

Klinik der Schaf- und Ziegenkrankheiten

Herausgegeben von

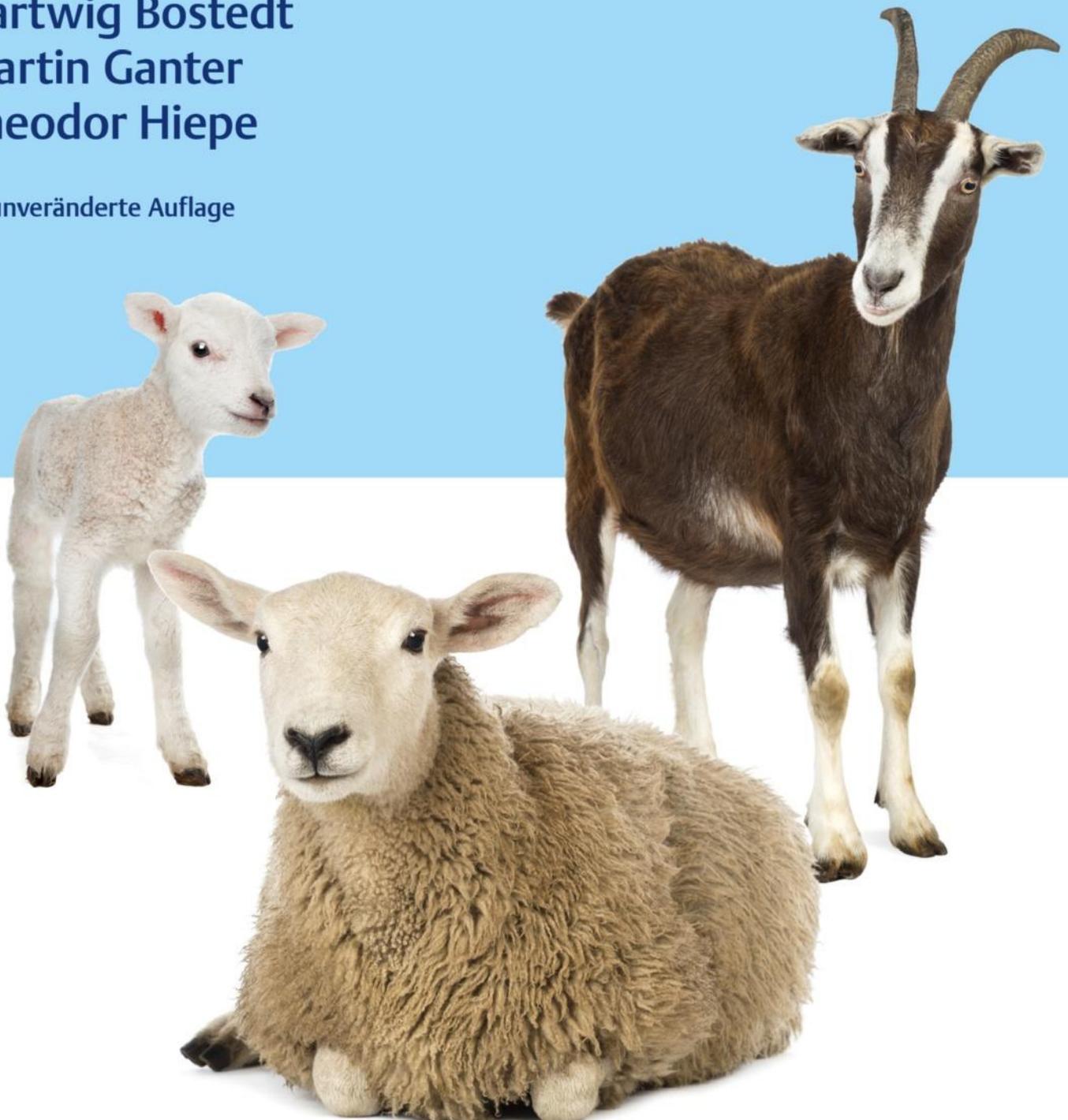
Hartwig Bostedt

Martin Ganter

Theodor Hiepe

2., unveränderte Auflage

 Online-Version im VetCenter



Klinik der Schaf- und Ziegenkrankheiten

Herausgegeben von

Hartwig Bostedt, Martin Ganter, Theodor Hiepe

Unter Mitarbeit von

Burkhard Bauer, Kerstin Borchers, Walter Busch †,
Mathias Büttner, Arwid Dauschies, Ottmar Distl,
Reinhard Dühlmeier, Ilka Emmerich, Lothar Hoffmann,
Esther Humann-Ziehank, Karl-Heinz Kaulfuß,
Manfred Kietzmann, Monika Krüger, Antina Lübke-Becker,
Sabine Meinecke-Tillmann, Udo Moog, Klaus Osterrieder,
Hans-Joachim Selbitz, Katja Voigt,
Georg von Samson-Himmelstjerna, Lothar H. Wieler

2., aktualisierte Auflage

471 Abbildungen

Georg Thieme Verlag
Stuttgart • New York

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

Ihre Meinung ist uns wichtig! Bitte schreiben Sie uns unter:
www.thieme.de/service/feedback.html

© 2019, 2021. Thieme. All rights reserved.
Georg Thieme Verlag KG,
Rüdigerstraße 14, 70469 Stuttgart
Germany
www.thieme.de

Printed in Germany

Zeichnungen: Gay & Sender, Bremen
Covergestaltung: © Thieme
Bildnachweis Cover: © Thieme unter Verwendung von
Lamm © Erik Lam/stock.adobe.com,
Schaf © Eric Isselée/stock.adobe.com,
Ziege © Eric Isselée/stock.adobe.com
Redaktion: Dr. med. vet. Catharina Brandes, Grmund am Tegernsee
Satz: Druckhaus Götz GmbH, Ludwigsburg
Druck: Beltz Grafische Betriebe, Bad Langensalza

DOI 10.1055/b000000610

ISBN 978-3-13-244401-0

1 2 3 4 5 6

Auch erhältlich als E-Book:
eISBN (PDF) 978-3-13-244402-7
eISBN (epub) 978-3-13-244403-4

Wichtiger Hinweis: Wie jede Wissenschaft ist die Veterinärmedizin ständigen Entwicklungen unterworfen. Forschung und klinische Erfahrung erweitern unsere Erkenntnisse, insbesondere was Behandlung und medikamentöse Therapie anbelangt. Soweit in diesem Werk eine Dosierung oder eine Applikation erwähnt wird, darf der Leser zwar darauf vertrauen, dass Autoren, Herausgeber und Verlag große Sorgfalt darauf verwandt haben, dass diese Angabe **dem Wissensstand bei Fertigstellung des Werkes** entspricht.

