



TANJA HIEPLER

**Sonographische Untersuchungen an der ovinen
Milchdrüse – Ein Beitrag zur Verbesserung der
Euteruntersuchung beim Schaf**

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



edition scientifique
VVB LAUFERSWEILER VERLAG

Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.

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

1. Auflage 2008

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

1st Edition 2008

© 2008 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen
Printed in Germany



VVB LAUFERSWEILER VERLAG
édition scientifique

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

www.doktorverlag.de

Aus der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der Groß- und Kleintiere
mit Tierärztlicher Ambulanz der Justus-Liebig-Universität Gießen

Betreuer: Prof. Dr. A. Wehrend

**Sonographische Untersuchungen an der ovinen
Milchdrüse – Ein Beitrag zur Verbesserung der
Euteruntersuchung beim Schaf**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines

Dr. med. vet.

beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

TANJA HIEPLER

Tierärztin aus Emmerich

Gießen 2008

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

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

Gutachter: Prof. Dr. A. Wehrend
Prof. Dr. K. Doll

Tag der Disputation: 03. Juni 2008

Meiner Familie

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

Datum

1 Einleitung	1
2 Literaturübersicht	2
2.1 Das ovine Euter	2
2.1.1 Anatomie des ovinen Euters	2
2.1.2 Ontogenese der Schafmilchdrüse	6
2.1.3 Histologie des ovinen Euters	7
2.2 Sonomorphologie des Euters beim Schaf	11
2.3 Untersuchungsmethoden am Euter des Schafes	12
2.3.1 Klinische Untersuchung	12
2.3.2 Bildgebende Verfahren	12
2.3.3 Milchuntersuchung	13
2.4 Erkrankungen des Euters	14
2.4.1 Missbildungen	14
2.4.2 Hautveränderungen	14
2.4.3 Kreislaufstörungen	15
2.4.4 Zusammenhangstrennungen	15
2.4.5 Milchabflussstörungen	15
2.4.6 Entzündungen	15
3 Material und Methoden	18
3.1 Material	18
3.2 Methoden	22
3.2.1 Sonographie	22
3.2.1.1 Untersuchungsgang	22
3.2.1.2 Technische Ausrüstung	23
3.2.1.3 Untersuchungsrythmus	24
3.2.2 Klinische Untersuchung	25
3.2.3 Histologie	26
3.2.3.1 Untersuchungsmaterial	26
3.2.3.2 Histologische Untersuchung	26
3.2.3.2.1 Fixierung des Probenmaterials	26

3.2.3.2.2	Einbettung des Probenmaterials	26
3.2.3.2.3	Herstellung der Gewebeschnitte	27
3.2.3.2.4	Färbung der Gewebeschnitte	28
3.2.3.3	Lichtmikroskopische Auswertung	28
3.3	Untersuchungsziele	30
3.4	Statistische Methoden	30
4	Ergebnisse	32
4.1	Untersuchungen an isolierten Eutern	32
4.1.1	Physiologische Strukturen	32
4.1.1.1	nicht laktierend gesund (Organe 1)	32
4.1.1.2	laktierend gesund (Organe 2)	39
4.1.2	Pathologische Strukturen (Organe 3)	44
4.1.2.1	Mastitis	44
4.1.2.2	Bauchbruch bedingte Euteratrophie	48
4.1.3	Übertragung der sonographischen Befunde auf in Form gehaltene Milchdrüsen	51
4.1.4	Gerätevergleich	52
4.2	Untersuchung an Eutern von lebenden Schafen	52
4.2.1	Reihenpräzision	52
4.2.2.	Veränderungen im peripartalen Zeitraum	53
4.2.2.1	hochtragende Schafe	53
4.2.2.2	laktierende Schafe im Puerperium	57
4.2.3	Klinikpatienten	61
4.2.3.1	laktierend im Puerperium	61
4.2.3.2	nicht laktierend im Puerperium	63
4.2.4	Herdenscreening	67
5	Diskussion	71
5.1	Diskussion der Methode	71
5.2	Diskussion der sonographischen Ergebnisse	73
5.2.1	Organe	74

5.2.2	lebende Probanden	76
5.3	Praktische Hinweise für die Sonographie am ovinen Euter	79
6	Zusammenfassung	80
7	Summary	81
8	Literaturverzeichnis	82
9	Anhang	96
9.1	Lagerung und Fixierung des Gewebes	96
9.2	Herstellung der Gewebeschnitte	97
9.3	Färbelösungen	97
9.4	Datenerfassungsbogen	98

1 Einleitung

Die Eutergesundheit des Schafes spielt eine wichtige Rolle in einer Schafherde. Nur bei einer intakten Milchdrüse ist die Aufzucht von sich gut entwickelnden Lämmern gewährleistet. Ebenso ist die wirtschaftliche Effizienz bei Haltung von Schafen zur Milch- und Käseproduktion nur bei guter Eutergesundheit in der Herde gegeben. Die Eutergesundheit ist daher eine zunehmende tierärztliche Aufgabe.

Da es in der Schafhaltung immer mehr Hobbyzüchter gibt, die eine über die reine klinische Diagnostik hinausgehende Methodik fordern, werden auch spezielle weiterführende Verfahren, wie zum Beispiel die sonographische Untersuchung, welche in der Human- und Kleintiermedizin bekannt sind (STAVROS et al., 1995; MARQUARDT, 2005), erwartet.

Etablierte Verfahren in der Mastitisdiagnostik sind bis heute die klinische Untersuchung des Euters und die bakteriologische Milchuntersuchung. Im Gegensatz zum Hund und zum Rind wird die sonographische Untersuchung der Milchdrüse beim kleinen Wiederkäuer in der Literatur nur sehr selten beschrieben.

Ziel dieser Arbeit war es daher, einen sonographischen Untersuchungsgang für das Schafeuter zu etablieren. Um die sonographischen Ergebnisse zu verifizieren, wurden die Milchdrüsen zusätzlich makroskopisch und histologisch untersucht. Der Schwerpunkt der Arbeit lag dabei auf der Untersuchung von gesunden Eutern, um grundsätzliche Informationen zur Sonomorphologie dieses Organes zu erhalten.

2 Literaturübersicht

2.1 Das ovine Euter

2.1.1 Anatomie des ovinen Euters

Die Milchdrüse gehört zu den Hautanhangsorganen. Sie befindet sich beim Schaf inguinal an der ventralen Bauchwand (DYCE et al., 1991; RÜSSE und SINOWATZ, 1991; HABERMEHL, 1996). Die dem Oberschenkel anliegenden Flächen der Euterhaut sind fein behaart, während die anderen Abschnitte des Schafeuters eine mehr oder weniger starke, von der Rasse abhängige Bewollung aufweisen. Die Haut ist meistens bräunlich und drüsenreich (MICHEL et al., 1986; KOCH und BERG, 1993; WENDT et al., 1994; HABERMEHL, 1996). Die Milchdrüse besteht aus einem verhältnismäßig kleinen Milchdrüsenkörper, der die Form einer abgeflachten Halbkugel besitzt. Aus diesem entspringen lateral zwei ein bis drei Zentimeter lange, nach kranioventral gerichtete Zitzen (KOCH und BERG, 1993; HABERMEHL, 1996). Die Milchdrüse, beim Schaf auch als Euter (*Uber*) bezeichnet, ist bilateral symmetrisch und besteht aus einer linken und einer rechten Euterhälfte, die je einen Mammarkomplex enthält (HABERMEHL, 1996; BRAGULLA und KÖNIG, 1999). Ein Mammarkomplex baut sich aus dem Milchdrüsenparenchym, der Milchzisterne mit *Pars glandularis sinus lactiferi* und *Pars papillaris sinus lactiferi*, der Ringfalte zwischen der Drüsen- und Zitzenzisterne und dem *Ductus papillaris*, der mit dem *Ostium papillare* nach außen abschließt, auf. Das Parenchym wird durch Bindegewebe in Lappen und Läppchen unterteilt (RUBERTE et al., 1994).

Die Aufhängung des Schafeuters entspricht der des Rindes (DYCE et al., 1991). Die Aufhängevorrichtung (*Apparatus suspensorius mammarius*) entspringt unter anderem aus der *Fascia trunci profunda* und verbindet somit das Euter mit der ventralen Bauchwand (ZIEGLER und MOSIMANN, 1960; ZIETSCHMANN, 1985; WENDT et al., 1994). Insgesamt ist das Euter an vier Haupt- und zahlreichen Nebenblättern aufgehängt (ZIEGLER und MOSIMANN, 1960; HABERMEHL, 1996). Zwei der Hauptblätter entspringen nicht direkt aus der *Fascia trunci profunda* sondern aus dem äußerem Blatt der Rektusscheide und im kaudalen Bereich aus dem kranio-lateralen Rand des *Anulus inguinalis superficialis* und bilden die *Laminae laterales apparati suspensorii mammarii* (ZIEGLER und MOSIMANN, 1960;

ZIETSCHMANN, 1985). Distal teilen sich die *Laminae laterales* auf. Das innere Blatt bedeckt neben der Milchdrüse auch die durch den Leistenkanal ziehenden Eutergefäße und die inguinal liegenden Euterlymphknoten (DYCE, 1991). Das äußere Blatt zieht als *Fascia femoralis medialis* weiter nach distal. Die anderen beiden Hauptblätter gehen jeweils rechts und links der *Linea alba* bzw. weiter kaudal im Bereich des Beckenbodens an der Beckenfugensehne von dem *Tendo subpubicum* ab und bilden als *Laminae mediales apparatusi suspensorii mammarii* das *Ligamentum suspensorium uberis* (ZIEGLER und MOSIMANN, 1960; BERG, 1988; WENDT et al., 1994). Die *Laminae mediales* sind stark elastisch und bilden zusammen als mittleres Aufhängeband durch ihre Befestigung an der Medialfläche des Euters den *Sulcus intermammarius* (BERG, 1988; HABERMEHL, 1996). Die Lateralfächen der mittleren Aufhängung geben mehrere Nebenblätter, auch *Lamellae suspensoriae* genannt, ab, die ins Drüsenparenchym ziehen und sich mit dem interstitiellen Bindegewebe verbinden (KOCH und BERG, 1993). Von lateral werden von den Medialflächen der *Laminae laterales* ebenfalls Septen ins Drüsenparenchym abgegeben. Da sich die lateralen und medialen Nebenblätter nicht verbinden, sind die einzelnen Düsenbereiche einzeln aufgehängt und so bei Bewegungen wie, zum Beispiel Laufen oder Hinlegen vor Zerreißen oder Zerrungen, geschützt (ZIEGLER und MOSIMANN, 1960; HABERMEHL, 1996; WENDT et al., 1994). Die *Laminae mediales* und *laterales* vereinigen sich an der Zitzenbasis, ziehen in die Zitze und bilden so mit der Unterhaut zusammen die Euterkapsel (KOCH und BERG, 1993).

Nach WENDT et al. (1994) und HABERMEHL (1996) wird das Schafeuter über die *Arteria pudenda externa*, die sich aus dem *Truncus pudendoepigastricus* entwickelt, durch den Leistenspalt zieht und dann an die Euterbasis herantritt, mit arteriellem Blut versorgt. Vorher entläßt sie den *Ramus labialis ventralis*, der Zweige für die *Lymphnodi mammarii* und mit dem *Ramus mammarius* der *Arteria pudenda interna* Anastomosen bildet (HABERMEHL, 1996). Nach Eintritt der *Arteria pudenda externa* in das Euterparenchym gibt sie den *Ramus caudalis* ab, der für die arterielle Vaskularisation des caudalen Euterabschnittes bis zur Haut hin verantwortlich ist (STOJANOWIC, 1975; HABERMEHL, 1996). Nach HABERMEHL (1996) kann der *Ramus caudalis* auch aus der *Arteria epigastrica superficialis caudalis* oder aus der *Arteria mammaria media (medialis)* entstehen. Nach Abgabe des *Ramus caudalis* teilt sich die *Arteria pudenda externa* in etwa zwei gleich starke Arterien, wobei der

eine Ast medial und der andere lateral, dicht unter der Euterbasis Richtung Nabel verläuft (STOJANOWIC, 1975). Nach MÜNTER (1961) und STOJANOWIC (1975) bezeichnet man den lateralen Ast als *Arteria epigastrica superficialis caudalis* und den medialen Ast als *Arteria mammaria media*, während PALIC (1954) sie als *Arteria mammaria medialis* und *lateralis* bezeichnet. Nach neueren Angaben von WENDT et. al. (1994) und HABERMEHL (1996) heißen diese Gefäße *Arteria mammaria media* und *Arteria epigastrica caudalis superficialis*. Die *Arteria mammaria media* verläuft dicht am medialen Aufhängeband des Euters nach kranial und gibt dabei mehrere *Rami mammarii* in das nahegelegene Gewebe ab (STOJANOWIC, 1975). Als *Arteria basalis cranialis* versorgt sie anschließend den kranialen Teil des Euters mit arteriellem Blut. Lateral durchzieht die *Arteria epigastrica superficialis caudalis (Arteria mammaria lateralis)*, die ca. 1 cm tief im Gewebe parallel zur Euterbasis läuft, das Euter und versorgt mit diversen Ästen die lateralen Drüsen- und Hautabschnitte, bevor sie als *Arteria basalis cranialis (lateralis)* entlang der ventralen Bauchwand nach kranial zieht (STOJANOWIC, 1975). HABERMEHL (1996) und STOJANOWIC (1975) beschreiben beim Schaf Querverbindungen zwischen den Arterien der beiden Euterhälften, die durch das *Ligamentum suspensorium uberis* ziehen. Betroffen sind davon Äste der *Arteria mammaria media* und Zweige des *Ramus labialis ventralis* (HABERMEHL, 1996).

Das venöse Blut kann nach STOJANOWIC (1975) und HABERMEHL (1996) über die *Vena pudenda interna* und *externa* in die *Vena cava caudalis* und über die *Vena epigastrica cranialis superficialis* in die *Vena cava cranialis* abfließen. Beide Autoren beschreiben die *Vena pudenda externa* als Hauptabflussweg, von der bevor sie ins Euterparenchym eintritt die *Vena (Ramus) basalis caudalis* für die Euterlymphknoten abzweigt. Die *Vena basalis caudalis* hat eine Verbindung mit dem *Ramus mammarius* der *Vena pudenda interna*. Die *Vena pudenda externa* teilt sich an der Euterbasis in die *Vena mammaria media (medialis)* und die *Vena epigastrica caudalis superficialis (V. mammaria cranialis (lateralis))* (RAUHUT, 1962; STOJANOWIC, 1975). Bevor die *Vena epigastrica caudalis superficialis (Vena mammaria cranialis (lateralis))* zur *Vena basalis cranialis* wird, welche sich in Höhe der Drüsen- oder Zitzenzisterne in zwei Endäste aufteilt und Anastomosen mit der *Vena epigastrica cranialis superficialis (Vena subcutanea abdominis)* besitzt, gibt sie noch die *Vena lateralis sinus* zur Zitze hin ab (RAUHUT, 1962; STOJANOWIC, 1975). Die *Vena medialis sinus*, welche an das kaudale und oberflächliche Euterparenchym, und die

Vena labialis ventralis, welche zu den Euterlymphknoten zieht, sind beides Äste der *Vena mammaria media (medialis)* (STOJANOWIC, 1975; HABERMEHL, 1996).

Die von der Mamma stammende Lymphe fließt beim Schaf über mindestens drei Lymphknoten ab, nämlich den *Lymphnodi mammarii (Lymphnodi inguinales superficiales)*, den *Lymphnodi ileofemorales* und den *Lymphnodi iliaci mediales* (HEATH und KERLIN, 1986).

Die *Lymphnodi mammarii* gehören zum *Lymphcentrum inguinale superficiale*. Ihre Grösse variiert zwischen 2 x 1 x 1 mm und 60 x 15 x 8 mm (HAMPL et al., 1967). Meistens liegen zwei Lymphknoten pro Hälfte im kaudalen Euter hauptsächlich kaudomedial oder kaudolateral vom Eintritt der *Arteria pudenda externa* in das Parenchym. Es kann aber auch nur ein Lymphknoten vorhanden sein. Die Lymphknoten sind vorwiegend bohnen- oder kugelförmig, teilweise abgeflacht und haben eine glatte oder geringgradig höckrige Oberfläche.

Lateral der *Arteria iliaca externa* und kaudal der *Arteria circumflexa ilium profunda* liegen die *Lymphnodi ileofemoralis (Lymphnodi inguinales profundi)*, die zum *Lymphcentrum ileofemorale (inguinale profundum)* gehören (HEATH und KERLIN, 1986; HABERMEHL, 1996).

In der Nähe des Ursprungs der *Arteria iliaca externa* und etwas lateral von ihr liegen bis zu zwei *Lymphnodi iliaci mediales*, die 10 bis 50 mm lang sein können (WILKENS und MÜNSTER, 1972; HEATH und KERLIN, 1986).

Desweiteren werden bei HABERMEHL (1996) noch die *Lymphnodi iliaci laterales* erwähnt, die an der Aufzweigung der *Arteria circumflexa ilium profunda* liegen und Zufluss von dem *Lymphcentrum inguinofemorale (inguinale superficiale)* erhalten. Eine mögliche Beteiligung am Lymphabfluss der *Lymphnodi subiliaci* und *Lymphnodi sacrales* ist gegeben (HEATH und KERLIN, 1986).

Die ventrale Bauchhaut und das Euter werden von den *Rami cutaneus ventrales* der *Nervi thoracicii*, des *Nervus iliohypogastricus* und des *Nervus ilioinguinalis* und der kraniale Teil gleichzeitig auch vom *Nervus pudendus* innerviert (KIRK und KITCHELL, 1988). LINZELL (1959) beschreibt die Innervation der inguinalen Milchdrüse sowohl über den *Nervus perinealis* als auch über den *Nervus genitofemoralis*.

2.1.2 Ontogenese der Schafmilchdrüse

Embryonal entwickelt sich die Milchdrüse aus dem Ektoderm (SCHNORR, 1996). Sie wird als Milchstreifen von der Brust- bis zur Lendengegend angelegt (WENDT et al., 1994). Durch Epithelwucherungen und Verdichtung des benachbarten Koriums wird der Milchstreifen zur Milchleiste, die sich beim Schaf nur auf den inguinalen Bereich begrenzt (MICHEL, 1986; SMOLLICH und MICHEL, 1992; HABERMEHL, 1996). Desweiteren entstehen aus der Milchleiste zwei Milchhügel, einer links und einer rechts der Medianen, die die Anlage der Mammarkomplexe darstellen (MICHEL, 1993; WENDT et al., 1994). Durch das Wachstum und die Differenzierung der lateralen Bauchwand wird die sich dorsal befindliche Milchdrüsenanlage nach ventral verlagert (RÜSSE und SINOWATZ, 1991; HABERMEHL, 1996; SCHNORR, 1996). Ein Epithelzapfen wächst von der Kuppe des Milchhügels in die Tiefe und bildet die Milchknospe, während sich das umgebende Mesenchym napfförmig zur Areolarzone vertieft (MICHEL und SCHULZ, 1987; HABERMEHL, 1996; SCHNORR, 1996). Aus dieser Zone entstehen später das Bindegewebe des Aufhängeapparates, das Stroma und das Fettgewebe. Aus den Basalzellen der Mammarknospe dringen Epithelsprosse, auch Primärsprosse genannt, in die Areolarzone vor, wobei jeder Spross später ein separates Hohlraumssystem bildet (DYCE et al., 1991; WENDT et al., 1994; HABERMEHL, 1996). Beim Schaf entsteht ein Mammarkomplex pro Primärspross, demzufolge insgesamt zwei (WENDT et al., 1994; SCHNORR, 1996). Die Primärsprosse differenzieren sich in die Anlagen für den Strichkanal (*Ductus papillaris*) und die Zisterne (*Sinus lactifer*) (MICHEL, 1983). Sekundärsprosse entstehen durch eine weitere Aufgliederung der Primärsprosse. Diese entwickeln sich zu den Milchgängen (*Ductus lactiferi*) (SCHNORR, 1996). Zeitgleich entsteht die sogenannte Proliferationszitze, da durch eine starke Proliferation des umgebenden Mesenchyms sich die gesamte Mammarknospe unter Einbeziehung des Kutiswalls erhebt (WENDT et al., 1994; SCHNORR, 1996). Das Bindegewebe bildet durch Faserstränge, die das Fettgewebe der Drüsenkörper durchziehen, die typische Lappen- und Läppchenaufteilung des Euters (MICHEL, 1983 und 1986). Das Milchdrüsenwachstum verläuft beim Schaf in den ersten drei Lebensmonaten nur sehr langsam. Im vierten Monat findet die stärkste Zunahme statt, um dann im fünften Lebensmonat auf dieser Entwicklungsstufe bis zur ersten Gravidität zu stagnieren (ANDERSON, 1975). Erst mit der Geschlechtsreife treten Tertiärsprosse

auf, die die Grundlage für das sezernierende Gewebe bilden (ANDERSON, 1978; HABERMEHL, 1996). Die Weiterentwicklung der weiblichen Milchdrüse wird durch die Geschlechtshormone in der Zusammenwirkung mit den Steroidhormonen der Nebenniere und dem Wachstumshormon des Hypophysenvorderlappens bewirkt (FORYTH, 1986; KANN, 1997).

Erst während der Gravidität erfolgt die vollständige Ausbildung der Mamma zum laktationsfähigen Organ (KNIGHT und PEAKER, 1982). Eine makroskopische Veränderung des Euters in der Gravidität zeigt sich durch Grössenzunahme, Milchanbildung und Ausbildung eines Euterkerens.

In einer Milchschaferherde werden die Lämmer mit dem 42. ($\pm 12,2$) Tag abgesetzt (FAHR et al., 2004).

Die Involution der Milchdrüse des Schafes ist 32 Tage nach dem Absetzen beendet. Bereits nach 16 Tagen ist das Euter weit zurückgebildet. Die Zellen des Drüsenkörpers befinden sich in der Degeneration und die Alveolenüberreste sind mit wenigen Schichten aus dicht gepackten Epithelzellen ausgekleidet (LEE und LASCELLES, 1969a; TATARCZUCH et al., 1997; COLITTI et al., 1999). Histologisch zeigt sich in der Involutionsphase ab dem zweiten Tag nach dem Absetzen eine Apoptose der Milchgang- und Alveolarepithelzellen. Die sich im Milchgang- oder Alveolenlumen befindlichen apoptotischen Zellen werden von intrapithelialen Makrophagen und Alveolarzellen phagozytiert (TATARCZUCH et al., 1997; COLITTI et al., 1999).

2.1.3 Histologie des ovinen Euters

Die Haut der Milchdrüse besteht aus zwei Schichten. Die Subkutis ist beim Schaf im Gegensatz zum Rind nicht ausgebildet (LUDEWIG, 1997a). Die Epidermis baut sich aus einem mehrschichtigen, verhornten Plattenepithel, das viele relativ runde Keratinozyten enthält, auf (LUDEWIG, 1997a). Gleichmäßig dünn und stark verhornt ist die Epidermis im Bereich des *Sinus inguinalis*, des *Sulcus intermammarius* und in der Zitzenmitte, in den anderen Bereichen unterliegt sie starken Schwankungen. Das *Stratum superficiale* des Koriums enthält glatte Muskelzellen, die parallel zur Hautoberfläche angeordnet sind (KOZLOWSKI und CALHOUN, 1969; LUDEWIG, 1997a). Nach LUDEWIG (1997a) besitzt die Haut des Schafeuters keine

Schweißdrüsen, sondern nur apokrine Duftdrüsen im *Sinus inguinalis*. KOZLOWSKI und CALHOUN (1969) beschreiben diese Drüsen als Schweißdrüsen des Koriums.

