2 * m_1)$$

$$\text{mit Werten: } \tan \alpha = (1,5 - 0,5)/(1 + 1,5 * 0,5) = 0,572$$

$$\text{also: } \alpha = 29,7^\circ$$

Diese Berechnung wurde an 4 Präparaten mit 86 Geraden, d. h. 43 Winkeln durchgeführt.

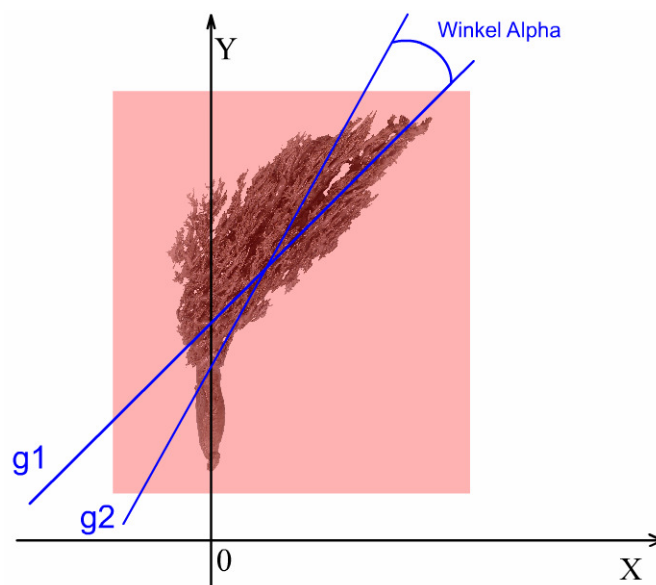


Abbildung 1: Schemazeichnung. Berechnung der Winkelmaße der Milchgänge. Übertragung auf ein mathematisches Koordinatensystem.

1.2.3 Endoskopie

An 4 Eutern wurden die Zitenzisterne und der Übergang in den Ductus papillaris endoskopisch untersucht. Hierzu wurden die 8 Zitzen 2 cm proximal ihrer Basis vom Drüsengewebe abgesetzt.

Es wurden zwei Zugänge zur Zitenzisterne gelegt, einer für die Spüllösung (Isotone Kochsalzlösung zur Simulation zur Milchfüllung) und einer für das Endoskop. Der Throkar (Standardthrokar; D= 3,2 cm; L= 7 cm) für die Spüllösung wurde von proximal durch das Drüsenparenchym geführt. Er wurde so gelegt, dass die Spüllösung permanent durch die Zisterne gelangen und durch den Ductus papillaris

ablaufen konnte. Im Winkel von 90° wurde der zweite Throkar (Standardthrokar; D= 3,2 cm; L= 7 cm) für das starre Endoskop („Dr. Fritz“; D= 2,7 cm; L= 10 cm; 30°

Vorablickoptik) ebenfalls durch das Drüsengewebe von proximal in die Zitzenzisterne geführt. An die Optik wurde eine Digitalkamera (Vetcam Pro CCD- Kamera Eickemeyer®) sowie eine Kaltlichtquelle (Xenon Kaltlichtquelle 175 Watt, Universal-Kaltlichtkabel) angeschlossen. Die Untersuchung wurde auf einem Farbbildschirm (Vetview®) verfolgt. Um eine optimale Bildqualität zu erreichen, wurde die Spüllösung unter Drucküberwachung mittels einer Druckinfusionsmanschette (Unifusor®) verabreicht. Bei der Beurteilung der Zitze wurde besonders auf den Aufbau der Zitzenzisterne und des Zitzenkanals im Hinblick auf die Faltenbildung geachtet. Diese Faltenbildung wurde in Abhängigkeit des Drucks der Spüllösung als Simulanz für die Milchfüllung bewertet. Das entstandene Filmmaterial wurde digitalisiert und in Bilddateien umgerechnet.

1.2.4 Radiologie

Es wurden 4 frische Euter radiologisch untersucht.

Um die Innenstrukturen der Euterhälften darzustellen, wurde in jedes Ostium papillare ein Venenverweilkatheter (Vasodrop®, Querdurchmesser 1,7 mm, Länge 45 mm) eingeführt. Dieser wurde über ein Infusionsverlängerungsstück (Heidelberger Verlängerungsstück, 145 cm, Luer-Lock-Konus) mit dem CO₂ Insufflator (Surgiflator®-16) verbunden. Der Druck wurde so gewählt, dass die Drüsenkomplexe prall gefüllt waren. Unter gleich bleibendem Druck, 12 – 14 mmHg, wurde das CO₂ Gas in die Mammarkomplexe belassen. Es wurden digitale Röntgenbilder mit dem Röntgengerät (Gierth Collomax Hochfrequenz 80) in zwei verschiedenen Ebenen angefertigt. Bei Aufnahmen in distodorsaler Richtung wurden ganze Euter verwendet. Bei lateromedialen Aufnahmen wurden die Stuteneuter im Sulcus intermammaricus durchtrennt, um Überblendungen zu vermeiden. Als Belichtungseinstellung wurden 0,02 s, 50 kV gewählt. Die Röntgenbilder wurden digitalisiert (Digitale Fuji-Entwicklungsmaschine) und in Bilddateien umformatiert (siehe Abbildungen 2 und 3).

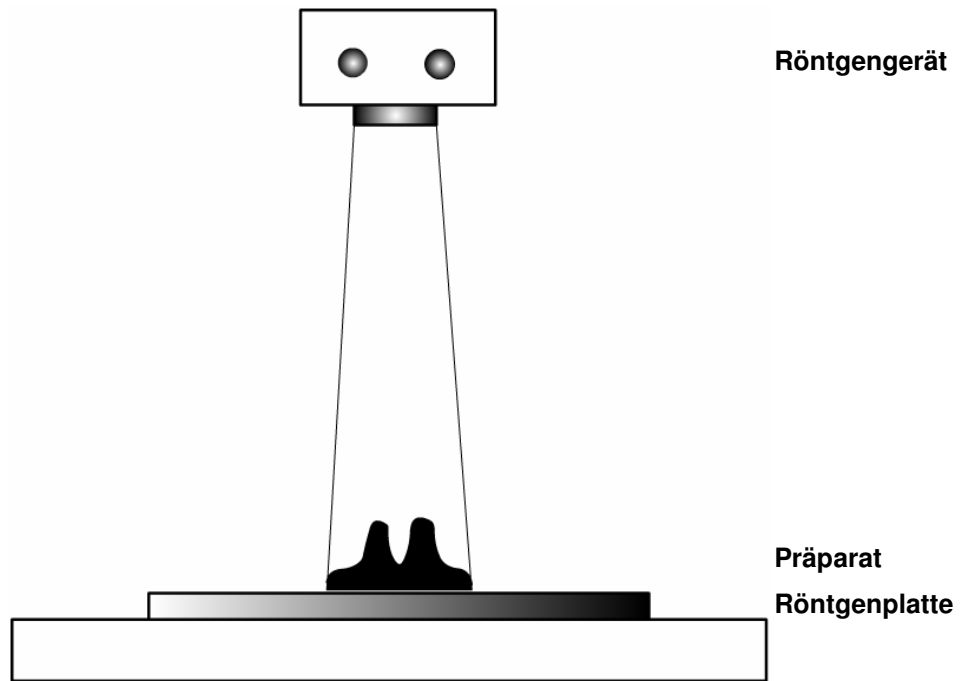


Abbildung 2: Schemazeichnung. Röntgenbild distoproximale Aufnahme.

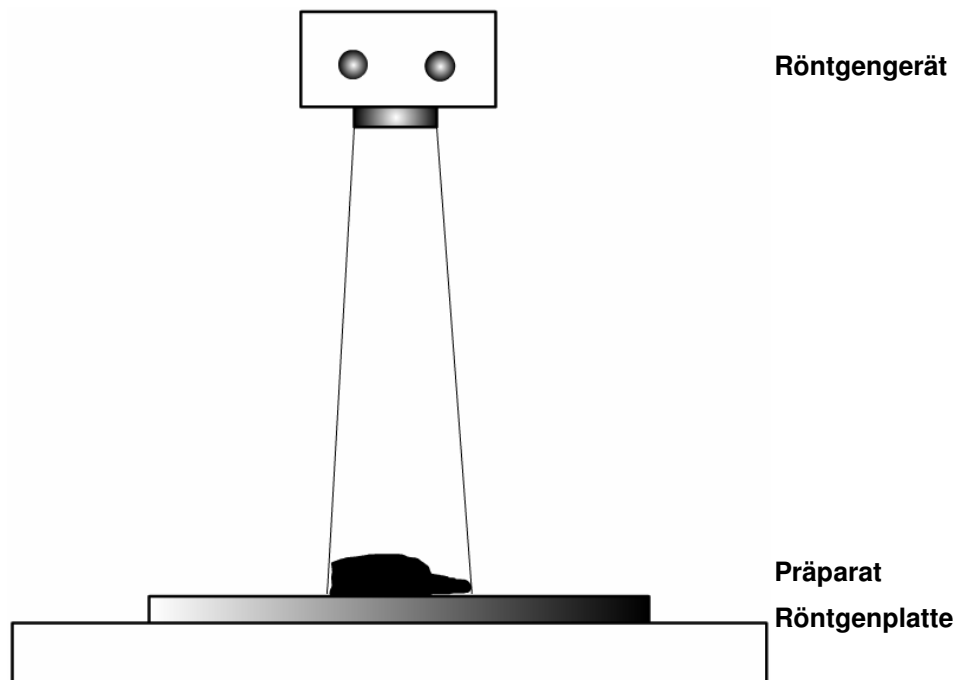


Abbildung 3: Schemazeichnung. Röntgenbild laterolateraler Aufnahme.

Bei der anschließenden Auswertung der Röntgenbilder mit freiem Auge wurden folgende Strukturen beachtet:

- der Aufbau und die Anordnung der Milchgänge und
- die Zitzenkanalanzahl.

1.2.5 Histologie

Unmittelbar nach der makroskopischen Untersuchung wurde an 8 Eutern ein Abstrich aus dem Zitzenkanal jeder Zitze entnommen. Es wurde ein in physiologischer Kochsalzlösung getränkter Wattetupfer verwendet. Die Ausstriche dieser Tupferproben wurden nach „Papanicolaou“ (ROMEIS, 1989) gefärbt und die vorhandenen Zellen lichtmikroskopisch bestimmt. Die Zitzen wurden daraufhin von den Drüsenkörpern abgetrennt.

Zur Herstellung von lichtmikroskopischen Schnittpräparaten der Zitzen wurden diese anschließend in Bouin'scher Lösung (ROMEIS, 1989) fixiert. Nach 24 h erfolgte die Entwässerung über eine aufsteigende Alkoholreihe (50%, 70%, 90%). Nach der Einbettung in Paraffin wurden die Präparate bei Raumtemperatur in lichtgeschützten Kästen aufbewahrt. Von jedem Block wurden 5 µm dicke Schnitte (Mikrotom, Firma Leitz) hergestellt und auf Objektträger verbracht.

Die Schnitte wurden mit verschiedenen Methoden gefärbt und danach über eine aufsteigende Alkoholreihe mit Eukitt® eingedeckelt. Die gewählten Färbungen waren:

- Hämatoxylin-Eosin (H.E.),
- Trichromfärbung nach Masson-Goldner und
- Elastikafärbung.

Die Auswertung der Schnitte erfolgte mittels eines Mikroskops (Firma Zeiss, Typ Axiolab und Typ Stemi 200-C). Die Photodokumentation wurde unter Verwendung eines Kamerasystems (Leitz, Orthomat E) für die automatische Mikrophotographie durchgeführt.

Bei der nachfolgenden Untersuchung der histologischen Präparate wurden folgende Strukturen untersucht:

- die Zitzenhaut,
- die Gefäß- und Muskelschicht der Zitze und
- die Zitzenschleimhaut.

IV Ergebnisse

1 Äußere Betrachtung

Bei der äußerlichen Betrachtung aller 28 Stuteneuter konnte eine tiefschwarze Pigmentierung der Euter- und Zitzenhaut festgestellt werden. Die Euterhaut wies eine feine, flächenhafte Behaarung auf.

Die Oberfläche der Haut zeigte vor allem im Bereich des Milchdrüsenkörpers Faltenbildung. In Richtung Zitze verstrichen diese Falten zusehends, sodass die Zitzenhaut schließlich faltenfrei war. Das Euter und die Zitzenhaut hatten eine weiche Konsistenz und waren nicht gegen das darunter liegende Gewebe verschieblich. Vor allem im Sulcus intermammarius war ein schwarzer, schmieriger Belag feststellbar, der sich vom Untergrund ablösen ließ. Insgesamt war die ganze Euterhaut von einem fettig-talgigen Film überzogen.

Die Zitzen zeigten sich stumpfkegel- bis fingerförmig und waren nach ventrokranial gerichtet. Sie wiesen Längen von 2 bis 4,5 cm auf, woraus sich eine durchschnittliche Zitzenlänge von 3,4 cm ergibt (siehe Tabelle 1).

An 6 der untersuchten Euter war nur ein Ostium papillaris pro Zitze ausgebildet. Dies entspricht einem prozentualen Anteil von 21,43% (siehe Tabelle 1). Die Ostia papillaria wurden analog den Zitzen des Rindes mit A, B, C und D bezeichnet (siehe Abbildung 4).

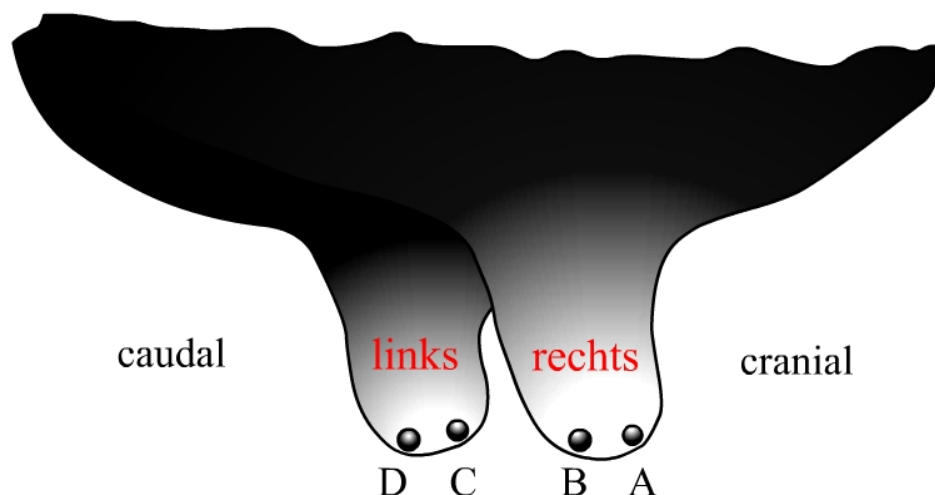


Abbildung 4: Schemazeichnung. Stuteneuter. Zeichnung mit Benennung der Ostia papillaria.

Euter- nummer	Rasse	Alter/ Jahre	Anz. der Ostia papillaria pro Euterhälfte:	Zitzenlänge Zitze rechts in cm	Zitzenlänge Zitze links in cm
1	Warmblut	5	1	3,2	3,2
2	Warmblut	9	2	4,1	4
3	Warmblut	5	2	2,8	2,9
4	Warmblut	8	2	3	3
5	Warmblut	10	1	4,5	4,4
6	Warmblut	6,5	2	4,2	4,3
7	Warmblut	8	1	3,8	3,8
8	Warmblut	14	2	3,7	3,7
9	Warmblut	6	2	2,9	3
10	Warmblut	8	1	4	4
11	Warmblut	9	2	2,1	2
12	Warmblut	24	2	2,5	2,8
13	Warmblut	9	2	4,3	4,2
14	Warmblut	15	2	4,5	4,5
15	Warmblut	8,5	2	3,5	3,5
16	Warmblut	10	2	3,5	3,4
17	Araber	6,5	2	3,2	3,3
18	Araber	23	1	3,6	3,6
19	Araber	9	2	4	4
20	Araber	11	2	4,1	4
21	Araber	5	2	3,7	3,8
22	Araber	8	2	3,4	3,3
23	Araber	18	2	3,6	3,6
24	Pony	5,5	2	2,3	2,3
25	Pony	26	1	2,5	2,5
26	Pony	7	2	2,3	2,3
27	Pony	21	2	3,3	2,5
28	Pony	27	2	2,9	3

Tabelle 1: Präparatübersicht.

2 Injektionspräparate

Die Menge des applizierten Injektionsmaterials pro Mammarkomplex war abhängig von der Anzahl der Drüsenkomplexe pro Euterhälfte. Bei 4 Eutern war nur ein Ostium papillare pro Zitze ausgebildet, was bedeutete, dass nur ein Drüsenkomplex an dieses angeschlossen war, der in seinem Fassungsvermögen dem Gesamtfassungsvermögen von Mammarkomplexen mit zwei Drüsenabschnitten entsprach (siehe Abbildung 5 und Abbildung 6).

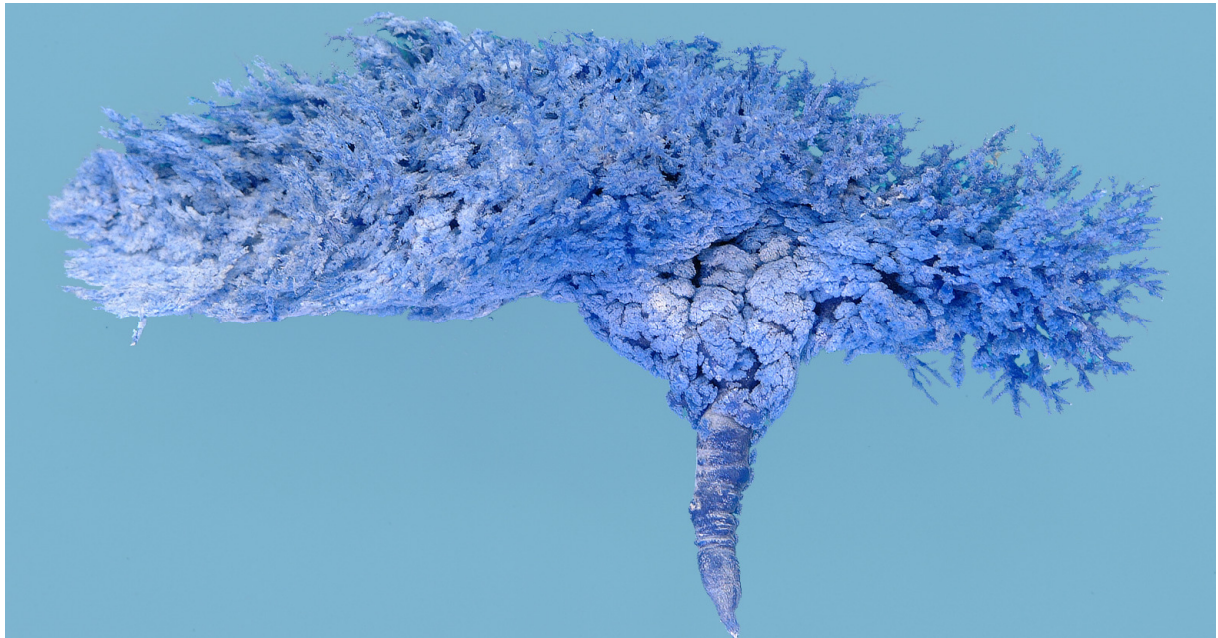


Abbildung 5: Euternummer 18. Einzelkomplex. Injektionspräparat mit Injektionsharz. Laterale Ansicht.