Für Angaben über Dosierungsanweisungen und Applikationsformen kann vom Verlag jedoch keine Gewähr übernommen werden. **Jeder Benutzer ist angehalten**, durch sorgfältige Prüfung der Beipackzettel der verwendeten Präparate und gegebenenfalls nach Konsultation eines Spezialisten festzustellen, ob die dort gegebene Empfehlung für Dosierungen oder die Beachtung von Kontraindikationen gegenüber der Angabe in diesem Buch abweicht. Eine solche Prüfung ist besonders wichtig bei selten verwendeten Präparaten oder solchen, die neu auf den Markt gebracht worden sind. **Jede Dosierung oder Applikation erfolgt auf eigene Gefahr des Benutzers.** Autoren und Verlag appellieren an jeden Benutzer, ihm etwa auffallende Ungenauigkeiten dem Verlag mitzuteilen.

Vor der Anwendung bei Tieren, die der Lebensmittelgewinnung dienen, ist auf die in den einzelnen deutschsprachigen Ländern unterschiedlichen Zulassungen und Anwendungsbeschränkungen zu achten.

Marken, geschäftliche Bezeichnungen oder Handelsnamen werden nicht in jedem Fall besonders kenntlich gemacht. Aus dem Fehlen eines solchen Hinweises kann nicht geschlossen werden, dass es sich um einen freien Handelsnamen handelt.

Das Werk, einschließlich aller seiner Teile, ist urheberrechtlich geschützt. Jede Verwendung außerhalb der engen Grenzen des Urheberrechtsgesetzes ist ohne Zustimmung des Verlages unzulässig und strafbar. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen oder die Einspeicherung und Verarbeitung in elektronischen Systemen. Wo datenschutzrechtlich erforderlich, wurden die Namen und weitere Daten von Personen redaktionell verändert (Tarnnamen). Dies ist grundsätzlich der Fall bei Patienten, ihren Angehörigen und Freunden, z. T. auch bei weiteren Personen, die z. B. in die Behandlung von Patienten eingebunden sind.

Thieme Publikationen streben nach einer fachlich korrekten und unmissverständlichen Sprache. Dabei lehnt Thieme jeden Sprachgebrauch ab, der Menschen beleidigt oder diskriminiert, beispielsweise aufgrund einer Herkunft, Behinderung oder eines Geschlechts. Thieme wendet sich zudem gleichermaßen an Menschen jeder Geschlechtsidentität. Die Thieme Rechtschreibkonvention nennt Autor*innen mittlerweile konkrete Beispiele, wie sie alle Lesenden gleichberechtigt ansprechen können. Die Ansprache aller Menschen ist ausdrücklich auch dort intendiert, wo im Text (etwa aus Gründen der Leseleichtigkeit, des Text-Umfangs oder des situativen Stil-Empfindens) z. B. nur ein generisches Maskulinum verwendet wird.

Vorwort zur 2. Auflage

Im Verlauf eines gemeinsamen Gesprächs entstand vor geraumer Zeit der Gedanke, drei bereits vor längerer Zeit erschienene Fachbücher über Erkrankungen bei kleinen Wiederkäuern – Behrens H, Ganter M, Hiepe Th, *Lehrbuch der Schafkrankheiten*, 4. Aufl. 2001, Hiepe Th, *Schafkrankheiten*, 2. Aufl. 1975, und Bostedt H, Dedić K, *Schaf- und Ziegenkrankheiten*, 2. Aufl. 1996 – zu einem Gesamtwerk zusammenzufassen und den modernen Erfordernissen entsprechend zu aktualisieren. Dafür konnte eine Reihe fachkompetenter Mitautorinnen und -autoren gewonnen werden, denen schon an dieser Stelle für ihre aktive Mitarbeit gedankt sei.

Hoher Wert wurde bei der Gestaltung des Buches auf eine klare, übersichtliche Gliederung der Einzelkapitel gelegt, um dem klinischen, aber auch wissenschaftlichen Anspruch weitgehend gerecht zu werden. Ein ausführliches Sachwortverzeichnis soll bei der Orientierung in diesem komplexen, das Krankheitsgeschehen der kleinen Wiederkäuer darstellenden Werk Hilfe leisten. Im Weiteren sahen wir unsere Aufgabe vor allem darin, die existenten Besonderheiten in den Krankheitsverläufen zwischen Schaf und Ziege herauszustellen, um so die Spezifitäten, die zwischen beiden Tierarten gegeben sind, zu verdeutlichen. Das Werk ist konzeptionell als eine Informationsquelle sowohl für die praktizierenden als auch für die mit amtlichen Aufgaben betretenen, für die in der Ausbildung und Wissenschaft tätigen Tierärztinnen und Tierärzte, aber auch für die sich für dieses Gebiet interessierenden Studierenden und Tierhalter gedacht.

Auch wenn Schaf und Ziege im Allgemeinen (Fleischschafe ausgenommen) unter dem Begriff „minor species“ geführt werden, ist ihre Bedeutung als landwirtschaftliche Nutztiere im Herdenverband, regional und überregional, nach wie vor groß. In den Haltungs- und Nutzungsformen haben sich zudem über die Jahre neue Perspektiven entwickelt. Zu beachten ist dabei, dass ein nicht unbeträchtlicher Teil der Schafe und Ziegen zu-

nehmend in Kleinbeständen als Hobby- bzw. Freizeit-Tiere gehalten werden. Diese Umstände bringen aus tierärztlicher Sicht eine differenzierte Beanspruchung und Betreuungsintensität mit sich.

Die Herausgeber sprechen den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Thieme Verlags ihre Anerkennung dafür aus, dass sie sich des Werkes angenommen und es über die Jahre des Entstehens stets positiv begleitet haben. Ein besonderer Dank geht dabei an Frau Dr. med. vet. Sandra Schmidt und Frau Eva Wallstein für die vorzügliche Betreuung sowie an Frau Christine Krause aus der Herstellungsabteilung. Ebenso gilt dieser Dank der Lektorin Frau Dr. med. vet. Catharina Brandes.

In relativ kurzer Zeit war die 1. Auflage vergriffen, sodass nun die 2. Auflage vorliegt. In ihr wurden einige, meist kleinere redaktionelle Ergänzungen oder auch Fehlerkorrekturen vorgenommen. Unser Dank gilt wiederum dem Thieme Verlag für die rasche Bearbeitung dieser 2. Auflage.