Das Euterparenchym des Schafes besteht histologisch aus vielen Drüsenzellen, die durch von den Faszien einstrahlenden interlobulären Bindegewebszügen (*Septa interlobularia*) in *Lobuli* unterteilt werden. Mehrere kleine Drüsenläppchen (*Lobuli*) vereinigen sich zu einem Drüsenlappen (*Lobus glandulae mammaria*) (MICHEL, 1979; LOEFFLER, 1987; MOSIMANN und KOHLER, 1990; NICKERSON, 1994; HABERMEHL, 1996; LUDEWIG, 1997b). Das Bindegewebe besteht neben den elastischen und kollagenen Fasern, Fibroblasten, Fibrozyten und Mastzellen zusätzlich aus Abwehrzellen (Makro- und Mikrophagen, Lymphozyten, Plasmazellen), deren mengenmäßiges Auftreten mit dem Laktationsstadium und dem Infektionsdruck zusammenhängt (SMOLLICH und MICHEL, 1992). Ein Lobulus kann bis zu einigen tausend Alveolen, die milchbildenden Funktionseinheiten des Euters, enthalten. Die Alveolen haben einen Durchmesser, der im Größenbereich von einigen Zehntelzentimetern liegt (MOSIMANN und KOHLER, 1990). Sie münden in intralobulären Tubuli. Deshalb wird beim Schaf von einem tubuloalveolären Milchdrüsentyp berichtet. Im Gegensatz dazu haben Hausrinder und Ziegen eine verzweigt-alveoläre Milchdrüse, bei der die intralobulären Tubuli fehlen und die Alveolen direkten Kontakt zueinander haben (SMOLLICH und MICHEL, 1992; LUDEWIG, 1997b). Die Form der Alveolen ist bei allen Wiederkäuern unterschiedlich, sie variiert von ei- bis birnenförmig (ALVAREZ-MORUJO SUAREZ und ALVAREZ MORUJO, 1982). Die Alveolenwand besteht aus den Drüsenepithelzellen (*Laktozyten*), die ein einschichtiges, kubisches, im Stadium der Milchspeicherung leicht abgeplattetes und nach dem Milchentzug eventuell auch ein hochprismatisches Epithel darstellen. Zusätzlich sind Myoepithelzellen, eine Basalmembran und das dazwischen liegende kollagene Bindegewebe mit Anteilen von elastischen Fasern, Blutkapillaren und Nerven vorzufinden (ZIEGLER und MOSIMANN, 1960; MICHEL, 1979). Durch eine feste Verbindung zwischen den einzelnen Zellen apikal durch einen aus *Zonula occludens*, *Zonula adhaerens* und oft auch einer *Macula adhaerens* bestehenden Haftkomplex und basal durch *Desmosome*, von denen Tonofilamente ins Zytoplasma strahlen, ist die Mukosa dicht verschlossen, so dass ein Milchaustritt ins Gewebe physiologischerweise nicht möglich ist (MICHEL, 1979). Es kann nur ein Drüsenzelltyp gefunden werden, weshalb angenommen wird, dass dieser alle Funktionen der Milchbildung übernimmt.

SULOCHANA et al. (1989) beschreiben die Veränderungen der Alveolen während der Gravidität. Die Alveolenform wird zum Partus hin rund oder ovoid, der Durchmesser vergrößert sich auf bis zu 60 Mikrometer. Das Epithel verändert sich von der Säulenform zum kubischem Epithel, dessen Höhe sich auf $12,0 \pm 1,5$ Mikrometer verringert. Die Alveolen füllen sich mit Sekret.

An der Zellbasis befinden sich, angelagert an die Basalmembran, die Myoepithelzellen, die durch ihre Kontraktion unter Einfluss des Hypophysenhinterlappenhormons Oxytocin für die Milchejektion verantwortlich sind. Sie enthalten wie die glatten Muskelzellen Aktin- und Myosinfilamenten (MOSIMANN und KOHLER, 1990; SMOLLICH und MICHEL, 1992).

Das Epithel der milchabführenden Gänge gleicht in der Hochlaktation dem der Alveolen und kann ebenfalls an der Sekretion der Milch beteiligt sein. Wird dieser zusätzliche Bedarf der Milchproduktion nicht benötigt, wandeln sich die Zellen zu einem zweischichtig-hochprismatischen Epithel, welches basal aus niedrigen und apikal aus hochprismatischen Zellen besteht (MOSIMANN und KOHLER, 1990).

Im Bereich der Milchdrüsengänge sind die Myoepithelzellen besonders eng gelagert. Diese Milchgänge münden in Milchzisternen (*Sinus lactiferi*), die beim Schaf im Gegensatz zum Schwein relativ weitlumig sind (SMOLLICH und MICHEL, 1992; LIEBICH et al., 1999). Der proximale Anteil der Zisterne liegt im Drüsenkörper und wird daher auch als *Pars glandularis sinus lactiferi* bezeichnet, während der distale Abschnitt aufgrund seiner Lage in der Zitze *Pars papillaris sinus lactiferi* genannt wird. Am Übergang von der *Pars glandularis* zur *Pars papillaris* befindet sich eine aus straffem Bindegewebe und zirkulär angeordneten Venen bestehende Ringfalte (ZIEGLER und MOSIMANN, 1960; ZIETSCHMANN, 1985; DYCE et al., 1991; NICKERSON, 1994; WENDT et al., 1994; HABERMEHL, 1996; BRAGULLA und KÖNIG, 1999). Die Drüsenzisternenschleimhaut besteht aus einem zweischichtigen Epithel, das sowohl sekretorische und nicht sekretorische Zellen enthält. Auf der dünnen *Lamina basalis* liegen abgeflachte Zellen, deren Zellkerne unterschiedlich geformt sind. Sie bilden die Basalschicht. Die apikale Schicht variiert mit dem Funktionsstadium des Euters zwischen kubischem und zylinderförmigem Aussehen der Zellen. Durch Desmosome und Hemidesmosome werden die *Lamina basalis* und die Zellen der Basal- und Apikalschicht fest verbunden. In beiden Zellschichten können immer Makrophagen und Lymphozyten gefunden werden (BROOKER, 1984). In der *Lamina propria* der Zisterne sind Zellen nachgewiesen worden, die

Fettkügelchen und sekretorische Granula enthalten und zur Milchproduktion fähig sind (VENZKE, 1940; PATTISON 1952; BROOKER, 1984). Die nichtsekretorischen Zellen besitzen bis zu vier Mikrometer lange Zilien, deren Funktion unklar ist (BROOKER, 1984). Untersuchungen während der Trächtigkeit des Schafes ergaben, dass die Milchzisterne am 120. Tag nach der Konzeption voll ausgebildet ist und die Schleimhaut, aus einem geschichteten Zylinderepithel bestehend, sich in unterschiedlich grosse Falten legt. Die Zellen des Zylinderepithels färben sich mit Eosin homogen an (SULOCHANA und SINGH, 1995).

Die Blut-(Euter)-Milch-Schranke besteht aus der Wand der Blutkapillaren, dem intralobulären Bindegewebe und dem Alveolarepithel (WENDT et al., 1994). Nach LUDEWIG (1996) sind das Endothel der perialveolären Kapillaren, das sich neben den Pinozytosebläschen durch das Vorkommen von Endothelausstülpungen auszeichnet, die besondere Ausbildung der Myoepithelzellen und das ausgeprägte basale Faltensystem der Alveolarzellen verantwortlich für die Funktion der Blut-Euter-Schranke. Im Interstitium befindet sich ein Netz von Blutkapillaren, das die notwendige hohe Blutversorgung sicherstellt. Aufgrund der Blutleere der Kapillaren sind diese jedoch im mikroskopischen Präparat selten sichtbar. Dennoch ist das Bindegewebe, das bei starker Dehnung durch den Anteil der elastischen Fasern ebenfalls zur Milchejektion beiträgt, darstellbar (MOSIMANN und KOHLER, 1990).

Lymphgefäße können sich im Bindegewebe zwischen den Lappen, in den Lappen oder zwischen den Läppchen befinden, wobei ihr Aufbau je nach Lokalisation variiert. Im Bindegewebe in den Läppchen konnten kleine Lymphkapillaren beobachtet werden, die bis an das Alveolarepithel heranziehen. Die Lymphgefäße zwischen den Lappen besitzen Klappen. Ihr Wandaufbau besteht aus aneinandergrenzenden Endothelzell-, glatten Muskelzell- und Bindegewebszellschichten (LEE und LASCELLES, 1969b).

Während der Involution des Euters treten vermehrt Granulozyten und später auch Makrophagen im Interstitium auf, die die gestaute Milch und die zugrunde gegangenen Epithelzellen phagozytieren (TATARCZUCH et al., 1997; COLITTI et al., 1999). Die Laktozyten enthalten vermehrt Fettvakuolen, die konfluieren, so dass diese Zellen Fettzellen stark ähneln. Die Alveolen kollabieren, das Epithel wird abgebaut. Nach einiger Zeit werden neue aber insgesamt weniger Alveolen gebildet (MOSIMANN und KOHLER, 1990).

2.2 Sonomorphologie des Euters beim Schaf

Die sonographische Untersuchung des Drüsenparenchyms des Schafeuters ist im Gegensatz zur Sonographie des Rindereuters und der Zitze bei Rind und Schaf nicht weit verbreitet (FRANZ et al., 2001a und 2001b). Bei der Ultraschalluntersuchung des Euters lassen sich verschiedene innere Strukturen visualisieren. Die Strukturen sind aufgrund ihrer unterschiedlichen Echogenität differenzierbar. RUBERTE et al. (1994) teilen in ihrer Untersuchung die Echogenität in 255 Graustufen ein. Je echogener, desto höher ist die zugewiesene Graustufe.

Das Drüsenparenchym ist sehr echogen. Die Milch stellt sich im Ultraschallbild wenig echogen, nie aber vollständig anechogen dar. Der Grund wird darin gesehen, dass das in der Milch vorhandene Protein immer eine geringfügige Schallreflexion verursacht (RUBIN et al., 1979). Völlig anechogene Bezirke sprechen für Fett- oder Wassereinlagerungen. Durch diese deutlichen Graustufenunterschiede zeichnen sich im sonographischen Bild die Strukturen der *Pars glandularis* und *Pars papillaris* der Drüsenzisterne, die Ringfalte zwischen der Drüsen- und Zitenzisterne und die äußere Euterhaut ab. Eine gesteigerte Echogenität spricht für eine entzündliche, infiltratorische oder degenerative Gewebsveränderung (ROSENFELD et al., 1980, RUBERTE et al., 1994).

Die Sonographie der Schafzitze ist in der Literatur dokumentiert. Das Lumen der Zitenzisterne ist, wenn es mit Milch gefüllt ist, anechogen bis schwach echogen. Die innere Wand mit der Schleimhaut stellt sich mittelgradig echogen mit kleinen, scharf abgegrenzten, anechogenen Bereichen dar. Diese anechogenen Bezirke sind die in der Zitze verlaufenden Blutgefäße. Die äußere Haut zeigt sich im Ultraschallbild stark echogen (FRANZ et al., 2001a). Der Strichkanal stellt eine stark echogene, feine Linie an der Zitzenkuppe dar (FRANZ et al., 2001b).

2.3 Untersuchungsmethoden am Euter des Schafes

2.3.1 Klinische Untersuchung

Der klinische Untersuchungsgang des ovinen Euters besteht aus der Aufnahme des Signalements und des Vorberichtes, einer Allgemeinuntersuchung, der speziellen Euteruntersuchung, der Diagnosestellung, der Prognose und der Festlegung der einzuleitenden labordiagnostischen Untersuchungen (SCHULZ, 1994). Die spezielle Euteruntersuchung beginnt mit der Adspektion am stehenden Tier, wobei besonders auf die Beinstellung geachtet wird. Vom Körper weggestellte Beine und ein klammer Gang können ein Hinweis auf Schmerzen im Bereich des Euters sein. Am umgesetzten Schaf sind auf Grösse, Umfangsvermehrungen, Symmetrie, Farbe und sonstige Veränderungen des Euters zu achten. Anschließend kann das Parenchym des Euters mit Hilfe der bimanuellen Palpation durchgetastet werden (DEDIÉ und BOSTEDT, 1985). Man erfaßt dabei die Oberflächentemperatur und die Abziehbarkeit der Euterhaut, die Konsistenz des Parenchyms und eventuelle Knotenbildung im Euter (DIFFAY et al., 2002). Das Vorliegen von Veränderungen an den Zitzen wird mit Hilfe des Zitzenrollgriffes überprüft (FAHR et al., 2004).

2.3.2 Bildgebende Verfahren

Zur weiterführenden Diagnostik besteht die Möglichkeit, die Sonographie zu nutzen. Zu beurteilen sind das Drüsenparenchym, das Zentralband und abhängig vom Füllungszustand die milchabführenden Gänge, die Drüsen- und Zitzenzisterne, die dazwischen lokalisierte Ringfalte und die Blutgefässe. Der Schallkopf kann sowohl linear als auch konvex sein. Je nach Grösse des Euters ist es möglich, Schallköpfe mit 3,5 bis 7,5 MHz zu verwenden (RUBERTE et al., 1996; NUDDA et al., 2000). Die sonographische Detektion von Abzessen, entzündlichen, infiltrativen oder degenerativen Veränderungen des Drüsenparenchyms, Verlegungen der milchführenden Bereiche, Missbildungen etc. ist möglich (ROSENFELD et al., 1980). Der Vorteil der Sonographie ist, dass es ein nicht-invasives bildgebendes Verfahren ist, welches schmerzlos, ohne ionisierende Strahlen, am wachen, stehenden oder umgesetzten Tier durchgeführt werden kann (LELE, 1979).

Eine röntgenologische Untersuchung ist möglich, aber aufgrund der Lage des Euters technisch nicht einfach. Gut darstellbar mit Hilfe des Kontrastströntgens sind Milchabflussstörungen in der distalen Drüsenzisterne und in der Zitzenzisterne des Rindes (HOSPES und SEEH, 1999). Angaben zur Anwendung dieser Technik beim Schaf lassen sich in der Literatur nicht finden. Anomalien des Strichkanales sind bei einer röntgenologischen Untersuchung erkennbar (WITZIG et al., 1984; ALACAM et al., 1990). Nachteile sind die Problematik der Verfügbarkeit der geeigneten Geräte, die Realisierbarkeit der Durchführung und die Strahlenbelastung (STOCKER et al., 1989; HOSPES und SEEH, 1999).

Die Zitzenendoskopie beim Schaf ist in der Literatur nicht verzeichnet. Ein Fall wird bei der Ziege beschrieben (HOSPES et al., 1997).

2.3.3 Milchuntersuchung

Die Milch wird zuerst makroskopisch untersucht, wobei auf die Farbe, die Konsistenz, den Geruch und Beimengungen sowie die Gesamtmenge geachtet wird (WENDT et al., 1994). Wie bei der Kuh wird anschließend der California-Mastitis-Test (CMT) zur Bestimmung der Zellzahl durchgeführt (SASSHOFER et al., 1987). In einer gutgeführten Herde liegt der Zellgehalt unter 150000 Zellen/ml (DEDIÈ und BOSTEDT, 1985). Der CMT bleibt unter diesen Bedingungen frei von Schlieren. Man spricht dann von einem negativen Testergebnis. Ab einer Zellzahl von über 500000/ml, bei der die Testflüssigkeit beim Schwenken einen Kegel bildet, sollte eine bakteriologische Untersuchung eingeleitet werden, um möglichst den verursachenden Keim zu differenzieren (DEDIÈ und BOSTEDT, 1985). Chemisch kann die Milch auf ihre Milchinhaltsstoffe (Fett, Eiweiß, Laktose), Hemmstoffe und die Leitfähigkeit überprüft werden (WITTEK et al., 1998; FAHR et al., 2004). Bei der bakteriologischen Untersuchung werden in verschiedenen Nährmedien und unter diversen physikalischen Kultivierungsbedingungen in der Milch vorhandene Bakterien angezüchtet und charakterisiert (WINTER und HOFER, 1996).

2.4 Erkrankungen des Euters

2.4.1 Missbildungen

Eine Aplasie des gesamten Euters oder einer Hälfte mit oder ohne Zitzen kommt selten vor. Eine Hypoplasie einer Hälfte kann vereinzelt auftreten. Eine wichtige Rolle unter den Missbildungen spielen die Zitzenanomalien. Am häufigsten tritt die Mehrzitzigkeit (*Hyper-* oder *Polythelie*) auf. Die zusätzlich ausgebildeten Zitzen stellen entweder nur blind endende Hautgebilde dar oder sind mit einem eigenen Drüsenparenchym (*Polymasti*) verbunden (WEISS und KÄUFER-WEISS, 2002; PUGH, 2002).

2.4.2 Hautveränderungen

Die Euterhaut des Schafes kann von verschiedenen Erregern befallen werden. Das Virus der Maul- und Klauenseuche ist eine Ursache für die Ausbildung von Aphten. Die *Dermatitis pustulosa necroticans* (Lippengrind, Orf, *Ecthyema contagiosum*) wird durch ein Parapoxvirus ausgelöst. Ebenfalls rufen die Schafpocken (*Variola ovina*) charakteristische Veränderungen wie rote runde Flecken, die zu Papulae und Bläschen werden, hervor. Bakterielle Sekundärinfektionen oder auf die Haut übergreifende Mastitiden werden durch eine rötliche Verfärbung der Euterhaut, Blasen und Pusteln augenscheinlich. Als Vertreter für eine parasitäre Infektion muss die Psoroptesräude (*Psoroptes ovis*) genannt werden. Die Haut des Schafeuters kann durch Dermatophytosen (*Microsporum* und *Trichophyton geni*) oder ultraviolette Strahlen (Sonnenbrand) hervorgerufene Irritationen aufweisen (MULLOWNEY, 1984; WENDT et al., 1994; WEISS und TEIFKE, 2002, PUGH, 2002).

2.4.3 Kreislaufstörungen

Das Euterödem kann physiologisch am Ende der Gravidität vor allem bei primiparen Tieren auftreten. Ein möglicher Grund ist die inadäquate Entwicklung des venösen und lymphatischen Abflusssystems, sodass aufgrund einer Stauung auch ein Übertritt von Blut in die Milch möglich ist. Pathologisch wird ein Euterödem bei einer überdimensionalen Grössenzunahme (EAST und BIRNIE, 1983; WEISS und KÄUFER-WEISS, 2002).

2.4.4 Zusammenhangstrennungen

Zusammenhangstrennungen entstehen durch traumatische Einwirkungen meist an der Zitze. Folgen sind offene, perforierende oder nicht perforierende Verletzungen. Daraus entwickeln sich häufig Mastitiden oder Milchfisteln (WENDT et al., 1994; WEISS und KÄUFER-WEISS, 2002). Verletzungen der Euterhaut des Drüsenkörpers werden durch Schnitt- oder Risswunden verursacht und sind eher selten.

2.4.5 Milchabflussstörungen

Die Milchabflussstörungen treten beim Schaf seltener als beim Rind auf. Sie entstehen durch gedeckte Zitzenverletzungen, polypösen Wucherungen, narbigen Strikturen, chronischen Entzündungen oder Papillome (WENDT et al., 1994; WEISS und KÄUFER-WEISS, 2002).

2.4.6 Entzündungen

Die Entzündung der Zitze wird als Thelitis, der Zisterne als Zisternitis, der Milchgänge als Galaktophoritis und des Drüsenparenchyms als Mastitis bezeichnet. Bei den Mastitiden lässt sich anhand des klinischen Bildes die Mastitis gangraenosa, parenchymatosa, catarrhalis, apostematosa und interstitialis differenzieren. Außerdem wird noch eine mit einer Atrophie des Euters einhergehende Euterentzündung beschrieben (BOSTEDT, 1989). Am häufigsten werden die akuten Mastitiden durch eine Infektion mit koagulasepositive *Staphylokokken*, *Mannheimia haemolytica*, *Streptokokken*-Subspezies, *E. coli*, *Klebsiellen* oder *Arcanobacterium*

pyogenes hervorgerufen (BOSTEDT, 1989). Die *Mastitis gangraenosa*, die sich im klinischen Bild durch eine verminderte Oberflächentemperatur und eine bläuliche Verfärbung mit anschließender Demarkierung der betroffenen Areale manifestiert, kann durch δ -Toxin bildende, koagulasepositive *Staphylokokken*, *E. coli* oder *Clostridium perfringens* und *septicum* verursacht werden. Bei einer Keimbelastung mit koagulasenegativen *Staphylokokken*, *Streptokokken*, *E. coli* oder *Mannheimia haemolytica* entsteht die parenchymatöse Form der Euterentzündung. Das Euter ist bei der parenchymatösen Entzündung vermehrt warm, vergrößert und derb. Häufig läßt sich die Euterhaut nicht mehr abziehen. Als Erreger der katarrhalischen Mastitis werden *Mykoplasmen*, koagulasepositive *Staphylokokken*, *Streptokokken* und *Mannheimia haemolytica* beschrieben. Bei einer katarrhalischen Mastitis kann die Palpation des Euters ohne besonderen Befund bleiben. Nur die Milch weist Beimengungen auf. Der Nachweis von *Arcanobacterium pyogenes* ist charakteristisch für das Auftreten einer *Mastitis apostematosa*, bei der sich das Parenchym aufgrund von Abzessbildung knotig anfühlt. Eine interstitielle Entzündung des Drüsenparenchyms ist typisch für die Infektion mit *Lentiviren*, *Brucella subspezies* und *Listeria monozytogenes* (PEKELDER et al., 1994). Als Besonderheit beim Schaf tritt bei einer Infektion mit *Leptospiren* oder *Mykoplasmen* eine Atrophie des Euters auf (MC KEOWN und ELLIS, 1986; BALL und MACKIE, 1986; WENDT et al., 1994; BOSTEDT und DEDIĆ, 1996). In der Literatur gibt es noch Angaben über den Keimnachweis von *Klebsiella pneumoniae*. Der Erreger ruft eine akute hämorrhagische Mastitis mit hochgradiger Störung des Allgemeinbefindens hervor, die häufig zum Tode führt (MANDAL et al., 1977; WENDT et al., 1994; PUGH, 2002). Selten treten Infektionen mit *Bacillus cereus*, *Actinobacillus lignieresii*, *Haemophilus ovis*, *Chlamydien* oder Sprosspilzen auf (WENDT et al., 1994). VAN DER MOLEN et al. (1985) dokumentierten das Auftreten einer chronischen, indurativen Mastitis im Zusammenhang mit einer Allgemeinerkrankung durch das *Maedi-Visnavirus*. Eine Tuberkulose kann mit einer chronischen, mit Knotenbildung einher gehenden Mastitis verlaufen (SASSHOFER et al., 1987).

Subklinische Euterentzündungen sind beim Schaf weitaus weniger zu finden als beim Rind (BOSTEDT, 1989). Häufige ursächliche Erreger sind *Staphylococcus epidermidis*, *Mikrokokken*, aerobe Sporenbildner, *E. coli* und *Streptokokken* (WITTEK et al., 1998). WINTER und HOFER (1996) berichten von verschiedenen koagulasenegativen *Staphylokokken*-Stämmen, die im Zusammenhang mit einer

Zellzahlerhöhung in der Schafmilch ohne weitere klinische Veränderungen am Euter nachzuweisen sind.

3 Material und Methoden

3.1 Material

Der erste Teil der Untersuchungen erfolgte an isolierten Schafeutern (n = 23), die von geschlachteten oder euthanasierten Tieren gewonnen wurden. Die Organe stammten vom Schlachthof Viernheim, aus der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der Groß- und Kleintiere mit tierärztlicher Ambulanz und dem Oberen Hardthof der Justus-Liebig-Universität Gießen. Die erste Gruppe (Organe 1) bestand aus zehn nicht laktierenden Eutern, die zweite (Organe 2) aus acht laktierenden Eutern und die dritte (Organe 3) aus fünf pathologisch veränderten Milchdrüsen. Vier Schafe litten an einer klinischen Mastitis, ein weiteres Euter stammte von einem Schaf, bei dem ein Bauchbruch mit vorgefallenen Eingeweiden in die eine Euterhälfte vorlag (Tabelle 1).

Um sonographisch Strukturen erfassen zu können, welche den anatomisch-topographischen Verhältnissen am lebenden Tier entsprechen, wurden zwei Euter nach der klinischen und sonographischen Untersuchung vollständig in Formalin fixiert. Das eine Euter wurde in einer Aufhängevorrichtung befestigt. Bei dem zweiten Euter wurde das gesamte Schaf nach der Tötung mit Formalin infundiert und die Milchdrüse daraufhin abgetrennt. Im Anschluss daran fand eine Zerkleinerung der Mamma in Scheiben mit einem Skalpell statt. Letztendlich wurden von diesen Organen histologische Schnitte angefertigt.