Abbildung 6: Euternummer 25. Einzelkomplex. Injektionspräparat mit Injektionsharz. Laterale Ansicht.

Bei 2 Eutern, bei denen zwei Ostia papillaria pro Komplex ausgebildet waren, ergab der Gefrierschnitt, dass das anschließende Kanalsystem rudimentär angelegt war und blind endete. Beide male betraf diese mangelnde Ausbildung den kaudalen Drüsenkomplex (siehe Abbildung 7).

Auffallend bei den Zitzen mit zwei Ostia papillaria und anschließendem vollständig ausgebildeten Kanalsystem war, dass der kaudal ausgebildete Komplex immer mehr Füllmaterial aufnahm, als der kraniale.

Das Injektionsmaterial setzte sich farblich gut vom umgebenen Gewebe ab. Eine Kommunikation zwischen Drüsenkomplexen konnte weder im Drüsenabschnitt noch in den Zitzen beobachtet werden. Auch eine Kommunikation zwischen den Euterhälften war nicht erkennbar.

Bei allen 12 Injektionspräparaten konnte festgestellt werden, dass die Zitze im kranialen Drittel des Euters ihren Ursprung nimmt (siehe Abbildung 8).

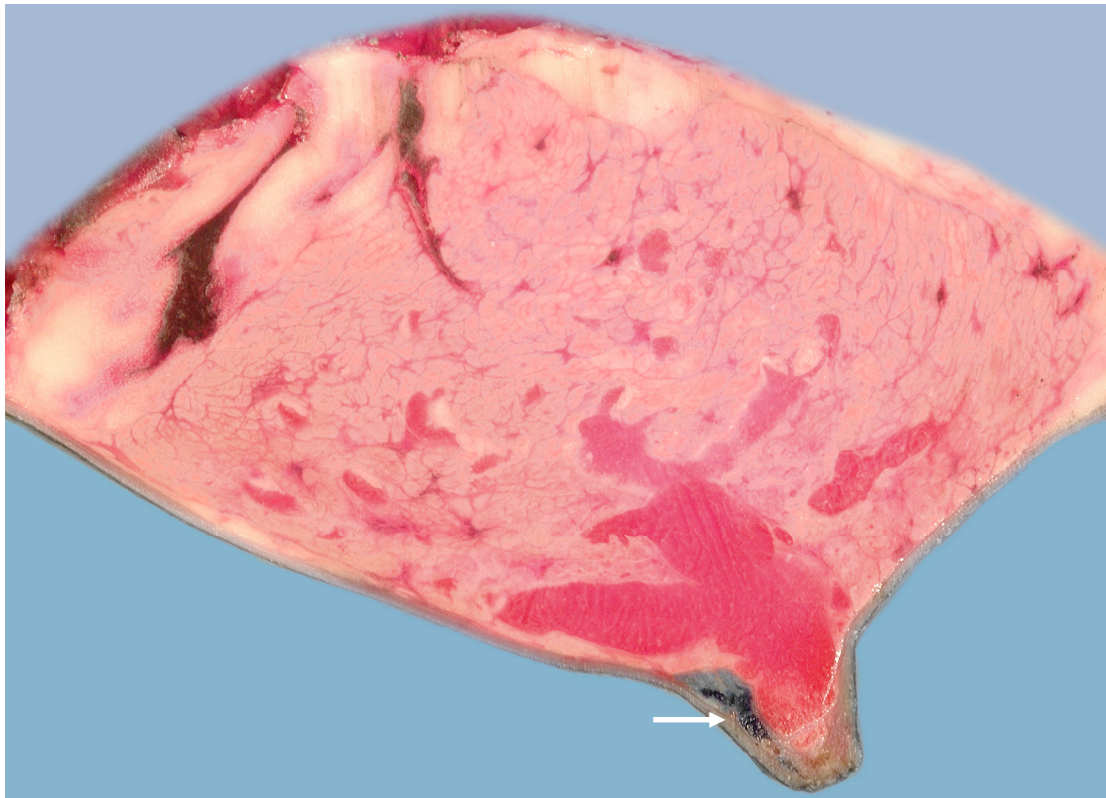


Abbildung 7: Euternummer 24. Rudimentäres Kanalsystem (Pfeil).

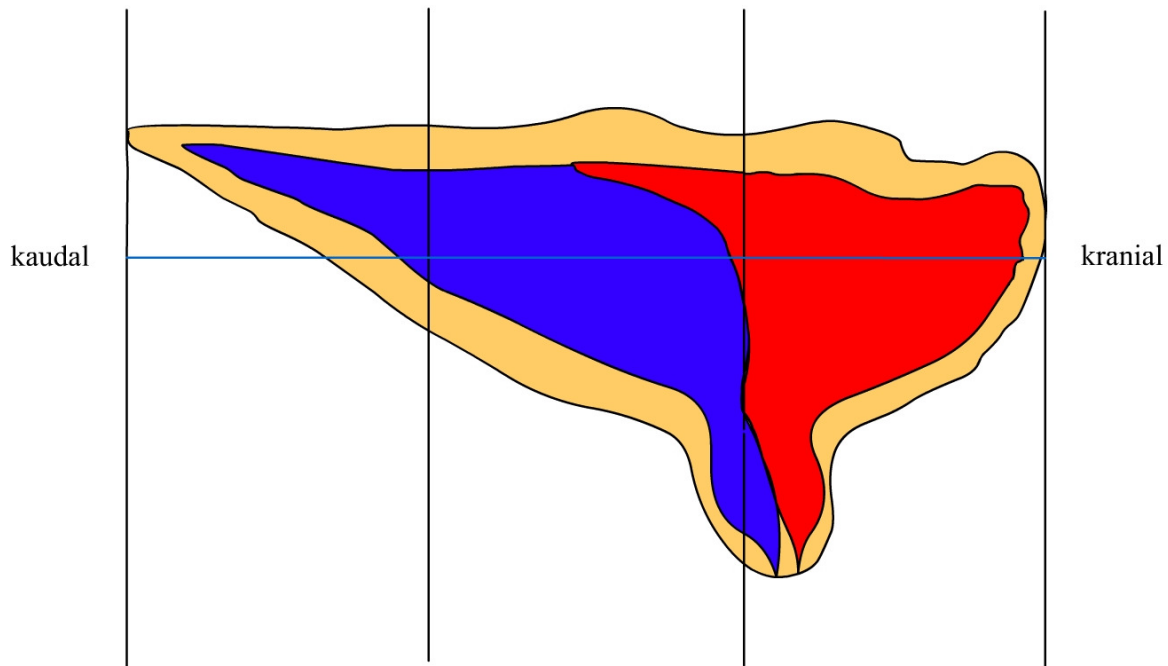


Abbildung 8: Schemazeichnung. Stuteneuter.

2.1 Gelatine

Bei 2 der 4 Stuteneuter war nur ein Ostium papillare pro Zitze ausgebildet. Bei diesen Eutern (Nr. 1 und 5) konnten durchschnittlich 48,9 ml farbige Gelatinelösung injiziert werden. Bei Euter Nr. 19 waren je Zitze zwei Ostia papillaria vorhanden. Hier konnten in die kranial gelegenen Komplexe 40 bzw. 38,5 ml, in den kaudalen 57,5 ml bzw. 52 ml Injektionslösung eingebracht werden. Bei Euter Nr. 24 waren zwar zwei Ostia papillaria vorhanden, die kaudalen Komplexe waren aber nur rudimentär ausgebildet und fassten 3 bzw. 4 ml Injektionslösung (siehe Tabelle 2).

Euternummer	Injektionsmaterial in ml pro Komplex			
	A	B	C	D
1	52,5	x	58	x
5	38	x	47	x
19	40	57,5	38,5	52
24	43	4	45	3

Tabelle 2: Füllmengen mit Gelatine.

Im gefüllten Zustand waren die Ostia papillaria geschlossen. Im Ductus papillaris war bei keinem der Präparate Füllmaterial nachweisbar. Hier lagen die schleimhautüberzogenen Wandabschnitte direkt aneinander. Vor allem die Zitzenzisterne mit den darauf folgenden großen Milchgängen war prall mit Gelatinelösung gefüllt. Auch die Milchgänge mittlerer Größe waren injiziert. Das umliegende Bindegewebe zeigte sich durch Farbstoff angefärbt. Hierdurch wurde die Zuordnung sowie Abgrenzung von Milchgängen und dazugehörigem Gewebe bei den Drüsenkomplexen erleichtert (siehe Abbildung 9).

In das Lumen der Zitzenzisternen stülpten sich aus der Wand ringförmige Falten zwischen das Füllmaterial ein. Diese Ringfalten traten vor allem in den distalen Abschnitten der Zisternen am Übergang zum Strichkanal sowie vereinzelt weiter proximal am Lumenrand auf. Die Falten zeigten ein heterogenes Aussehen, was ihre Größe und Gestalt betrifft. In Abhängigkeit vom Füllungszustand der Zisterne ragten sie unterschiedlich stark in das Zisternenlumen vor oder verstrichen bei maximaler Füllung nahezu vollständig (siehe Abbildung 9).

Die mit farbiger Gelatine ausgefüllten Milchgänge konnten bis zur zweiten Aufzweigung in Richtung Alveolen verfolgt werden.

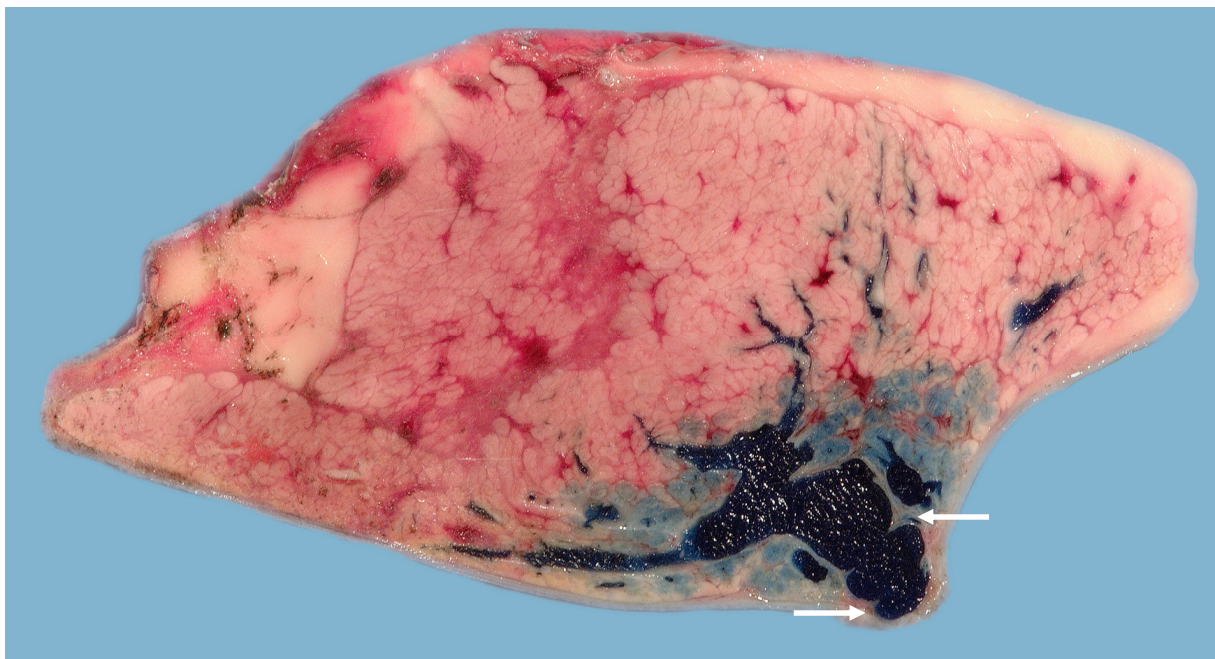


Abbildung 9: Euternummer 1. Injektionspräparat mit Gelatine. Gefrierschnitt. Faltenbildung in der Zitzenzisterne (Pfeil).

2.2 Paraffin

Bei allen der 4 untersuchten Eutern waren pro Zitze 2 Ostia papillaria ausgebildet. Die Menge an injizierbaren Paraffin lag bei den einzelnen Drüsenkomplexen zwischen 2,5 und 61 ml (siehe Tabelle 3). Die Nachpräparation des Euters Nr. 17 ergab, dass die kaudalen Abschnitte nur geringe Paraffinmengen fassten. Es handelt sich offenbar um rudimentär angelegte Drüsenkomplexe. Bei den Eutern Nr. 2, 3 und 26 wurden kranial durchschnittlich 39,3 ml und kaudal 46,3 ml injiziert (siehe Tabelle 3).

Euternummer	Injektionsmaterial in ml pro Komplex			
	A	B	C	D
2	41	45	37	48
3	51	61	52	59
17	49	2,5	51	3
26	28	33	27	32

Tabelle 3: Füllmengen mit Paraffin.

Das Injektionsmaterial Paraffin setzte sich farblich deutlich vom umliegenden Gewebe ab. Die Ductus papillaria waren geschlossen, jedoch gering mit Injektionsmaterial gefüllt. Am Übergang zur Zitzenzisterne war eine Faltenbildung beidseits am Lumenrand erkennbar. An Stellen, an denen sich die Faltenränder maximal näherten, war kein Paraffin zu erkennen (siehe Abbildung 10; Bild A).

Nach Entfernung des getrockneten Paraffins konnte die Zitzeninnenwand näher betrachtet werden. Neben Faltenbildung fielen an den Wänden flache Einbuchtungen auf (siehe Abbildung 10; Bild B).

Die Milchgänge konnten bis zur zweiten Aufzweigung in Richtung der Alveolen verfolgt werden.

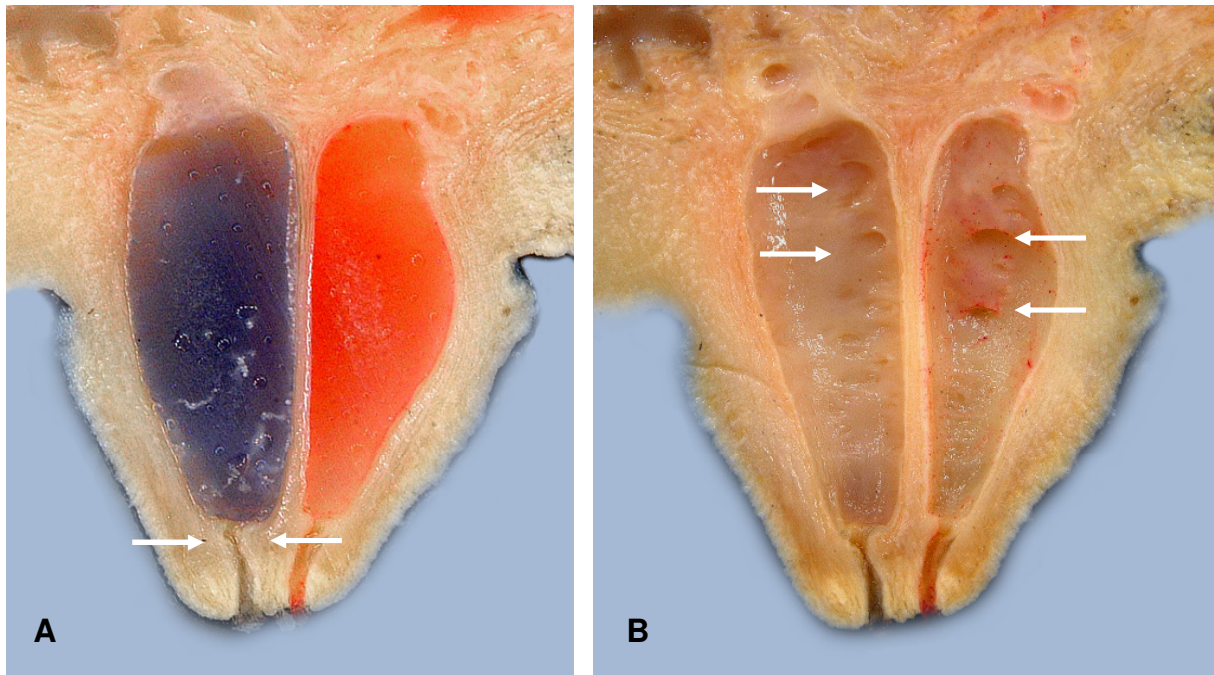


Abbildung 10: Euternummer 2. Injektionspräparat mit Paraffin Ausschnittsvergrößerung der Zitze. Bild A mit Injektionsmaterial. Pfeile deuten auf die Faltenbildung am Übergang zwischen Zisterne und Strichkanal. Bild B nach dem Entfernen des Injektionsmaterials. Pfeile weisen auf Einbuchtungen in der Zisterne.

2.3 Injektionsharz

Es wurden 4 Euter mit Injektionsharz befüllt, wobei bei den Eutern mit den Nummern 18 und 25 nur ein Ostium papillare pro Zitze ausgebildet war und damit pro Seite nur ein Drüsenkörper gefüllt werden konnte. Es konnten zwischen 38 und 62 ml Injektionsharz injiziert werden (siehe Tabelle 4).

Euternummer	Injektionsmaterial in ml pro Komplex			
	A	B	C	D
4	41	45	40	42
6	54	62	49	54
18	56	x	51	x
25	42	x	38	x

Tabelle 4: Füllmengen mit Injektionsharz.

Da unterschiedlich gefärbter Harz verwendet wurde, wurden die Komplexe voneinander abgrenzbar dargestellt. Es konnte keine Verbindungen zwischen den

Komplexen oder den Zitzenzysternen beobachtet werden (siehe Abbildungen 11a, 11b und 12).

Bei der Untersuchung des Zitzenzisternenausgusses wurden entlang der gesamten Lumenwand faltenartige Einschnürungen festgestellt. Diese waren je nach Menge des Injektionsmaterials mehr oder weniger ausgeprägt, aber immer in der horizontalen Lage ringförmig vorhanden (siehe Abbildung 13). Vor allem im distalen Bereich der Zitzenzisternenwand, am Übergang zum Ductus papillaris, waren sie anzutreffen. Daraus erfolgte eine Einengung des Lumens in diesem Bereich, so dass der Ductus papillaris deutlich nach proximal abgegrenzt erschien. Der Strichkanal war immer mit Injektionsmaterial gefüllt und geprägt von faltenartigen Einkerbungen bis hin zum Ostium papillare (siehe Abbildung 14).