Wir hoffen gemeinsam, dass diese 2. Auflage des Buches über Schaf- und Ziegenkrankheiten die Informationsbedürfnisse der Leser- und Benutzergruppen erfüllt und dazu beiträgt, die fachlich optimale Betreuung der kleinen Wiederkäuer zu sichern. Es war uns ein großes Anliegen, mit diesem Fachbuch eine in den letzten Jahren kenntlich gewordene Lücke auf dem Gebiet des Wissens um die ovinen und caprinen Leiden zu schließen und so neben anderen, heute möglich gewordenen elektronischen Unterrichtsquellen einen Beitrag hinsichtlich der Fürsorge und Behandlung kleiner Wiederkäuer in größeren Herden, aber auch in kleineren Verbänden sowie bei Einzeltieren zu leisten.

Im August 2021

Hartwig Bostedt (Gießen)
Martin Ganter (Hannover) und
Theodor Hiepe (Berlin)

Abkürzungen

ACTH	Adrenokortikotropes Hormon	KB	Künstliche Besamung
AFT	Abort, Früh- und Totgeburten	KBR	Komplementbindungsreaktion
AIHA	Autoimmunhämolytische Anämie	KM	Körpermasse
ANP	Atriales Natriuretisches Peptid	LH	Luteinisierendes Hormon
AP	Alkalische Phosphatase	MD	Mucosal Disease
APP	Akute-Phase-Protein	min	Minute
ASG	Acid Soluble Glycoprotein	MKS	Maul- und Klauenseuche
AST	Aspartataminotransferase	MRSA	Methicillin-resistente Staphylokokken
BAL	Bronchoalveoläre Lavage	MVV	Maedi-Visna-Virus
BALF	Bronchoalveoläre Lavageflüssigkeit	NANS	Neonatales Atemnotsyndrom
BCS	Body Condition Score	NNMD	Neonatale nutritive Muskeldystrophie
BDV	Border Disease Virus	NNR	Nebennierenrinde
BE	Base Excess (Basenüberschuss)	NSAID	Nichtsteroidal Antiinflammatory Drug
BE_{ox}	Base Excess des vollständig oxygenierten Blutes	OHAMC	Ovine heritable Arthrogryposis multiplex congenita
BNP	Brain Natriuretic Peptide	OID	Ovine interdigitale Dermatitis
BSE	Bovine spongiforme Enzephalopathie	OIE	World Organisation for Animal Health
BTV	Bluetongue-Virus	PaCO₂	arterieller Kohlendioxidpartialdruck
BVD	Bovine Virusdiarrhö	PAG	Pregnancy-associated Glycoprotein
c(HCO₃⁻)	Hydrogenkarbonat-Anionen-Konzentration	PaO₂	arterieller Sauerstoffpartialdruck
CAE	Caprine Arthritis-Enzephalitis	PCB	polychlorierte Biphenyle
CK	Creatinkinase	PCDD	Polychlorierte Dibenzo-p-Dioxine
CMT	California-Mastitis-Test	PCDF	Polychlorierte Dibenzo-p-Difurane
CODD	Kontagiöse ovine digitale Dermatitis	PCR	Polymerase Chain Reaction (Polymerasekettenreaktion)
CP	zytoplasmatische Partikel	PG	Prostaglandin
DMPS	Dimercaptopropansulfonsäure	pH_a	arterieller pH-Wert
DMSA	Dimercaptobernsteinsäure	PNNMD	Postnatal erworbene nutritive Muskeldystrophie
DNA	Desoxyribonukleinsäure	PPR	Peste des Petits Ruminants
DON	Deoxyvalenol	PPV	Parapockenvirus
DTI	Dauertropfinfusion	PvCO₂	venöser Kohlendioxidpartialdruck
DTPA	Calcium-trinatrium-pentetat	PvO₂	venöser Sauerstoffpartialdruck
eCG	equines Choriongonadotropin	RGS	Rye Grass Staggers
EDTA	Ethylendiamintetraacetat	RIA	Radioimmunoassay
EHEC	Enterohämorrhagische Escherichia coli	RNA	Ribonukleinsäure
EIA	Enzymimmunoassay	RSV	Respiratory Syncytial Virus
ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay	RT	Reverse Transkriptase
ENTV	Enzootic Nasal Tumour Virus	SAA	Serum-Amyloid-A
EPEC	Enteropathogene Escherichia coli	SaO₂	arterielle Sauerstoffsättigung
EpG	Eier pro Gramm Kot	s. c.	subkutan
ET	Embryotransfer	SDH	Sorbitdehydrogenase
ETEC	Enterotoxische Escherichia coli	SFT	Sabin-Feldman-Test
EZRT	Eizahlreduktionstest	SIRS	Systemic Inflammatory Response Syndrome
FSH	Follikel-stimulierendes Hormon	SRLV	Small Ruminant Lentivirus
g	g-Beschleunigung (Zentrifuge)	SSL	Scheitel-Steiß-Länge
GABA	γ-Aminobuttersäure	STEC	Shigatoxin-bildende Escherichia coli
γ-GT	Gamma-Glutamyltransferase	SvO₂	venöse Sauerstoffsättigung
GLDH	Glutamatdehydrogenase	TFS	Total Foot Score
GnRH	Gonadotropin Releasing Hormon	TierSchG	Tierschutzgesetz
h	Stunde	TKBA	Tierkörperbeseitigungsanstalt
hCG	humanes Choriongonadotropin	TRH	Thyreotropin-Releasing-Hormon
HES	Hydroxyethylstärke	TSE	Transmissible spongiforme Enzephalopathie
IFAT	Indirekter Immunfluoreszenz-Antikörper-Test	TSH	Thyreidea-stimulierendes Hormon (Thyreotropin)
Ig	Immunglobulin	TTM	Ammoniumtetrathiomolybdat
IHA	Indirekter Hämagglutinations-Assay	TWDS	Total Weighted Digital Score
i. m.	intramuskulär	ZNS	Zentrales Nervensystem
i. v.	intravenös		

Angaben zur Wirkstoffklassifizierung

Die Angaben zu Wirkstoffen und Dosierungen beruhen auf den in der Datenbank VETIDATA aktuell verfügbaren Informationen. Die Wirkstoffe wurden dabei wie folgt klassifiziert:

- **§ A: Schaf/Ziege §:** Für die Therapie geeignetes Tierarzneimittel für Schafe bzw. Ziegen zugelassen (bei Einschränkung auf eine der beiden Tierarten ist dies in Klammern vermerkt) und am Markt verfügbar.
- **§ AX: Schaf/Ziege §:** Für die Therapie geeignetes Tierarzneimittel für Schafe bzw. Ziegen zugelassen und am Markt verfügbar, jedoch darf der Wirkstoff nicht bei Tieren, die der Lebensmittelgewinnung dienen, angewendet werden, sodass die Tiere nach der Anwendung unschädlich zu entsorgen sind.
- **§ B: Schaf/Ziege §:** Wirkstoff bei Tieren, die der Lebensmittelgewinnung dienen, anwendbar, jedoch Umwidmung erforderlich; nach der Anwendung von Arzneimitteln, die nicht für die betreffende Tierart zugelassen sind, ist eine Wartezeit von mindestens 28 Tagen auf das essbare Gewebe und 7 Tagen auf die Milch gemäß § 12a Tierärztliche Hausapothekenverordnung (TÄHAV) einzuhalten.
- **§ BX: Schaf/Ziege §:** Wirkstoff bei Tieren, die der Lebensmittelgewinnung dienen, anwendbar. Aufgrund der Verordnung über Stoffe mit pharmakologischer Wirkung (PharmStV) dürfen diese Wirkstoffe nur in Form von Fertigarzneimitteln bei der zugelassenen Tierart und in den genannten Anwendungsgebieten zum Einsatz kommen. Dieses Umwidmungsverbot besteht nicht, wenn ein Tierarzneimittel, das für die Tierart und das Anwendungsgebiet zugelassen ist, aus einem anderen Mitgliedsstaat der Europäischen Union oder des Europäischen Wirtschaftsraums gemäß § 73a Absatz 3b AMG innergemeinschaftlich verbracht wird.
- **§ BF: Schaf/Ziege §:** Gemäß Verordnung über apothekenpflichtige und freiverkäufliche Arzneimittel (ASMVerkRV) freiverkäuflicher Wirkstoff, der bei Tieren, die der Lebensmittelgewinnung dienen, anwendbar ist. Bezug und Herstellung sind im Rahmen des Betriebs einer tierärztlichen Hausapotheke zulässig. Bei der Angabe der Wartezeit ist der Tierarzt nicht an die Mindestwartezeit nach § 12a Tierärztlicher Hausapothekenverordnung (TÄHAV) gebunden, sondern darf sie selbst festsetzen.
- **§ C: Schaf/Ziege §:** Wirkstoff bei Tieren, die der Lebensmittelgewinnung dienen, verboten.

Inhaltsverzeichnis

Vorwort zur 2. Auflage	5
Abkürzungen	6
Angaben zur Wirkstoffklassifizierung	7
Anschriften.	10
Herausgebervorstellung.	12

Teil 1

Grundlagen

1	Untersuchungsmethoden und Diagnostik	14
	<i>M. Ganter, H. Bostedt, E. Humann-Ziehank</i>	
2	Arzneimittelapplikation	59
	<i>M. Ganter</i>	
3	Gesetzliche Rahmenbedingungen	62
	<i>L. Hoffmann, M. Ganter</i>	

Teil 2

Krankheiten nach Organsystemen

4	Haut, Haare und Wolle.	78
	<i>M. Ganter</i>	
5	Respiratorisches System.	91
	<i>M. Ganter</i>	
6	Herz-Kreislauf-System	102
	<i>M. Ganter</i>	
7	Hämatopoetisches System	104
	<i>M. Ganter</i>	
8	Verdauungssystem	111
	<i>M. Ganter</i>	
9	Harnsystem	138
	<i>M. Ganter</i>	
10	Stütz- und Bewegungssystem	144
	<i>M. Ganter</i>	
11	Zentrales Nervensystem (ZNS).	162
	<i>M. Ganter</i>	
12	Sinnesorgane: Augen und Ohren	174
	<i>M. Ganter</i>	

Teil 3

Systemische Erkrankungen

13	Stoffwechselstörungen und Mangelkrankheiten	184
	<i>E. Humann-Ziehank, M. Kietzmann, M. Ganter, R. Dühlmeier</i>	
14	Erkrankungen durch Schadstoffe natürlichen und künstlichen Ursprungs	218
	<i>M. Kietzmann, M. Krüger</i>	
15	Infektionskrankheiten	241
	<i>K. Osterrieder, O. Distl, K. Borchers, K. Voigt, M. Ganter, M. Büttner, H.-J. Selbitz, L. Wieler, A. Lübke-Becker, U. Moog, M. Krüger</i>	

16	Parasitosen	343
	<i>A. Dauguschies, Th. Hiepe, G. von Samson-Himmelstjerna, L. Hoffmann, B. Bauer, M. Ganter</i>	
17	Zoonosen	405
	<i>Th. Hiepe, K. Borchers, M. Büttner, K. Osterrieder, H.-J. Selbitz, M. Ganter, A. Dauguschies, L. Hoffmann, B. Bauer</i>	

Teil 4

Gynäkologie, Geburtshilfe und Andrologie

18	Reproduktionsphysiologie	410
	<i>H. Bostedt</i>	
19	Biotechnische Maßnahmen	423
	<i>S. Meinecke-Tillmann</i>	
20	Erkrankungen und Funktionsstörungen des weiblichen Reproduktionstrakts	435
	<i>H. Bostedt</i>	
21	Erkrankungen und Funktionsstörungen des männlichen Reproduktionstrakts	456
	<i>W. Busch †</i>	
22	Gravidität	473
	<i>H. Bostedt, K.-H. Kaulfuß</i>	
23	Geburt	516
	<i>H. Bostedt</i>	
24	Postpartalperiode	556
	<i>H. Bostedt</i>	
25	Euterkrankheiten	572
	<i>H. Bostedt</i>	

Teil 5

Neonatologie

26	Physiologie des Neugeborenen	600
	<i>H. Bostedt</i>	
27	Erworbene neonatale Erkrankungen	611
	<i>H. Bostedt</i>	
28	Erbkrankheiten bei Schaf und Ziege	634
	<i>O. Distl</i>	

Teil 6

Anästhesie und Chirurgie

29	Anästhesie und Analgesie	660
	<i>M. Ganter</i>	
30	Chirurgische Eingriffe	669
	<i>M. Ganter, H. Bostedt, W. Busch †</i>	