Ein weiteres Schafeuter kam nach der klinischen und sonographischen Untersuchung bei -22°C in einer Aufhängevorrichtung ins Kühlhaus. Nachdem es vollständig gefroren war, wurde es nach der sonographischen Untersuchung mit einer Diamantsäge in Scheiben geschnitten.

Alle Organe wurden klinisch, sonographisch und histologisch untersucht.

Tabelle 1: Gruppeneinteilung der isolierten Schafeuter, die in der vorliegenden Untersuchung Verwendung fanden (n = 23)

Gruppe	Anzahl	Laktationsstadium/Gesundheitszustand
Organe 1	10	nicht laktierend/gesund (davon eines nach der Untersuchung vollständig in Formol nach Lillie fixiert)
Organe 2	8	laktierend/gesund (davon eines nach der Untersuchung vollständig bei -22°C eingefroren und eines vollständig in Formalin fixiert)
Organe 3	5	4x Mastitis, 1x Bauchbruch mit Euteratrophie

Der zweite Teil der Untersuchung erfolgte an insgesamt 134 lebenden Schafen, die in vier Gruppen unterteilt wurden. Die erste Gruppe setzte sich aus acht Schafen zusammen, deren Milchdrüse mindestens zehnmal klinisch und sonographisch beurteilt wurde. In der zweiten Gruppe waren fünf hochgravide Schafe, die entweder der Klinik, dem Oberen Hardthof oder einem Privathalter aus dem Kreis Giessen gehörten. Die dritte Gruppe setzte sich aus sieben Klinikpatienten zusammen, deren Euter während des Aufenthaltes mehrmals klinisch und sonographisch untersucht wurden. Davon befanden sich zwei Schafe im postpartalen Zeitraum mit Lämmern, drei Schafe in der gleichen Periode ohne Lamm und zwei Schafe in der Hochgravidität, der Geburt und im frühen Puerperium mit Lämmern. Die vierte Gruppe enthielt Tiere, die zu der Herde des Oberen Hardthofs oder einer Schafherde eines privaten Halters aus dem Kreis Kleve gehörten (Abbildung 1, Tabelle 2).



Gruppe 1:	Gruppe 2:	Gruppe 3:	Gruppe 4:
N = 8	n = 5	n = 7	n = 114
Reihenunter- suchung an Klinikstieren	Wiederholungs- untersuchung von der Hochgravidität bis zum 28. Tag post partum	Wiederholungs- untersuchung an Klinikspatienten <ul style="list-style-type: none"> • 2 laktierend • 3 nicht laktierend nach der Geburt • 2 vor und am Beginn der Laktation 	Einzelunter- suchung an Schafen unter Stallbedingungen

Abbildung 1: Darstellung der Patientengruppen im zweiten Untersuchungsabschnitt

Tabelle 2: Gruppeneinteilung der Schafe, die in der vorliegenden Untersuchung Verwendung fanden (n = 134)

Gruppe	n	Laktationsstadium	Untersuchung
1	8	unterschiedlich	Klinisch sonographisch (SONOLINE prima und SCANNER 100 LC Vet)
2	5	hochtragend bis 28 Tage p. p.	Klinisch sonographisch (SONOLINE prima und SCANNER 100 LC Vet)
3	7	2 Tiere p. p. mit Lämmer 3 Tiere p. p. ohne Lämmer 2 Tiere a. p. und p. p. mit Lämmern	Klinisch sonographisch (SONOLINE prima und SCANNER 100 LC Vet)
4	114	unterschiedlich	klinisch sonographisch (SONOLINE prima und SCANNER 100 LC Vet)

p. p. = *post partum*, a. p. = *ante partum*

3.2 Methoden

3.2.1 Sonographie

3.2.1.1 Untersuchungsgang

Organe

Die bei Raumtemperatur gelagerten Schafeuter wurden in einer Plastikschaale sonographisch untersucht, um Artefakte durch Metall zu vermeiden. Zwischen der Gewinnung der Euter nach der Schlachtung oder Euthanasie und dem Beginn der Untersuchung lagen maximal vier Stunden. Nach der bimanuellen Palpation und der Dokumentation des Durchmessers mittels einer handelsüblichen Schublehre wurden die Euter mit Gleitgel (Selectavet, Weyarn-Holzolling) eingeschmiert. Anschließend wurde mit dem Schallkopf das Zentralband in der Medianen des Euters aufgesucht und dann beide Hälften von cranial nach caudal systematisch abgefahren.

Zusätzlich fand an einem zur Tötung anstehenden Schaf eine klinische und sonographische Untersuchung des Euters mit allen zur Verfügung stehenden Geräten statt. Anschließend wurde im Institut für Veterinär-Anatomie, -Histologie und -Embryologie der Justus-Liebig-Universität Gießen nach der schmerzlosen Euthanasie eine vollständige Fixierung mit Formalin durchgeführt. Das Euter wurde abgetrennt, digital fotografiert und histologisch untersucht. Eine weitere abgetrennte Milchdrüse wurde nach der klinischen und sonographischen Untersuchung bei -22° Celsius in einer Aufhängevorrichtung tiefgefroren und im Institut für Veterinär-Pathologie der Justus-Liebig-Universität Gießen mit einer Diamantsäge zerschnitten, um eine Beeinflussung der anatomischen Strukturen durch Lagerungsartefakte auszuschliessen. Die Organschnitte wurden digital fotografiert.

Probanden

Die Schafe wurden in einem Schafwagen oder durch Umsetzen fixiert. Bei verschmutzten Eutern schloss sich eine trockene oder feuchte Reinigung an. Zur Feststellung der Konsistenz fand eine bimanuelle Palpation des Euters statt. Der Durchmesser der Milchdrüse wurde an der breitesten Stelle gemessen. Bei laktierenden Tieren erfolgte eine makroskopische Beurteilung der Milch. Um eine

bessere Anbindung zum Schallkopf zu erreichen, wurde das Euter mit Gleitgel eingeschmiert. Zuerst erfolgte ein Aufsetzen des Schallkopfes im *Sulcus intermammarius* zur Darstellung des Zentralbandes. Anschließend wurde das Drüsengewebe und die Zitzenbasis der rechten und linken Hälfte der Milchdrüse von cranial nach caudal untersucht. Der Schallkopf wurde dabei quer zur Längsachse des Schafes geführt. Bereiche, die bereits bei der Palpation des Euters auffällig waren, wurden eingehend sonographisch untersucht.

3.2.1.2 Technische Ausrüstung

Die Untersuchungen wurden mit den ultrasonographischen Geräten SA 9900 (Kretztechnik, Zipf, Österreich), SONOLINE prima (Siemens, Erlangen) und SCANNER 100 LC Vet (Pie Medical, Maastricht, Niederlande) durchgeführt.

SA 9900

Es handelt sich um ein feststehendes Ultraschallgerät, das mit einem 7,5 MHz-Konvexscanner ausgestattet ist. Das Gerät wurde auf 2D Mode eingestellt. Abgesehen von den Tiefenreglern wurde diese Einstellung immer beibehalten. Außerdem war eine zuschaltbare Dopplerfunktion vorhanden. Die Daten wurden direkt auf einer CD-Rom gespeichert.

SONOLINE prima

Dabei handelt es sich um ein fahrbares Ultraschallgerät, das mit einem 5 MHz-Convex- und einem 7,5 MHz-Linear-Array-Schallkopf ausgestattet ist. Da die Grösse der untersuchten Euter stark variierten, wurden beide Schallköpfe eingesetzt. Die Aufnahmen wurden in der beim Einschalten des Gerätes automatisch aufgerufenen Einstellung zur Standardisierbarkeit durchgeführt. Die Untersuchungen fanden im Single B-Mode statt, nur die Einstellung der acht DGC-Regler (Tiefenregler) wurde zur Optimierung der Bilder variiert. Die variablen Fokuszonen wurden auf die zu dokumentierenden Bereiche gerichtet.

Mit der Taste "Freeze" konnte das Echtzeit-Bild auf dem Bildschirm gespeichert werden und anschließend zur Dokumentation mit Hilfe eines Videoprinters (Sony, Tokyo, Japan) ausgedruckt oder über das integrierte 3,5 Zoll – Diskettenlaufwerk auf einem Datenträger festgehalten werden.

SCANNER 100 LC Vet

Dieses ambulante Gerät war mit einem von 6 auf 8 MHz umschaltbaren Multifokus-Linear-Array-Applikator 30C/6CM (Endo-Rektal-Sonde) ausgerüstet. Die vorgegebenen Einstellungen des Herstellers wurden zur Einheit der Datenerfassung belassen. Der Fokus wurde auf die zur Erhebung der Daten wichtigen Bereiche ausgerichtet. Die Speicherung der Bilder erfolgte auf einem Datenträger über das eingebaute 3,5 Zoll - Diskettenlaufwerk.

3.2.1.3 Untersuchungsrythmus

Im ersten Schritt wurden die Organe einmalig mit allen drei Geräten untersucht, um eine eventuelle Diversität zwischen den genutzten Geräten zu erfassen (Tabelle 3). Danach erfolgte die Überprüfung der Reihenpräzision der sonographischen Darstellung von Strukturen, welche im Abschnitt 4 beschrieben werden.

Tabelle 3: Verwendete Ultraschallgeräte bei abgetrennten Milchdrüsen (n = 23)

Gruppe	SA 9900	SONOLINE prima	SCANNER 100 LC Vet
Organe 1	X	X	X
Organe 2	X	X	X
Organe 3	X	X	X

X = verwendet

Bei den lebenden Probanden kamen die Geräte der Firma Siemens und Pie Medical regelmäßig und das Gerät der Firma Kretz einmalig zum Einsatz (Tabelle 4).

Tabelle 4: Verwendete Ultraschallgeräte bei den lebenden Probanden (n = 134)

Gruppe	SA 9900	SONOLINE prima	SCANNER 100 LC Vet
Gruppe 1	bei einem Tier	X	X
Gruppe 2	-	X	X
Gruppe 3	-	X	X
Gruppe 4	-	-	X

X = verwendet, - = nicht verwendet

Die Probanden der ersten Gruppe wurden mindestens zehnmal in Abständen von zwei Tagen untersucht. Ebenfalls wurde der Schallkopf während einer Untersuchung zehnmal im Abstand von 30 Sekunden an die gleiche Stelle gehalten, um die Reproduzierbarkeit der darstellbaren Strukturen zu dokumentieren.

Bei den hochgraviden Tieren der zweiten Gruppe fand die sonographische Befunderhebung zweimal wöchentlich bis zum 28. Tag nach der Geburt statt.

Die Schafe der dritten Gruppe wurden während des Kliniksaufenthaltes mindestens jeden vierten Tag kontrolliert.

Die Herdenuntersuchung erfolgte einmalig mit dem SCANNER 100 LC Vet.

Zusätzlich fand an allen Organen und Probanden noch eine Adspektion und eine bimanuelle Palpation vor der sonographischen Untersuchung statt. Die Organe wurden mit einer Digitalkamera (DSC – PS Cyber Shot der Firma Sony, Tokyo, Japan) makroskopisch dokumentiert und wie unter 3.2.3 beschrieben, histologisch untersucht.

3.2.2. Klinische Untersuchung

An allen stationären Patienten (Probanden der Gruppe 1-3) wurde einmalig eine allgemeine und eine gynäkologische Untersuchung durchgeführt. Eine allgemeine Untersuchung fand täglich statt.

3.2.3 Histologie

3.2.3.1 Untersuchungsmaterial

Die histologischen Proben wurden nach sonographischer Darstellung mit dem Ultraschallgerät SA 9900 von den Organen aus dem Bereich des Zentralbandes, des Drüsenparenchyms cranial und caudal der Zitze und zusätzlich von sonographisch auffälligen Arealen mit Hilfe eines Skalpells entnommen. Die Gewebeproben hatten eine Grösse von ca. 2 x 1 x 1 cm.

3.2.3.2 Histologische Untersuchung

Im Anhang sind die Zusammensetzungen von selbst hergestellten Lösungen angegeben.

3.2.3.2.1 Fixierung des Probenmaterials

Das Eutergewebe wurde 72 Stunden bei 4° Celsius in neutral gepuffertes Formol nach Lillie (1976) eingelegt. Danach wurde es in ca. 1 x 1 x 0,5 cm grosse Blöcke geschnitten und in Käfigen (Tissue Tek® Mega Cassette®, Sakura, Zoeterwoud, Niederlande) in Natriumphosphat-Puffer verbracht.

3.2.3.2.2 Einbettung des Probenmaterials

Die Entwässerung und Einbettung des Eutergewebes wurde im Institut für Veterinär-Anatomie, -Histologie und -Embryologie der Justus-Liebig-Universität Gießen mit Hilfe eines Einbettautomaten (Einbettautomat Microm Laborgeräte GmbH; Heidelberg) nach dem in der Tabelle 5 aufgeführten Protokoll durchgeführt.

3.2.3.2.3 Herstellung der Gewebeschnitte

Objektträgerbeschichtung

Eine Beschichtung der Objektträger (76 x 26 mm, geputzt, gebrauchsfertig, Firma Knittel) mit 3-Aminopropyltriethoxysilan (APES) erfolgte zur Erhöhung der Haftung der histologischen Schnitte auf diesen. Dazu wurden vorgereinigte Objektträger 20 Sekunden in eine 2%ige APES-Lösung getaucht und anschließend zweimal in Aceton reinst (Merck, Deutschland) und zweimal in *Aqua destillata* gespült. Zur Trocknung wurden die Objektträger in offenen Glasküvetten unter einen Abzug gestellt und anschließend staubarm in geschlossenen Verpackungen bei Raumtemperatur aufbewahrt.

Tabelle 5: Einbettungsprotokoll, nach dem die Gewebeproben behandelt wurden

Schritt	Reagenz	Konzentration	Temperatur	Zeit
1	Isopropanol	70%	RT	15 min
2	Isopropanol	80%	RT	15 min
3	Isopropanol	96%	RT	15 min
4	Isopropanol	100%	RT	15 min
5	Isopropanol	100%	RT	15 min
6	Xylol	-	RT	15 min
7	Xylol	-	RT	15 min
8	Paraffin	-	60°C	15 min
9	Paraffin	-	60°C	15 min
10	Paraffin	-	60°C	15 min

RT = Raumtemperatur

Anfertigung der Schnitte

Durch eine 24-stündige Kühlung der Paraffinblöcke bei 4° Celsius erreichten diese eine für das Schneiden besser geeignete Konsistenz. Bei Raumtemperatur wurden mit dem Mikrotom (Reichardt Jung AG, Heidelberg) 5 – 10 µm dicke Schnitte mit Einmalklingen (Leica Disposable Microtome Blades Model 819 50 PCS) angefertigt. Die Streckung der Schnitte fand in einem mit 35° bis 38° Celsius warmen *Aqua*

destillata befüllten Wasserbad (Typ WB-24; V 220; W 550; MEDAX Nagel KG, Kiel) statt. Anschließend wurden sie auf die beschichteten Objektträger verbracht und für 24 Stunden im Wärmeschrank (Memmert, Typ: ST 40, V 220; Hz 50; W 2000) bei 38° Celsius getrocknet. Die weitere Lagerung erfolgte staubarm und lichtgeschützt bei Raumtemperatur.

3.2.3.2.4 Färbung der Gewebeschnitte

Die histologischen Schnitte wurden mit einer Hämatoxylin-Eosin-Färbung (H.E.) gefärbt. Dieses erfolgte nach dem in der Tabelle 6 aufgeführten Färbeprotokoll. Das Eindeckeln der Schnitte erfolgte mit Roti-Histokitt® (Roth, Karlsruhe) und Deckgläsern (24 x 50 mm, Roth, Karlsruhe).

3.2.3.3 Lichtmikroskopische Auswertung

Es kamen nur Schnitte zur Verwendung, die aufgrund ihrer Intaktheit und guten Färbung auswertbare Bilder ergaben. Es wurde ein Lichtmikroskop (Mikroskop DMR, Leica, Wetzlar) für die histologische Untersuchung verwendet. Die Bilder wurden mit einer Digitalkamera (DC 300, Leica, Wetzlar) aufgenommen, auf einen Computer GX Dell übertragen und mit einem Bildanalyseprogramm (Leica Image Manager, Leica, Wetzlar) bearbeitet.

Tabelle 6: Färbeprotokoll Hämatoxilin-Eosin anhand dessen alle Gewebeschnitte gefärbt wurden

Arbeitsschritt	Dauer
Rotihistol (Roth)	15 Minuten
Rotihistol (Roth)	15 Minuten
Ethanol absolut	5 Minuten
Ethanol 96%	5 Minuten
Ethanol 80 %	5 Minuten
Ethanol 70%	5 Minuten
Ethanol 60%	5 Minuten
Ethanol 50%	5 Minuten
<i>Aqua destillata</i>	5 Minuten
Hämatoxilin	0,5 Minuten
Leitungswasser	15 Minuten wässern
Eosin 1%	4 Minuten
<i>Aqua destillata</i>	3 x tauchen
Ethanol 70%	1 x tauchen
Ethanol 80%	2 Minuten
Ethanol 96%	0,5 Minuten
Rotihistol (Roth)	10 Minuten
Rotihistol (Roth)	10 Minuten

3.3 Untersuchungsziele

Die in vitro-Untersuchungen an isolierten Schafeutern dienten dem Zweck der Etablierung der Eutersonographie. An den Organen sollten die darstellbaren Strukturen in Abhängigkeit zum Funktionsstadium der Milchdrüse charakterisiert werden. Um die Ergebnisse der Sonographie korrekt beurteilen zu können, wurden zusätzlich klinische und histologische Untersuchungen an den Eutern durchgeführt. Weiterhin erfolgte im Vergleich eine Überprüfung der darstellbaren Strukturen mit verschiedenen Ultraschallgeräten. Konkret stellte sich die Frage, ob ein ambulantes Gerät für den klinischen Einsatz der Euteruntersuchung tauglich ist.

Durch die Untersuchungen am lebenden Tier wurden die in vitro erarbeiteten Ergebnisse übertragen und ein Untersuchungsgang entwickelt und etabliert. Außerdem sollte die Reihen- und Serienpräzision der sonographischen Darstellbarkeit von Euterstrukturen überprüft sowie Veränderungen dieser Strukturen im peripartalen Zeitraum charakterisiert werden.

3.4 Statistische Methoden

Metrische Parameter wie Euterdurchmesser oder Eutergefäßdurchmesser in cm, denen eine Intervallskala zugrunde liegt, wurden durch die Berechnung der statistischen Kenngrößen Mittelwert und Standardabweichung charakterisiert. Für diskrete Parameter, wie zum Beispiel verschiedene Ausprägungen der Homogenität des Drüsenparenchyms in vorgegebenen Kategorien, wurden Häufigkeitsverteilungen errechnet.

Alle Vergleiche verschiedener Gruppen bzw. Zeitpunkte erfolgten mit Hilfe nichtparametrischer Tests, da wegen der insgesamt geringen Stichprobengrößen die Voraussetzungen parametrischer Tests nicht zuverlässig geprüft werden konnten.

Der Vergleich zweier Gruppen auf Unterschiede in der zentralen Tendenz eines metrischen Parameters (Beispiel: Vergleich laktierender und nicht laktierender Schafe hinsichtlich der Änderung des Euterdurchmessers zwischen den Tagen 3 und 10 post partum) erfolgte durch den Mann-Whitney-U-Test. Für diskrete Parameter (Beispiel: Vergleich der Gruppen hinsichtlich verschiedener Ausprägungen der Homogenität des Drüsenparenchyms) wurde der Chi²-Test benutzt. Da die

Besetzungszahlen der zugrunde liegenden Tafeln teilweise sehr klein waren, wurde eine Korrektur des χ^2 -Wertes nach Craddock und Flood vorgenommen (CRADDOCK und FLOOD, 1970).

Bei intraindividuellen Vergleichen metrischer Parameter (Beispiel: Vergleich der mittleren Euterdurchmesser nach 3 Tagen und nach 28 Tagen) wurde der Wilcoxon-Test für abhängige Stichproben angewandt (RASCH et al., 1998; SACHS, 2002).

Als Grenze zur statistischen Signifikanz wurde eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $\alpha = 0,05$ gewählt. Alle Auswertungen erfolgten mit den Statistik-Programmen Statistica (STATSOFT, 2005) und Bias (ACKERMANN, 2004).

Die statistische Auswertung der vorliegenden Daten fand mit Hilfe der Firma Buhck-Schöps statt.

4 Ergebnisse

4.1 Untersuchungen an isolierten Eutern

4.1.1 Physiologische Strukturen

4.1.1.1 nicht laktierend gesund (Organe 1)

Sonographisch darstellbare Strukturen

Zu den sonographisch darstellbaren Strukturen der gesunden, nicht laktierenden Milchdrüsen gehörte das Drüsengewebe, welches von mittlerer Echogenität und Homogenität war (Abbildung 2). Das Drüsenparenchym liess sich in allen Organen darstellen. Die *Pars glandularis* und *papillaris* waren abgesehen von einem Schaf nicht deutlich abzugrenzen, da sie nicht oder nur geringgradig gefüllt waren. Die dazwischen gelegene Ringfalte war im leeren Euter nicht auffindbar. Ebenso liessen sich keine Milchgänge darstellen (Tabelle 7).

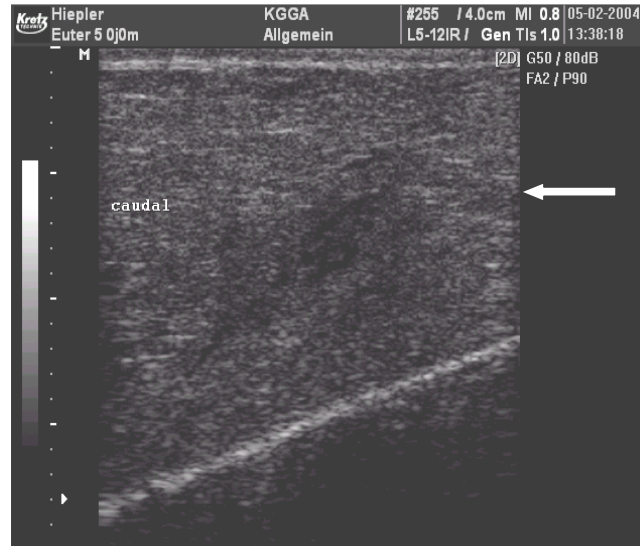


Abbildung 2: Sonographische Darstellung von nicht laktierendem Drüsengewebe eines Schafeuters (Pfeil) (ventrodorsale Untersuchungsachse, 7,5 MHz, Linearscanner, SA 9900, Kretz)

Das Zentralband stellte sich als anechogener, das Euter in zwei Hälften teilender Bereich bei fünf von zehn Milchdrüsen dar (Abbildung 3). Blutgefäße liessen sich, wenn sie gefüllt waren, aufgrund ihrer Lokalisation als runde anechogene Bezirke identifizieren. Sie waren bei zwei Eutern darstellbar, da diese vor der Ausblutung des Schafes vom Körper abgetrennt worden waren (Tabelle 7).



Abbildung 3: Sonographische Darstellung des Zentralbandes eines Schafeuters (mittig, anechogen) und querangeschnittener Blutgefäße (anechogen, rund) (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, 5 MHz, Sektorscanner, SONOLINE prima, Siemens)

Tabelle 7: Prozentuale Angaben der sonographischen Darstellbarkeit verschiedener Strukturen im Schafeuter

Gruppe	intaktes Drüsen-gewebe	verän-dertes Drüsen-gewebe	Zentral-band	Sinus lactiferi	Pars gland-ularis	Ring-falte	Pars papil-laris	Blutge-fässe*
Organe 1 n = 10	100%	0%	50%	0%	10%	0%	10%	20%
Organe 2 n = 8	100%	0%	50%	100%	100%	50%	100%	0%
Organe 3 n = 5	40%	100%	40%	60%	100%	50%	100%	20%

*Darstellbarkeit abhängig vom Blutgehalt

Makroskopisch darstellbare Strukturen

Makroskopisch liessen sich alle sonographisch dargestellten Strukturen wiederfinden, auch wenn einige durch das Zerschneiden in ihrer typischen Form verändert waren. Der Euterdurchmesser variierte zwischen minimal 7 und maximal 12 cm. Der arithmetrische Mittelwert lag bei $9,3 \pm 2,5$ cm.