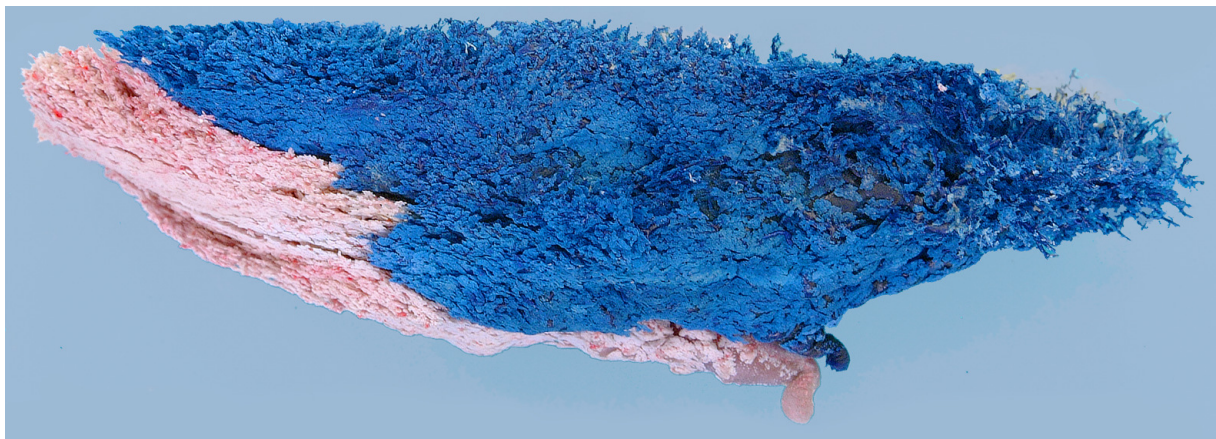


Abbildung 11a: Euternummer 6. Injektionspräparat Injektionsharz. Zwei Komplexe. Laterale Ansicht.

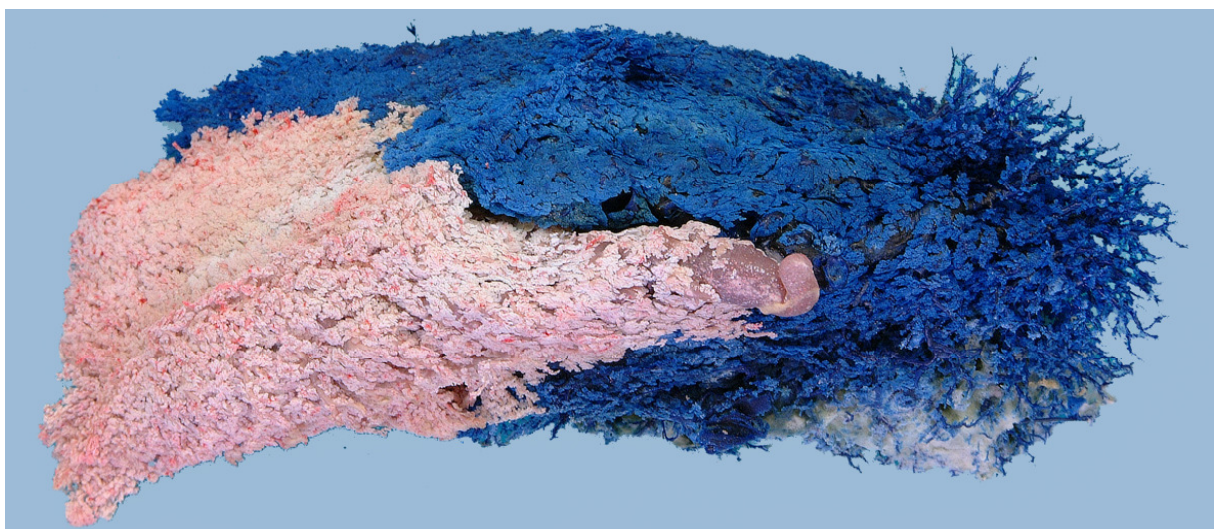


Abbildung 11b: Euternummer 6. Injektionspräparat Injektionsharz. Zwei Komplexe. Ventrodorsale Ansicht.



A



B



C

Abbildung 12: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz.

Bild A: laterale Ansicht, zwei Drüsenkomplexe in physiologischer Stellung,

Bild B: nach vollständiger Trennung, kaudaler Komplex, laterale Ansicht und

Bild C: nach vollständiger Trennung, kranialer Komplex, laterale Ansicht.



Abbildung 13: Euternummer 18. Injektionspräparat Injektionsharz. Ausschnittsvergrößerung: Pfeile zeigen auf faltenartige Einziehung in der Zitzenzisterne.

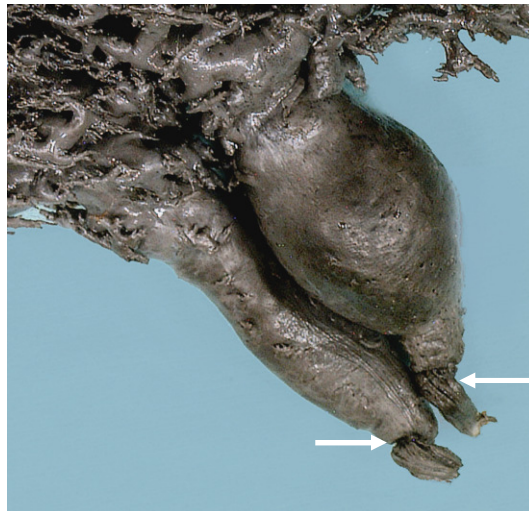


Abbildung 14: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz. Ausschnittsvergrößerung. Pfeil zeigt auf faltenartigen Einkerbungen.

Untersuchung von Aufbau und Anordnung der Milchgänge der Injektionspräparate

Durch die Füllung einiger Euter mit Injektionsharz konnten große, mittlere und kleine Milchgänge dargestellt werden.

Bei der Untersuchung der Weite und Gestalt der Milchgänge konnte festgestellt werden, dass kein einheitliches Prinzip besteht. So wechselten sich bei manchen Ductus enge und weite Abschnitte ab, während bei anderen nahezu einheitliche Lumina vorherrschten. Die kaudal gelegenen Drüsenkomplexe zeigten eine flächenparallele Anordnung der Milchgänge (siehe Abbildung 15). Dabei fiel auf, dass die Milchkanäle einer Ebene immer in einem bestimmten Winkel auf den Ductus der nächst folgenden Ebene trafen (siehe Abbildung 16). Die Berechnung dieser Winkelmaße der Milchgänge wurde durch den Schnittwinkel zweier Geraden im zweidimensionalen Raum angenähert und an 4 Präparaten mit 86 Geraden, d. h. 43 Winkeln durchgeführt. Durchschnittlich lag das Winkelmaß bei $33,77^\circ$ (siehe Tabelle 5). Der Winkel α zeigte eine Spanne von 17° bis 64° auf, der prozentuale Anteil der Winkel zwischen 25° und 40° lag bei 67,4%.

Geraden	Winkel α
nach $y = mx + n$	nach $\tan \alpha = (m_2 - m_1)/(1 + m_2 * m_1)$
g1, g3	64°
g1, g4	64°
g1, g7	35°
g1, g11	26°
g3, g5	42°
g4, g6	39°
g2, g17	51°
g12, g17	42°
g14, g17	46°
g16, g17	35°
g8, g11	32°
g9, g14	31°
g9, g13	38°
g16, g16	37°
ga, gc	38°
ga, gd	39°

Fortsetzung von Seite 37

Geraden	Winkel α
nach $y = mx + n$	nach $\tan \alpha = (m_2 - m_1)/(1 + m_2 * m_1) \text{ } ^\circ$
g1, g4	35 °
g5, g6	21 °
g7, g8	30 °
g9, g10	30 °
ga, gb	20 °
ga, gc	25 °
ga, gh	23 °
gg, gh	25 °
gd, ge	42 °
ge, gf	37 °
gi, gj	17 °

Tabelle 5: Winkelmaße. Winkelberechnung mit Geraden g.

Das Winkelmaß von durchschnittlich 33,77° war auch in den kranialen Bereichen der Einzelkomplexe und in den kranialen Komplexen feststellbar. Hier war jedoch keine flächenparallele Anordnung der Gänge zu erkennen. Vielmehr ergab sich ein pinselartiger Verlauf der Milchgänge. Das Schema der Winkelmaße wurde beibehalten (siehe Abbildungen 17 und 18).



Abbildung 15: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz. Anordnung der Milchgänge des kaudalen Drüsenkomplexes.

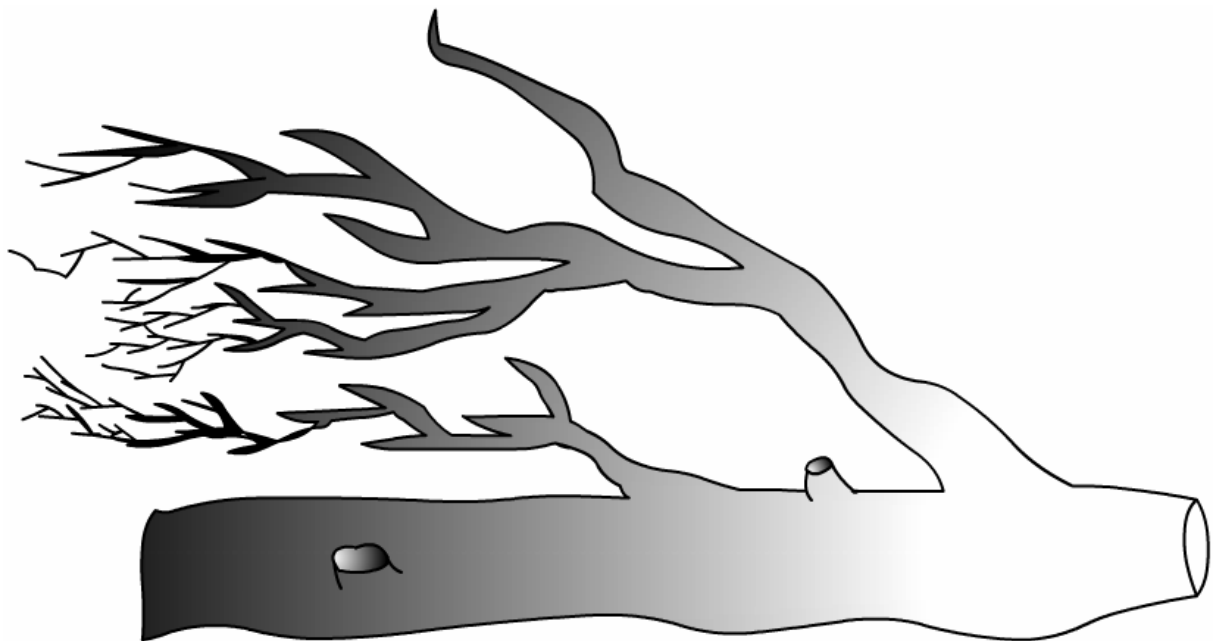


Abbildung 16: Schemazeichnung. Flächenparallele Anordnung der Milchgänge.



Abbildung 17: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz. Darstellung der pinselartigen Anordnung der Milchgänge im kranialen Drüsenkomplex.

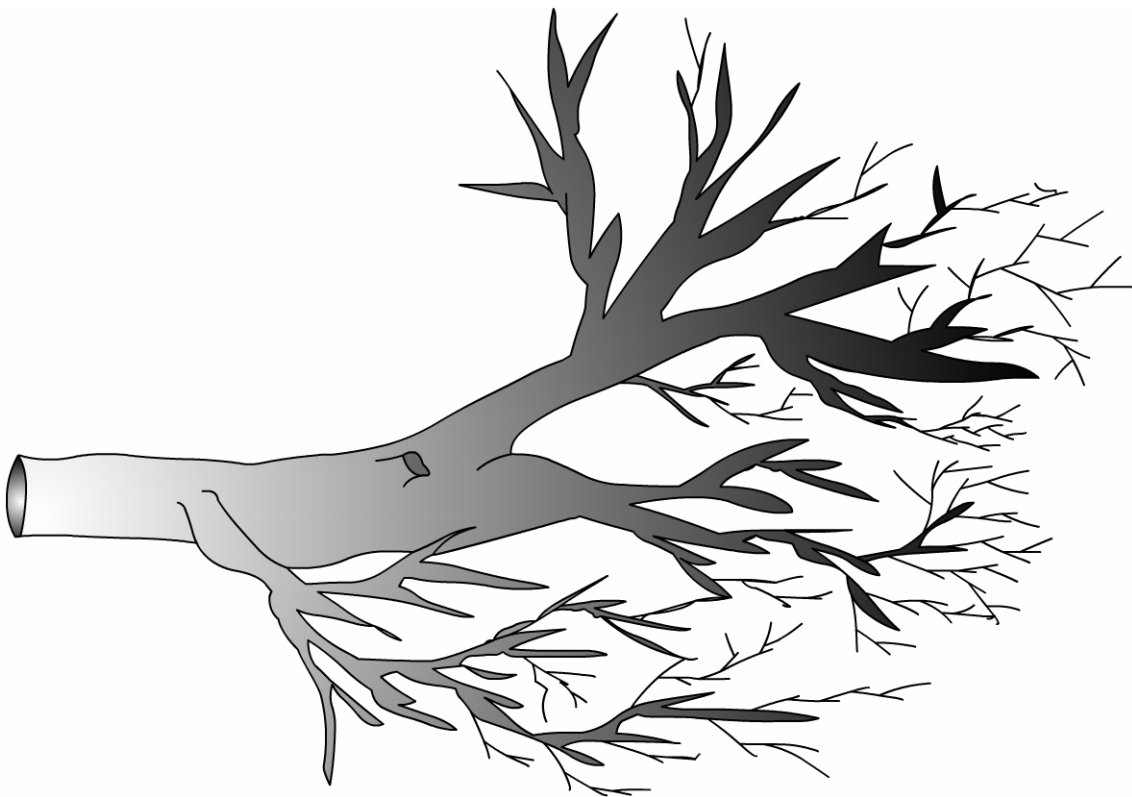


Abbildung 18: Schemazeichnung. Pinselartige Anordnung der Milchgänge.

3 Endoskopischen Untersuchung

Die endoskopische Untersuchung erbrachte folgende Ergebnisse: in der Zitzenzisterne konnten ringartige Erhebungen in Form von Falten beobachtet werden, die in horizontaler Richtung in das Lumen ragten. Diese Falten traten vor allem im distalen Bereich der Zitzenzisterne auf, am Übergang zum Strichkanal. Die distal gelegenen Ringfalten verliefen in Form von Längsfalten aus, die in den Ductus papillaris mündeten (siehe Abbildungen 19, 20 und 21).

Abhängig vom angewandten Druck der Spülflüssigkeit (zwischen 18 und 30 mmHg) zeigten sich die Falten als stärkere oder schwächere Erhebungen. So erhöhten sie sich bei Druckverhältnissen die gegen Null gingen und nahmen bei Zunahme des Drucks an Stärke ab. Bei steigendem Druck wurde der Ductus papillaris zunehmend verschlossen. Letztlich konnte nur noch recht wenig Spülflüssigkeit durch den Kanal aus der Zitzenöffnung austreten (siehe Abbildungen 22 und 23).

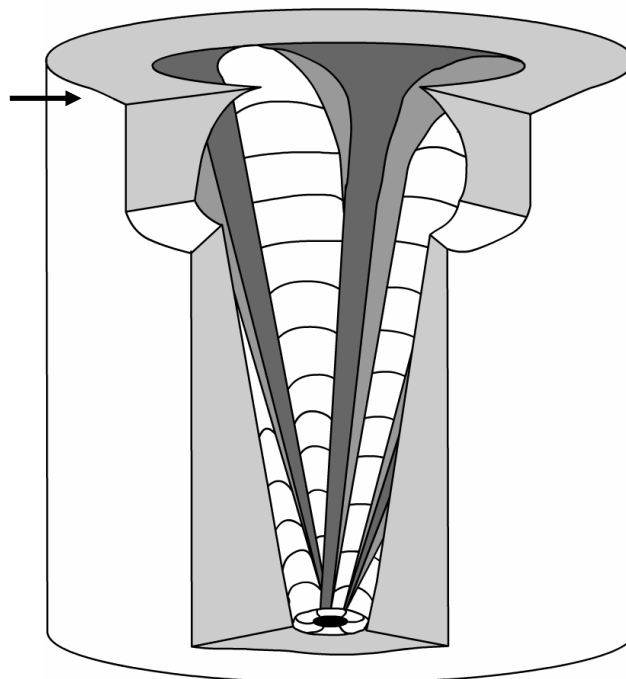


Abbildung 19: Schemazeichnung. Übergang in den Strichkanal, Pfeil zeigt auf Ringfalte.

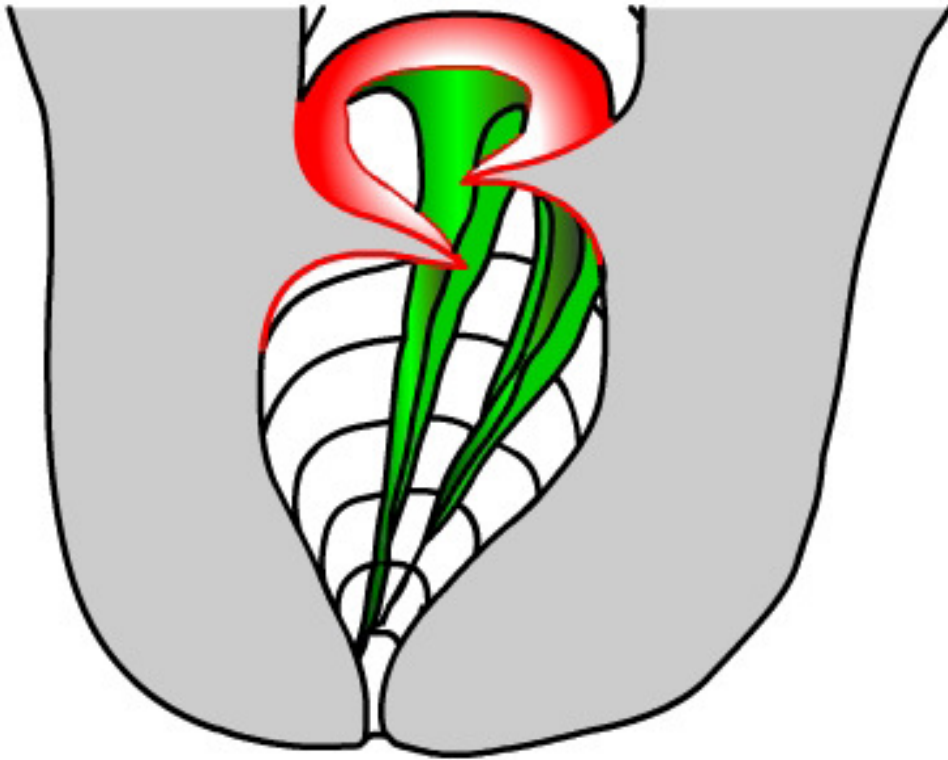


Abbildung 20: Schemazeichnung. Querverlaufende Ringfalten (rot) in der Zitzenzisterne gehen in Längsfalten (grün) über und münden in den Ductus papillaris.