Teil 7

Anhang

31	Referenzwerte	688
	<i>M. Ganter</i>	
	Sachverzeichnis	699

Anschriften

Herausgeber

Prof. emer. Dr. Dr. h. c. mult. Hartwig **Bostedt**
 Fachtierarzt für Zuchthygiene
 Justus-Liebig-Universität Gießen
 Fachbereich Veterinärmedizin
 Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der
 Groß- und Kleintiere
 Frankfurter Straße 106
 35392 Gießen

Prof. Dr. med. vet. Dr. habil. Martin **Ganter**
 Fachtierarzt für kleine Wiederkäuer,
 klinische Laboratoriumsdiagnostik und Schweine,
 Dipl. ECSRHM
 Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
 Klinik für kleine Klautiere
 Bischofsholer Damm 15
 30173 Hannover

Prof. Dr. med. vet. habil. Dr. h. c. mult. Theodor **Hiepe**
 Fachtierarzt für Schafkrankheiten und Fachparasitologie
 Humboldt-Universität zu Berlin
 Institut für Biologie, Molekulare Parasitologie
 Philippstraße 13
 10115 Berlin

Mitarbeiter

Dr. med. vet. Burkhard **Bauer**
 Dipl. EVPC (ruhende Mitgliedschaft)
 Freie Universität Berlin
 Fachbereich Veterinärmedizin
 Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin
 Darlaten 23
 31600 Uchte

PD Dr. rer. nat. Kerstin **Borchers**
 Freie Universität Berlin
 Veterinärmedizinische Fakultät
 Institut für Virologie/Robert-von-Ostertag-Haus/
 Zentrum für Infektionsmedizin
 Robert-von-Ostertag-Straße 7–13
 14163 Berlin

Univ.-Prof. a. D. Dr. med. vet. Dr. med. vet. habil. Walter **Busch** †
 Fachtierarzt für Schweinekrankheiten und Verwaltungsdienst
 Freie Universität Berlin
 Fachbereich Veterinärmedizin
 Tierklinik für Fortpflanzung
 Sonnenweg 8
 04451 Borsdorf

Prof. Dr. Dr. habil. med. vet. Mathias **Büttner**
 Fachtierarzt für Mikrobiologie und Immunologie
 Universität Leipzig
 Veterinärmedizinische Fakultät
 Institut für Immunologie, Zentrum für Biotechnologie und
 Biomedizin (BBZ)
 Deutscher Platz 5
 04103 Leipzig

Prof. Dr. med. vet. Arwid **Dauguschies**
 Fachtierarzt für Parasitologie, Dipl. EVPC
 Universität Leipzig
 Veterinärmedizinische Fakultät
 Institut für Parasitologie
 An den Tierkliniken 35
 04103 Leipzig

Prof. Dr. med. vet. Dr. habil. Ottmar **Distl**
 Fachtierarzt für Versuchstierkunde, Zusatzbezeichnung EDV
 und Dokumentation
 Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
 Institut für Tierzucht und Vererbungs-forschung
 Bünteweg 17p
 30559 Hannover

Dr. med. vet. Reinhard **Dühlmeier**
 Fachtierarzt für kleine Wiederkäuer
 Niedernholz 2
 31702 Lüdersfeld

Dr. med. vet. Ilka **Emmerich**
 Fachtierärztin für Pharmakologie und Toxikologie,
 Zusatzbezeichnung Bienen
 Universität Leipzig
 Veterinärmedizinische Fakultät
 VETIDATA, Institut für Pharmakologie,
 Pharmazie und Toxikologie
 An den Tierkliniken 39
 04103 Leipzig

Dr. med. vet. Lothar **Hoffmann**
 Fachtierarzt für Schafe und Parasitologie
 Thüringer Landesamt für Verbraucherschutz
 Abteilung Veterinäruntersuchung
 Tennstedter Straße 8/9
 99947 Bad Langensalza

PD Dr. med. vet. Esther **Humann-Ziehank**
 Fachtierärztin für Klinische Laboratoriumsdiagnostik,
 Dipl. ECSRHM
 LABVETCON
 Föhrenkamp 20
 31303 Burgdorf

Dr. med. vet. Karl-Heinz **Kaulfuß**

Fachtierarzt für Schafe
Im Schlosspark 4, Haus 4
38895 Derenburg

Prof. Dr. med. vet. Manfred **Kietzmann**

Fachtierarzt für Pharmakologie und Toxikologie, Dipl. ECVPT
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Institut für Pharmakologie, Toxikologie und Pharmazie
Bünteweg 17
30559 Hannover

Prof. Dr. sc. med. vet. Monika **Krüger**

Fachtierärztin für Mikrobiologie und Labordiagnostik
Universität Leipzig
Veterinärmedizinische Fakultät
Institut für Bakteriologie und Mykologie
Rosenweg 5a
04827 Gerichshain

Dr. med. vet. Antina **Lübke-Becker**

Fachtierärztin für Mikrobiologie
Freie Universität Berlin
Fachbereich Veterinärmedizin
Zentrum für Infektionsmedizin,
Institut für Mikrobiologie und Tierseuchen
Robert-von-Ostertag-Straße 7-13
14163 Berlin

Apl. Prof. Dr. med. vet. Dr. agr. habil. Sabine **Meinecke-Tillmann**

Fachtierärztin für Zuchthygiene und Besamung
ehem. Institut für Reproduktionsbiologie
Derzeitige Adresse: Reproduktionsmedizinische Einheit
der Kliniken
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bünteweg 15
30559 Hannover

Dr. med. vet. Udo **Moog**

Fachtierarzt für kleine Wiederkäuer
Thüringer Tierseuchenkasse
Schaf- und Ziegengesundheitsdienst
Victor-Goerttler-Straße 4
07745 Jena

Univ.-Prof. Dr. med. vet. Klaus **Osterrieder**

Freie Universität Berlin
Fachbereich Veterinärmedizin
Institut für Virologie
Robert-von-Ostertag-Straße 7-13
14163 Berlin

Prof. Dr. med. vet. Hans-Joachim **Selbitz**

Fachtierarzt für Bakteriologie und Mykologie
IDT Biologika GmbH
Am Pharmapark
06861 Dessau-Roßlau

Dr. med. vet. Katja **Voigt**

Fachtierärztin für kleine Wiederkäuer, DipECSRHM, CertSHP
Ludwig-Maximilians-Universität München
Veterinärmedizinische Fakultät
Klinik für Wiederkäuer mit Ambulanz und Bestandsbetreuung
Sonnenstraße 16
85764 Oberschleißheim