Das Parenchym bildete makroskopisch als weiss-gelbliches Gewebe mit unterschiedlich großen Hohlräumen den Hauptanteil der ovinen Milchdrüse (Abbildung 4). Aufgrund der Lokalisation und des teilweise anwesenden restlichen Inhalts der röhrenförmigen Hohlräume konnte zwischen Blutgefäßen und den großen Milchgängen differenziert werden. Die Drüsen- und Zitzenzisterne liessen sich darstellen, nachdem die locker aneinanderliegenden Schleimhautschichten manuell getrennt wurden. Die Schleimhaut schimmerte weisslich und die Ringfalte kam im Bereich der Zitzenbasis als eine mehr oder weniger deutliche Gewebeausstülpung in das Lumen der Zisterne zum Vorschein. Das Zentralband stellte sich als eine aus fasrigem, weisslichem Gewebe bestehende Platte zwischen den beiden Euterhälften dar (Abbildung 4).



Abbildung 4: Makroskopische Darstellung des quer angeschnittenen Zentralbandes an einem gefrierfixiertem Schafeuter, welches vom Drüsenparenchym mit eingelagerten Blutgefäßen umgeben wird.

Histologisch darstellbare Strukturen

Das Parenchym bestand aus vielen ei- bis birnenförmigen Alveolen, deren Wände von Laktozyten ausgekleidet wurden. Diese waren bei der nicht laktierenden Milchdrüse dicht gedrängt und säulenförmig. Sie enthielten einen dunklen, mittelgrossen Kern. An der Alveolenwand lagerten sich vereinzelt Myoepithelzellen an. Das zentrale Lumen der Alveolen konnte nicht immer dargestellt werden. Ansonsten stellte es sich leer dar (Abbildung 5).

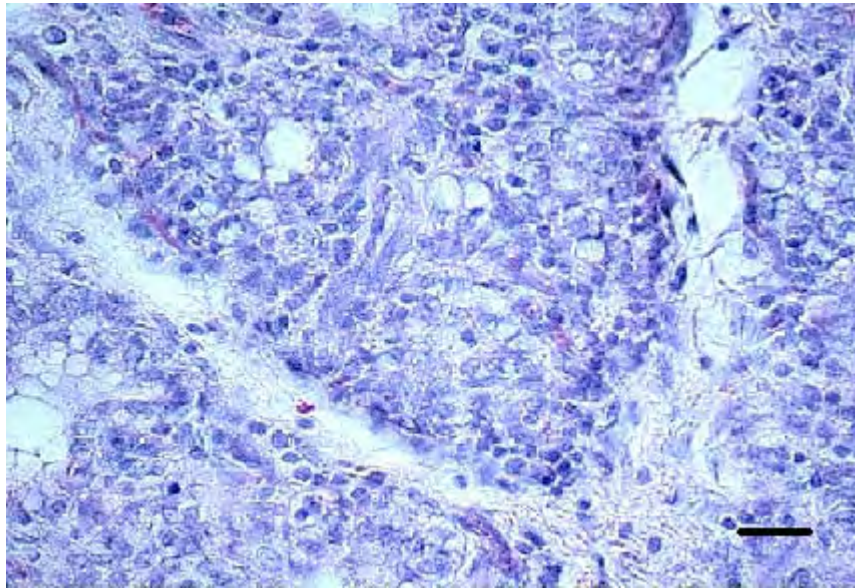


Abbildung 5: Histologische Darstellung von Drüsenparenchym eines nicht laktierenden Schafeuters. Zu sehen sind verschiedene Alveolen mit und ohne darstellbare Lumen, welche von Laktozyten, die einen dunkel angefärbten Zellkern enthalten, umgeben sind (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

Desweiteren waren die interlobulären Bindegewebszüge deutlich sichtbar (Abbildung 6). Sie bestanden aus faseriger Grundsubstanz mit eingelagerten Fibrozyten, die einen länglich, abgeplatteten Körper mit einem kleinen, zentralgelegenen Kern aufwiesen. Zusätzlich liessen sich wenige Abwehrzellen detektieren. In das Bindegewebe eingelagert waren Blutgefäße (Abbildung 7). Häufig enthielten diese Erythrozyten. Arterien unterschieden sich von Venen durch eine deutlichere Ausbildung von zirkulär angeordneten Muskelzellen in der Media im Querschnitt.

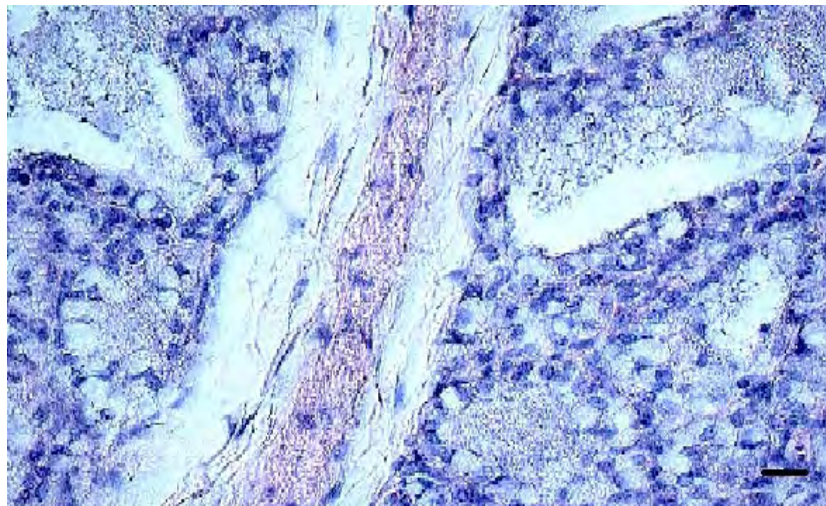


Abbildung 6: Histologische Darstellung von interlobulären Bindegewebe im Schafeuter. Erkennbar sind die länglichen Zellkerne der Fibrozyten, eingelagert in dem fasrigen Bindegewebe (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

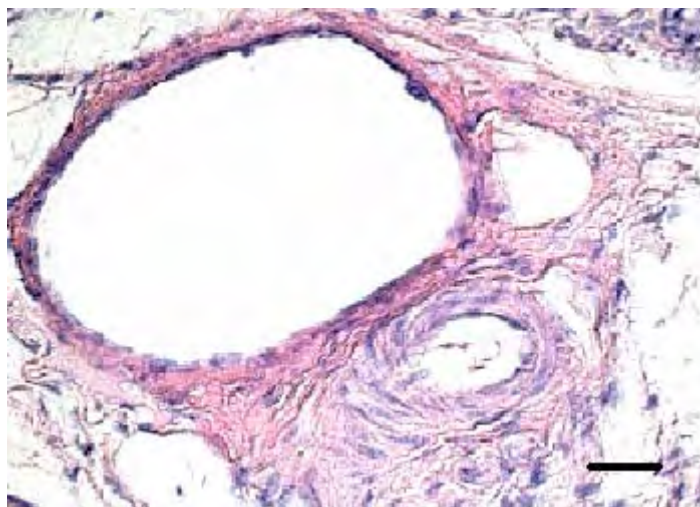


Abbildung 7: Histologische Darstellung zweier Blutgefäße im interlobulären Bindegewebe eines Schafeuters (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

Das Epithel der milchabführenden Gänge zeichnete sich durch zweischichtig gelagerte, hochprismatische Zellen aus, wobei die basal gelegenen Zellen niedrig und die apikal gelegenen Zellen hochprismatisch waren. Sie enthielten einen dunklen Zellkern. An der basalen Seite lagen vermehrt Muskelzellen. Das Lumen der Gänge war nicht gefüllt (Abbildung 8).

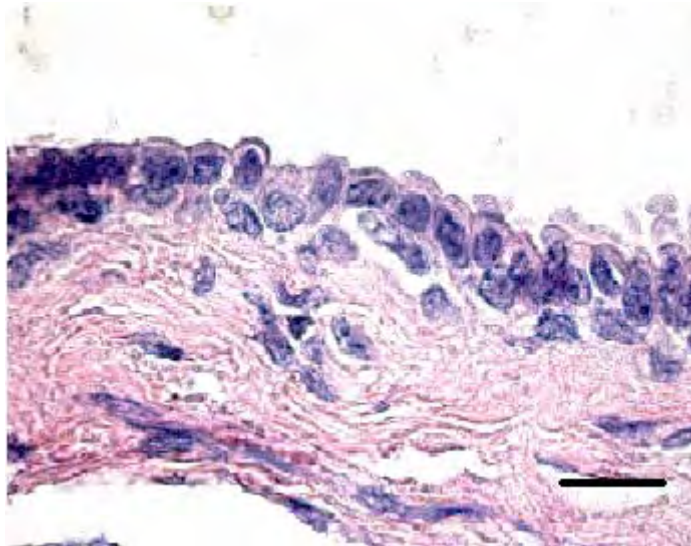


Abbildung 8: Histologische Darstellung des Epithels eines Milchganges in einem Schafeuter. Die Schleimhaut besteht aus hochprismatischen Zellen mit dunklen Zellkernen. (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

In der Drüsenzisternenschleimhaut liessen sich basal abgeflachte Zellen mit unterschiedlich geformten Kernen darstellen. Die apikale Schicht bestand aus hochprismatischen Zellen. In diesem zweischichtigen Epithel waren Leukozyten an wenigen Stellen sichtbar.

Das Zentralband stellte sich in seiner Struktur wie das interlobuläre Bindegewebe dar.

Bei sieben Milchdrüsen, das entsprach 70% der untersuchten Organe dieser Gruppe, konnte im Parenchym zwischen den Lobuli Fettgewebe nachgewiesen werden. Die inhaltslosen Fettzellen hatten eine sehr dünne Wand mit einem länglichen, dünnen, der Wand anliegenden Zellkern.

4.1.1.2 laktierend gesund (Organe 2)

Sonographisch darstellbare Strukturen

Zu den darstellbaren Strukturen der gesunden, laktierenden Milchdrüsen gehörten das Drüsengewebe in acht Organen, das Zentralband bei vier, der *Sinus lactiferi* sowie die *Pars glandularis* und *papillaris* bei allen Organen, die dazwischen gelegene Ringfalte und das Zentralband bei jeweils vier Präparaten der Gruppe (Tabelle 7). Das Parenchym und das Zentralband zeigten das gleiche Erscheinungsbild wie bei den gesunden, nicht laktierenden Milchdrüsen (Abbildungen 9 und 10).



Abbildung 9: Sonographische Darstellung von intaktem, laktierendem Drüsengewebe (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, quer, 7,5 MHz, Sektorscanner, SA 9900, Kretz)



Abbildung 10: Sonographische Darstellung des Zentralbandes (mittig, anechogen) (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, caudal der Drüsenzisterne, 5 MHz, Sektorscanner, SONOLINE prima, Siemens)

Die Milchgänge sowie die Drüsen- und Zitzenzisterne stellten sich als mit Milch gefüllte Räume dar. Milch charakterisierte sich durch die starke Homogenität bei geringer Echogenität (Abbildung 11).



Abbildung 11: Sonographisches Bild einer gefüllten Drüsenzisterne (Pfeil) eines laktierenden Schafeuters (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, 5 MHz, Sektorscanner, SONOLINE prima, Siemens)

Die Ringfalte konnte bei vier von acht ovinen Eutern im Bereich der Zitzenbasis als eine kleine mittelechogene Einstülpung in die milchgefüllte Zisterne dargestellt werden (Abbildung 12). Da alle abgetrennten Milchdrüsen dieser Gruppe von bereits ausgebluteten Schafen stammten, waren sonographisch keine Blutgefäße auffindbar.

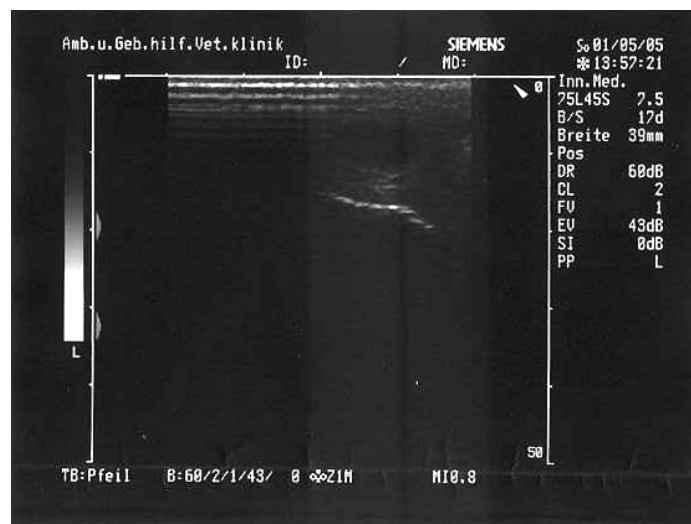


Abbildung 12: Sonographisches Bild einer gefüllten Zitzenzisterne eines laktierenden Schafeuters mit Ringfalte (Pfeil) (horizontal, längs der Zitze, 7,5 MHz, Linearscanner, SONOLINE prima, Siemens)

Makroskopisch darstellbare Strukturen

Insgesamt konnten makroskopisch keine Unterschiede im grundsätzlichen Aufbau der laktierenden zu der nicht laktierenden Milchdrüse festgestellt werden. Das Zentralband schimmerte weisslich und trennte das Euter in zwei Hälften. Die Blutgefäße waren anhand ihrer mit Blutfarbstoff angefärbten Wände anzusprechen (Abbildung 13). Abweichend stellten sich die Milchfüllung der Drüsen- und Zitzenzisterne sowie die Ringfalte dar (Abbildung 14). Ebenfalls war der Durchmesser des Gesamtorgans zu den nicht laktierenden Organen im arithmetischem Mittelwert grösser. Der Minimalwert des Durchmessers lag bei 15 cm und der Maximalwert bei 35 cm. Der arithmetrische Mittelwert betrug $23,5 \pm 3,2$ cm. Beim Einschneiden in die Drüsenzisterne trat Milch aus. Aus dem Parenchym konnte weisse Flüssigkeit abgepresst werden, die vorher nicht sichtbar war.

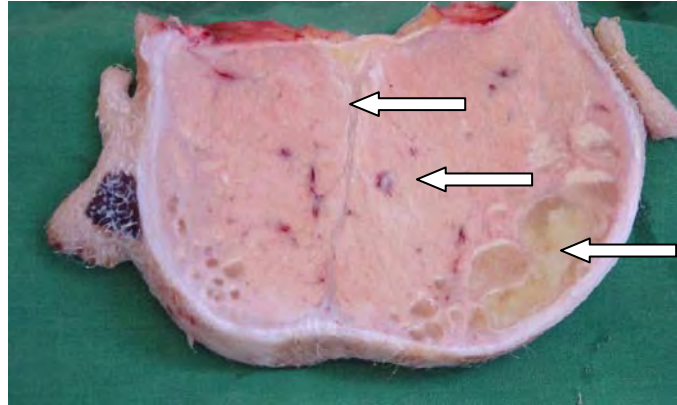


Abbildung 13: Makroskopische Darstellung eines laktierenden Schafeuters nach dem Gefrieren und Zerschneiden unmittelbar caudal der Zitzen, Zentralband (oberer Pfeil), Blutgefäß (mittlerer Pfeil), mit gefrorener Milch gefüllte Drüsenzisterne (unterer Pfeil)

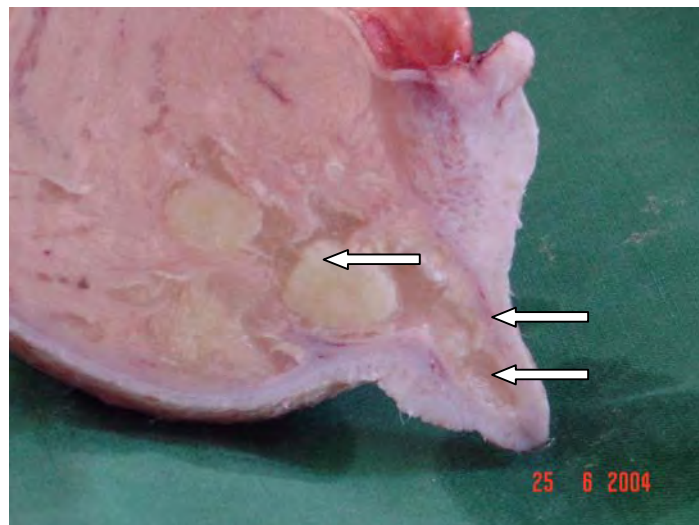


Abbildung 14: Makroskopische Darstellung eines laktierenden Schafeuters nach dem Gefrieren und Zerschneiden auf Höhe der Zitzen, Drüsenzisterne mit gefrorener Milch (oberer Pfeil), Ringfalte (mittlerer Pfeil), Zitzenzisterne (unterer Pfeil)

Histologisch darstellbare Strukturen

Als charakteristisch stellte sich das Erscheinungsbild der Laktozyten dar. Sie kleideten als kubisches Epithel die Alveolenwand aus. Im Zellinneren befand sich immer ein mittelgrosser, durch das angefärbte Chromatin dunkler Zellkern. Zusätzlich konnten Vakuolen in den Laktozyten enthalten sein. Das Zytoplasma färbte sich durchscheinend helllila (Abbildung 15). Die Alveolenform variierte stark. Die Grösse des Lumens wechselte zwischen ausgeprägt und mit einer rosafarbenen Masse gefüllt oder klein und leer. Im Lumen der Alveolen fanden sich regelmäßig somatische Zellen und Fetttropfchen. Basal um die Alveolen lagen vereinzelt Myoepithelzellen.



Abbildung 15: Histologische Darstellung von laktierendem Drüsenparenchym eines Schafeuters. Die Zellkerne der Laktozyten sind an die Zellwand gedrückt. Im Lumen befindet sich die rosa angefärbte Milch mit Fettvakuolen (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

Das Epithel der Milchgänge glich stellenweise lichtmikroskopisch den Zellen der Alveolen (Abbildung 16). Ansonsten zeigten sich die Strukturen wie das Bindegewebe mit den enthaltenen Zellen, das Zentralband, das Fettgewebe, die Blutgefässe und die Drüsenzisterne entsprechend den nicht laktierenden Milchdrüsen.

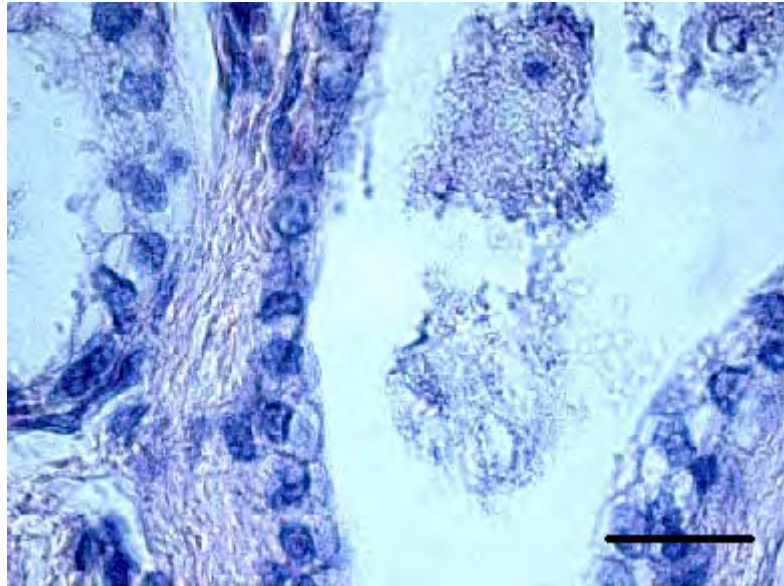


Abbildung 16: Histologische Darstellung des Epithels eines Milchganges in einem laktierenden Schafeuter. Im Lumen befindet sich Milchsekret. (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

4.1.2 Pathologische Strukturen (Organe 3)

4.1.2.1 Mastitis

Sonographisch darstellbare Strukturen (Tabelle 7)

Bei einer katarrhalischen Euterentzündung erschien das Euterparenchym deutlich echogener und inhomogener als bei der gesunden, laktierenden Milchdrüse (Abbildung 17). Ebenso zeigte sich der Inhalt der *Pars glandularis* aufgrund der Veränderungen in der Milch inhomogen. Als morphologische Korrelation dieser Erscheinung konnten Partikel in der Milch nachgewiesen werden. Das Zentralband war bei zwei Organen anechogen darstellbar.

Bei einer gangränisierenden Mastitis (*Mastitis gangraenosa*) traten im sonographischen Bild multiple, deutlich abgegrenzte, stark echogene Stränge hervor, die häufig einen unregelmäßigen Kreis bildeten (Abbildung 18). Der Inhalt war hochgradig inhomogen. In einer stark betroffenen Euterhälfte konnten keine physiologischen Strukturen wie das homogene Parenchym, die durch ihre echoarme Füllung charakterisierten Milchgänge oder die *Pars glandularis* der Zisterne dargestellt werden. Das Zentralband zeigte sich unauffällig.



Abbildung 17: Linksseitige katarrhalische Mastitis bei einem Schaf mit deutlicher Umfangsvermehrung und echogenen Arealen (Pfeil) im Vergleich mit der gesunden Hälfte, getrennt durch das dazwischen gelegene Zentralband (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, 7,5 MHz, Linearscanner, SA 9900, Kretz)

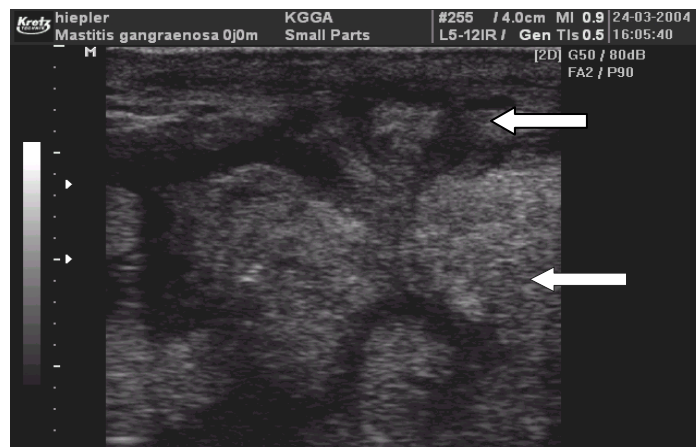


Abbildung 18: Sonographische Darstellung einer an einer gangräneszierenden Mastitis erkrankten Euterhälfte, welche sich in Demarkation befindet. Demarkationslinie (oberer Pfeil), nekrotisches Gewebe (unterer Pfeil) (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, 7,5 MHz, Linearscanner, SA 9900, Kretz)

Makroskopisch darstellbare Strukturen

Es konnten keine Unterschiede zwischen einer laktierenden, gesunden und einer an katarrhalischen Mastitis erkrankten Euterhälfte, abgesehen von der Grössenzunahme im Vergleich zur anderen Hälfte und den Veränderungen des Milchsekretes, festgestellt werden (Abbildung 19). Die Milch enthielt kleine, gelbliche, flockige Beimengungen und war zähflüssig.



Abbildung 19: Makroskopische Darstellung einer einseitigen Umfangsvermehrung einer ovinen Milchdrüse aufgrund einer katarrhalischen Euterentzündung

Bei einer gangränisierenden Mastitis zeigten sich die sonographisch stark inhomogen aufgetretenen Areale als eingeschmolzenes Gewebe. Bereits bei der äußerlichen Betrachtung fiel die Demarkation der betroffenen Euterhälfte auf (Abbildung 20).



Abbildung 20: Makroskopische Darstellung eines Schafeuters, bei dem sich eine Euterhälfte aufgrund einer gangräneszierenden Mastitis in Demarkation befindet.

Histologisch darstellbare Strukturen

Bei den entzündlich veränderten Milchdrüsen waren nie alle Bezirke betroffen, so dass immer auch intaktes, laktierendes Gewebe aufgefunden werden konnte.