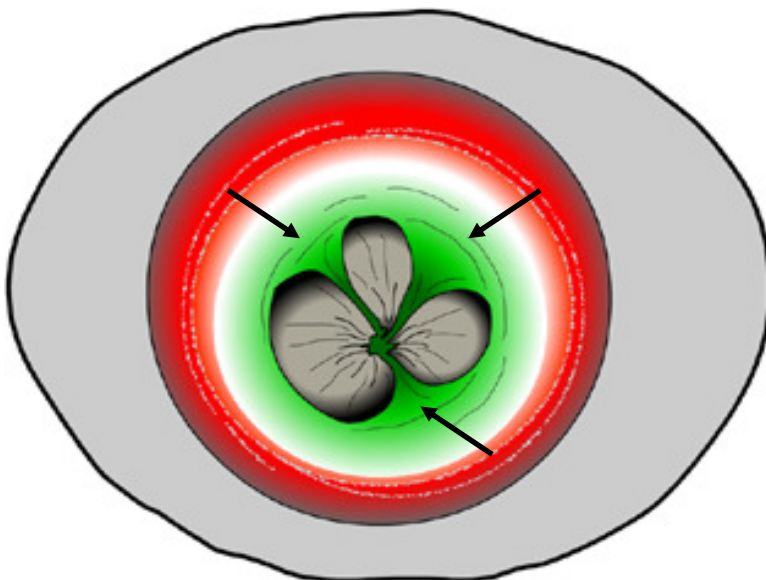


Abbildung 21: Schemazeichnung. Sicht von proximal nach distal auf den Strichkanal. Pfeile weisen auf den Übergang von querverlaufenden Ringfalten (rot) auf Längsfalten (grün).

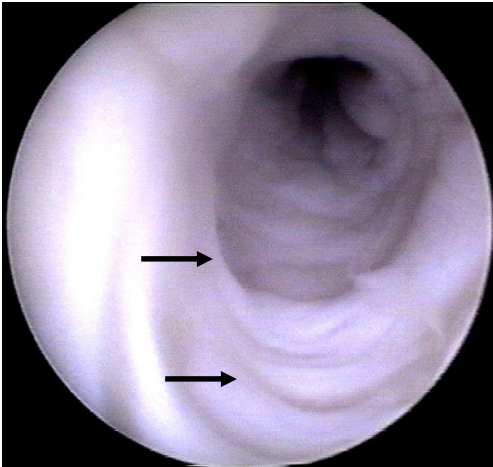


Bild 1

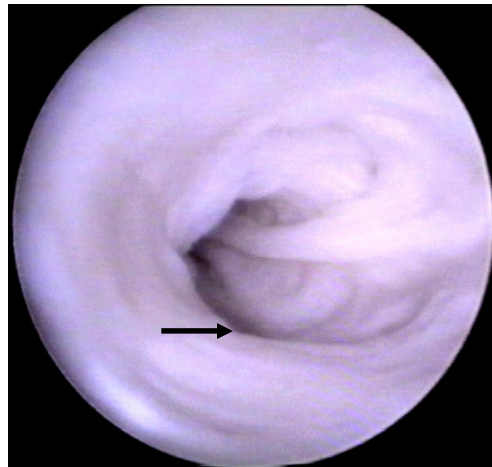


Bild 2

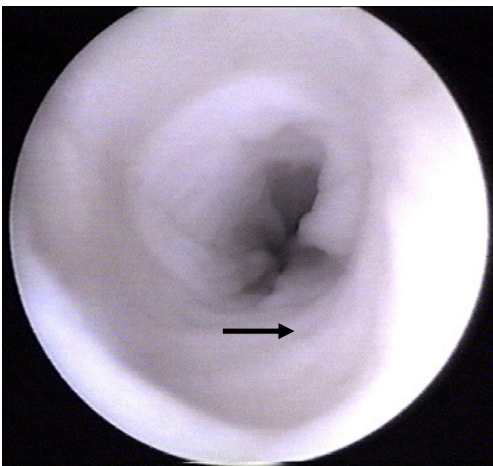


Bild 3

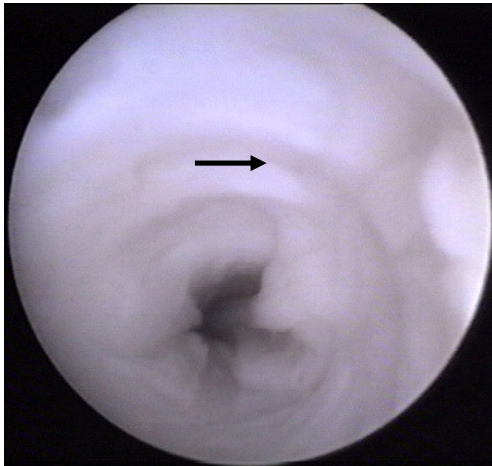
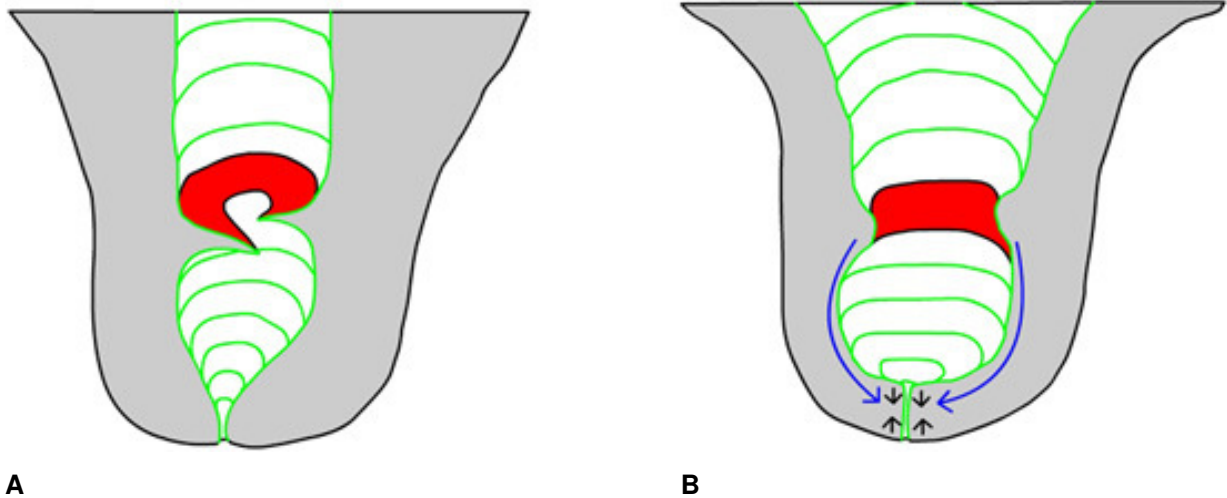


Bild 4



Bild 5

Abbildung 22: Endoskopische Untersuchung (Folge der Bilder 1 – 5). Bei zunehmendem Druck Verschiebung und Ausrichtung der Schleimhaut nach distal. Der Ductus papillaris wird verschlossen. Pfeile zeigen auf Ringfalten.



A **B**
Abbildung 23: Schemazeichnung. Verschlussmechanismus der Stutenzitze bei steigendem Druck im Lumen. Bild A: Ringfaltenbildung (rot) bei niedrigem Druck in der Zisterne. Bild B: Bei steigendem Druck verstreichen die Ringfalten. Verschiebung und Ausrichtung (blaue Pfeile) der Schleimhaut (grün) nach distal. Kontraktionsrichtung der glatten Muskulatur (schwarze Pfeile) parallel zum Strichkanal.

4 Radiologische Untersuchung

Die Bewertung der Röntgenbilder erbrachte folgende Ergebnisse: nach Insufflation von CO₂ Gas konnten die Zitzenzysternen und Milchgänge kontrastreich dargestellt werden. Alle 4 untersuchten Euter wiesen zwei Ostia papillaria pro Zitze auf (siehe Abbildung 24). Es konnten zwei Komplexe dargestellt werden, eine Zuordnung zum jeweiligen Ostium papillare war aber nicht möglich. Zwischen den Zisternen war keine Verbindung erkennbar (siehe Abbildung 25). Die Anzahl der in die Zisterne einmündenden Hauptmilchgänge variierte. Bei der laterolateralen Aufnahme waren proximal der Zisternen 3 – 4 wulstig gestaltete Milchgänge erkennbar, die radiär aus dem Komplex einsprossen. In proximaler Richtung, gegen den Milchfluss, wiesen sie lakunenartige Erweiterungen und Verengungen auf. In unregelmäßigen Abständen mündeten Milchgänge ein, die entweder den gleichen Durchmesser oder einen kleineren Radius aufwiesen, wobei sich ihr Radius im weiteren Verlauf verjüngte und die Gänge geflechtartig ins Gewebe ausstrahlten.

In der ventrodorsalen Aufnahme waren 2 – 4 wulstige Milchgänge erkennbar, die jeweils von kranial und kaudal in Richtung Zitzenzisterne mündeten (siehe Abbildung

26). Eine genaue Beschreibung der Ausgestaltung der Milchgänge konnte nicht abgegeben werden, da die zahlreichen Schichten des Euters zu Überblendungen führten. Dennoch war feststellbar, dass sich im Verlauf der Milchgänge in unregelmäßigen Abständen Zweige anschlossen, die entweder den gleichen Durchmesser aufwiesen, oder mit kleinerem Radius in den Folgeductus mündeten.

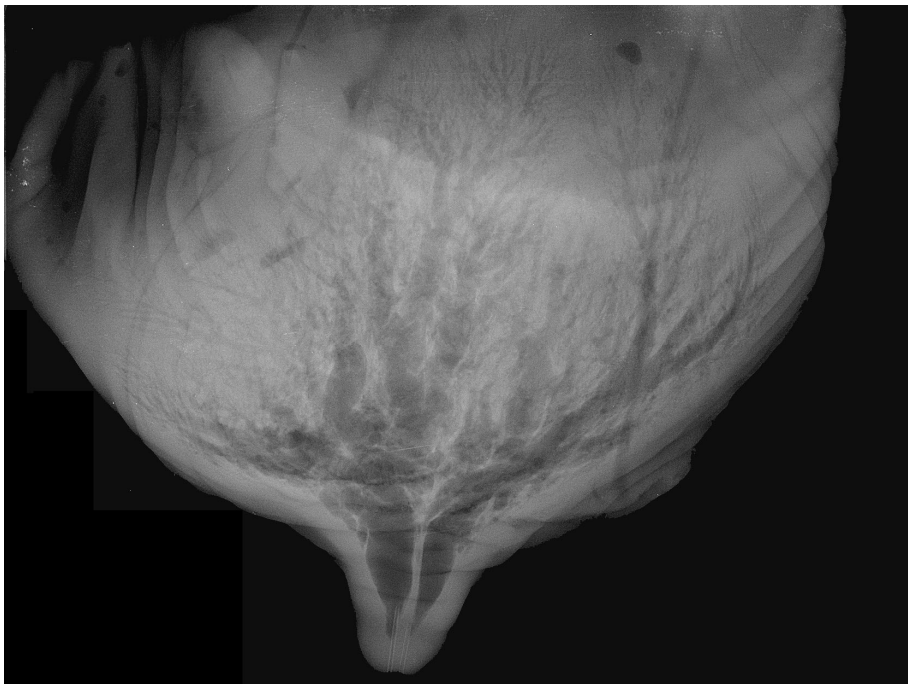


Abbildung 24: Euternummer 8. Radiologische Darstellung der Milchgänge. Laterolaterale Aufnahme.

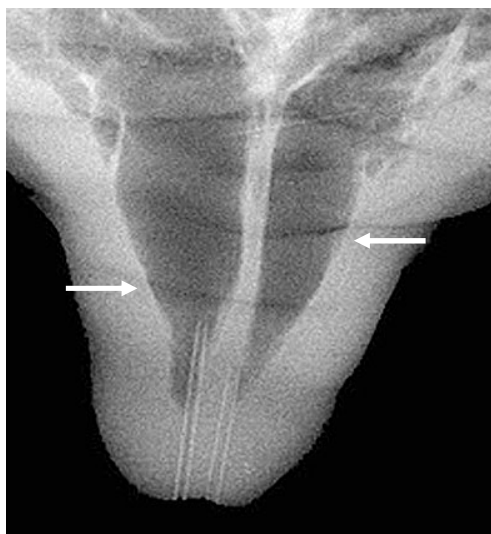


Abbildung 25: Euternummer 8. Radiologische Darstellung der Zitenzisterne (Pfeile). Ausschnittsvergrößerung von Abbildung 24. Laterolaterale Aufnahme.

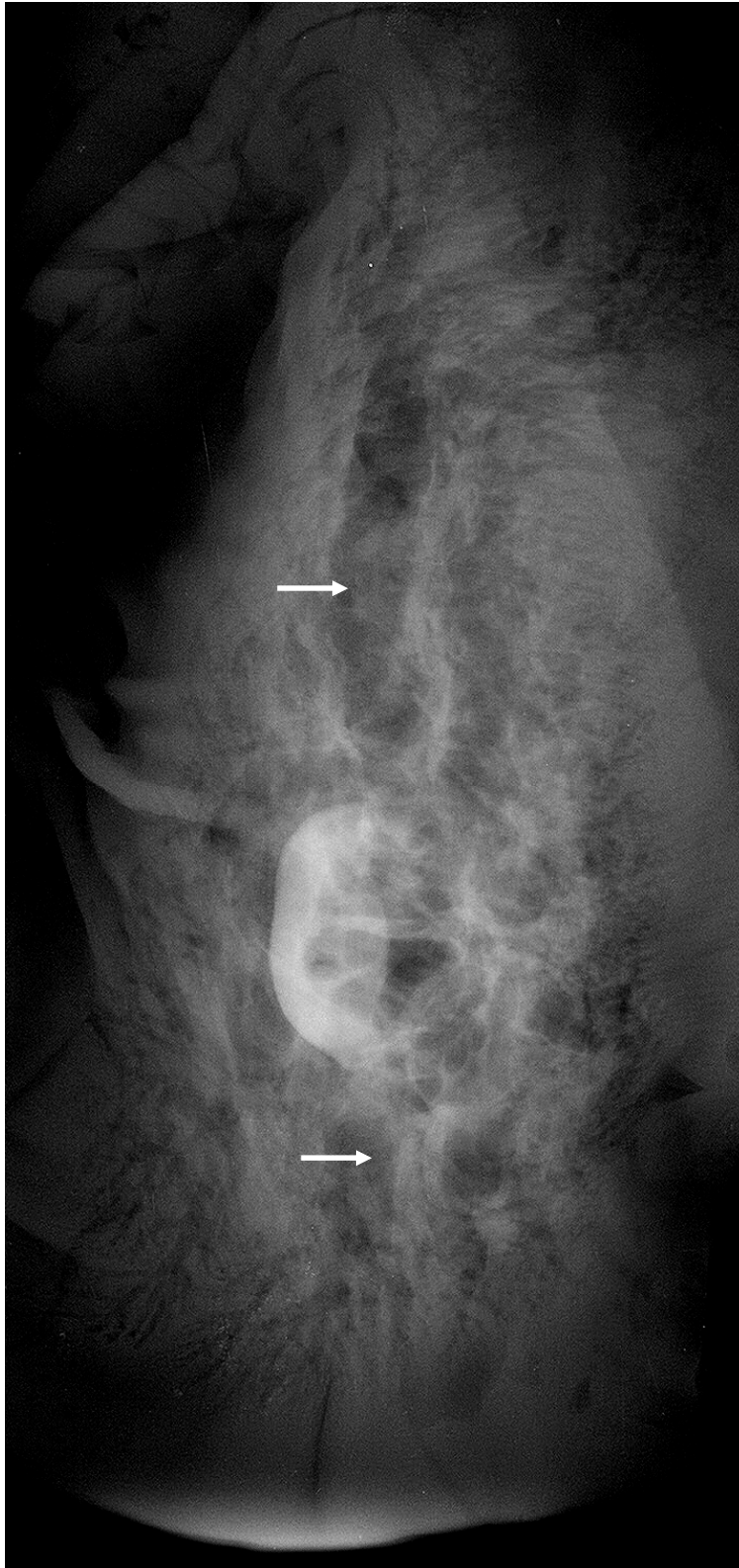


Abbildung 26: Euternummer 8. Radiologische Darstellung der Milchgänge (Pfeile). Distoproximale Aufnahme.

5 Histologischen Untersuchung

Bei der histologischen Untersuchung der Stutzenitze war eine Dreischichtung der Zitzenwand zu erkennen:

- die äußere Hautschicht (Zitzenhaut),
- die bindegewebig-muskulöse, gefäßhaltige Mittelschicht und
- die Schleimhautschicht.

5.1 Zitzenhaut

Die unbehaarte Zitzenhaut lies sich in die 2 Schichten Epidermis und Corium, mit ihren Anteilen, differenzieren. Eine Subkutis war nicht zu erkennen.

Das Stratum corneum der Epidermis war unterschiedlich stark ausgebildet. Ein Stratum lucidum fehlte. Im Bereich des Stratum granulosum konnten dunkle, intrazytoplasmatische Granula festgestellt werden. Im darunter liegenden Stratum spinosum waren zwischen den pigmentierten Keratozyten interzelluläre Räume erkennbar. Das Stratum basale des Stratum germinativum war ebenfalls dunkel pigmentiert. Das Stratum papillare des Koriums wies viele kleine Bündel glatter Muskulatur auf, die verschiedenste Verlaufsrichtungen aufwiesen. In dieser Schicht waren einzelne apokrine Schweißdrüsen und alveoläre Talgdrüsen erkennbar. Weiter waren auch im Stratum reticulare der Lederhaut glatte Muskelfasern, muskelstarke und klappenfreie Venen, Arterien und ein dichtes, fibroelastisches Bindegewebe feststellbar (siehe Abbildungen 29 und 30).

5.2 Gefäß- und Muskelschicht

Die Mittelschicht bestand aus einem System von Muskulatur und Bindegewebe, in das Versorgungsbahnen in Form von Arterien und Venen und auch Nervenfasern eingelagert waren. Das Bindegewebe setzte sich aus kollagenen und elastischen Fasern zusammen und bildete eine netzartige Struktur, in welcher zahlreiche glatte Muskelfasern eingelagert waren. Diese Muskelfasern wiesen im zisternennahen Bereich eine zirkuläre Anordnung auf (siehe Abbildungen 33 und 34). Zur äußeren Oberfläche hin orientierten sich die Fasern mehr radiär, wobei die Anzahl der Muskelfasern abnahm, das Vorkommen der elastischen Fasern hingegen zunahm (siehe Abbildungen 31 und 32). Diese Anordnung änderte sich im Bereich des

Strichkanals. Hier waren glatte Muskelzellen vorhanden, die sich vermehrt parallel zum Ductus papillaris anordneten (siehe Abbildung 35). Die elastischen Fasern zeigten die gleiche Anordnung wie im Bereich der Zitzenzisterne (siehe Abbildung 27). Abbildung 28 zeigt die mögliche Anordnung der elastischen Fasern und glatter Muskulatur bei steigendem Druck im Lumen.