Prof. Dr. med. vet. Georg **von Samson-Himmelstjerna**

Fachtierarzt für Parasitologie, Dipl. EVPC
Freie Universität Berlin
Fachbereich Veterinärmedizin
Institut für Parasitologie und Tropenveterinärmedizin
Robert-von-Ostertag-Straße 7-13
14163 Berlin

Prof. Dr. med. vet. Lothar H. **Wieler**

Fachtierarzt für Mikrobiologie
Freie Universität Berlin
Fachbereich Veterinärmedizin
Zentrum für Infektionsmedizin,
Institut für Mikrobiologie und Tierseuchen
Robert-von-Ostertag-Straße 7-13
14163 Berlin

Herausgebervorstellung

Prof. emer. Dr. Dr. h. c. mult. Hartwig Bostedt

- Fachtierarzt für Zuchtthygiene und Besamung
- Seit 1980 Professor für Physiologie und Pathologie der Fortpflanzung an der Justus-Liebig-Universität Gießen
- Bis 2003 Teilgebietsleiter an der Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie der Groß- und Kleintiere mit Tierärztlicher Ambulanz der Justus-Liebig-Universität Gießen
- Mitglied in der Sektion Veterinärmedizin in der Nationalen Akademie der Wissenschaften Leopoldina
- Langjähriger Vorsitzender der DVG-Fachgruppe „Physiologie und Pathologie der Fortpflanzung“ und im Schriftleitergremium der „Tierärztlichen Praxis“
- Träger zahlreicher nationaler und internationaler Auszeichnungen

Prof. Dr. med. vet. Dr. habil. Martin Ganter

- Fachtierarzt für kleine Wiederkäuer, für klinische Laboratoriumsdiagnostik und für Schweine
- Seit 1998 Professor für kleine Wiederkäuer und klinische Laboratoriumsdiagnostik an der Klinik für kleine Klautiere der Tierärztlichen Hochschule Hannover
- Ehemaliger Vorsitzender der DVG-Fachgruppe „Krankheiten der kleinen Wiederkäuer“ und Past President des European College of Small Ruminant Health Management
- Seit 2015 Mitglied der Ständigen Impfkommission Veterinärmedizin

Prof. Dr. med. vet. habil. Dr. h. c. mult. Theodor Hiepe

- Fachtierarzt für Schafkrankheiten
- Bis 1995 Professor für Parasitologie im Fachbereich Veterinärmedizin an der Freien Universität Berlin
- Bis 2000 Gastprofessor für Allgemeine und Angewandte Parasitologie an der Humboldt Universität Berlin
- Seit 2001 Senior-Scientist am Lehrstuhl für Molekulare Parasitologie an der Humboldt Universität Berlin
- Mitglied in der Sektion Veterinärmedizin in der Nationalen Akademie der Wissenschaften Leopoldina
- Ehrenmitglied der Deutschen Gesellschaft für Parasitologie (DGP) und der World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP)
- Träger zahlreicher nationaler und internationaler Auszeichnungen



Quelle: Prof. Dr. Martin Ganter, Tierärztliche Hochschule Hannover, Klinik für kleine Klautiere

Teil 1

Grundlagen

1	Untersuchungsmethoden und Diagnostik	14
2	Arzneimittelapplikation	59
3	Gesetzliche Rahmenbedingungen	62

1 Untersuchungsmethoden und Diagnostik

M. Ganter, H. Bostedt, E. Humann-Ziehank

1.1	Klinische Untersuchung adulter Schafe und Ziegen	14
1.2	Klinische Untersuchung von Lämmern	37
1.3	Untersuchung von Reproduktionstrakt und Euter	38
1.4	Probenentnahme und Labordiagnostik.	47

1.1

Klinische Untersuchung adulter Schafe und Ziegen

M. Ganter

1.1.1 Vorbemerkung

Bei der hier beschriebenen klinischen Untersuchung von Schafen und Ziegen wird ein gewisses Grundwissen über die klinische Untersuchung von Tieren im Allgemeinen beim Leser vorausgesetzt. Es soll hier gezielt auf die Spezifika der beiden Tierarten eingegangen werden. Weichen Schafe und Ziegen bei der Untersuchung nicht wesentlich von anderen Tierarten ab, so wird hier nicht näher darauf eingegangen. Spezielle weiterführende Untersuchungen werden bei der Darstellung der Krankheiten nach Organsystemen beschrieben.

1.1.2 Signalement

Zur Aufnahme des Signalements gehört die Feststellung der Tierart, der Rasse, des Geschlechts und des Alters des Tieres. Schließlich werden eventuelle Abzeichen notiert. Ohrmarkennummer oder ein digitaler Chip, sofern vorhanden, wird abgelesen und dokumentiert.

1.1.2.1 Tierart

Schafe und Ziegen zählen zur Familie der Bovidae, Unterfamilie Caprinae, wobei unsere (Haus-)Schafe der Spezies *Ovis aries platyura* (Gattung *Ovis*) und (Haus-)Ziegen der Spezies *Capra aegagrus hircus* (Gattung *Capra*) angehören.

Aufgrund der Vielzahl der verschiedenen Rassen fällt es Ungeübten nicht immer leicht zwischen Schafen und Ziegen zu unterscheiden. Grundsätzlich ist dies anhand verschiedener **tierartspezifischer Drüsen** sicher möglich.

Schafe

- Am Kopf befinden sich sog. **Infraorbitalorgane** beidseitig lateral des Nasenrückens (► Abb. 1.1). Sie können bei Böcken während der Brunstzeit stark gerötet sein.
- Die sog. **Zwischenklauensäckchen** bzw. **Interdigitaldrüsen** sind Talgdrüsen zwischen den beiden Phalangen auf der Dorsalseite wenig oberhalb der Klauen (► Abb. 1.2).



► Abb. 1.1 Infraorbitaldrüse bei einem Milchschaafbock.



► Abb. 1.2 Interdigitaldrüse eines Schafes.

- Weibliche Schafe weisen seitlich am Euteransatz hoch-dorsal am Übergang zur Schenkelhaut eine Talgdrüse auf, die sog. **Inguinaldrüse**, die in einer Hautfalte, dem Sinus inguinalis, liegt und ein braunes, schmieriges Sekret sezerniert (► Abb. 1.3).



► **Abb. 1.3** Talgdrüse an der Euterbasis eines Schafes.