Bei der katarrhalischen Mastitis liessen sich in den Milchalveolen abgestoßene Epithelzellen und Leukozyten zusätzlich zur Milch darstellen. Im Epithel befanden sich vermehrt Abwehrzellen. Das Interstitium wirkte aufgelockert und war lokal von zahlreichen Leukozyten infiltriert.

Bei der gangräneszierenden Mastitis waren vermehrt hyperämische Bezirke sichtbar. Leukozyten bildeten einen Demarkationswall um die nekrotischen Areale. Die Struktur der Alveolen war aufgehoben. Das Bindegewebe der interlobulären Septen blieb größtenteils bestehen und zeigte eine vermehrte Infiltration mit Abwehrzellen (Abbildung 21).

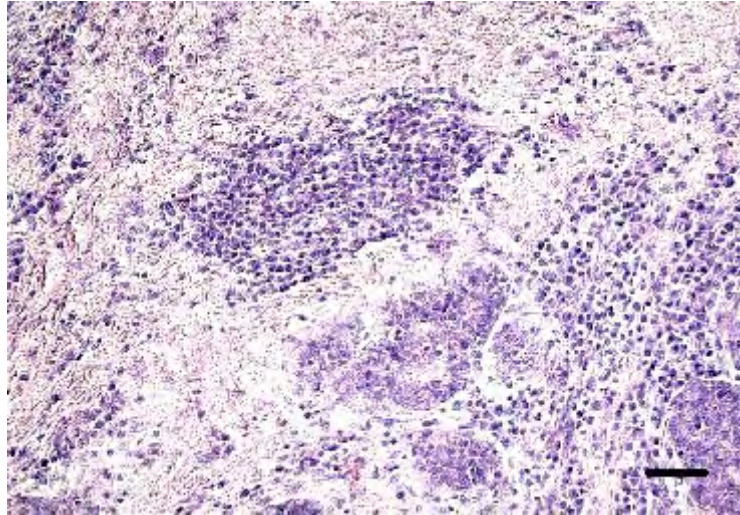


Abbildung 21: Histologische Darstellung eines makroskopisch veränderten Bereiches in einem an einer *Mastitis gangraenosa* erkrankten Schafeuter (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

4.1.2.2 Bauchbruch bedingte Euteratrophie

Sonographisch darstellbare Strukturen

Die Atrophie der einen Euterhälfte charakterisierte sich durch eine sehr dünne, homogene und mittelechogene Schicht direkt unter der Haut (Abbildung 22). Andere Strukturen wie die Milchgänge oder die Drüsenzisterne liessen sich nicht darstellen.

Da das Schaf mit Bauchbruch lebend in die Klinik eingeliefert wurde, fand bereits zu diesem Zeitpunkt eine sonographische Untersuchung statt, bei der hinter der dünnen Schicht vom Drüsenparenchym direkt im Anschluss der Pansen des Tieres sichtbar wurde. In der anderen Euterhälfte konnten Strukturen wie das Parenchym und Blutgefäße gefunden werden. Ein Zentralband konnte in der ventrodorsalen Untersuchungsrichtung des Euters nicht dargestellt werden (Tabelle 7).

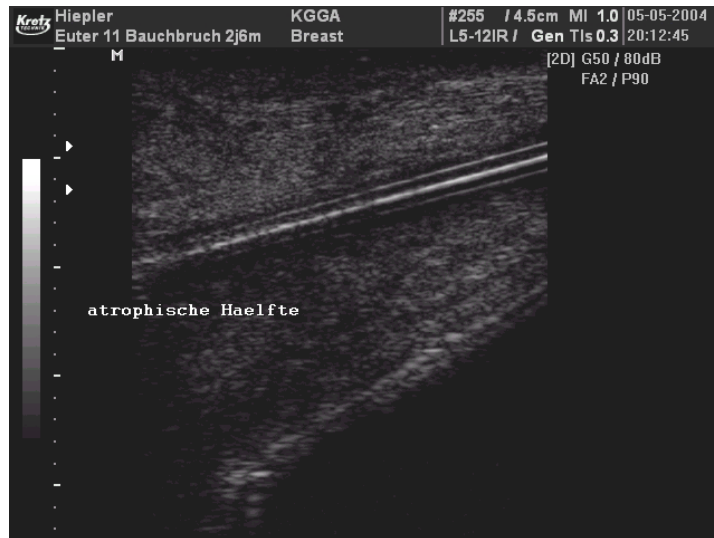


Abbildung 22: Sonographische Darstellung einer atrophischen Euterhälfte eines Schafes mit Wiederspiegelungsartefakt aufgrund der Lagerung in einer Schale (7,5 MHz, Linearscanner, SA 9900, Kretz)

Makroskopisch darstellbare Strukturen (Abbildung 23)

Das atrophisch gewordene Gewebe war visuell kaum von dem Unterhautgewebe des Euters zu unterscheiden. Es war keine Milch gewinnbar.

Die andere Hälfte war physiologisch ausgeprägt. Bei ihr konnte nicht laktierendes Parenchym, die Drüsen- und Zitzenzisterne, Milchgänge und Blutgefäße aufgefunden werden. Das Zentralband war nicht darstellbar.



Abbildung 23: Euter eines an einem Bauchbruch erkrankten Schafes. Das Euter war nicht laktierend. Das Schaf wurde mit Verdacht auf einen Eutertumor eingeliefert. Bei der sonographischen Untersuchung des Euters stellte sich heraus, dass sich Teile des Pansens in der rechten Euterhälfte befanden.

Histologisch darstellbare Strukturen

In der atrophisch gewordenen Euterhälfte dominierte das Bindegewebe, in welchem intaktes, nicht laktierendes Parenchym eingelagert war. Außerdem konnten noch kleinere Blutgefäße dargestellt werden. Milchabführende Gänge und Zisternenschleimhaut waren nicht nachweisbar (Abbildung 24).

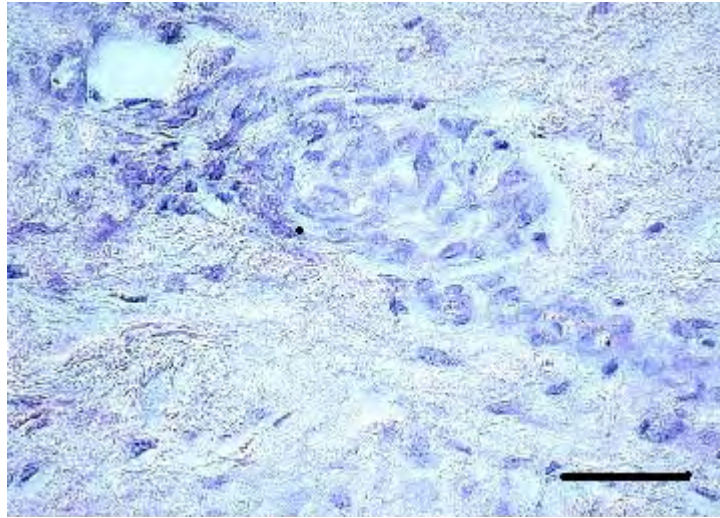


Abbildung 24: Histologische Darstellung von atrophischem Eutergewebe eines Schafes mit viel Bindegewebe, in welches nicht laktierendes, intaktes Drüsenparenchym eingelagert ist (H.E., Balkenlänge = 20 μm)

4.1.3 Übertragung der sonographischen Befunde auf in Form gehaltene Milchdrüsen

Für diesen Versuch fanden zwei formalinfixierte und ein gefrierfixiertes Euter Verwendung. Aufgrund dieses Experimentes sollten Darstellungsartefakte, begründet in einer unphysiologischen Lage der isolierten Organe, während der Untersuchung ausgeschlossen werden.

Alle an den isolierten Organen gefundenen Strukturen konnten sonographisch, makroskopisch und histologisch eindeutig angesprochen werden.

4.1.4 Gerätevergleich

Der Vergleich der drei verschiedenen Geräte ergab, dass die Darstellung der Strukturen bei allen von gleicher Qualität war. Jede Struktur war mit jedem Sonographiegerät auffindbar oder nicht auffindbar.

Der Nachteil des Scanner 100 LC Vet war die etwas unhandliche Rektalsonde, die die Untersuchung weniger komfortabel gestaltete als die Schallköpfe der anderen Geräte.

4.2 Untersuchung an Eutern von lebenden Schafen

Aufgrund der Untersuchungen an den abgetrennten Milchdrüsen war bekannt, welche Strukturen aufgefunden werden können. Es stellte sich heraus, dass sich in der Untersuchung am lebenden Schaf die gleichen Strukturen nachweisen liessen. Im Unterschied zum abgetrennten Organ konnte mit dem Ultraschallgerät SA 9900 die Blutgefäße von den Milchgängen aufgrund der Dopplerfunktion des Gerätes eindeutig differenziert werden.

4.2.1 Reihenpräzision

In diesem Experiment konnte nachgewiesen werden, dass eine Reihenpräzision gegeben war. Jede aufgefundene Struktur war im Abstand von 30 Sekunden in einer zehnfachen Wiederholung an der gleichen Lokalisation des Euters unverändert sonographisch wiederauffindbar. Die sonographischen Eigenschaften blieben über den gesamten Untersuchungszeitraum identisch. Überprüft wurde dieses an dem Drüsenparenchym, dem Zentralband, den Milchgängen, den Blutgefäßen und der *Pars glandularis* der Zisterne.

4.2.2 Veränderungen im peripartalen Zeitraum

4.2.2.1 hochtragende Schafe

Fünf Schafe wurden mindestens zweimal in der Hochgravität sonographisch untersucht. Die letzte Kontrolle vor der Geburt fand maximal vier Tage *ante partum* statt. Aufgrund der unterschiedlichen Dauer bis zur Geburt, variiert die Gesamtzahl der Untersuchungen (Tabelle 8).

Tabelle 8: Anzahl der sonographischen Untersuchungen vor der Geburt bei hochgraviden Schafen (n = 5)

Schaf Nr.	1	2	3	4	5
Anzahl der Untersuchungen	2	4	5	5	8

Der mittlere Euterdurchmesser nahm zwischen den Zeitpunkten 7 und 3 Tage a.p. von $22,0 \pm 5,4$ auf $24,8 \pm 5,6$ cm zu. Diese Veränderung war mit $p = 0,043$ statistisch signifikant (Tabelle 9, Abbildung 25).

Tabelle 9: Grössenveränderungen (in cm) der Euterdurchmesser bei fünf hochgraviden Schafen. Die Veränderungen sind statistisch signifikant ($p = 0,043$).

Schaf Nr.	1	2	3	4	5
3 Tage a. p.	18	22	29	23	32
7 Tage a. p.	15	20	27	20	28
10 Tage a. p.		17	24	16	26
14 Tage a. p.		13	17	14	23
17 Tage a. p.			16	14	22
21 Tage a. p.					19
24 Tage a. p.					16
28 Tage a. p.					12
Prozentualer Anstieg in der letzten Woche a. p.	20	10	7,4	15	14,3

a. p. = *ante partum*

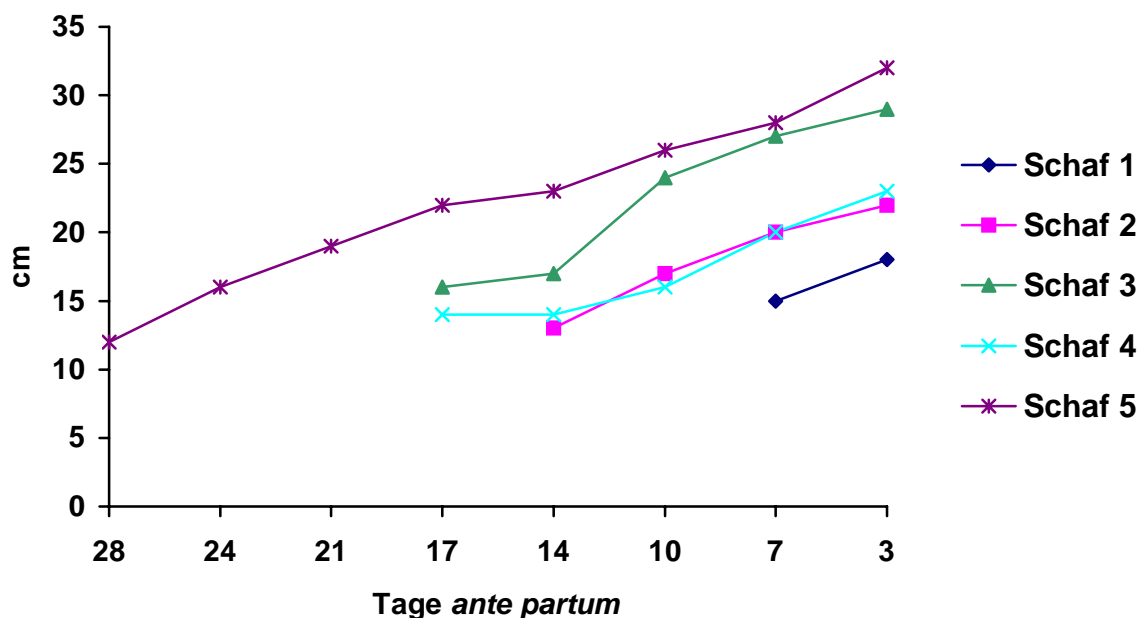


Abbildung 25: Graphische Darstellung der Euterdurchmesserzunahmen bei hochgraviden Schafen

Das Euterparenchym stellte sich bei allen Schafen mit mittlerer Echogenität dar. Die Homogenität war bei drei Tieren über den Untersuchungszeitraum konstant. Bei zwei Schafen variierte diese, wobei das Tier Nummer 3 an zwei aufeinander folgenden Untersuchungen im Drüsenparenchym echogenere, rundliche Areale als das restliche Drüsengewebe aufwies (Abbildung 26). Bei der palpatorischen Untersuchung konnten keine Veränderungen festgestellt werden.



Abbildung 26: Sonographische Darstellung einer ovinen Milchdrüse unmittelbar *ante partum* mit hyperechogenen Arealen und klinisch unauffälligen Untersuchungsbefunden (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, 5 MHz, Sektorscanner, SONOLINE prima, Siemens).

Das Zentralband war bei allen Tieren konstant sichtbar.

Der mittlere Eutergefäßdurchmesser nahm zwischen den Zeitpunkten 7 und 3 Tage a. p. von $1,62 \pm 0,55$ auf $1,82 \pm 0,41$ cm zu. Diese Veränderung war mit $p = 0,068$ tendenziell statistisch signifikant (Tabelle 10, Abbildung 27). Dabei kann der prozentuale Anstieg zwischen den letzten beiden Untersuchungen bis zu 50 % betragen.

Tabelle 10: Grössenveränderungen des sonographisch erfassten maximalen Eutergefässdurchmessers (in cm) bei fünf hochgraviden Schafen

Schaf Nr.	1	2	3	4	5
3 Tage a. p.	1,5	1,8	1,8	1,5	2,5
7 Tage a. p.	1	1,5	1,7	1,4	2,5
10 Tage a. p.		1,5	1,1	1,4	2,4
14 Tage a. p.		1,4	1,1	0,9	2,2
17 Tage a. p.			1,0	0,6	1,9
21 Tage a. p.					1,5
24 Tage a. p.					1,5
28 Tage a. p.					1,3
prozentualer Anstieg in der letzten Woche a. p.	50	20	7,1	5,9	0

a. p. = ante partum

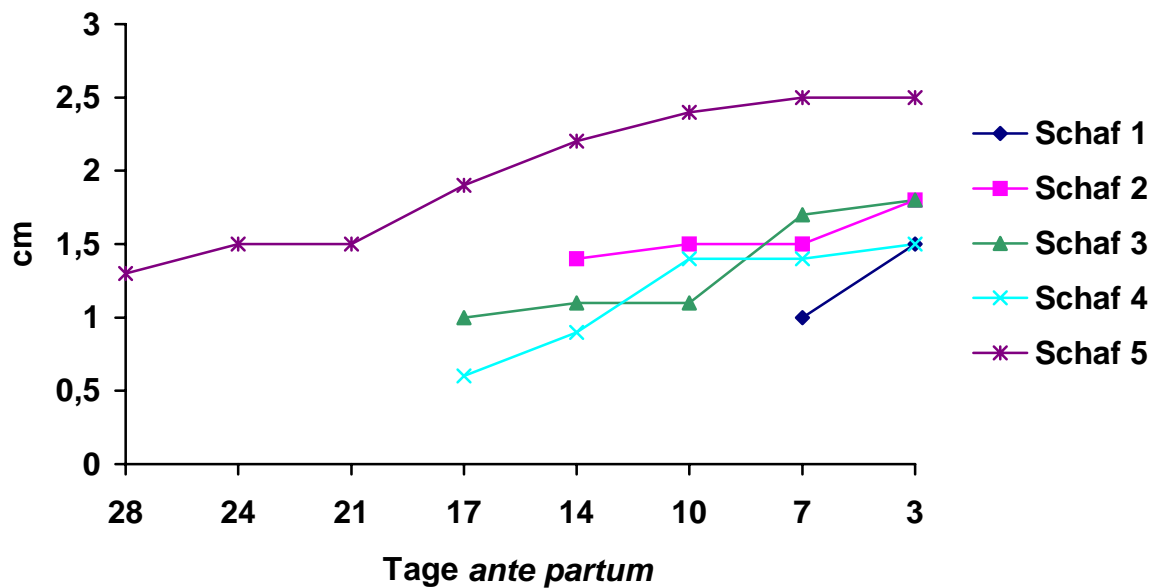


Abbildung 27: Graphische Darstellung des sonographisch erfassten maximalen Eutergefässdurchmessers bei fünf hochgraviden Schafen

Die Zisterne mit ihrer *Pars glandularis* und *papilaris* war gefüllt. Der Inhalt stellte sich sonographisch weniger echogen als das Parenchym dar. Die Ringfalte war bei 60 % der Schafe sichtbar.

4.2.2.2 laktierende Schafe im Puerperium

Die gleichen Schafe, deren antepartalen Befunde bereits im Abschnitt 4.2.2.1 dokumentiert wurden, sind über vier Wochen in der postpartalen Phase zweimal wöchentlich sonographisch untersucht worden. Am dritten Tag *post partum* wurde die erste Kontrolle durchgeführt. Die Untersuchungen fanden alle drei bis vier Tage statt. Die Grösse des Euterdurchmessers veränderte sich nach der Geburt bei den fünf Schafen unterschiedlich stark. Bei zwei Tieren nahm er weiter zu. Beim Tier Nr. 1 stagnierte er ab dem siebten Tag nach der Geburt und bei dem Schaf Nr. 5 variierte der Durchmesser abhängig von der letzten Tränkeaufnahme des Lammes. Bei den Schafen Nr. 2 und Nr. 4 zeigte sich eine Verringerung des Durchmessers. Das Schaf Nr. 3 zeigte keine Grössenveränderung des Euters bis zum zehnten Tag nach der Geburt. In der folgenden Zeit fiel der Organdurchmesser geringgradig ab (Tabelle 11, Abbildung 28). Der mittlere Euterdurchmesser nahm postpartal von durchschnittlich $24,8 \pm 6,5$ cm zunächst leicht zu und erreichte nach 7 Tagen mit im Mittel $25,2 \pm 6,6$ cm seinen größten Wert. Anschließend erfolgte ein allmählicher Rückgang auf Durchschnittswerte um 23 cm nach etwa 3 - 4 Wochen. Der Vergleich zwischen den Zeitpunkten 3 und 28 Tage p. p. ergab keinen statistisch signifikanten Unterschied ($p = 0,22$). Für den Vergleich zwischen den Zeitpunkten 7 Tage (höchster Mittelwert) und 28 Tage p. p. konnte kein signifikanter Rückgang des Euterdurchmessers nachgewiesen werden ($p = 0,068$).

Tabelle 11: Euterdurchmesser (in cm) in den ersten vier Wochen der Laktation beim Schaf

Schaf Nr.	1	2	3	4	5
3 Tage p. p.	19	20	22	29	34
7 Tage p. p.	22	19	21	29	35
10 Tage p. p.	22	18	23	29	33
14 Tage p. p.	22	17,5	20	29	29
17 Tage p. p.	22	17,3	22	27	30
21 Tage p. p.	22	17,2	19	26	28
24 Tage p. p.	22	17	20	26,6	29
28 Tage p. p.	22	16,8	20	26,3	30

p. p. = *post partum*

Der an der breitesten Stelle gemessene Durchmesser der Eutergefäße war am dritten Tag nach der Geburt bei den Schafen mit der Nummer 1, 2, 3 und 5 gleich gross wie bei der letzten Untersuchung *ante partum*. Bei dem Tier Nr. 4 stieg dieser im gleichen Zeitraum an. Bis zum 17. Tag nach der Geburt beim Schaf Nr. 1 und über vier Wochen beim Schaf Nr. 5 blieb der Gefässdurchmesser konstant. Bei den anderen Schafen ist keine Regelmäßigkeit erkennbar (Tabelle 12, Abbildung 29).

Der Eutergefäßdurchmesser schwankte bis 3 Wochen p. p. zwischen Mittelwerten von 1,86 und 1,98 cm. Danach war ein leichter Rückgang auf Werte von $1,76 \pm 0,54$ cm gegeben. Ein statistisch signifikanter Unterschied konnte weder zwischen den Tagen 3 und 28 ($p = 0,42$) noch zwischen den Tagen 10 (maximaler Mittelwert) und 28 ($p = 0,11$) nachgewiesen werden.

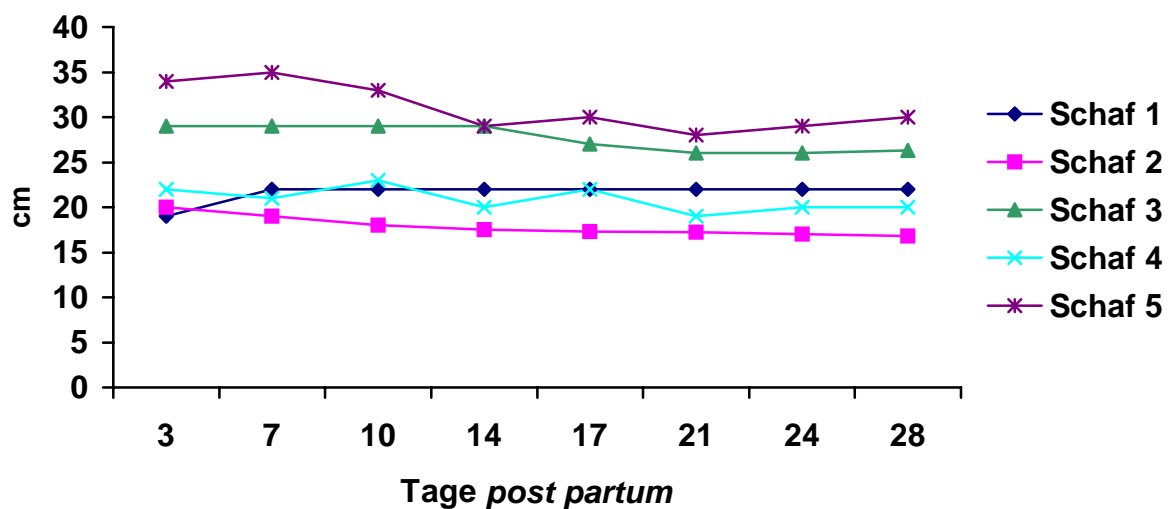


Abbildung 28: Graphische Darstellung der Uterdurchmesser in den ersten vier Wochen der Laktation beim Schaf

Der Utergefäßdurchmesser schwankte bis 3 Wochen p. p. zwischen Mittelwerten von 1,86 und 1,98 cm. Danach war ein leichter Rückgang auf Werte von $1,76 \pm 0,54$ cm gegeben. Ein statistisch signifikanter Unterschied konnte weder zwischen den Tagen 3 und 28 ($p = 0,42$) noch zwischen den Tagen 10 (maximaler Mittelwert) und 28 ($p = 0,11$) nachgewiesen werden.