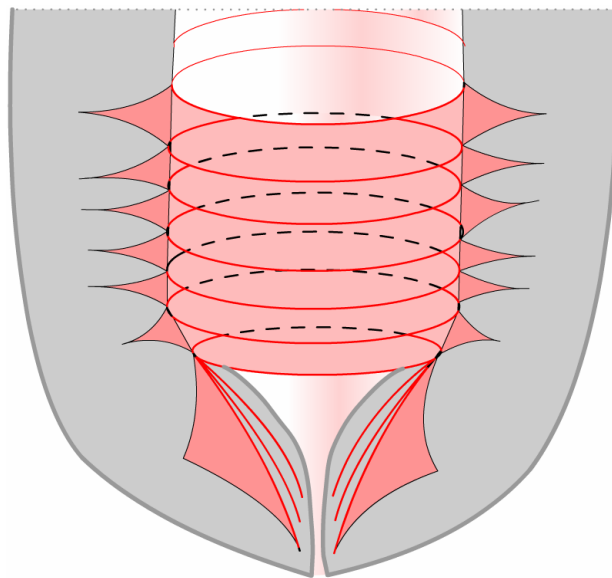


Abbildung 27: Schemazeichnung. Anordnung der glatten Muskulatur und elastischen Fasern (rote Schattierung).

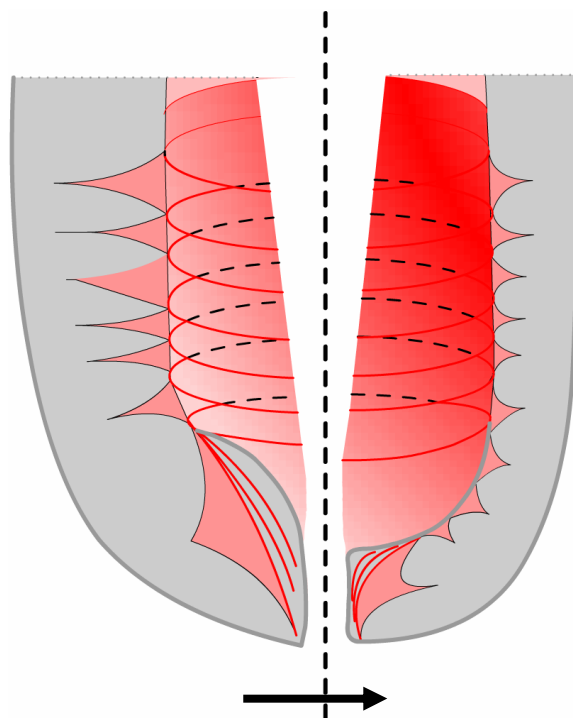


Abbildung 28: Schemazeichnung. Mögliche Anordnung der elastischen Fasern und glatter Muskulatur bei steigendem Druck (durch Pfeil schematisiert) im Lumen (rote Schattierung).



Abbildung 29: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Hautschichten. Str. granulosum (A), Str. spinosum (B), Str. basale (C), Papillarkörper (D). (Goldner, Vergrößerung 200fach).

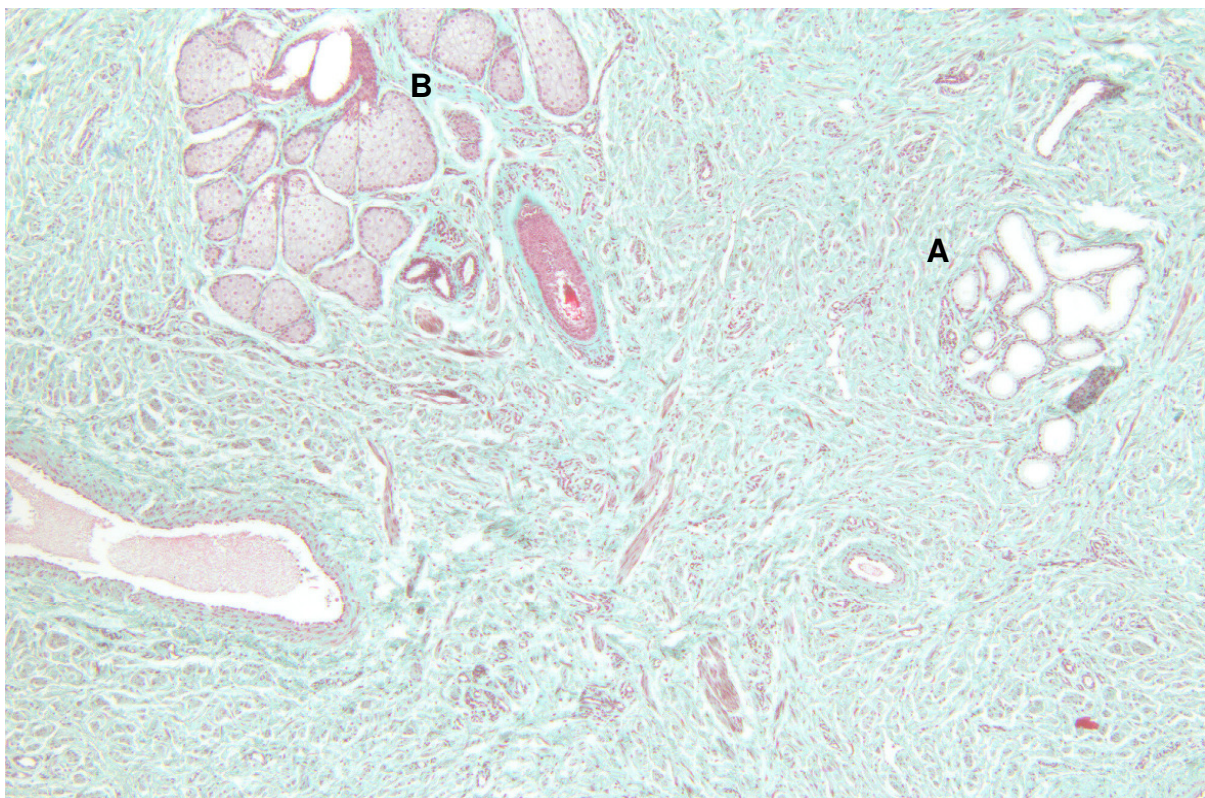


Abbildung 30: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Ausschnitt des Str. papillare mit apokriner Schweißdrüse (A) und alveolären Talgdrüse (B). (Goldner, Vergrößerung 200fach).

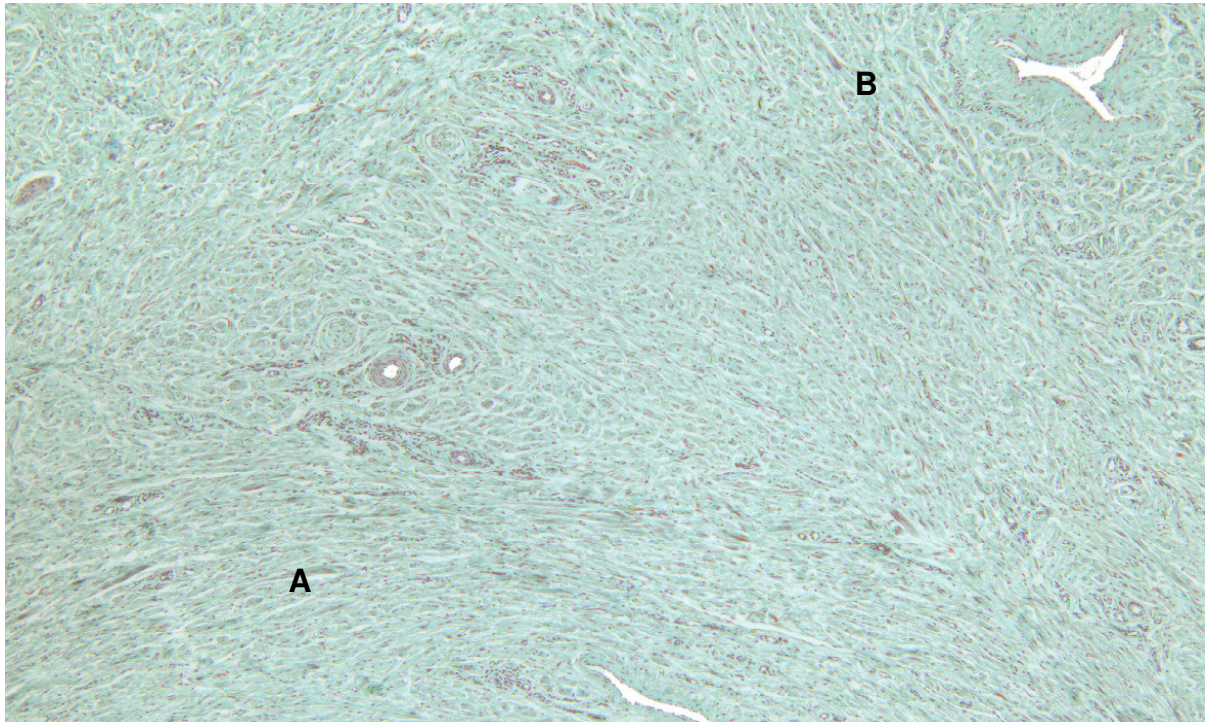


Abbildung 31: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Str. reticulare. Die Muskelfasern weisen im zisternennahen Bereich eine zirkuläre Anordnung auf (A). Zur äußeren Oberfläche hin orientieren sich die Fasern mehr radiär (B). (Goldner, Vergrößerung 200fach).

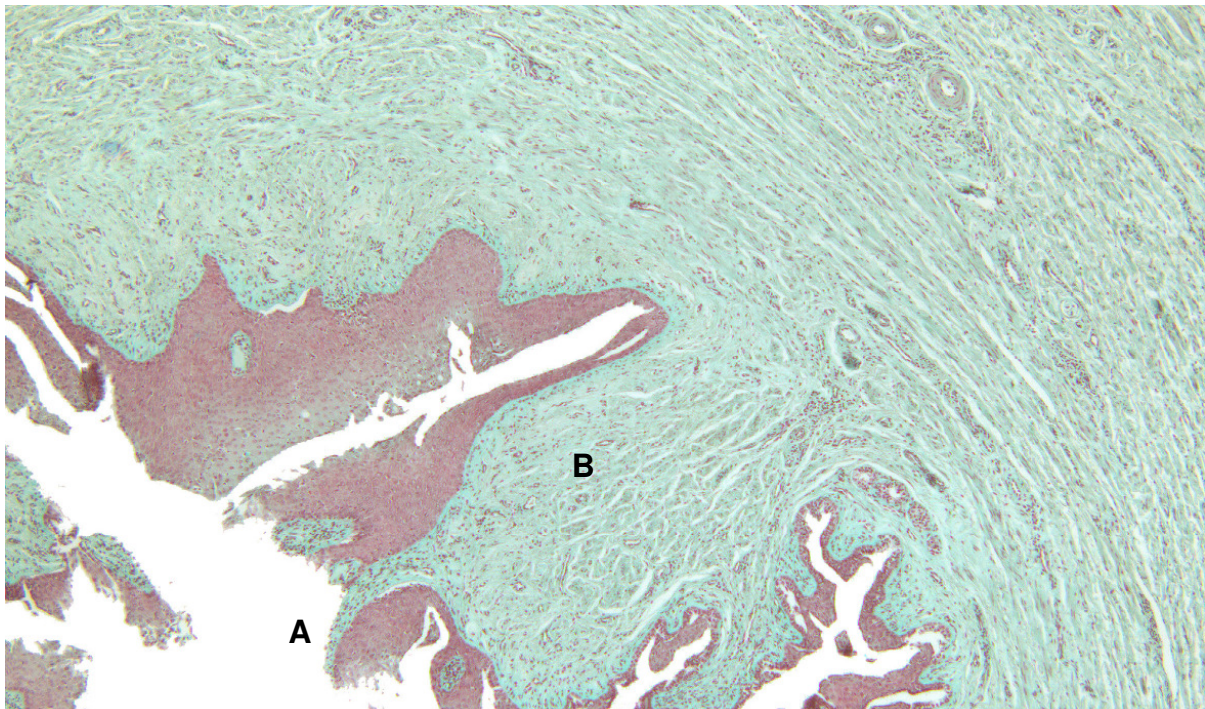


Abbildung 32: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Wandauskleidung der Zitzenzisterne am Übergang zum Strichkanal (A). Schleimhautfalte (B). (Goldner, Vergrößerung 200fach).

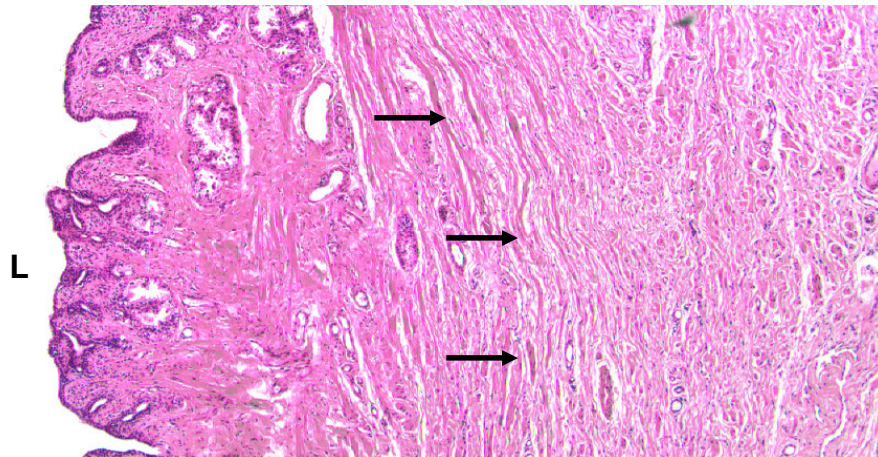


Abbildung 33: Euternummer 12. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der zirkulär angeordneten glatten Muskelfasern im zisternennahen Bereich (Pfeile zeigen auf vereinzelte Muskelfasern). Lumen der Zisterne (L). (H.E., Vergrößerung 200fach).

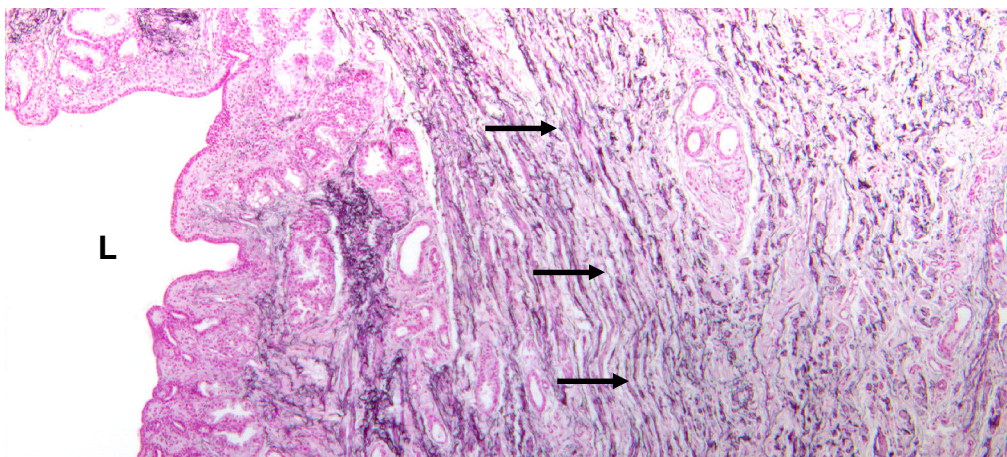


Abbildung 34: Euternummer 12. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der zirkulär angeordneten elastischen Fasern im zisternennahen Bereich (Pfeile zeigen auf einzelne elastische Fasern). Lumen der Zisterne (L). (Elastica, Vergrößerung 200fach).

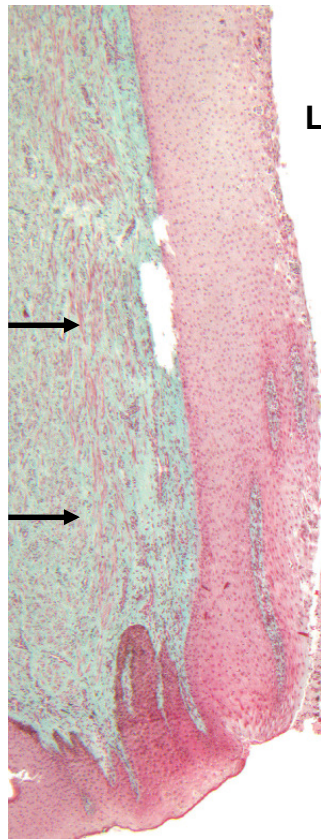


Abbildung 35: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der glatten Muskelzellen (Pfeil) im Bereich der Wand des Strichkanals. Strichkanallumen (L). (Goldner, Vergrößerung 200fach)

5.3 Zitzenschleimhaut

Die Zitzenzisternenschleimhaut wies zahlreiche Längsfalten mit Sekundärfalten auf, die weit in das Lumen reichten. Die Falten waren von einem zweischichtigen hoch- bzw. isoprismatischen Epithel bedeckt (siehe Abbildung 36). In der Lamina propria mucosae waren elastische Fasern, Nervenfasern, Blutgefäße und glatte Muskelzellen im dichten Bindegewebe zu erkennen. Zum Teil konnten zusammengesetzte tubulo-alveoläre Drüsen festgestellt werden. Die unter der Lamina propria mucosae liegende Lamina muscularis mucosae bildete mit ihren glatten Muskelfasern, zusammen mit Bindegewebe, die Grundsubstanz der longitudinalen Schleimhautfalten (siehe Abbildung 37).