Ziegen

- Sie besitzen die beim Schaf genannten Drüsen nicht.
- Ziegen weisen Duftdrüsen auf, die aboral der Hornanlagen in den dort befindlichen Hautfalten des Nackens verteilt liegen. Diese **Hornrüsen**, *Glandulae cornuales*, kommen auch bei hornlosen Ziegen vor.
- Für den Bockgeruch sind vor allem die **Subkaudaldrüsen**, *Glandulae subcaudales*, verantwortlich. Diese Drüsentaschen befinden sich unter der Schwanzbasis bilateral symmetrisch der Medianen. Sie kommt bei Ziegen beiderlei Geschlechts vor. In der Regel handelt es sich um ein oberflächlich gelegenes Lager großer Talgdrüsen, das beim Ziegenbock eine Dicke von 1,6 mm erreichen kann. Um dieses Talgdrüsenpaket herum befindet sich eine Lage apokriner Schlauchdrüsen. Diese Drüsen sondern bei Böcken während der Deckzeit intensive Düfte aus. Gelegentlich können solche Duftdrüsen auch auf verschiedenen Körperstellen, besonders im Bereich der Kniefalten, verteilt liegen.

1.1.2.2 Rasse

Aufgrund der Vielzahl der Schaf- und Ziegenrassen fällt es auch erfahrenen Untersuchern nicht immer leicht ein Tier eindeutig einer Rasse zuzuordnen. Anhaltspunkte liefern Haarwechsel und Reproduktionszyklus.

Bei Schafen kann eine Eingrenzung dadurch erreicht werden, dass zunächst in Haarschafe und Wollschafe unterschieden wird: **Haarschafe** (► **Abb. 1.4**) verlieren den größten Teil ihrer Unterwolle beim Haarwechsel im Frühjahr und im Herbst. Der Haarwechsel im Herbst ist geringer ausgeprägt. Aufgrund des starken Haarwechsels müssen Haarschafe wie Kamerun-Schafe, Dorper- und Soay-Schafe nicht geschoren werden.

Anders ist es bei den **Wollschafen**: Während der saisonale Haarwechsel bei grobwolligen Schafen (► **Abb. 1.5**) durchaus noch erkennbar ist, ist er bei den mischwolligen Rassen nur noch mäßig vorhanden. Bei den feinwolligen Rassen wie den Merinos (► **Abb. 1.6**) findet kein saisonaler Haarwechsel mehr statt. Sie wechseln die Haare kontinuierlich, sodass ein vollständiger Haarwechsel nach ca. acht Jahren abgeschlossen ist. Wollschafe müssen einmal pro Jahr geschoren werden.



► **Abb. 1.4** Kamerun-Schafbock als Beispiel für ein Haarschaf.



► **Abb. 1.5** Grauer gehörnter Heidschnucken-Bock als Beispiel für ein grobwolliges Schaf.



► **Abb. 1.6** Merino-Fleischschafbock als Beispiel für ein feinwolliges Schaf.

Bei **Ziegen** ist der saisonale Haarwechsel abhängig von der Haltung mehr oder weniger stark ausgeprägt. Hier können familiäre Häufungen von Tieren beobachtet werden, die im Frühjahr nahezu ihr gesamtes Haarkleid verlieren. Im Verlauf des Sommers wächst dieses jedoch wieder vollständig nach.

Schafressen unterscheiden sich außerdem in ihrem Reproduktionszyklus. Es werden **saisonale** (wie die meisten Landschafe) und **asaisonale** Rassen (wie die Merino- und die Dorper-Schafe) unterschieden. Die europäischen Milchziegenrassen sind relativ streng saisonal, während die afrikanischen Ziegenrassen asaisonal sind. Die saisonalen Schaf- und Ziegenrassen lammen im Frühjahr.

1.1.2.3 Geschlecht

Die Geschlechtsdifferenzierung stellt bei Schaf und Ziege in der Regel kein Problem dar. Männliche Schafe und Ziegen haben ca. gänseeigroße Hoden und ein eng anliegendes Präputium.

Früh kastrierte männliche horntragende Schafe und Ziegen weisen häufig einen geänderten Querschnitt und eine veränderte Wachstumsrichtung der Hörner auf. Bei gehörnten Schafressen mit gewundenen Hörnern ist der Querschnitt der Hörner bei Frühkastrierten oval statt dreieckig. Die Hörner wachsen bei diesen Schafen nicht mehr spiralig, sondern – ähnlich wie bei den weiblichen Tieren dieser Rassen – zunächst nach dorsal und lateral. Mit dem weiteren Wachstum biegen die Hornspitzen dann nach kaudal ab. Bei diesen Rassen, z. B. den grauen gehörnten Heidschnucken, sind früh kastrierte männliche Lämmer schon von weitem von unkastrierten oder unvollständig kastrierten Bocklämmern anhand der Hornform zu unterscheiden.

Bei weiblichen Schafen und Ziegen ist die Vulva deutlich ausgebildet und ca. 10×4 cm groß. Probleme bereitet die Geschlechtsbestimmung bei den verschiedenen Formen des Intersexes. Homozygot hornlose Ziegen weisen zu einem hohen Prozentsatz ein Intersexsyndrom (S. 656) auf und sind meist infertil. Diese phänotypisch weiblichen hornlosen Ziegen weisen häufig eine leicht vergrößerte Klitoris und eine auf unter 10 cm verkürzte Vagina auf.

1.1.2.4 Alter

Das Alter von Schafen und Ziegen kann anhand der Zähne festgestellt werden. Je nach Sitz und Funktion sind Schneide- und Backenzähne (insgesamt 32 Zähne) vorhanden. Schafe und Ziegen haben im Oberkiefer keine Schneidezähne, sondern eine derbe Hornplatte, die Gaumenplatte. Neben den 4 Schneidezähnen haben Schafe und Ziegen 24 Backenzähne. In jedem Kieferviertel gibt es 3 Prämolaren, wobei phylogenetisch gesehen der erste fehlt und deshalb mit P2 zu zählen begonnen wird. Zusätzlich sind noch drei Molaren vorhanden.

Für das bleibende Gebiss von Schaf und Ziege gilt also folgende Formel (I = Inzisivus; C = Caninus; P = Prämolare; M = Molar):

–, –, –, –, P2, P3, P4, M1, M2, M3

I1, I2, I3, C 1, P2, P3, P4, M1, M2, M3

► **Tab. 1.1** Zeitpunkte des Zahnwechsels bzw. -durchbruchs bei Schafen (in Monaten).