Tabelle 12: Tabellarische Darstellung des sonographisch erfassten maximalen Gefäßdurchmessers (in cm) in den ersten vier Wochen der Laktation beim Schaf

Schaf Nr.	1	2	3	4	5
3 Tage p. p.	1,5	1,8	1,7	1,8	2,5
7 Tage p. p.	1,5	1,7	1,9	1,7	2,5
10 Tage p. p.	1,5	1,9	2,1	1,9	2,5
14 Tage p. p.	1,5	1,8	1,9	1,7	2,5
17 Tage p. p.	1,5	2	1,8	1,8	2,5
21 Tage p. p.	1,3	1,9	2,0	2,0	2,5
24 Tage p. p.	1,1	1,7	1,9	1,8	2,5
28 Tage p. p.	1	1,9	1,7	1,7	2,5

p. p. = *post partum*

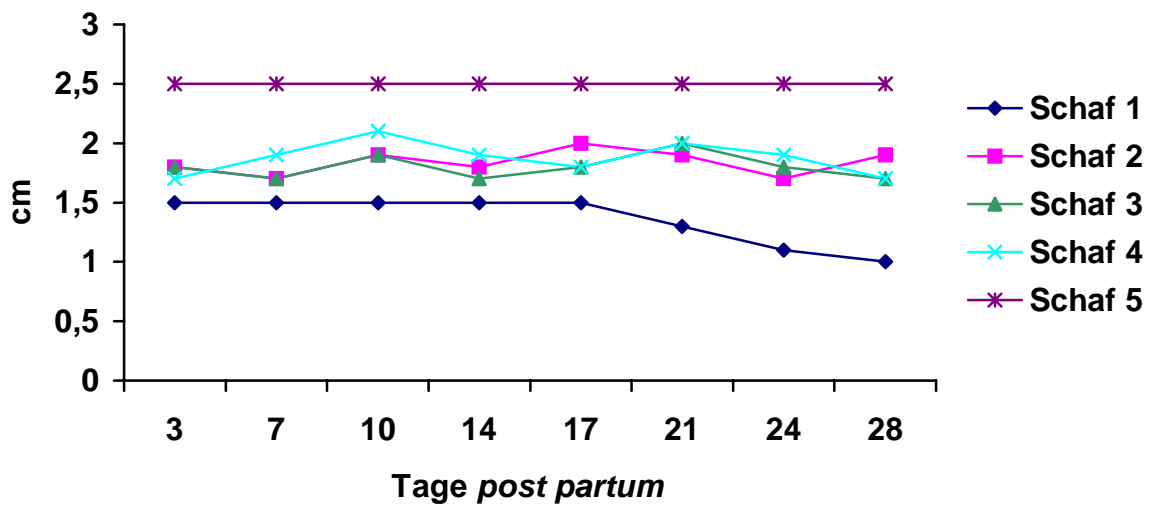


Abbildung 29: Graphische Darstellung des sonographisch erfassten maximalen Eutergefäßdurchmessers in den ersten vier Wochen der Laktation beim Schaf

Das Euterparenchym war bei allen Tieren über den gesamten Zeitraum der Untersuchungen von mittlerer Echogenität. Es zeigte sich kein Unterschied zur Hochgravidität. Die Homogenität war nur bei zwei der Probanden gegeben. Beim Schaf Nr. 3 wechselte diese am achten Tag *post partum* von homogen zu inhomogen und blieb dann konstant. Die Homogenität des Drüsenparenchyms der anderen zwei Schafe variierten von einem zum anderen Untersuchungstermin. Eine Veränderung der palpatorischen Befunde war bei diesen Tieren nicht gegeben.

Das Zentralband war genau wie in der antepartalen Periode bei den fünf Tieren konstant darstellbar. Die Füllung der Zisterne variierte. Die restlichen Strukturen glichen den Ergebnissen *ante partum*.

4.2.3 Klinikpatienten

4.2.3.1 laktierend im Puerperium

Zwei Schafe wurden in der Geburt in die Klinik eingeliefert. Bei beiden wurden durch eine *Sectio caesarea* zwei Lämmer entwickelt. Die Untersuchung des Euters fand fünfmal innerhalb von zehn Tagen im Abstand von 48 bis 72 Stunden statt.

Bei einem Schaf vergrößerte sich der Euterdurchmesser bis zum vierten Tag nach der Geburt, während dieser bei dem zweiten Schaf konstant blieb (Tabelle 13, Abbildung 30).

Tabelle 13: Euterdurchmesser (in cm) von laktierenden Klinikpatienten in den ersten zehn Tagen nach der Geburt

Schaf Nr.	1	2
Partus	25	18
2. Tag p. p.	27	18
4. Tag p. p.	24	18
7. Tag p. p.	22	18
10. Tag p. p.	22	18

p. p. = *post partum*

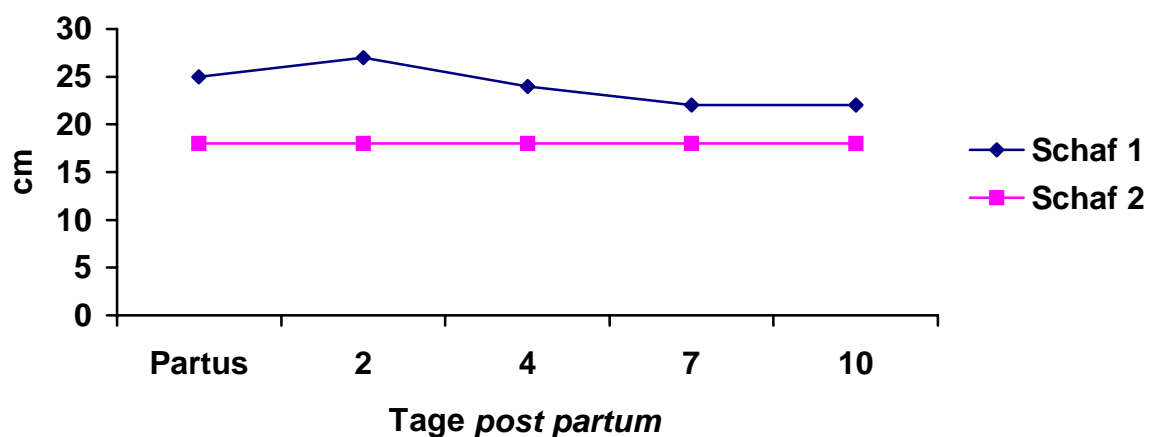


Abbildung 30: Graphische Darstellung der Euterdurchmesser von zwei laktierenden Schafen in den ersten zehn Tagen nach der Geburt

Der maximale Gefässdurchmesser nahm beim ersten Schaf wie der des Euters bis zum vierten Tag zu. Beim zweiten Schaf fand keine Grössenveränderungen bezüglich des Eutergefässdurchmessers statt (Tabelle 14, Abbildung 31). Das Drüsenparenchym war bei beiden von mittlerer Echogenität und konstant inhomogen. Das Zentralband war nur bei einem Schaf darstellbar. Der Füllungszustand der Zisterne variierte. Die Ringfalte war nicht darstellbar.

Tabelle 14: Tabellarische Darstellung des sonographisch erfassten maximalen Eutergefässdurchmessers (in cm) von zwei laktierenden Schafen in den ersten zehn Tagen nach der Geburt

Schaf Nr.	1	2
Partus	2,1	1,4
2. Tag p. p.	2,2	1,4
4. Tag p. p.	1,9	1,4
7. Tag p. p.	1,8	1,4
10. Tag p. p.	1,8	1,4

p. p. = *post partum*

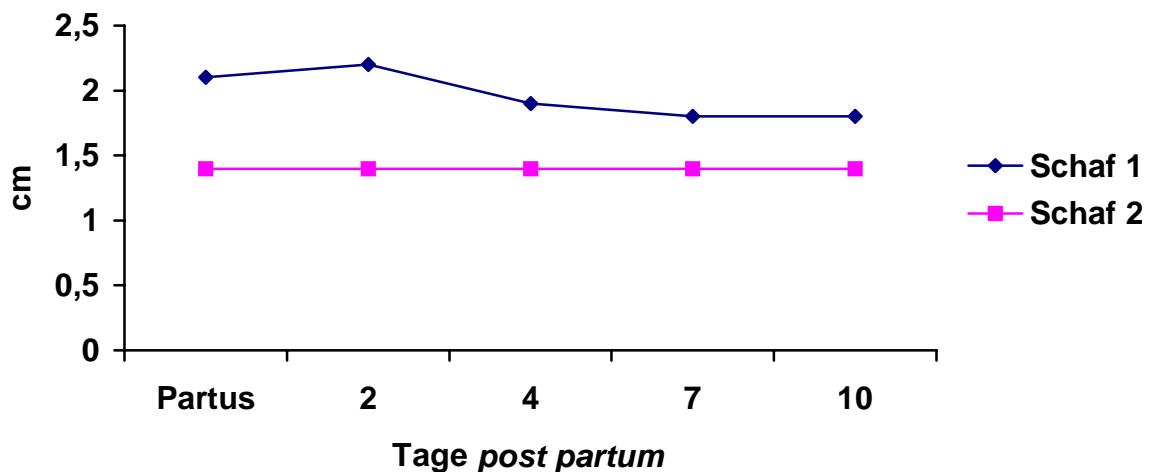


Abbildung 31: Graphische Darstellung des sonographisch erfassten maximalen Eutergefässdurchmessers von zwei laktierenden Schafen in den ersten zehn Tagen nach der Geburt

4.2.3.2 nicht laktierend im Puerperium

Bei drei Schafen, deren Lämmer die Geburt nicht überlebten, fanden die Untersuchungen vom Tag des Partus bis zum zehnten Tag nach der Geburt alle 48 Stunden statt. Der Euterdurchmesser stieg postpartal zunächst von durchschnittlich $17,7 \pm 2,1$ cm auf $20,7 \pm 2,9$ cm an. Danach war ein deutlicher Rückgang auf Mittelwerte von $10,7 \pm 1,2$ cm nach 10 Tagen gegeben. Ein statistisch signifikanter Unterschied konnte weder zwischen dem Tag der Geburt und Tag 10 ($p = 0,11$) noch

zwischen den Tagen 2 (maximaler Mittelwert) und 10 ($p = 0,11$) nachgewiesen werden.

Tabelle 15: Euterdurchmesser (in cm) von nicht laktierenden Schafen bis zum zehnten Tag nach der Geburt

Schaf Nr.	1	2	3
Partus	20	16	17
2. Tag p. p.	24	19	19
4. Tag p. p.	26	21	22
6. Tag p. p.	21	17	18
8. Tag p. p.	16	13	15
10. Tag p. p.	12	10	10

p. p. = *post partum*

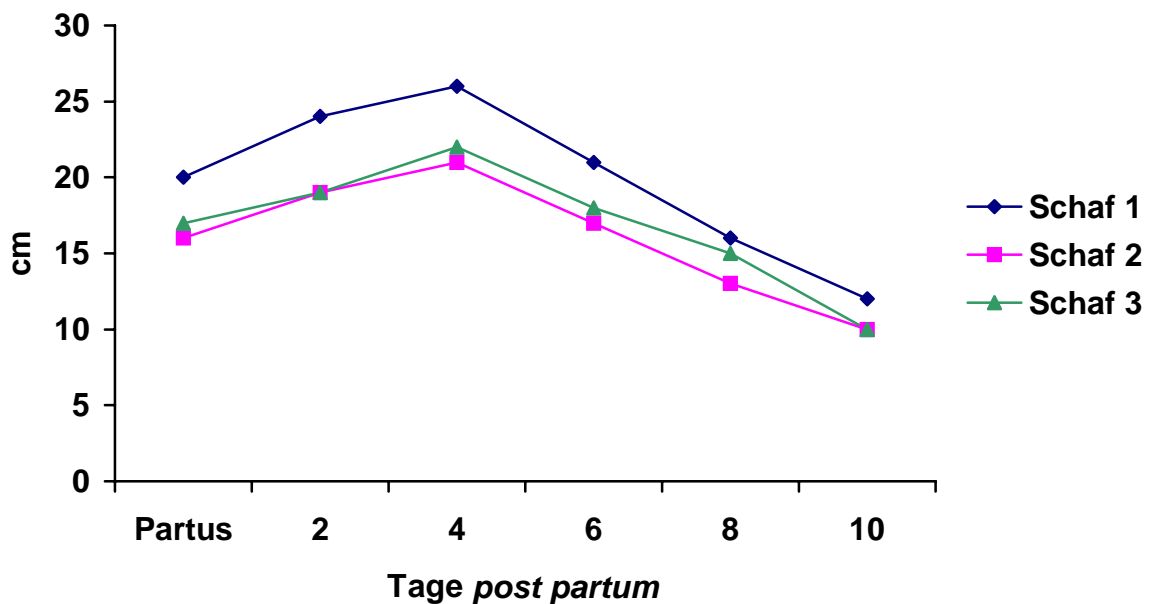


Abbildung 32: Graphische Darstellung der Euterdurchmesser in den ersten zehn Tagen nach der Geburt bei nicht laktierenden Schafen

Der Eutergefäßdurchmesser stieg postpartal zunächst von durchschnittlich $1,73 \pm 0,11$ cm auf 2 cm an. Danach war ein deutlicher Rückgang auf Mittelwerte von $1,23 \pm 0,15$ cm nach 10 Tagen gegeben. Ein statistisch signifikanter Unterschied konnte

weder zwischen dem Tag der Geburt und Tag 10 ($p = 0,11$) noch zwischen den Tagen 2 (maximaler Mittelwert) und 10 ($p = 0,11$) nachgewiesen werden.

Tabelle 16: Tabellarische Darstellung des sonographisch erfassten maximalen Eutergefäßdurchmessers (in cm) von nicht laktierenden Schafen in den ersten zehn Tagen nach der Geburt

Schaf Nr.	1	2	3
Partus	1,8	1,6	1,8
2. Tag p. p.	2	2	2
4. Tag p. p.	2,4	2,1	2,2
6. Tag p. p.	2	1,8	1,9
8. Tag p. p.	1,6	1,4	1,6
10. Tag p. p.	1,2	1,1	1,4

p. p. = *post partum*

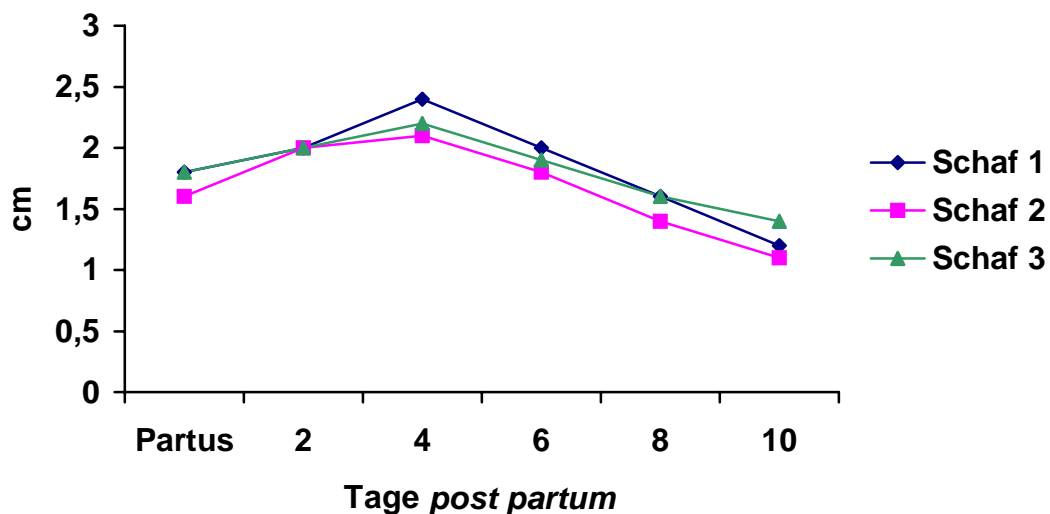


Abbildung 33: Graphische Darstellung des sonographisch erfassten maximalen Eutergefäßdurchmessers in den ersten zehn Tagen nach der Geburt bei nicht laktierenden Schafen

Das Drüsengewebe war konstant von mittlerer Echogenität. Die Homogenität variierte ohne eine Regelmäßigkeit.

Die Drüsenzisternen waren stark gefüllt und der Inhalt sonographisch sehr inhomogen (Abbildung 34).



Abbildung 34: Sonographische Darstellung einer gefüllten Drüsenzisterne am vierten Tag nach der Geburt bei einem Schaf ohne Milchentzug (ventrodorsale Untersuchungsrichtung, 7,5 MHz, Linearscanner, SONOLINE prima, Siemens)

Das Euter war bei der Palpation sehr prall. Bereits zehn Tage nach der Geburt waren die Milchdrüsen bei allen Schafen gut zurückgebildet. Es liessen sich weiche, kleine Euter palpieren und der Durchmesser der Blutgefäße hatte sich sonographisch auf unter zwei Drittel des Maximalwertes am Tag 4 reduziert.

Die Zitzenzisternen waren konstant gefüllt. Die Ringfalte war nur bei einem Schaf über zehn Tage darstellbar.

Zur Beantwortung der Frage, ob die Unterschiede in der Änderung des Euter- und Eutergefässdurchmessers der laktierenden (Tabelle 11 und 12) und nicht laktierenden (Tabelle 15 und 16) Schafe Tag 3 vs. Tag 10 statistisch signifikant sind, wurde zunächst für jedes Tier die Differenz des Euterdurchmessers bzw. Eutergefässdurchmessers zwischen den Tagen 2-3 einerseits und 10 andererseits berechnet (für diese Tage lagen in beiden Gruppen synchrone Messwerte vor). In der Gruppe der laktierenden Schafe nahm der mittlere Euterdurchmesser sowie der mittlere Eutergefässdurchmesser zwischen den Tagen 2 - 3 p. p. einerseits und 10 p. p. andererseits um einige Millimeter zu. Bei den nicht laktierenden Schafen ging der Euterdurchmesser im entsprechenden Zeitraum dagegen um durchschnittlich $10,0 \pm 1,7$ cm zurück, der Eutergefässdurchmesser nahm um $0,77 \pm 0,04$ cm ab. Der

Unterschied zwischen den beiden Gruppen von Tieren war für beide Differenzen statistisch signifikant ($p = 0,036$).

4.2.4 Herdenscreening

Die zwei Herden bestanden insgesamt aus 114 Schafen, die sich alle in der Laktation befanden. Das Alter, die Rasse und das Stadium der Laktation variierte (Tabelle 17). Die Schafe waren zwischen einem und sieben Jahre alt. Der arithmetrische Mittelwert des Alters lag bei $2,4 \pm 0,6$ Jahren. Es wurden 42 Rhönschafe, 52 Merino Landschafe, 16 Bergschafe und 4 Schwarzkopfschafe untersucht.

Tabelle 17: Angaben über das Laktationsstadium bei Schafen, die im Rahmen des Herdenscreenings untersucht wurden ($n = 114$)

Gruppe	1	2	3
Tage in Laktation	1 – 7 Tage	8 – 14 Tage	mehr als 14 Tage
Anzahl der Tiere	20	26	68

In der Gruppe 1 waren 19 Euter bei der klinischen Untersuchung unauffällig. Ein Tier zeigte während der Palpation einer Euterhälfte eine Schmerzhaftigkeit und eine Umfangsvermehrung.

Die Milchdrüsen der Tiere, die sich zwischen dem achten und vierzehnten Tag der Laktation befanden (Gruppe 2), waren klinisch alle ohne besonderen Befund.

In der dritten Gruppe war ein Schaf an einer gangränisierenden Mastitis erkrankt. Das Euter war derb bis hart, es konnte bereits nekrotisches Gewebe abgelöst werden. Bei drei weiteren Tieren wurde eine einseitige Umfangsvermehrung des Euters, welche bei einem Schaf mit Milchveränderungen kombiniert war, festgestellt. Alle anderen klinischen Befunde waren unauffällig.

Der Euterdurchmesser lag bei allen erfaßten Tieren zwischen minimal 12 und maximal 28 cm mit einem arithmetrischem Mittelwert bei $20,3 \pm 3,9$ cm. Der arithmetrische Mittelwert in der ersten Gruppe lag bei $22 \pm 4,2$ cm, in der zweiten bei $20,4 \pm 3,8$ cm und in der dritten bei $18,5 \pm 4,7$ cm. Der maximalste sonographisch erfasste Diameter der Blutgefäße betrug bei den verschiedenen Schafen zwischen 0,3 und 1,8 cm. Hier lagen die arithmetrischen Mittelwerte in der Gesamtheit bei 1,4

$\pm 0,2$ cm, bei $1,5 \pm 0,2$ cm in der ersten Gruppe, $0,9 \pm 0,5$ cm in der zweiten und $0,8 \pm 0,4$ cm in der dritten Gruppe.

Die sonographischen Befunde glichen in der Mehrheit denen im Abschnitt 4.2.2.2. Das Zentralband liess sich bei allen Tieren bis zum siebten Tag der Laktation gut darstellen. In der zweiten Gruppe war es bei vier Schafen nicht und bei zweien nur sehr schlecht auffindbar. Bei den Tieren der Gruppe drei war das Zentralband sonographisch bei zehn Tieren nicht, bei acht Tieren undeutlich und bei 50 Schafen gut ausgeprägt (Tabelle 18). Ein statistisch signifikanter Unterschied hinsichtlich unterschiedlicher Ausprägungen der Darstellbarkeit des Zentralbandes war nicht nachzuweisen ($p = 0,15$).

54 Tiere zeigten bei der sonographischen Untersuchung in beiden Euterhälften eine homogene Struktur. Bei den 60 restlichen Schafen war bei vier Schafen nur eine Hälfte inhomogen. Unter diesen Tieren befand sich das Schaf aus der ersten Gruppe, welches klinisch aufgefallen war, und das Schaf aus der dritten Gruppe, welches einseitig Milchveränderungen zeigte. Zu den restlichen Schafen, die sonographisch beidseitig eine Inhomogenität zeigten, gehörte unter anderem das Schaf mit der gangränisierenden Euterentzündung. Bei zwei der klinisch unauffälligen Probanden konnten im sonographischen Bild in der Tiefe stark echogene und inhomogene Areale mit einer hyperechogenen Begrenzung visualisiert werden. Bei einem Schaf waren deutlich echogene Bezirke, welche rundlich und in sich homogen waren, im sonographischen Bild darstellbar. Bei einem weiteren Schaf konnte eine deutliche Asymmetrie der Euterhälften ohne sonographisch auffällige Veränderungen festgestellt werden (Gruppe 3). Es bestand ein statistisch signifikanter Unterschied zwischen den drei Gruppen hinsichtlich der Häufigkeit des Nachweises auffälliger Befunde ($p = 0,0078$). In der Tabelle 18 sind die Anteile der verschiedenen Ausprägungen des Drüsenparenchyms in den Gruppen dargestellt. Daraus wird deutlich, dass insbesondere in Gruppe zwei der Anteil der Tiere mit beidseitig inhomogenem Drüsenparenchym mit 15,4 % deutlich niedriger war als in den Gruppen eins (40 %) und 3 (50 %). Entsprechend war der Anteil beidseitig homogenen Parenchyms in Gruppe zwei mit 84,6 % größer als in den Gruppen eins und drei.

Die Drüsen- und Zitzenzisterne war bei allen Tieren ausgeprägt darstellbar. Die dazwischen gelegene Ringfalte konnte bei insgesamt 17 Schafen aufgefunden werden. Das entspricht 14,9 % (Tabelle 18).

Im direkten Vergleich der drei Gruppen eins, zwei und drei hinsichtlich der Häufigkeit klinischer Auffälligkeiten, die in Gruppe eins in einem von 20 Fällen (5 %), in Gruppe zwei in null von 26 Fällen und in Gruppe drei in vier von 64 Fällen (6,3 %) zu verzeichnen waren, konnte kein statistisch signifikanter Unterschied festgestellt werden ($p = 0,46$).

Ein statistisch signifikanter Unterschied hinsichtlich der Darstellbarkeit der Ringfalte in den einzelnen Gruppen war nicht nachzuweisen ($p = 0,26$).

Bei allen laktierenden Tieren ist ein gefülltes Zisternensystem nachweisbar.

Zwar war das Drüsenparenchym meist in beiden Euterhälften homogen, doch ließen sich immer wieder Schafe finden, bei denen sich eine oder beide Euterhälften sonographisch inhomogen darstellten. Bei den Tieren konnten in der Mehrzahl keine klinischen Befunde, die auf eine Euterveränderung hinwiesen, festgestellt werden. Erstaunlich ist, dass die Ringfalte nur bei einer geringen Prozentzahl der Schafe trotz Füllung der Zisterne dargestellt werden konnte (Tabelle 18).