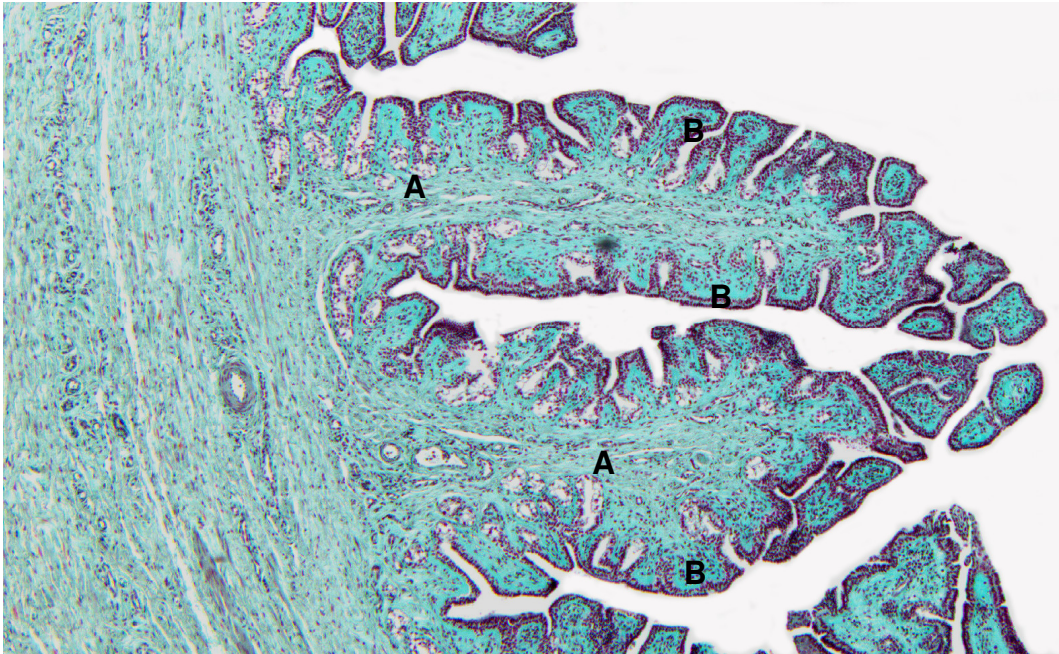


Abbildung 36: Euternummer 23. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Primär (A) und Sekundärfalten (B) in der Zitzenzisternenschleimhaut. (Querschnitt, Goldner, Vergrößerung 200fach).

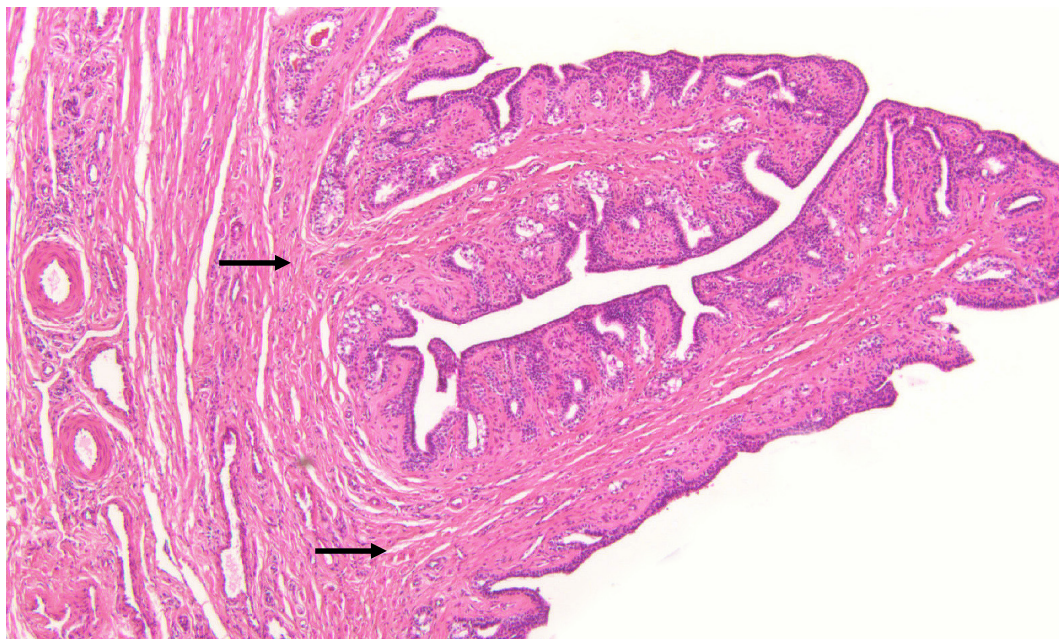


Abbildung 37: Euternummer 23. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Primär- und Sekundärfalten in der Zitzenzisternenschleimhaut. Pfeile zeigen auf einsprossende glatte Muskelzellen in die Falten. (Querschnitt, H.E., Vergrößerung 200fach).

Auffallend in der Zitzenzisternenschleimhaut war das Vorhandensein von prominenten Schleimhautfalten, die vor allem im histologischen Längsschnitt der Zitze in Erscheinung traten. Diese Falten befanden sich proximal der Grenze zwischen der Pars papillaris sinus lactiferi und dem Ductus papillaris. Es zeigte sich, dass diese Falten immer von einem mehrschichtig verhornten Plattenepithel bedeckt waren. Der Übergang zum zweischichtigen hoch- bzw. isoprismatischen Schleimhautepithel proximal bzw. distal dieser Falten erfolgte allmählich. Gebildet wurden diese Schleimhautfalten vor allem von der bindegewebigen Lamina propria mucosae, in die zahlreiche elastische Fasern eingelagert waren. An der Basis der Querfalten war ein Einsprossen von glatten Muskelzellen der Lamina muscularis mucosae erkennbar (siehe Abbildung 38).

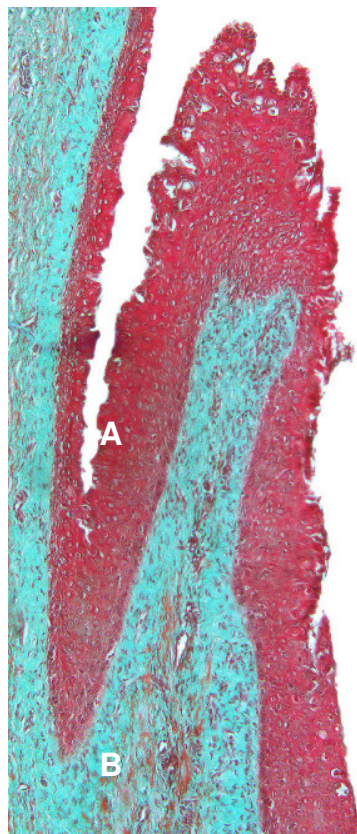


Bild A

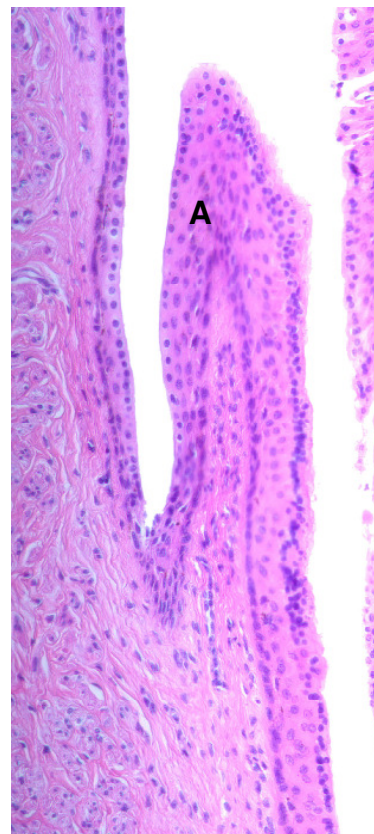


Bild B

Abbildung 38: Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Schleimhautfalten (Bild A: Euternummer 22. Goldner, Vergrößerung 215fach. Bild B: Euternummer 23. H.E., Vergrößerung 215fach). Mehrschichtig verhorntes Plattenepithel (A). Einsprossende glatte Muskulatur der Lamina muscularis mucosae (B).

Die Schleimhautwand des Ductus papillaris war in Längsfalten gelegt. Der Übergang des zweischichtigen, hoch- bzw. isoprismatischen Epithels der Zitenzisterne in das mehrschichtig verhornte Plattenepithel des Strichkanals erfolgte im eng begrenzten Raum distal der beschriebenen Querfalten (siehe Abbildung 39).

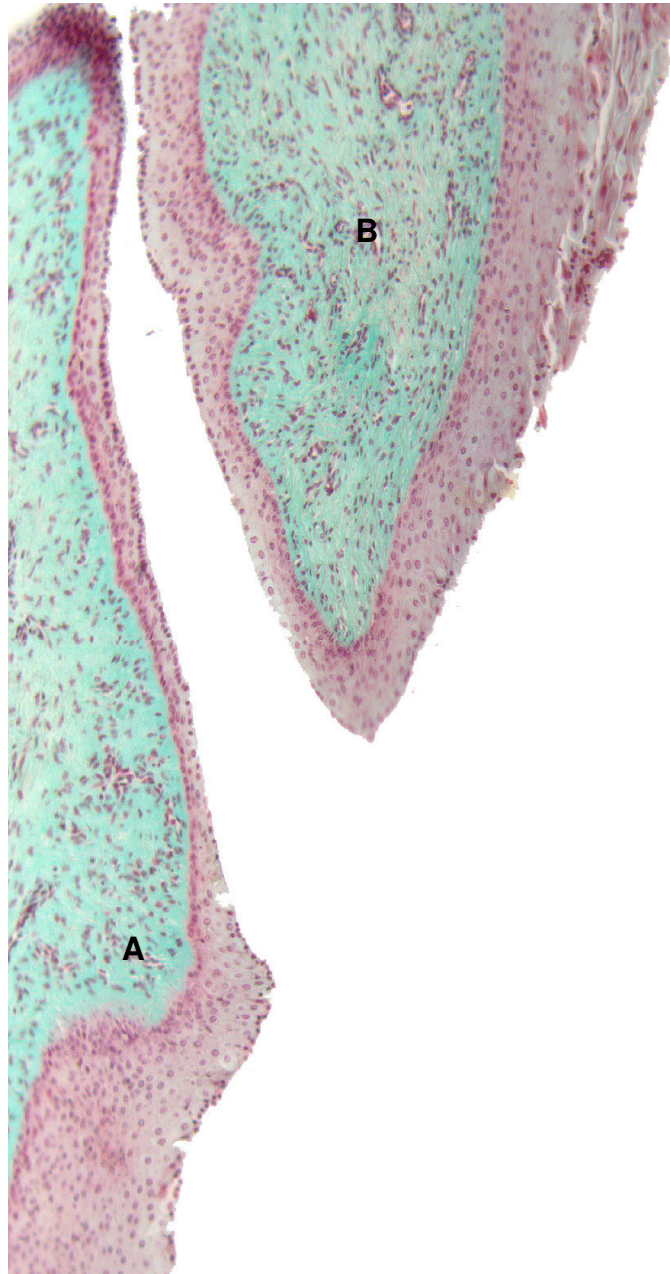


Abbildung 39: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung des Übergangs des zweischichtigen, hoch- bzw. isoprosmatischen Epithels der Zitenzisterne in das mehrschichtig verhornte Plattenepithel der Strichkanalwand (A). Schleimhautfalte (B). (Längsschnitt, Goldner, Vergrößerung 215fach).

Das Stratum corneum der Lamina epithelialis mucosae war deutlich breiter als das Stratum corneum der Epidermis der Zitzenhaut. Lumenwärts war das Stratum corneum aufgelockert. Die Zellen hatten eine polygonale Form. In Richtung auf das Stratum granulosum waren die keratinisierenden Zellen eher verdichtet angeordnet und wiesen lang gestreckte Hornzellen auf. Im Stratum granulosum und in den oberen Lagen des Stratum spinosum konnten Zellen in unterschiedlicher Größe und Gestalt festgestellt werden (siehe Abbildung 40).

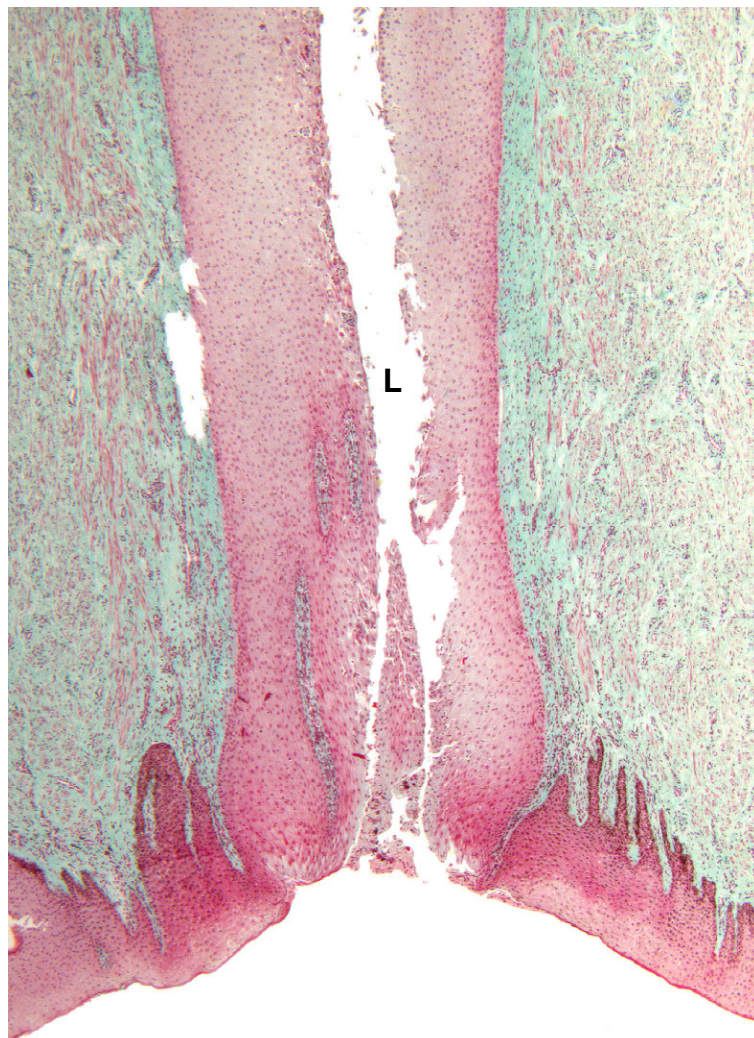


Abbildung 40: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Wand des Strichkanals. Lumen des Strichkanals (L). (Längsschnitt, Goldner, Vergrößerung 215fach).

Die sich entwickelnden Hornzellen waren immer in Richtung Ostium papillare geneigt (siehe Abbildung 41). Der darunter liegende bindegewebige Papillarkörper der Lamina propria mucosae war entlang des ganzen Strichkanals nahezu frei von oberflächenvergrößernden Papillen und damit weitgehend glatt. Nur am Übergang zur Zitzenzisterne zeigten sich faltenartige, nach distal geneigte Erhebungen. Ausgeprägte papilläre Strukturen waren an der Strichkanalmündung, am Übergang zur äußeren Haut, erkennbar.

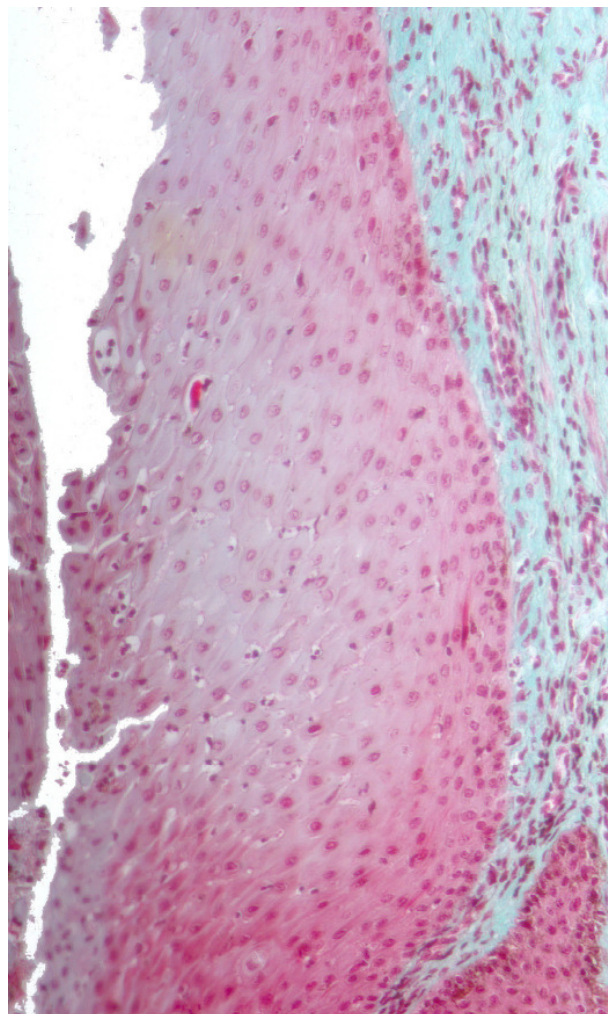


Abbildung 41: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung des Strichkanalkeratins. Lumen des Strichkanals (L). (Längsschnitt, Goldner, Vergrößerung 215fach).

Die Abstrichpräparate der Strichkanalschleimhaut zeigten verschiedenartigst geformte keratinisierte Schollen in unterschiedlicher Anzahl und Größe (siehe Abbildung 42).

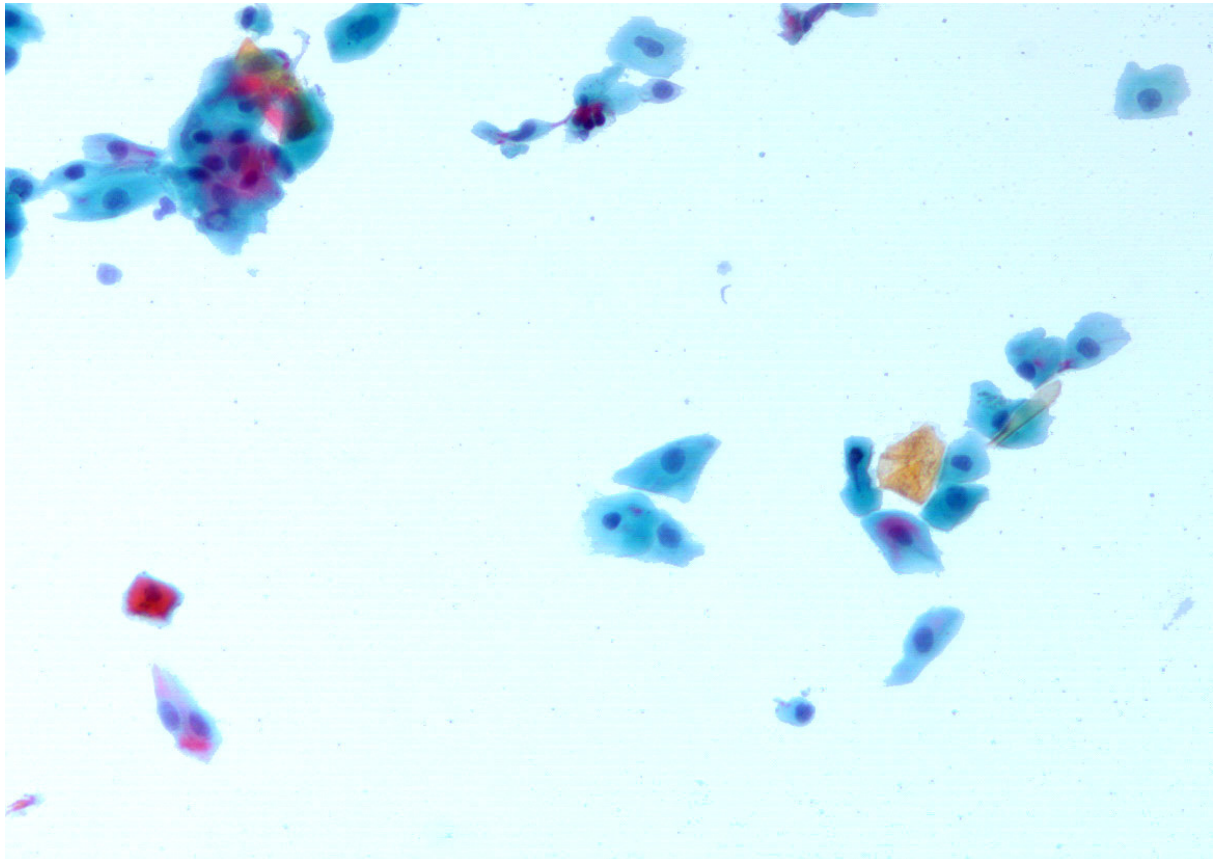


Abbildung 42: Euternummer 15. Histologisches Ausstrichpräparat. Keratinisierte Schollen des Zitzenkanalabstrichs. (Papanicolaou, Vergrößerung 100fach).

V Diskussion

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die Anatomie des Stuteneuters insbesondere der Stutenzitze durch makroskopische, korrosionsanatomische, endoskopische, radiologische und histologische Untersuchungen näher zu beleuchten. Im Rahmen der praktischen Versuchsreihe stellten sich Fragestellungen heraus, die an dieser Stelle diskutiert werden. Hierzu zählen die Gesichtspunkte der Beziehung der Strichkanalöffnungen zu den Drüsenkomplexen, die Kommunikation zwischen den Drüsenkomplexen und Kanalsystemen, die Ringfaltenbildung in der Zitzenzisterne, der Aufbau und die Anordnung der Milchgänge und die Hyperkeratose des Strichkanal-epithels als physiologischer Abwehrmechanismus der Stutenzitze.

1 Strichkanalöffnungen und Drüsenkomplexe

Bei der Untersuchung konnte festgestellt werden, dass bei 21,4% (6 von 28 Eutern) der untersuchten Euter nur ein Ostium papillare pro Zitze ausgebildet war. BARTMANN et al. (2002), VYAS (1971) und ZIETZSCHMANN (1943) hingegen geben zwei, selten drei Zitzenöffnungen an. Lediglich BRAGULLA et al. (2005) sprechen von der Möglichkeit nur eines Ostiums. Da die Ostia papillaria die Ausgangsöffnungen der Milchdrüsenkomplexe darstellen, kann allgemein von der Anzahl an Ostia auf die Anzahl der Drüsenkomplexe geschlossen werden. Dies wird bei FRIKER et al. (2004) erwähnt. Dieser Aussage ist grob zuzustimmen, allerdings können Ausnahmen auftreten. So konnten bei 2 Präparaten zwar zwei Ostien dargestellt werden, das daran anschließende Kanalsystem endete jedoch bereits im Bereich der Zitze blind.

2 Kommunikation zwischen den Drüsenkomplexen und Kanalsystemen

BOSTEDT et al. (1988) sprechen von einer gewissen Trennung des Milchdrüsen-gewebes zumindest im distalen Bereich des Drüsenkomplexes. Eine mögliche Kommunikation im proximalen Bereich der Komplexe sowie zwischen den Kanalsystemen der Ductus papillaria konnte bei den eigenen Untersuchungen weder

bei den Korrosionspräparaten noch bei den Gefrierschnitten bestätigt werden. Bei allen Präparaten waren die Hohlraumssysteme der Strichkanäle und die der Komplexe über die gesamte Distanz getrennt.

3 Ringfaltenbildung in der Zitenzisterne und Verschlussmechanismus der Stutenzitze

Bei den Untersuchungen der Injektionspräparate, sowie bei der endoskopischen und histologischen Untersuchung, waren horizontal angeordnete Ringfalten in den Zitenzisternen zu erkennen. Ausführungen zum Thema der Ringfalten am Stuteneuter konnten nur bei FRIKER et al. (2004) gefunden werden. Sie sprechen von ihnen als mögliches Analogon zur Fürstenberg Rosette des Rindes und vermuten, dass sie funktionell dem Abwehrsystem der Zitze zuzuordnen sind. Sie spekulieren aufgrund der Verlängerung des Passageweges über ein mechanisches Hindernis für eindringende Bakterien und Keime. In Bezug auf den Saugakt ziehen sie eine Funktion zur kontrollierten Milchabgabe in Betracht.

Bei den eigenen Untersuchungen fiel bei den Injektionspräparaten eine Einschnürung distal am Übergang zum Strichkanal auf. Im Rahmen der endoskopischen Untersuchung traten bei niedrigen Füllmengen und damit bei niedrigem Druck im Kanalsystem ringförmig-faltenartige Erhebungen an den Innenwänden der Zitenzisternen in Erscheinung. Wurde der Druck im Lumen gesteigert, verstrichen die Falten bis die Zisternenwand fast glatt erschien. Diese Schleimhautfalten bestanden, histologisch betrachtet, aus der bindegewebigen Lamina propria mucosae, in die zahlreiche elastische Fasern eingelagert waren. An ihrer Basis waren Einsprossungen von glatten Muskelzellen aus der Lamina muscularis mucosae erkennbar.

Das Stratum reticulare der subkutisfreien Haut bestand aus einem dichten, fibroelastischen Bindegewebe. Bei der darunter liegenden Gefäß- und Muskelschicht war feststellbar, dass sich die radiär angeordneten Strukturen der glatten Muskelzellen und elastischen Fasern zur äußeren Haut hin verjüngten, wobei hier mehr elastische Fasern anzutreffen waren als Muskelzellen. Dies entspricht den Aussagen von LIEBICH et al. (2004) und MICHEL (1994). Erst näher an der Zisterne

ordneten sich vor allem die glatten Muskelzellen mehr zirkulär um das Lumen an. Auch LUDEWIG (2001) und HEESCHEN (1993) sprechen in diesem Zusammenhang von einer konzentrischen Anordnung dieser Zellen.

Durch diese Gewebsanordnung, die vermutlich auch dem steigenden Zisterneninnendruck entgegengewirkt, ist die geringe Dehnungsfähigkeit der Zitzenhaut zu begründen. Wäre die Möglichkeit zu Ausdehnung der Zitzenhaut gegeben, würde die verstreichende Innenauskleidung der Zisterne als Oberflächenvergrößerung und somit als Volumenzunahme der Zisterne zu betrachten sein. Die geringe Dehnungsfähigkeit der Zitzenhaut hat aber zur Folge, dass sich die verstreichende Innenauskleidung der Zisterne nach distal in Richtung des Ductus papillaris verschiebt. Der Strichkanal wird offenbar durch die Schleimhaut wie durch ein Ventil verschlossen.

Dieser Verschlussmechanismus wird vermutlich noch durch die angesprochene parallele Anordnung der glatten Muskelzellen zum Strichkanal verstärkt. Bei Kontraktion der glatten Muskelzellen verkürzt sich die Distanz zwischen dem proximalen und distalen Ende des Strichkanals, wodurch das Volumen des Kanals verengt wird. Diese Anordnung der Muskelzellen könnte man als Muskelsphinkter beschreiben. Auch SAAR und GETTY (1975) beschreiben einen Muskelsphinkter im Bereich der Zitze, der jedoch eine zirkuläre Anordnung der Muskelfasern aufweist. Demgegenüber stellen HABERMEHL (2005), BARTMANN et al. (2002) und MICHEL (1994) fest, dass eine als *M. sphincter papillae* zu bezeichnende Struktur nicht deutlich ausgebildet ist.

Durch die Resultate der eigenen Untersuchungen kann die Aussage von FRIKER et al. (2004) noch in soweit ergänzt werden, dass neben einem mechanischen Hindernis für eindringende Bakterien und Keime, neben dem möglichen Muskelsphinkter, auch die Ringfalten offenbar noch eine Rolle beim eigentlichen Verschlussmechanismus der Stutenzitze eine Rolle spielen.

4 Aufbau und Anordnung der Milchgänge

Bei der Untersuchung der Injektionspräparate auf Aufbau und Anordnung der Milchgänge fiel auf, dass viele Gänge in ihrem Verlauf Verengungen und Erweiterungen der Lumina aufwiesen. LUDEWIG (1997) beschreibt in seiner Veröffentlichung über

das Rindereuter gleiche Verlaufsformen der Milchgänge und bringt diese in Zusammenhang mit der Funktion der „Stapelung“ des Sekretes bis zum Milchentzug bzw. leichteren Milchabfluss. Auch bei der Stute könnte man den Aufbau und die Anordnung der Milchgänge mit der Funktion der Stapelung des Milchsekretes begründen. Hinweis gebend dafür war eine Kontinuität der Winkelmaße der Milchgänge, die sich in einer Regelmäßigkeit von Auftreffwinkeln der Milchgänge untereinander widerspiegelte. Diese relativ einfache Bauweise des Hohlraumsystems wiederholte sich ständig bis hinein in den kleinstmöglichen Betrachtungsmaßstab mit freiem Auge. Die Anordnung der Milchgänge könnte durch einen „Feedbackmechanismus“ als eine Art Verschlussmechanismus fungieren. Bei kontinuierlicher Sekretion der Milch könnte es durch den angesprochenen Verschlussmechanismus der Zitze zu einer stärkeren Füllung des Euters im distalen Bereich und somit zu einem Rückstau der Milch und Druckanstieg im weiter proximal liegenden Drüsenkomplexgewebe kommen. Durch die Durchschnittswinkelung der Milchdrüsengänge zueinander, ein 33,8 Grad Winkel, könnte eine Kompression bis hin zum Verschluss der Aufzweigungen die Folge sein. Dieser Mechanismus könnte eine Stapelung und so Speicherung der Milch im Drüsenkomplex bewirken, wobei bei maximaler Füllung durch einen „Feedbackmechanismus“ eine Stagnation der physiologischen Milchproduktion einsetzen könnte. So können offenbar die Aussagen über das Rindereuter von LUDEWIG (1997) über den Verlauf der Milchgänge und deren Funktion Stapelung auch auf das Stuteneuter übertragen werden.

5 Hyperkeratose im Strichkanal

Bei der histologischen Untersuchung des Strichkanals konnte eine Hyperkeratose des Epithels dargestellt werden, wie sie schon von SMITH (1983), MICHEL et al. (1974) und SCHULZ et al. (1974) beschrieben wurde. Darüber hinaus wurde bei den eigenen Untersuchungen festgestellt, dass sich die entwickelnden Hornzellen immer in Richtung Ostium papillare neigten. Weiter wurde bei den Untersuchungen der Abstrichpräparate der Strichkanalschleimhaut gezeigt, dass sich verschiedenartig geformte keratinisierte Schollen in unterschiedlicher Anzahl und Größe im Strichkanal vom Untergrund ablösen. Durch die Neigung der sich entwickelnden Horn-

zellen nach distal mit anschließender Abstoßung, kann man eine Ausschwemmung von eventuellen Keimen in Richtung Ostium papillare nachvollziehen. So können die Aussagen von FRIKER et al. (2000), SENFT et al. (1990), SMITH (1983), MICHEL et al. (1974) und SCHULZ et al. (1974) bestätigt werden, die diesen kompletten Vorgang als physiologische Hyperkeratose bezeichnen und somit ein unbedingtes Mittel für die Abwehrfunktion der Zitze darstellt. Ein möglicher laktogener Infektionsweg des Euters von distal über den Strichkanal, wie ihn BOSTEDT et al. (1988) beschreibt, kann so minimiert werden.

VI Zusammenfassung

Thema der vorliegenden Doktorarbeit ist die makroskopische, korrosionsanatomische, endoskopische, radiologische und histologische Untersuchung an der Milchdrüse der Stute. Nach einer Literaturstudie wurden bisher unbehandelte Themen aufgegriffen, um durch eigene Untersuchungen die Kenntnisse zum Stuten-euter zu erweitern.

An 28 Stuteneutern wurden Untersuchungen durchgeführt, wobei es galt, die Beziehung der Strichkanalöffnungen zu den Drüsenkomplexen, die Kommunikation zwischen den Drüsenkomplexen und Kanalsystemen, die Ringfaltenbildung in der Zitzenzisterne und den Verschlussmechanismus der Stutenzitze, den Aufbau bzw. die Anordnung der Milchgänge und die Funktion der Hyperkeratose des Strichkanalepithels zu klären.

Bei den makroskopischen, korrosionsanatomischen und radiologischen Untersuchungen stellte sich heraus, dass bei 21,4% (6 von 28 Eutern) nur ein Ostium papillare pro Zitze ausgebildet war. Es ließ sich aufgrund der Strichkanalöffnungen auf die Anzahl an ausgebildeten Drüsenkomplexen schließen. Mit Ausnahmen musste jedoch gerechnet werden, da bei zwei Präparaten zwar zwei Ostien vorhanden waren, das daran anschließende Kanalsystem jedoch bereits im Bereich der Zitze blind endete. Eine Kommunikation zwischen Kanalsystemen einerseits und Drüsenkomplexen andererseits konnte nicht nachgewiesen werden.

Durch die korrosionsanatomischen, endoskopischen und histologischen Untersuchungsmethoden konnten ringförmige Schleimhautfalten in der Zitzenzisterne dargestellt werden, welche eine Rolle bei dem Verschlussmechanismus der Stutenzitze spielen könnten. Bei steigendem Zitzenzisterneninnendruck ergab sich durch das Zusammenspiel der Gewebstrukturen der Zitzenwand und dem Verstreichen der Ringfalten eine Verschiebung der Zisternenschleimhaut nach distal, was einen Verschluss des Strichkanals zur Folge hatte. Unterstützt wurde dieser Verschlussmechanismus offenbar durch eine vermehrt parallele Anordnung glatter Muskelzellen zum Ductus papillaris.

Bei der makroskopischen Betrachtung der Milchdrüsenkomplexe durch korrosionsanatomische Untersuchungen konnte eine Durchschnittswinkelung der Milchgänge zueinander von 33,8 Grad erkannt werden, die sich bis in die kleinsten Aufzweigungen hinein wiederholte. Es ergab sich so die Bildung einer Flächen-

parallelität der Milchgänge, welche eventuell für die Stapelung und so Speicherung der Milch im Drüsenkomplex verantwortlich sein könnte.

Histologisch konnte eine nach distal gerichtete Hyperkeratose des Strichkanal-epithels festgestellt werden, welche neben dem Verschlussmechanismus eine weitere Abwehrfunktion der Zitze gegen eindringende Keime darstellt.

Mit der vorliegenden Arbeit können neue Erkenntnisse vorgestellt werden, die zu einer Erweiterung des Wissens über die makroskopische und mikroskopische Anatomie des Stuteneuters beitragen. Dies ist auch aus klinischer Sicht von Interesse, da die gewonnenen Erkenntnisse als praktische Hilfestellung für das anatomische Grundwissen über das Stuteneuter von Bedeutung sind.

VII Summary

Macroscopic, corrosion-anatomic, endoscopic, radiologic and histologic investigations of the mare's mammary gland

The subject of this doctoral dissertation is the macroscopic, corrosion-anatomic, endoscopic, radiologic and histologic investigation of the mare's mammary gland. After a study of available literature, previously unhandled topics were taken up to achieve through own investigations a widening of the knowledge of the mare's udder. Some examinations were carried out on 28 mare udders. The aim was to elucidate the connection between the external teat orifice and the gland complexes, the communication between the gland complexes and the canal systems, the formation of the annular folds within the teat cistern and the closing mechanism of the mare's teat, the construction and arrangement of the milk ducts, and the hyperkeratosis of the teat canal epithelium.

The following results were achieved:

In 21, 4% (6 from 28 udders) of the udders examined in some macroscopic, corrosion-anatomic and radiologic investigations, there was only one developed Ostium papillare for each teat, whereby the number of developed gland complexes could generally be concluded by means of the external teat orifice. However there can be exceptions to this rule because in two preparations, two external teat orifice existed, but the following canal system ended in the area of the teat. It was not possible to prove a communication between the canal system on the one hand, and the gland complexes on the other. On corrosion-anatomic, endoscopic and histologic inspections annular folds could be depicted within the teat cistern, which may have a role to play in the closing mechanism of the mare's teat. At a rising pressure in the teat cistern, because of the arrangement of the teat wall tissue structure with a spreading of the annular folds, there was a shifting of the mucous membrane in distal direction followed by a locking of the streak canal. This closing mechanism obviously was supported by a parallel arrangement of smooth muscle cells to the Ductus papillaris. On macroscopic inspection of the mammary gland complexes by corrosion-anatomic investigations, it was possible to ascertain a continuity of the angle measures of the ducts of 33, 8 degrees, which was repeated into the smallest ramifications. In that way, creating an areal parallelism of the milk ducts within the

glandular complex, it possibly could be responsible for a stacking as well as storing of the milk in the glandular complex. On histological examination, a hyperkeratosis of the teat canal epithelium in distal direction was observed, which could contribute among the closing mechanism another resistance of the mare's teat against some germs.

This thesis allows new findings to be presented which undoubtedly contribute towards an expansion of the knowledge concerning the macro- and microscopic anatomy of the mare's udder. Relating to the value in clinical terms, this dissertation can be of considerable importance as a practical aid concerning the basic anatomical knowledge of the mare's udder.

VIII Literatur

BANKS, W. J. (1981): Integumentary system. In: Applied veterinary histology. Eds. Banks W. J., Williams & Wilkins Baltimore/London, 349 – 357.

BARTMANN, C.P., H. WISSDORF und K. ÜBERMUT, (2002): Haut und Hautorgane. Weibliche Geschlechtsorgane, Milchdrüse und Harnröhre. In: Praxisorientierte Anatomie und Propädeutik des Pferdes. Eds.: Wissdorf H., H. Gerhards, B. Huskamp und E. Deegen. M&H Schaper Verlag Hannover, 745 – 771.

BOSTEDT, H; B. LEHMANN und D. PEIP (1988): Zur Problematik der Mastitis bei Stuten. Tierärztl. Prax. 16. 367 – 371.

BÖHME, G. (2004): Brustnerven , Lendennerven. In: Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band 4, 4. Auflage. Eds. Nickel R., A. Schummer und E. Seiferle, Paul Parey Verlag, Berlin und Hamburg, 267 – 279.

BRAGULLA, H.; K.-D. BUDRAS; Chr MÜLLING, S. REESE und H. E. KÖNIG, (2005): Allgemeine Körperdecke (Integumentum commune). In: Anatomie der Haussäugetiere. Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis. Eds. König, H. E. und H.-G. Liebich, 3. Auflage, Schattauer Verlag, Stuttgart, New York, 605 – 656.