Tabelle 18: Häufigkeit der sonographisch darstellbaren Strukturen in der Herdenuntersuchung (n = 114) mit einem statistisch signifikanten Unterschied bezüglich dem Anteil der erkrankten Tiere ($p = 0,0281$) sowie der Häufigkeit des Auftretens der einzelnen Parameter ($p = 0,0353$) in den Gruppen

Gruppe	1 n = 20 (100%)	2 n = 26 (100%)	3 n = 68 (100%)
klinisch unauffällig	19 (95)	26 (100)	64 (94)
klinisch auffällig	1 (5)	0 (0)	4 (6)
beidseitig homogenes Drüsenparenchym	10 (50)	22 (85)	32 (47)
beidseitig inhomogenes Drüsenparenchym	8 (40)	4 (15)	34 (50)
einseitig homogenes Drüsenparenchym	2 (10)	0 (0)	2 (3)
deutlich darstellbares Zentralband	20 (100)	20 (77)	50 (74)
undeutlich darstellbares Zentralband	0 (0)	2 (8)	8 (12)
nicht darstellbares Zentralband	0 (0)	4 (15)	10 (15)
Drüsen-, Zitzenzisterne	20 (100)	26 (100)	68 (100)
Ringfalte	1 (5)	5 (19)	11 (16)
Milchflecken	0 (0)	0 (0)	0 (0)

5 Diskussion

Ziel dieser Arbeit war es, die sonographische Untersuchung des Schafeuters zu etablieren. Bisher sind nur zwei Arbeiten über dieses Thema veröffentlicht worden (RUBERTE et al., 1994, NUDDA et al., 2000). Weiterhin beschrieben sie keine Verlaufsuntersuchungen oder einen Vergleich mit der Histologie. RUBERTE et al. (1994) dokumentierten die sonographische Darstellung von Drüsenparenchym, der Drüsen- und Zitzenzisterne, die dazwischen gelegene Ringfalte und die Haut im Vergleich zum makroskopischen Aussehen. NUDDA et al. (2000) nutzten die Sonographie zur Darstellung der Grösse der Drüsenzisterne.

Im Gegensatz zum Euterkörper gibt es jedoch einige Arbeiten, die sich mit der Sonographie der Zitze befassen (FRANZ et al., 2001a und b). Aus diesem Grunde wurde diese Struktur in der eigenen Arbeit ausgeklammert.

Die Notwendigkeit der Erweiterung der diagnostischen Möglichkeiten an Schafeutern ergibt sich, weil die Funktionsfähigkeit der Milchdrüse unmittelbar die Vitalität und Gewichtszunahme der Lämmer beeinflusst. Ebenfalls ist eine hohe Eutergesundheit in milchproduzierenden Schafbetrieben unverzichtbar, um qualitativ hochwertige Milch als Lebensmittel zu erzeugen.

Ein weiterer Grund für die Einführung der Sonographie am Schafeuter ist die wachsende Anzahl an Hobbyhaltern, die aufwendige medizinische Verfahren im Rahmen der Diagnostik bei Eutererkrankungen fordern.

5.1 Diskussion der Methode

Durch den unmittelbaren Vergleich des sonographischen Bildes mit den makroskopischen und histologischen Ergebnissen gelang es, eine Reihe von Strukturen in der ovinen Milchdrüse eindeutig zu identifizieren. Diese sind verändertes und intaktes Drüsenparenchym, die *Pars glandularis* und *papillaris* der Euterzisterne mit der Milchfüllung und die dazwischen gelegene Ringfalte, das Zentralband und die Blutgefässe.

Die histologischen Untersuchungen dienten dazu, auf mikroskopischer Ebene zu verifizieren, dass es sich um intaktes oder pathologisches Drüsenparenchym handelte. Aus der Übereinstimmung der histologischen Befunde mit den Daten in der Literatur (SMOLLICH und MICHEL, 1992; LIEBICH et al., 1999) kann geschlossen

werden, dass es sich um repräsentatives, ovines Gesäuge handelte, welches sonographisch charakterisiert wurde.

Da isolierte Organe die Gefahr in sich bergen, dass eine Reihe von Artefakten, die durch postmortale Veränderungen, den von der in vivo Situation abweichenden Untersuchungsgang oder der Lagerung des Organs bedingt sind, auftreten können, war es notwendig Methoden einzusetzen, die zu einer Fixierung führten, die mögliche Artefaktdarstellung verhinderten bzw. minimierten.

Ein Beispiel für ein derartiges Artefakt waren die Blutgefäße, bei denen die Struktur aufgrund der Blutfülle variierte. Ein leeres Gefäß liess sich im Drüsenparenchym in Eutern von ausgebluteten Schafen schlecht oder gar nicht darstellen.

Als besonders geeignet hat sich die Gefrierfixierung erwiesen. Da das abgetrennte Schafeuter in einer Hängevorrichtung befestigt wurde, waren Formveränderungen fast vollständig auszuschließen. Die Sonomorphologie des derartig fixierten Organs zeigte keinen Unterschied zu nicht fixierten Organen oder lebenden Probanden, abgesehen von der gefrorenen, koagulierten Milch. Diese Methode erscheint daher als ausgezeichnet geeignet, die übrigen Strukturen auf die in vivo Situation zu übertragen. Ein Nachteil des gefrorenen Präparates war die schwierige Ankopplung des Schallkopfes an das starre Gewebe. Dies konnte durch die Verwendung von viel Gleitgel behoben werden. Ebenfalls gute Ergebnisse erreicht man mit der Formalinfixierung, welche aber einen nachteilig höheren Arbeitsaufwand und eine potentielle Gesundheitsgefährdung in sich birgt.

Weiterhin wurde die Eignung verschiedener Sonographiegeräte hinsichtlich der Handhabung und Bildqualität überprüft. Im Rahmen der Dissertation wurde Wert darauf gelegt, nicht nur ein Sonographiegerät zu nutzen, um von vorneherein eine Übertragung der Ergebnisse in die Praxis zu ermöglichen. Deshalb war es wichtig, nur Strukturen anzusprechen und zu beschreiben, die mit allen verwendeten Geräten dargestellt werden konnten. Aus diesem Grund wurde auch von der Nutzung der Dopplertechnik abgesehen. Durch diesen Aspekt soll ein breiter Einsatz dieser Methodik unter Praxisbedingungen ermöglicht werden, was nicht der Fall gewesen wäre, wenn nur ein Gerät in den Untersuchungen Verwendung gefunden hätte. Insbesondere in der Herdendiagnostik ist es nötig, kleine, ambulante Geräte, deren Auflösung und technischen Möglichkeiten häufig schlechter als von stationären Apparaten sind, zu nutzen.

Im Rahmen des Gerätevergleichs zeigte sich, dass mit allen genutzten Geräten das Drüsenparenchym, die Drüsen- und Zitzenzisterne, die Milchfüllung, die Ringfalte und das Zentralband aufzufinden und darzustellen waren.

Zur Bewertung der Reihenpräzision wurde das von MARQUARDT (2003) am kaninen Gesäuge beschriebene Verfahren gewählt. Die Kontinuität des Auffindens oder Nichtauffindens aller untersuchten Strukturen war gegeben.

Im nächsten Arbeitsabschnitt wurden die in vitro gewonnenen Ergebnisse auf den lebenden Probanden übertragen, indem ein spezieller Untersuchungsgang für das Euter erarbeitet wurde. Ziel war es, zügig, ohne grosse Beunruhigung des Schafes und möglichst ohne Hilfsperson alle Strukturen sonographisch darzustellen. So wurde das ovine Euter nach der Palpation am stehenden, im Schafuntersuchungswagen fixierten, oder am umgesetzten Tier sonographisch untersucht. Die Führung des Schallkopfes erfolgte von caudal nach cranial vom *Sulcus intermammarius* aus jeweils nach links und rechts. Der Schallkopf sollte quer zur Körperlängsachse des Schafes gehalten werden. Der Vorteil eines Schafuntersuchungswagens ist, dass keine Hilfsperson notwendig ist. Das Umsetzen hat zwei Nachteile. Erstens ist eine Hilfsperson notwendig, zweitens ist es bei hochtragenden Tieren aufgrund einer möglichen Kreislaufbelastung kritisch zu betrachten.

5.2 Diskussion der sonographischen Ergebnisse

In der zur Verfügung stehenden Literatur zur Sonomorphologie der ovinen Milchdrüse von RUBERTE et al. (1994) und NUDDA et al. (2000) wurde das intakte, laktierende Drüsenparenchym als mittel- bis starkechogen beschrieben. RUBERTE et al. (1994) unterteilten die Echogenität in Graustufen von 0 bis 255. Auf eine derartige Differenzierung wurde in der vorliegenden Arbeit verzichtet.

Angaben zu nicht laktierendem Eutergewebe finden sich keine. Die Milch ist geringgradig echogen. Die Drüsen- und Zitzenzisterne lassen sich nur aufgrund der Milchfüllung ansprechen. Die Ringfalte zeichnet sich als eine mittelechogene Einstülpung in die Zisterne aus, welche sie in zwei Abschnitte unterteilt.

5.2.1 Organe

An den isolierten Organen liess sich das Drüsenparenchym sonographisch in gleicher Weise wie in der Literatur beschrieben darstellen. Es war von mittlerer Echogenität (RUBERTE et al., 1994, NUDDA et al., 2000). Ein Unterschied zwischen laktierenden und nicht laktierenden Organen bezüglich der Echogenität war nicht vorhanden. Bemerkenswert ist, dass alle verwendeten Geräte keine praktisch relevante Differenz in der sonographischen Darstellung der untersuchten Strukturen aufwiesen. Die für das ovine Drüsenparenchym erfasste Sonomorphologie ist in der Literatur in gleicher Weise für das kanine Drüsengewebe beschrieben (SCHMIDT et al., 1986). Die Homogenität variierte, weil sie von der Verteilung der Milch, welche sich gering echogen präsentierte, im Drüsenparenchym abhängig ist. Dieses zeigte sich auch in der histologischen Zusammensetzung der Organe. In einem laktierenden Organ lassen sich auch Areale mit nicht gefüllten Alveolen darstellen. In nicht laktierenden Milchdrüsen unterbrechen Gebiete von Fettgewebe das funktionelle Drüsenparenchym. Die histologisch angesprochenen Fettareale liessen sich sonographisch aufgrund ihrer geringen Ausdehnung nicht auffinden.

Bei einem laktierenden Euter ist die Zisterne der Milchdrüse sonographisch gut darstellbar (NUDDA et al., 2000). Dabei zeigte sich eine differente Ausbildung der Drüsenzisterne bei den einzelnen Organen, was durch den unterschiedlichen Milchmengengehalt bzw. des Zeitabstandes des letzten Milchentzuges vor der Tötung zu erklären ist. Die sonographische Darstellung der Drüsenzisterne beschrieben FRANZ et al. (2003) an der ovinen Milchdrüse.

Die geringe Echogenität der Milch ergibt sich aus deren Proteingehalt, welcher einige Schallreflexionen im Gegensatz zum reinen Wasser zur Folge hat (RUBIN et al., 1993). Die Zisternenschleimhaut liess sich sonographisch nicht vom Drüsenparenchym unterscheiden, da beide eine ähnliche Dichte besaßen. Die Ringfalte hob sich, nur wenn sie deutlich ausgebildet war, als Einstülpung mittlerer Homogenität und Echogenität mit Verbindung zur Wand in die Milch hervor. RUBERTE et al. (1994) beschrieben die Sonomorphologie der Ringfalte ähnlich, machen aber keine Aussage zur Häufigkeit des Auffindens dieser Struktur. In den eigenen Untersuchungen läßt sich die Ringfalte auch bei laktierenden Organen nicht

immer darstellen. Diese Beobachtung konnte auch an den lebenden Tieren gemacht werden.

Das Zentralband stellte sich als anechogener bis minimal echogener Bereich zwischen den Euterhälften im sonographischen Bild bei 50 % der abgetrennten, gesunden Milchdrüsen dar. Der Grund für die geringe Echogenität könnten Einlagerungen von Fett sein. Die Dicke des Zentralbandes variierte. Makroskopisch zeigte es sich als weissliche, fasrige Platte zwischen den Euterhälften, wie es auch HABERMEHL (1996) beschrieb. Es bestand eine eindeutige Korrelation zwischen der sonographischen Darstellbarkeit des Zentralbandes und der tatsächlichen Ausprägung.

Ebenso wie die Drüsenzisterne liessen sich Blutgefässe nur durch die Füllung und Lokalisation im sonographischen Bild ansprechen. Eine differenzierte Untersuchung der Blutgefässe kann am lebenden Tier nur unter Einsatz einer Dopplerfunktion erfolgen.

An Organen gefundene pathologische Veränderungen waren bei einer Milchdrüse die Atrophie aufgrund eines Bauchbruches und vier entzündlich veränderte Euter. Makroskopisch verändertes Gewebe stellte sich auch sonographisch indifferent zu unverändertem Gewebe dar. Tabelle 7 zeigt, dass auch in entzündeten Milchdrüsen sonographisch unauffälliges Gewebe auffindbar war. Dies konnte durch die histologische Untersuchung bestätigt werden. Sonographisch und histologisch konnte gezeigt werden, dass die Atrophie bei dem Tier mit einem Bauchbruch mit einer deutlichen Reduktion des Drüsenparenchyms einhergeht. Zusätzlich befand sich anteilmäßig mehr Bindegewebe in der betroffenen Euterhälfte als in unveränderten Organpräparaten. Bei einer katarrhalischen Mastitis war das Drüsenparenchym deutlich echogener als bei einem intakten Euter. Die Milch wurde deutlich inhomogener, was sich auf den erhöhten Zellgehalt mit eventueller Flockenbildung zurückführen liess. Dieser Befund wurde ebenfalls bei Frauen mit Mastitis beschrieben (ASOGLU et al., 2005).

Bei der gangränisierenden Mastitis war jegliche Struktur des Drüsenparenchyms in den betroffenen Bereichen aufgehoben. Das sonographische Bild zeigte hyperechogene und anechogene Areale. Die anechogenen Strukturen werden als Demarkationslinien interpretiert, wo sich das nekrotische Gewebe bereits von dem intakten Gewebe ablöst. Die sonographischen Befunde liessen sich durch die

makroskopische Betrachtung nachvollziehen. Besonders hervorzuheben ist, dass auch tiefer liegende Prozesse, die mit der Palpation nicht erfasst wurden, erkennbar sind.

5.2.2 lebende Probanden

Ein Ziel dieser Dissertation war es, peripartale Veränderungen an der Milchdrüse der Spezies Schaf darzustellen, da derartige Patienten die grösste Patientengruppe in der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der Gross- und Kleintiere mit tierärztlicher Ambulanz sind. Zusätzlich zu den lokalen Befunden des Euters wurde eine standardisierte klinische allgemeine und spezielle gynäkologische Untersuchung aller stationär aufgenommenen Schafe durchgeführt.

Die Überprüfung der Reihenpräzision am lebenden Tier ergab, dass alle Strukturen im Abstand von 30 Sekunden reproduziert, entweder zehnmal kontinuierlich dargestellt oder nicht dargestellt werden konnten. Das Ergebnis entsprach der Untersuchung an der kaninen Mamma (MARQUARDT, 2003).

Die Sonomorphologie der Euterstrukturen, wie sie an den Organen ermittelt wurde, erwies sich als voll übertragbar auf das lebende Tier.

Die Etablierung des sonographischen Untersuchungsganges und die Charakterisierung typischer Euterstrukturen erlaubte es, erste Untersuchungen zur Beantwortung spezifischer Fragestellungen mit Hilfe der Ultraschalltechnik durchzuführen.

Als erstes sollten physiologische Daten der Sonographie des Euters im peripartalen Zeitraum eruiert werden, um eine klinische Euterentzündung ohne Anmelken des Schafes vor der Geburt erkennen zu können. An fünf hochgraviden Schafen sollten die Veränderungen in der Milchdrüse in der Zeitspanne mindestens eine Woche *ante partum* bis vier Wochen *post partum* dargestellt werden. Alle Tiere erkrankten während dieser Zeit nicht, was sich aus den Ergebnissen der klinischen Untersuchung ergab. Der mittlere Euterdurchmesser nahm zwischen den Zeitpunkten 7 und 3 Tage a. p. zu. Der Anstieg des Durchmessers ist durch den zunehmenden Gehalt von Kolostralmilch zu erklären. Ebenso verhielt sich die Zunahme des maximal sonographisch erfassten Eutergefässdurchmessers. Es bietet sich an, in zukünftigen Studien die Veränderungen der Eutergefäße mit der Dopplertechnik zu untersuchen.

Die Echogenität des Drüsenparenchyms war bei allen Tieren bis zum Partus konstant. Die Homogenität variierte individuell. Beim Schaf Nummer 3 traten an zwei aufeinander folgenden Tagen deutlich echogene, homogene, rundliche Areale auf. Derartige Veränderungen werden in der Literatur beim Hund als Milchflecken angesprochen (POUHLSEN NAUTRUP, 2001). Da ansonsten keine pathologischen Befunde weder bei der Euterpalpation, noch in der klinischen Gesamtuntersuchung festgestellt wurden, treten sie anscheinend auch beim Schaf als physiologische Erscheinung auf.

Die Veränderung des Euterdurchmessers und des maximal sonographisch erfassten Euterdurchmessers in den ersten vier Wochen nach der Geburt war statistisch nicht signifikant. Die Echogenität veränderte sich im gesamten Zeitraum nicht und zeigte ebenfalls keinen Unterschied zum sonographischen Bild vor der Geburt.

Es konnte keine Kontinuität der Befunde bezüglich der Homogenität über mehrere Tage bei den einzelnen Schafen festgestellt werden. Diese Veränderungen waren jedoch nicht mit Krankheitserscheinungen assoziiert, so dass ihnen keine pathologische Bedeutung beigemessen werden kann.

Die Füllung der Zisterne variierte stark. Der Grund lag bei den saugenden Lämmern, da der Milchentzug einen starken Einfluß ausübt. Dieser Zusammenhang wurde bereits von NUDDA et al. (2000) beschrieben.

Die Darstellung der Ringfalte gelang nur bei einem Teil der Tiere. Ob das Bestehen der Ringfalte einen Einfluss auf die Eutergesundheit hat, ist ein Aspekt, dem im Rahmen weiterer Untersuchungen nachgegangen werden sollte. Diese könnten überprüfen, ob ein Zusammenhang zwischen der Ausprägung der Ringfalte und der Milchflusgeschwindigkeit und dem Ausmelkungsgrad besteht.

Als interessant stellte sich heraus, dass bei drei Schafen nach der Geburt, bei denen kein Milchentzug stattfand, da die Lämmer per *Sectio caesarea* tot entwickelt wurden, kein Unterschied bezüglich der Echogenität des Drüsenparenchyms von laktierenden oder hochtragenden Schafen bestand. Die Homogenität variierte wie bei laktierenden Tieren im Puerperium stark. Der Euterdurchmesser stieg mindestens bis zum vierten Tag nach der Geburt an, um dann wieder abzufallen. Die gleiche Dynamik zeigte sich bei dem sonographisch erfassten maximalen Eutergefäßdurchmesser. Die Ursache der Größenreduktion lag vermutlich in der Einstellung der Milchproduktion und der Resorption der Milch wegen des

wachsenden Druckes in den Alveolen. Es scheint der gleiche Mechanismus im Euter wie bei der Kuh nach dem Trockenstellen abzulaufen (MIELKE, 1994). Ebenfalls verkleinerte sich die Drüsenzisterne, welche bis zum vierten Tag nach der Geburt das größte Ausmaß in dem gesamten Untersuchungszeitraum erreichte. Die *Pars glandularis* machte mehr als zwei Drittel der gesamten Euterhöhe aus. Wie zuvor blieb die Echogenität des Drüsenparenchyms konstant, während die Homogenität wechselte.

Während in der Literatur die Möglichkeit der Herdendiagnostik von Eutern mit der Sonographie nur angesprochen wird (RUBERTE et al., 1994), wurde im Rahmen dieser Dissertation diese Methodik in zwei Beständen eingesetzt.

Bei der sonographischen Untersuchung der Herden waren ebenfalls alle Strukturen ansprechbar, die sich in der zeitaufwendigeren Einzeltierdiagnostik darstellen liessen. Die Homogenität des Drüsenparenchyms der unterschiedlichen Schafe war wechselhaft. Es bestanden teilweise sogar Unterschiede zwischen den Euterhälften, ohne dass klinisch abweichende Befunde existierten. Milchflecken waren in keinem Euter auffindbar, was bedeuten könnte, dass sie nur antepartal vorkommen.

Besonders hervorzuheben ist, dass zwei Schafe, deren Euter sich bei Palpation und Milchkontrolle ohne besonderen Befund erwiesen, in der weiteren Diagnostik mittels Sonographie auffällig waren. Sie zeigten in der Tiefe deutlich echogene, stark inhomogene Areale, welche eine hyperechogene Umrandung aufwiesen. Dies ist das typische Erscheinungsbild für Abzesse in der Sonographie (SQUIRE et al., 2005).

5.3 Praktische Hinweise für die Sonographie am ovinen Euter

Aufgrund der Ergebnisse der Dissertation ergeben sich folgende Hinweise für die praktische sonographische Untersuchung der ovinen Milchdrüse:

- Die Echogenität und Homogenität zwischen nicht laktierenden und laktierenden Milchdrüsen unterscheiden sich nicht.
- Es zeigt sich keine klare Differenzierungsmöglichkeit zwischen Drüsen- und Bindegewebe im sonographischen Bild.
- Im Einzelfall können bei hochgraviden Schafen Milchflecken ohne klinische Relevanz auftreten.
- Das Zentralband stellt sich anechogen dar, kann aber nicht bei allen Tieren visualisiert werden.
- Die Ringfalte ist nur im milchgefüllten Euter darstellbar.
- Milch charakterisiert sich im sonographischen Bild durch eine mittlere echogene Darstellung.
- Die Homogenität des Drüsenparenchyms kann von Tag zu Tag variieren.

Zusammenfassend ist festzuhalten, dass die Sonographie eine Ergänzung, der klinischen Untersuchungsmethode darstellt, die sich gut in die Praxis integrieren lässt.

6 Zusammenfassung

Ziel dieser Arbeit war es, die sonographische Untersuchung der ovinen Milchdrüse zu etablieren. Dazu wurde an Organen und lebenden Tieren die Sonomorphologie der einzelnen Strukturen beschrieben. Mit Hilfe der Organpräparate fand eine Verifizierung der Sonographie durch zusätzliche makroskopische und histologische Betrachtung dieser Strukturen statt.

Dazu standen insgesamt 23 Organe, wovon fünf pathologische Veränderungen aufwiesen, sowie 134 lebende Tiere zur Verfügung. Zusätzlich wurden drei Ultraschallgeräte auf ihre Eignung getestet.

Nach der Darstellung der grundsätzlichen Sonomorphologie an klinikseigenen Schafen und Patienten erfolgten Wiederholungsuntersuchungen während der Hochgravidität und der Laktation bis zum 28. Tag nach der Geburt sowohl in der Klinik als auch im Stall. Bei der Herdenuntersuchung wurde die Praktikabilität der sonographischen Untersuchung unter Stallbedingungen getestet.

Die Arbeit führte zu folgenden Ergebnissen:

- eindeutig erkennbare Strukturen
- Demarkationslinien als Anzeichen einer Mastitis gangraenosa
- Abzesse in der Tiefe des Euters darstellbar

7. Summary

The aim of the present study was to establish the ultrasound mammography in sheep. For this purpose the sonographic structures were described on separated mammary glands and living animals. Additionally the ultrasound results were compared with the microscopical and histological structures.

23 separated mammary glands and 134 living sheep were available. Five prepartes had structural alterations. Also three different ultrasound machines were proved for their practicability.

The examinations were performed to own clinical animals and inpatients currently during the time before birth to the fourth week of lactation. Secondary the possibility of using this method to screen a flock was tested.