BUDRAS, K.-D., und S. RÖCK (2004): Atlas der Anatomie des Pferdes. 5. Auflage. Schlütersche, Hannover, 76, 81.

COMURI, N. (1972): Untersuchungen über zyklusabhängige Strukturveränderungen am distalen Gangsystem der Milchdrüse. Diss. med. vet., Gießen.

DYCE, K. M., W. O. SACK und C. J. G. WENSING (1991): Anatomie der Haustiere. Enke Verlag, Stuttgart, 588f.

FRIKER, J., J. EHLERS, E. ZEILER und H.-G. LIEBICH (2004): Ringfalten an der Stutenzitze. Pferdeheilkunde 20 (3).

GRAU, H. und P. WALTER (1967): Die Milchdrüse, Mamma, Euter, Gesäuge. In: Grundriss der Histologie und vergleichenden mikroskopischen Anatomie der Haussäugetiere. Paul Parey Verlag Berlin und Hamburg, 131 – 133.

HABERMEHL, K.-H. (2005): Haut und Hautorgane. In: Lehrbuch der Anatomie der Haustiere. Bd. 3. 4. Auflage. Eds. Nickel R., A. Schummer und E. Seiferle. Paul Parey Verlag, Berlin, Hamburg, 553 – 581.

HEESCHEN, W. (1993): Die Milchdrüse während der Gravidität, Laktation im Puerperium sowie Milchmangel. In: Tiergeburtshilfe. Richter, J. und R. Götze (Hrsg.). 4. Auflage. Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, 123 – 128.

KRÖLLING, O. (1960): Die Milchdrüse (Euter, Gesäuge, Mamma lactans, Glandula lactifera). In: Lehrbuch der Histologie und vergleichenden mikroskopischen Anatomie der Haustiere. Eds. O. Krölling und H. Grau. 10. Auflage. Paul Parey Verlag, Hamburg und Berlin, 6 – 472.

LAU, P. J. (2000): Zur Anatomie der weiblichen Milchdrüse vergleichend bei den Haussäugetieren. Diss. med. vet., München.

LIEBICH, H.-G., S. REESE, und K.-D. BUDRAS (2004): Allgemeine Körperdecke (Integumentum commune). In: Funktionelle Histologie der Haussäugetiere. Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis. Eds.: Liebich, H.-G. 4. Auflage. Schattauer Verlag, Stuttgart, New York, 311 – 330.

LUDEWIG, T. (1997): Milchgänge und Chaos. Anat. Histol. Embryol. 26. 277 – 280.

LUDEWIG, T. (2001): Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen der Euterhaut, der Milchdrüse und der Zitzen von Rind, Pferd, Schaf und Ziege. Leipzig, Universität, Veterinärmedizinische Fakultät, Habilitationsschrift.

MICHEL, G. (1994): Anatomie der Milchdrüse. In: Euter- und Gesäugekrankheiten. Wendt, K., H. Bostedt, H. Mielke und H.-W. Fuchs (Hrsg.). Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart. 17 – 62.

MICHEL, G.; W. SEFFNER und J. SCHULZ (1974): Zur Frage der Hyperkeratose des Strichkanalepithels der Ziege und des Rindes. Mh. Vet.-Med. 29. 570 – 574.

MOSIMANN, W. und T. KOHLER (1990): Milchdrüse. In: Zytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie. Paul Parey Verlag Berlin und Hamburg, 288 – 294.

NOMINA ANATOMICA VETERINARIA (2005). Eds. The International Committees on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature. 5th edition. Published by Editorial Committee Hannover, Columbia, Gent and Sapporo.

NOMINA HISTOLOGICA (1994). Eds. The International Committees on Veterinary Histological Nomenclature. 2nd edition. Zürich and Ithaca, New York.

ROMEIS, B. (1989): Mikroskopische Technik. Urban und Schwarzenberg. 17. Auflage. München, Wien, Baltimore. 179 – 249.

SAAR, L.I. und R. GETTY (1975): Equine urogenital system. Equine lymphatic system. In: The anatomy of the domestic animals. Volume 1. Eds. Sisson S. and J.D. Grossman. 5th edition, revised. W. B. Saunders Company, Philadelphia, London, Toronto. 548 – 549, 626 – 627.

SCHULZ, J.; G. MICHEL; W. SEFFNER (1974): Zur Abwehrfunktion der Zitze des Rindes. Mh. Vet. Med. 29. 662 – 667.

SENFT B.; F. MEYER und R. RÖMER (1990): Die Bedeutung der Lipide des Strichkanalkeratins im Abwehrsystem der bovinen Milchdrüse. Milchwissenschaft 45. 18 – 21.

SINOWATZ, F. und H. HEES (2000): Haut und Anhangsorgane. In: Histologie. Kurzlehrbuch der Zytologie und mikroskopische Anatomie. Eds. Hees, H. und F. Sinowatz. 3. Auflage. Deutscher Ärzte-Verlag.

SMITH, R.N. (1983): Anatomy and physiology of the bovine teat. Proceeding British Cattle Veterinary Association. 225 – 234.

SMOLLICH, A. (1992): Milchdrüse. In: Mikroskopische Anatomie der Haustiere. SMOLLICH, A. und G. MICHEL. 2. Auflage. Gustav Fischer Verlag: Jena, Stuttgart. 336 – 354.

TALUKDAR, A. H.; M. L. CALHOUN und A. W. STINSON (1972): Microscopic anatomy of the skin of the horse. Am. J. Vet. Res. 33, (12). 2365 – 2390.

VOLLMERHAUS, B.: Lymphatisches System (2005). In: Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band 3. Eds. Nickel R., A. Schummer und E. Seiferle. 4. Auflage, Paul Parey Verlag, Stuttgart. 276 – 450.

VYAS, K. N. (1971): On the individuality and Number of the mammary components draining through a teat of the mare. Nord. Veterinaarmed. 23, 244f.

ZIETZSCHMANN, O. (1943): Die allgemeine Decke. In: Handbuch der vergleichenden Anatomie der Haustiere. Eds. Ellenberger und Baum. 18. Auflage. Reprint, Springer-Verlag: Berlin, Heidelberg, New York, Tokio. 1028 – 1069.

IX Abbildungen und Tabellen

Abbildungen:

Abbildung 1: Schemazeichnung. Berechnung der Winkelmaße der Milchgänge, Übertragung auf ein mathematisches Koordinatensystem. S. 22.

Abbildung 2: Schemazeichnung. Röntgenbild distoproximale Aufnahme. S. 24.

Abbildung 3: Schemazeichnung. Röntgenbild laterolateraler Aufnahme. S. 24.

Abbildung 4: Schemazeichnung. Stuteneuter. Zeichnung mit Benennung der Ostia papillaria. S. 26.

Abbildung 5: Euternummer 18. Einzelkomplex. Injektionspräparat mit Injektionsharz. Laterale Ansicht. S. 28.

Abbildung 6: Euternummer 25. Einzelkomplex. Injektionspräparat mit Injektionsharz. Laterale Ansicht. S. 28.

Abbildung 7: Euternummer 24. Rudimentäres Kanalsystem (Pfeil). S. 29.

Abbildung 8: Schemazeichnung. Stuteneuter. S. 30.

Abbildung 9: Euternummer 1. Injektionspräparat mit Gelatine. Gefrierschnitt. Faltenbildung in der Zitzenzisterne (Pfeil). S. 31.

Abbildung 10: Euternummer 2. Injektionspräparat mit Paraffin. Ausschnittsvergrößerung der Zitze. Bild A mit Injektionsmaterial. Pfeile deuten auf die Faltenbildung am Übergang zwischen Zisterne und Strichkanal. Bild B nach dem Entfernen des Injektionsmaterials. Pfeile weisen auf Einbuchtungen in der Zisterne. S. 33.

Abbildung 11a: Euternummer 6. Injektionspräparat Injektionsharz. Zwei Komplexe. Laterale Ansicht. S. 34.

Abbildung 11b: Euternummer 6. Injektionspräparat Injektionsharz. Zwei Komplexe. Ventrodorsale Ansicht. S. 34.

Abbildung 12: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz.

Bild A: laterale Ansicht, zwei Drüsenkomplexe in physiologischer Stellung,

Bild B: nach vollständiger Trennung, kaudaler Komplex, laterale Ansicht und

Bild C: nach vollständiger Trennung, kranialer Komplex, laterale Ansicht.

S. 35.

Abbildung 13: Euternummer 18. Injektionspräparat Injektionsharz. Pfeile zeigen auf faltenartige Einziehung in der Zitzenzisterne. Ausschnittsvergrößerung. S. 36.

Abbildung 14: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz. Ausschnittsvergrößerung. Pfeil zeigt auf faltenartigen Einkerbungen. S. 36.

Abbildung 15: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz. Anordnung der Milchgänge des kaudalen Drüsenkomplexes. S. 39.

Abbildung 16: Schemazeichnung. Flächenparallele Anordnung der Milchgänge. S. 39.

Abbildung 17: Euternummer 4. Injektionspräparat Injektionsharz. Darstellung der pinselartigen Anordnung der Milchgänge im kranialen Drüsenkomplex. S. 40.

Abbildung 18: Schemazeichnung. Pinselartige Anordnung der Milchgänge. S. 40.

Abbildung 19: Schemazeichnung. Übergang in den Strichkanal, Pfeil zeigt auf Ringfalte. S. 41.

Abbildung 20: Schemazeichnung. Querverlaufende Ringfalten (rot) in der Zitenzisterne gehen in Längsfalten (grün) über und münden in den Ductus papillaris. S. 42.

Abbildung 21: Schemazeichnung. Sicht von proximal nach distal auf den Strichkanal. Pfeile weisen auf den Übergang von querverlaufenden Ringfalten (rot) auf Längsfalten (grün). S. 42.

Abbildung 22: Endoskopische Untersuchung (Folge der Bilder 1 – 5). Bei zunehmendem Druck Verschiebung und Ausrichtung der Schleimhaut nach distal. Der Ductus papillaris wird verschlossen. Pfeile zeigen auf Ringfalten. S. 43.

Abbildung 23: Schemazeichnung. Verschlussmechanismus der Stutenzitze bei steigendem Druck im Lumen. Bild A: Ringfaltenbildung (rot) bei niedrigem Druck in der Zisterne. Bild B: Bei steigendem Druck verstreichen die Ringfalten. Verschiebung und Ausrichtung (blaue Pfeile) der Schleimhaut (grün) nach distal. Kontraktionsrichtung der glatten Muskulatur (schwarze Pfeile) parallel zum Strichkanal. S. 44.

Abbildung 24: Euternummer 8. Radiologische Darstellung der Milchgänge. Laterolaterale Aufnahme. S. 45.

Abbildung 25: Euternummer 8. Radiologische Darstellung der Zitenzisterne (Pfeile). Ausschnittsvergrößerung von Abbildung 24. Laterolaterale Aufnahme. S. 45.

Abbildung 26: Euternummer 8. Radiologische Darstellung der Milchgänge (Pfeile), distoproximale Aufnahme. S. 46.

Abbildung 27: Schemazeichnung. Anordnung der glatten Muskulatur und elastischen Fasern (rote Schattierung). S. 48.

Abbildung 28: Schemazeichnung. Mögliche Anordnung der elastischen Fasern und glatter Muskulatur bei steigendem Druck (durch Pfeil schematisiert) im Lumen (rote Schattierung). S. 48.

Abbildung 29: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Hautschichte. Str. granulosum (A), Str. spinosum (B), Str. basale (C), Papillarkörper (D). (Goldner, Vergrößerung 200fach). S. 49.

Abbildung 30: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Ausschnitt des Str. papillare mit apokriner Schweißdrüse (A) und alveolären Talgdrüse (B). (Goldner, Vergrößerung 200fach). S. 49.

Abbildung 31: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Str. reticulare. Die Muskelfasern weisen im zisternennahen Bereich eine zirkuläre Anordnung auf (A). Zur äußeren Oberfläche hin orientierten sich die Fasern mehr radiär (B). (Goldner, Vergrößerung 200fach). S. 50.

Abbildung 32: Euternummer 11. Histologisches Schnittbild. Wandauskleidung der Zitzenzisterne am Übergang zum Strichkanal (A); Schleimhautfalte (B); (Goldner, Vergrößerung 200fach). S. 50.

Abbildung 33: Euternummer 12. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der zirkulär angeordneten glatten Muskelfasern im zisternennahen Bereich (Pfeile zeigen auf vereinzelte Muskelfasern). Lumen der Zisterne (L). (H.E., Vergrößerung 200fach). S. 51.

Abbildung 34: Euternummer 12. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der zirkulär angeordneten elastischen Fasern im zisternennahen Bereich (Pfeile zeigen auf einzelne elastische Fasern). Lumen der Zisterne (L). (Elastica, Vergrößerung 200fach). S. 51.

Abbildung 35: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der glatten Muskelzellen (Pfeil) im Bereich der Wand des Strichkanals. Strichkanallumen (L). (Goldner, Vergrößerung 200fach). S. 52.

Abbildung 36: Euternummer 23. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Primär (A)- und Sekundärfalten (B) in der Zitzenzisternenschleimhaut. (Querschnitt, Goldner, Vergrößerung 200fach). S. 53.

Abbildung 37: Euternummer 23. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Primär- und Sekundärfalten in der Zitzenzisternenschleimhaut. Pfeile zeigen auf einsprossende glatte Muskelzellen in die Falten. (Querschnitt, H.E., Vergrößerung 200fach). S. 53.

Abbildung 38: Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Schleimhautfalten (Bild A: Euter-Nummer 22. Goldner, Vergrößerung 215fach. Bild B: Euternummer 23. H.E., Vergrößerung 215fach). Mehrschichtig verhorntes Plattenepithel (A). Einsprossende glatte Muskulatur der Lamina muscularis mucosae (B). S. 54.

Abbildung 39: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung des Übergang des zweischichtigen, hoch- bzw. isoprosomatischen Epithels der Zitzenzisterne in das mehrschichtig verhornte Plattenepithel der Strichkanalwand (A). Schleimhautfalte (B). (Längsschnitt, Goldner, Vergrößerung 215fach). S. 55.

Abbildung 40: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung der Wand des Strichkanals. Lumen des Strichkanals (L). (Längsschnitt, Goldner, Vergrößerung 215fach).S. 56.

Abbildung 41: Euternummer 15. Histologisches Schnittbild. Lichtmikroskopische Darstellung des Strichkanalkeratins. Lumen des Strichkanals (L). (Längsschnitt, Goldner, Vergrößerung 215fach). S. 57.

Abbildung 42: Euternummer 15. Histologisches Ausstrichpräparat. Keratinisierte Schollen des Zitzenkanalabstrichs. (Papanicolau, Vergrößerung 100fach). S. 58.

Tabellen:

Tabelle 1: Präparatübersicht. S. 27.

Tabelle 2: Füllmengen mit Gelatine. S. 30.

Tabelle 3: Füllmengen mit Paraffin. S. 32.

Tabelle 4: Füllmengen mit Injektionsharz. S. 33.

Tabelle 5: Winkelmaße. Winkelberechnung mit Geraden g . S.37 – 38.

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt meinem Doktorvater Herrn Univ.-Prof. Dr. Dr. h.c. mult. H.-G. Liebich für die Überlassung des Themas sowie für die Bereitstellung der Räumlichkeiten, der Verbrauchsgegenstände und Gerätschaften sowie die Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit.

Meine Betreuerin Dr. Jutta Friker hat mich während der ganzen Arbeit mit vollem Einsatz und unermüdlicher Geduld unterstützt. Durch ihre Hilfe während der Dissertationszeit habe ich sehr viel von ihr aufgenommen und gelernt. So eine motivierende Betreuung kann man sich als Doktorand nur wünschen. Vielen Dank für die stetige Unterstützung.

Vielen herzlichen Dank auch an alle Mitarbeiter des Instituts, ohne deren Hilfe diese Doktorarbeit schwer möglich gewesen wäre.

Ganz besonders will ich mich bei Herrn Dr. Bernd Biesinger bedanken, der mir sehr durch moralische und praktische Unterstützung geholfen hat. Ohne jeglichen Einwände überließ er mir die technische Ausrüstung der Tierklinik Domäne Ammerhof, was die Untersuchungen sehr erleichterte.

Der größte Dank gilt meinen lieben Eltern. Durch jahrelange finanzielle und vor allem moralische und motivierende Unterstützung haben sie mir ermöglicht, diese interessante Ausbildung zum Tierarzt zu bewältigen. Mit Rat und Tat stehen sie mir immer zur Seite und dank ihnen habe ich nie den Glauben an mich verloren.

Einem besonderen Menschen will ich noch danken. An meiner lieben Frau Katharina hat mich schon immer ihr Engagement, ihre Willenskraft und Motivation fasziniert. Sie hat mich immer wieder motiviert, mich unterstützt und mir geholfen, dieses Ziel der Doktorwürde zu erreichen.

Allen Freunden und Bekannten, die mich bei der Erstellung dieser Arbeit unterstützt haben, gilt mein herzlichster Dank.

Marcus Müller
Schwemmäckergasse 46

A – 1210 Wien

Tel.: 0043 650 23 20 75 4

Mail: medvetMarcusMueller@gmx.de

Lebenslauf

Angaben zur Person

Geburtsdatum und –ort: 29. 07. 1977, Reutlingen/ Baden- Württemberg/ Deutschland
Familienstand: verheiratet mit Katharina Mildner-Müller, geborene Mildner
Staatsangehörigkeit: deutsch

Angehörige:

Ehefrau: Katharina Mildner-Müller, geborene Mildner (geb. 1977),
Tierärztin
Eltern: Vater: Dipl.- Päd. Günter Müller (geb. 1944); Rektor
Mutter: Gisela Müller, geborene Bierschneider (geb. 1949);
Grundschullehrerin
Geschwister: Melanie Müller (geb. 1975); Gymnasiallehrerin

Schulausbildung

1984 bis 1988 Grundschule Reutlingen-Altenburg
1988 bis 1997 Bildungszentrum Reutlingen Nord Gymnasium
mit Abschluss Abitur

Zivildienst

August 1997 bis August 1998 Radiologische Abteilung im Kreiskrankenhaus Reutlingen

Hochschule

November 1998 bis Februar 2004 Studium der Veterinärmedizin an der Ludwig-Maximilians-
Universität München mit Abschluss Staatsexamen
seit April 2004 Promotionsstudium am Institut für Tieranatomie I der
Ludwig-Maximilians-Universität München

Anstellungen

Juni bis Nicht Vollzeitbeschäftigter Fleischkontrolleur beim städtischen
Dezember 2004 Schlacht- und Viehhof der Landeshauptstadt München
Oktober 2004 bis Wissenschaftliche Hilfskraft am Institut für Tieranatomie I der
Februar 2005 Ludwig-Maximilians-Universität München
seit Oktober 2005 Assistent in der Tierklinik Hollabrunn, Dr. Günter Schwarz