The result of this study:

- Explicit visible structures
- Lines of demarcation as a sign for a mastitis gangrenosa
- Abscess in the deep of the udder are presentable

8 Literaturverzeichnis

ACKERMANN, H. (2004)

BiAS für Windows, Version 8.01 (Statistik-Computerprogramm)

Frankfurt: Epsilon-Verlag

ALACAM, E., DINC, D.A., GÜLER, M., ELMA, E. (1990)

Vorkommen und röntgenologische Untersuchungen verschiedener
Zitzenveränderungen bei Milchkühen

Dtsch. Tierärztl. Wschr. Dez; 97 (12): 523-5

ALVAREZ-MORUJO SUAREZ, A.J., ALVAREZ MORUJO, A. (1982)

Udder morphology and machine milking ability in dairy sheep

Anat. Histol. Embryol. 11, 65-75

ANDERSON, R.R. (1975)

Mammary gland growth in sheep

J. Anim. Sci. 41, 118-123

ANDERSON, R.R. (1978)

Kap.: Embryonic and fetal development of the Mammary Apparatus

In: Larson, B.L. (Hrsg.): Lactation, a comprehensive Treatise, Vol. 4,

Academic Press, New York London

ASOGLU, O., OZMEN, V. KARANLIK, H., TUNACI, M., CABIOGLU, N., IGCI, A.,
SELCUK, U.E., KECER, M. (2005)

Fasability of surgical management in patients with granulomatous mastitis.

Breast J. 11, 2, 108-114

BALL, H.J., MACKIE, D.P. (1986)

Experimental production of bovine and ovine mastitis with *Mycoplasma
canadense* isolate.

Vet. Rec. 118, 3, 72-73

BERG, R. (1988)

Kap.: Bauch, Abdomen – Spezielle Regionenbetrachtung

In: Berg, R., Angewandte topographische Anatomie, 3. Aufl., Gustav Fischer Verlag Jena, 247-251

BOSTEDT, H. (1989)

Zur akuten Mastitis beim Schaf

Colloquium veterinarium XX, 60-62

BRAGULLA, H., KÖNIG, H.E. (1999)

Kap.: Milchdrüse (Mamma)

In: König, H.E., Liebich, H.-G. (Hrsg.): Anatomie der Haussäugetiere, Band 2, Organe, Kreislauf- und Nervensystem, 1. Aufl., Schattauer Verlag Stuttgart New York, 335-344

BROOKER, B.E. (1994)

An ultrastructural study of the sinus epithelium in the mammary gland of the lactating ewe

J. Anat. 138 2, 287-296

COLITTI, M., STEFANON, B., WILDE, C.J. (1999)

Apoptotic cell death, bax and bcl-2expression during sheep mammary gland involution

Anat. Histol. Embryol. 28, 257-264

CRADDOCK J.M., FLOOD C.R. (1970)

The distribution of chi-squared statistic in small contingency tables

In: Applied Statistics, 19, Seite 173-81

DEDIÉ, K., BOSTEDT, H. (1985)

Kap. 2.10: Erkrankungen des Euters

In: Schafkrankheiten, Verlag Eugen Ulmer Stuttgart, 246-251

DIFFAY, B.C., MCKENZIE, D., WOLF, C., PUGH, D.G. (2002)

Kap. 1: Handling and examination of sheep and goat

In: Pugh, D.G. (Hrsg.), Sheep and Goat Medicine, W.B. Saunders Company
Philadelphia London Toronto Montreal Sydney Tokyo, 1-18

DYCE, K.M., SACK, W.O., WENSING, C.J.G. (1991)

Kap.: Die Milchdrüse, das Euter der Wiederkäuer

In: Anatomie der Haustiere, Deutsche Ausgabe 1991, Ferdinand Enke Verlag
Stuttgart, 406-408, 746-756

EAST, N.E., BIRNIE, E.F. (1983)

Diseases of udder

Vet. Clin. North Am. L. Anim. Pract. 5 (3), 591-600

FAHR, R.-D., SCHULZ, J., SÜSS, R., AL-HAMMOUD, A.-R. (2004)

Adspektorische und palpatorische Befunde an der Milchdrüse und Indikatoren
für Eutergesundheit in der Milch bei Ostfriesischen Milchschaften

Tierärztl. Prax. 32 (G), 133-139

FRANZ, S., HOFMAN-PARISOT, M., BAUMGARTNER, W., WINDISCHBAUER, G.,
SUCHY, A., BAUDER, B. (2001a)

Ultrasonography of the teat canal in cows and sheep

Vet. Rec. 149, 109-112

FRANZ, S., HOFMAN-PARISOT, M., GÜTTLER, S., BAUMGARTNER, W. (2003)

Clinical and ultrasonographic findings in the mammary gland of sheep

N Z Vet. J. 51, 238-243

FRANZ, S., HOFMAN-PARISOT, M., GUMPENBERGER, M. (2001b)

Sonographie der Zitze vom Rind, Schaf und Ziege im Vergleich mit anderen
bildgebenden Verfahren – eine Übersicht

Berl. Münch. Tierärztl. Wschr. 114, 202-209

FORYTH, I.A. (1986)

Variations among species in the endocrine control of mammary growth and function: the role of prolactin, growth hormone, and placental lactogen

J. Dairy Sci. 69 3, 886-903

HABERMEHL, K.-H. (1996)

Kap.: Haut und Hautorgane

In: Nickel, R., Schummer, A., Seiferle, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Anatomie der Haussäugetiere, Band 3: Kreislaufsystem, Haut und Hautorgane, 3. Aufl., Paul Parey Verlag im Blackwell Wissenschaftsverlag GmbH Berlin, 485-491

HAMPL, A., BARTOS, J., ZEDNIK, R. (1967)

Lymphnodii supramammarii der Schafmilchdrüse

Zbl. Vet. Med. A 14, 570-577

HEATH, T.J., KERLIN, R.L. (1986)

Lymph drainage from mammary gland in sheep

J. Anat. 144, 61-70

HOSPES, R., SEEH, C., BOSTEDT, H. (1997)

Zitzenendoskopie als ein diagnostisches Verfahren bei der Ziege

Tierärztl. Prax. 25, 1, 37-39

HOSPES, R., SEEH, C. (1999)

Sonographie und Endoskopie an der Zitze des Rindes - Atlas und Lehrbuch
Schattauer, Stuttgart - New York

KANN, G. (1997)

Evidence for mammatogenic role of growth hormone in ewes: effects of growth hormone-releasing factor during artificial induction of lactation

J. Anim. Sci. 75 (9) 2541-2549

KIRK, E.J., KITCHELL, R.L. (1988)

Neurophysiologic maps of cutaneous innervation of the external genitalia of the ewe

Am. J. Vet. Res. 49 (4) 522-525

KNIGHT, C.H., PEAKER, M. (1982)

Development of the mammary gland

J. Reprod. Fertil. 65, 521-536

KOCH, T, BERG, R. (1993)

Kap.: Milchdrüse, Glandula lactifera

In: Lehrbuch der Veterinäranatomie, Band 3: Die grossen Versorgungs- und Steuerungssysteme, 5. Aufl., Gustav Fischer Verlag Jena Stuttgart, 566-577

KOZLOWSKI, G.P., CALHOUN, M.L. (1969)

Microscopic anatomy of the integument of sheep

Am. J. Vet. Res. 30, 1267-1279

LEE, C.S., LASCELLES, A.K. (1969a)

Distribution of lymphatic vessels in mammary glands of ewes

Am. J. Anat. 126, 489-496

LEE, C.S., LASCELLES, A.K. (1969b)

The histological changes in involuting mammary glands of ewes in relation to the local allergic response

J. Exp. Biol. Med. Sci. 47, 613-623

LELE, P.P. (1979)

Safety and potential hazards in the current applications of ultrasound in obstetric and gynecology.

Ultrasound Med. Biol. 5 (4) 307-320

LIEBICH, H.-G., BÖCK, P., BUDRAS, K.-D., MAIERL, J., REESE, S. (1999)

Kap. 15: Haut (Integumentum commune)

In: Liebich, H.-G. (Hrsg.), Funktionelle Histologie der Haussäugetiere, Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis, 3. Aufl., Schattauer Verlag Stuttgart New York, 303-307, 316-320

LINZELL, J.L. (1959)

The innervation of the mammary glands in the sheep and goat with some observations in the lumbosacral autonomic nerves

Quart. J. exp. Phys. Cognate med. Sci. 44,160-176

LOEFFLER, K. (1987)

Kap.: Milchdrüse, Gesäuge, Euter, Glandula lactifera, Mamma

In: Anatomie und Physiologie der Haustiere, 7. Aufl., Eugen Ulmer Verlag Stuttgart, 309-321

LUDEWIG, T. (1996)

Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an der Blut-Milch-Schranke der laktierenden Milchdrüse des Rindes

Anat. Histol. Embryol. 25, 121-126

LUDEWIG, T. (1997a)

Die Euterhaut des Merinoschafes

Dtsch. tierärztl. Wschr. 104 (10) 428-432

LUDEWIG, T. (1997b)

Milchgänge und Chaos

Anat. Histol. Embryol. 26, 277-280

MANDAL, P.C., SHARMA, D.R., AHUJA, S.P. (1977)

Observations on a spontaneous case of fatal ovine mastitis due to *Klebsiella pneumoniae*.

Zentralbl Veterinarmed B. 24 (2) 168-74

MARQUARDT, C. (2003)

Untersuchung zur präoperativen Dignitätserfassung kaniner Mammartumoren mittels Ultraschall und Nadelbiopsie.

Diss. med. vet., Giessen

MARQUARDT, C., WEHREND, A., BURKHARD, E., FAILING, K., BOSTEDT, H. (2005)

Sonographische Untersuchung von Mammatumoren der Hündin

Teil 2: Untersuchung zur präoperativen sonographischen Dignitätseinschätzung

Tierärztl. Prax. 31, 275-283

MC KEOWN, J.D., ELLIS, W.A. (1986)

Leptospira hardjo agalactia in sheep.

Vet. Rec. 118 (17) 482

MICHEL, G. (1979)

Zur Morphologie der Alveolen des Rindereuters

Mh. Vet.-Med. 34, 899-902

MICHEL, G. (1983)

Zur Entwicklung der Milchdrüse beim Rind

Mh. Vet.-Med. 38, 899-902

MICHEL, G. (1986)

Kap.: Die Milchdrüse

In: Kompendium der Embriologie der Haustiere, 4. Aufl., Gustav Fischer

Verlag Stuttgart, 302-307

MICHEL, G. (1993)

Histologische und histochemische Untersuchungen zur Innervation der Zitze
sowie der Haut des Rindereuters

Schweiz. Arch. Tierheilk. 135, 305-309

MICHEL, G., SCHULZ, J. (1987)

Zur Histologie und Histochemie des Epithels der grossen Milchgänge und
Milchzisterne unter besonderer Beachtung ihrer Funktion im System der
lokalen Abwehrmechanismen des Rindereuters

Schweiz. Arch. Tierheilk. 129, 319-326

MILKE, H. (1994)

Kap. 2.2: Physiologie der Laktation

In: Wendt, K., Bostedt, H., Milke, H., Fuchs, H.-W. (Hrsg.), Euter- und
Gesäugekrankheiten, 1. Aufl., Gustav Fischer Verlag Jena Stuttgart, 105-113

MOLEN, VAN DER, E.J., VECHT, U., HOUWERS, D.J. (1985)

A chronic indurative mastitis in sheep, associated with maedi/visna virus
infection.

Vet. Q. 7 (2) 112-119

MOSIMANN, W., KOHLER, T. (1990)

Kap.: Milchdrüse

In: Zytologie, Histologie und mikroskopische Anatomie, Paul Parey Verlag

Berlin Hamburg, 288-294

MULLOWNEY, P.C. (1984)

Skin diseases of sheep.

Vet Clin North Am Large Anim Pract. ;6 (1) 131-42

MÜNTER, U. (1961)

Arterien der Körperwand des Schafes

Diss. med. vet., Hannover

NICKERSON, S.C. (1994)

A review: Bovine mammary gland: structure and function; Relationship to milk production and immunity to mastitis

Agri. Practice 15 (6) 10-18

NUDDA, A., PULINA, G., VALLEBELLA, R., BENCINI, R., ENNE, G. (2000)

Ultrasound technique for measuring mammary cistern size of dairy sheep

J. Dairy Res. 67, 101-106

PALIĆ, D. (1954)

Vascularisation des Schafeuters

Acta vet., Fasc. 2

PEKELDER, J.J., VEENINK, G.J., AKKERMANN, J.P., VAN ELDIK, P., ELVING, L.,
HOUWERS, D.J. (2001)

Ovine lentivirus induced indurative lymphocytic mastitis and its effects on the growth of lambs.

Vet. Rec. 148 (7) 218-219

POULSEN NAUTRUP, C. (2001a)

Kap. 4: Sonographische Phänomene und Artefakte

In: Poulsen Nautrup, C.; Tobias, R. (Hrsg) Atlas und Lehrbuch der Sonographie der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze, 3. Aufl., Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, 61 - 63

POULSEN NAUTRUP, C. (2001b)

Kap. 11: Trächtigkeit, Geburt, Gesäuge

In: Poulsen Nautrup, C.; Tobias, R. (Hrsg) Atlas und Lehrbuch der Sonographie der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze, 3. Aufl., Schlütersche Verlagsanstalt, Hannover, 322-328

PUGH, D.G. (2002)

Kap. 13: Diseases of the Mammary Gland

In: Pugh, D.G. (Hrsg.) Sheep and Goat Medicine, WB Saunders Company,
Philadelphia, 341-358

RASCH D., HERRENDÖRFER G., BOCK J., VICTOR N., GUIARD V. (Hrsg.) (1998)

Verfahrensbibliothek Versuchsplanung und -auswertung. Band I und II.
München: Oldenbourg

RAUHUT, D. (1962)

Venen der Körperwand der kleinen Wiederkäuer Ziege und Schaf

Diss. med. vet., Hannover

ROSENFELD, A.T., TAYLOR, K.J., JAFFE, C.C. (1980)

Clinical applications of ultrasound tissue characterization.

Radiol. Clin. North Am. 18 (1) 31-58

RUBERTE, J., CARRETERO, A., FERNANDEZ, M., NAVARRO, M., CAJA, G.,

KIRCHNER, F., SUCH, X. (1994)

Ultrasound mammography in the lactating ewe and its correspondence to
anatomical section

Small Ruminant Research 13, 199-204

RUBIN, C.S., KURTZ, A.B., GOLDBERG, B.B., FEIG, S., COLE-BEUGLET C. (1979)

Ultrasonic mammographic parenchymal patterns: a preliminary report.

Radiology. 130 (2) 515-7.

RÜSSE, I., SINOWATZ, F. (1991)

Kap. 17.5: Milchdrüse

In: Lehrbuch der Embryologie der Haussäugetiere, Paul Parey Verlag Berlin
und Hamburg, 403 – 406

SACHS L. (2002)

Angewandte Statistik, 10. Auflage. Berlin: Springer

SASSHOFER, K., LOIBL, A., KESSLER, O. (1987)

Erkrankungen bei Schaf und Ziege, Euterentzündungen

Wien. tierärztl. Wschr. 4, 125-135

SCHMIDT, S., SCHRAG, D., GIESE, B. (1986)

Gynäkologische Ultraschalluntersuchung beim Kleintier

Tierärztl. Prax. 1986 14 (1) 123-141

SCHNORR, B. (1996)

Kap.: Milchdrüse

In: Embryologie der Haustiere, 3. Aufl., Ferdinand Enke Verlag Stuttgart,

105-108

SCHULZ, J. (1994)

Kap. 5.1: Grundsätze

In: Wendt, K., Bostedt, H., Milke, H., Fuchs, H.-W. (Hrsg.), Euter- und

Gesäugekrankheiten, 1. Aufl., Gustav Fischer Verlag Jena Stuttgart, 226-294

SMOLLICH, A., MICHEL, G. (1992)

Kap.: Milchdrüse

In: Mikroskopische Anatomie der Haustiere, 2. Aufl., Gustav Fischer Verlag

Jena Stuttgart, 336-354

SQUIRE, B.T., FOX, J.C., ANDERSON, C. (2005)

ABSCCESS: applied bedside sonography for convenient evaluatin of superficial
soft tissue infections

Acad. Emerg. Med 12 (7) 601-606

STATSOFT (Hrsg.) (2005)

STATISTICA für Windows, Version 7.1 (Statistik-Computerprogramm)

Tulsa, USA: Eigenverlag

STAVROS, A.T., THICKMANN, D., RAPP, C.L., DENNIS, M.A., PARKER, S.H., SISNEY, G.A. (1995)

Sluid breast nodules: Use of sonography to distinguish between benign and malignant lesions.

Radiology 196, 123 - 134

STOCKER, H., BÄTTIG, U., DUSS, M., ZÄHNER, M., FLÜCKIGER, M., EICHER, R., RÜSCH, P. (1989)

Sonographische Befunde an der papilla mammae des Rindes.

Tierarztl. Prax. 17 (3) 251-6

STOJANOWIĆ, V. (1975)

Die Blutgefäßversorgung des Euters des Schafes

Anat. Anz. 138, 240-250

SULOCHANA, S., SINGH, Y. (1995)

Histology of the mammary gland cistern in pregnant sheep

Ind. J. A. Sci. 65 (10) 1108-1109

SULOCHANA, S., SINGH, Y., SHARMA, D.N. (1989)

Histological studies on the development of mammary gland parenchyma in pregnant sheep

Ind. J. Vet. Anat. 1 (1-2) 33-38

TATARCZUCH, L., PHILIP, C., LEE, C.S. (1997)

Involution of the sheep mammary gland

Am. J. Anat. 190, 405-416

VENZKE, C.E. (1940)

A histological study of the teat and gland cistern of the bovine mammary gland

J. Am. Vet. Med. Assoc. 96, 170

- WENDT, K., BOSTEDT, H., MIELKE, H., FUCHS, H.-W. (1994)
Kap. 6: Erkrankungen der kleinen Wiederkäuer
In: Wendt, K., Bostedt, H., Milke, H., Fuchs, H.-W. (Hrsg.), Euter- und
Gesäugekrankheiten, 1. Aufl., Gustav Fischer Verlag Jena Stuttgart, 435-443
- WEISS, E., KÄUFER-WEISS, I. (2002)
Kap. 9.6.3: Milchdrüse
In: Dahme, E., Weiss, E. (Hrsg.), Grundriss der speziellen pathologischen
Anatomie der Haustiere, 5. Aufl., Ferdinand Enke Verlag Stuttgart, 311-319
- WEISS, E., TEIFKE, J.P. (2002)
Kap. 15: Haut
In: Dahme, E., Weiss, E. (Hrsg.), Grundriss der speziellen pathologischen
Anatomie der Haustiere, 5. Aufl., Ferdinand Enke Verlag Stuttgart, 484-561
- WILKENS, H., MÜNSTER, W. (1972)
Eine vergleichende Darstellung des Lymphsystems bei den Haussäugetieren
(Hund, Schwein, Rind, Pferd)
Dtsch. Tierärztl. Wsch. 79 (23) 573-580
- WINTER, P., HOFER, E. (1996)
Koagulase-negative Staphylokokken als Erreger subklinischer und klinischer
Mastitiden in drei Milchschaferden
Tierärztl. Umschau 51, 222-226
- WITTEK, T., ELZE, K., BECK, K (1998)
Milchinhaltstoffe, Zellgehalt, klinische und bakteriologische Euterbefunde im
Verlauf der Laktation in einer Milchschaferherde.
Prakt. Tierarzt. 79 (8) 762-768
- WITZIG, P., RÜSCH, P., BERCHTOLD, M. (1984)
Wesen, Diagnose und Behandlung von Schleimhautabrisse im Bereich des
Strichkanals.
Dtsch. Tierärztl. Wschr. 91, 219–222.

ZIEGLER, H., MOSIMANN, W. (1960)

In: Anatomie und Physiologie der Rindermilchdrüse, 1. Aufl., Paul Parey Verlag Berlin Hamburg, 64-71

ZIETSCHMANN, O. (1985)

Kap.: Spezifische Hautorgane

In: Ellenberger, Baum (Hrsg.): Handbuch der vergleichenden Anatomie der Haustiere, 18. Aufl. Reprint, Springer Verlag Berlin Heidelberg New York Tokyo, 1038-1047

9 Anhang

Angegeben sind die Zusammensetzungen der selbst hergestellten Lösungen und Puffer. Kommerziell erworbene Lösungen und Puffer wurden nicht berücksichtigt.

9.1 Lagerung und Fixierung des Gewebes

- *Aqua destillata*

hergestellt in einer Millipor-Anlage, Milli Q Biocel

- Neutral gepuffertes Formol nach Lillie:

Formol (~40%) (Merck)	500 ml
NaH ₂ PO ₄ *H ₂ O (Merck)	20,0 g
NaH ₂ PO ₄ (Merck)	32,5 g
<i>Aqua destillata</i>	⇒ ad 5000,0 ml

Die Lösung besitzt einen neutralen pH-Wert.

- Natriumphosphat-Puffer (0,1 M; pH 7,2):

Lösung 1 (0,1 m):

NaH ₂ PO ₄ *H ₂ O (Merck)	13,8 g
<i>Aqua destillata</i>	⇒ ad 1000,0 ml

Lösung 2 (0,1 m):

NaH ₂ PO ₄ (Merck)	17,8 g
<i>Aqua destillata</i>	⇒ ad 1000,0 ml

Gebrauchslösung:

Lösung 1:	28,3 ml
Lösung 2:	71,7 ml

9.2 Herstellung der Gewebeschnitte

- 3-Aminopropyltriethoxy-Silan 2% (APES):

APES (Merck)	10,0 ml
Aceton, reinst (Merck)	490,0 ml

9.3 Färbelösungen

Hämatoxilin-Eosin-Färbung

- Hämatoxilin nach Meyer:

Hämatoxilin (Merck)	1,0 g
<i>Aqua destillata</i>	1000,0 g

lösen unter schütteln

Na SO ₃ (Merck)	0,2 g
Kalialaun (Merck)	50,0 g
Cloralhydrat (Merck)	50,0 g
Zitronensäure (Merck)	1,0 g

2 bis 3 Tage stehen lassen, dann filtrieren

- Eosin:

Eosin G (Merck)	1,0 g
<i>Aqua destillata</i>	100,0 ml
Eisessig (Merck)	1 Tropfen

9.4 Datenerfassungsbogen

Besitzerdaten

Datum

Signalement

Tierart

Rasse

Alter

Geschlecht

Ohrmarke

Gewicht

Vorbericht

Grund der Vorstellung

Daten zur letzten Geburt

Decktermin

Vorbehandlung

Haltungsform

Allgemeinuntersuchung

Puls, Atmung, Temperatur

Allgemeinbefinden

Stehvermögen

Ernährungs-/Pflegezustand

Gynäkologische Untersuchung

Vorbericht

Adspektion Vulva, Perineum

Vaginoskopie

Vestibulum

Vagina

Cervix

Ausfluss

Verletzung

Missbildung
evtl. Sonographie Uterus, Blase

Danksagung

Ich danke Herrn Prof. Dr. A. Wehrend für die Überlassung des interessanten Themas und die fortwährende Beratung und Unterstützung bei der Anfertigung der Arbeit. Besonders möchte ich ihm für seine Geduld danken.

Weiterhin danke ich ihm und Herrn Prof. Dr. Dr. h. c. H. Bostedt sowohl für meine wissenschaftliche als auch tierärztliche Fortbildung an der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der Groß- und Kleintiere mit tierärztlicher Ambulanz.

Für die Bearbeitung des histologischen Probenmaterials danke ich dem Personal des Instituts für Veterinär-Anatomie, -Histologie und Embryologie.

Außerdem möchte ich mich bei Prof. Dr. G. Erhardt und seinen Mitarbeitern und Mitarbeiterinnen für die Überlassung der Schafe und die tatkräftige Unterstützung bedanken.



édition scientifique

VVB LAUFERSWEILER VERLAG

VVB LAUFERSWEILER VERLAG
STAUFBENBERGRING 15
D-35396 GIESSEN

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

ISBN 3-8359-5306-0



9 783835 953062