Zahn	Schwickert (2002) [13]	Rahmann (2010) [10]	Spence und Aitchison (1986) [15]
I1	15–18	12–18	10–19
I2	20–25	24–30	18–26
I3	27–35	30–36	23–36
C	36–45	42–48	30–48
P1–P3	ca. 24	–	18–30
M1	3	3–5	–
M2	9	9–12	–
M3	18	18–24	–

Das Milchgebiss hat 20 Zähne. Die Molaren besitzen keine Milchzahnvorgänger. Für das Milchgebiss gilt folgende Zahnformel:

–, –, –, –, P2, P3, P4

I1, I2, I3, C 1, P2, P3, P4

Das Alter von Schafen und Ziegen wird an den (unteren) Schneidezähnen bestimmt. Anhand der Zahnform kann festgestellt werden, ob es sich um Milchzähne oder bleibende Schneidezähne handelt.

Der Zahnwechsel erfolgt in bestimmten Abständen, wodurch das Alter der Tiere bestimmt werden kann (► **Tab. 1.1**):

- Wechsel der Zangen (→ 2 breite Zähne) nach ca. 1 Jahr (► **Abb. 1.7**)
- Wechsel der inneren Mittelzähne (→ 4 breite Zähne) nach ca. 1½ Jahren (► **Abb. 1.8**)
- Wechsel der äußeren Mittelzähne (→ 6 breite Zähne) nach ca. 2¼ Jahren
- Wechsel der Eckzähne (→ 8 breite Zähne) nach 3–3½ Jahren (► **Abb. 1.9**)

Der Wechsel der Schneidezähne ist in der Regel mit 4 Jahren abgeschlossen; neben individuellen Unterschieden ist er von der Rasse und Ernährungssituation abhängig.

! Merke

Bis zum Alter von 4 Jahren ist die Altersbestimmung näherungsweise nach der Formel „Anzahl der gewechselten Schaufeln/2“ möglich.

Die Schneidezähne des Unterkiefers fallen im Alter zwischen 6 und 15 Jahren aus, was vor allem von der Fütterung und der Leistung der Tiere abhängig ist (► **Abb. 1.10**).



► **Abb. 1.7** Schneidezähne bei einem 1-jährigen Schaf.



► **Abb. 1.8** Schneidezähne bei einem 2-jährigen Schaf.



► **Abb. 1.9** Schneidezähne bei einem 4 Jahre alten Schaf.



► **Abb. 1.10** Schneidezähne bei einem 9 Jahre alten Schafbock.

1.1.3 Anamnese

Neben der Fragen zum erkrankten Einzeltier sollte im Rahmen des Vorberichts vor allem die Herdenanamnese erhoben werden.

1.1.3.1 Größe, Leistung und Verluste innerhalb der Herde

Die Größe der Herde, d.h. die Anzahl der Muttertiere, der Zuchtböcke, der Hammel, der Zutreter (=junge, noch nicht abgelammte Zuchtschafe), Jungböcke und Lämmer ist eine der Kerngrößen. Als Lämmer gelten Schafe und Ziegen bis zum Alter von 1 Jahr.

Bezüglich der Leistung der Herde ist die Anzahl der belegten Muttertiere, der Verlammungen, der lammenden Muttertiere, der totgeborenen, der lebendgeborenen und der abgesetzten Lämmer zu erfragen. In der Lammproduktion ist die Anzahl der abgesetzten Lämmer pro Muttertier und Jahr eine wichtige Vergleichszahl. Dabei ist zu berücksichtigen, dass in der Landschaftspflege nicht zwangsläufig angestrebt wird eine hohe Ablammquote zu erzielen. In der Milchproduktion ist natürlich die Milchmenge pro Tier und Jahr der wichtigste Leistungsparameter. Die Faserproduktion spielt derzeit in Deutschland keine wesentliche Rolle.

! Merke

Die Landschaftspflege ist inzwischen die wichtigste „Produktionsrichtung“ der Schafhaltung in Deutschland. Bis zu 80 % ihrer Einkommen können die Schäfer aus Subventionen beziehen.

Deshalb sind für den Tierarzt in der Schäferei weniger die Leistungsdaten, als vielmehr die **Verlustraten** relevant. Zur Beurteilung der Verluste sollten Aborte, totgeborene Lämmer, Lämmerverluste innerhalb der ersten fünf Lebenstage, spätere Lämmerverluste und erwachsene Schafe getrennt dokumentiert werden. Hilfreich wären auch Informationen zu Symptomen oder vermutliche, besser tatsächliche Todesursachen. Von epidemiologischer Bedeutung können außerdem andere auf dem Hof oder auf den Weiden gehaltene Tiere sein.

1.1.3.2 Haltungsform

Am weitesten verbreitet ist die Koppelschafhaltung, wobei die Schafe im Laufe der Vegetationsperiode von Koppel zu Koppel weiter getrieben werden. Hierbei ist es aus parasitologischer Sicht wichtig, inwieweit zwischen diesen Umtrieben ein Heu- oder Silageschnitt möglich ist.

Von Hütelhaltung spricht man, wenn die Tiere täglich aus dem Stall ausgetrieben, vom Schäfer gehütet werden und abends wieder in den Stall zurückkehren.

In Süddeutschland sind noch einige klassische Wanderschafhaltungen vorhanden, die pro Halbjahr bis zu 200 km ziehen, meist von der Sommerweide zur Winterweide am Stall und im Frühjahr wieder zurück.

In der Milchziegenhaltung setzt sich in größeren Betrieben die ganzjährige Stallhaltung durch.

1.1.3.3 Fütterung

In Schäfereien ist eine Fütterungsanamnese aufgrund der Weidehaltung und Hütung und den damit wechselnden Futtergrundlagen häufig sehr schwierig. Auch bei Schafen und Ziegen in Stallhaltung sind Rationsberechnungen und -mengenangaben sowie Futteranalysen sehr selten vorhanden.

1.1.3.4 Gesundheitsmanagement

Vorberichtlich ist weiterhin das Gesundheitsmanagement zu erfragen, so z. B., ob die Herde anerkannt frei bzw. unverdächtig bezüglich Maedi oder capriner Arthritis-Enzephalitis (CAE) ist. Informationen zu anderen chronischen Infektionskrankheiten wie Pseudotuberkulose, Paratuberkulose und Parasitosen sind zu erfragen.

Das Vorgehen gegen Endo- und Ektoparasiten ist wichtig. Hierbei wäre zu erfragen, ob parasitologische Untersuchungsbefunde vorliegen. Die Entwurmungen und auch alle anderen medikamentösen Behandlungen können im Bestandsbuch eingesehen werden. Es sollte außerdem nach Erkrankungen des Hütéhunds und nach dem Entwurmungsregime (insbesondere gegen Bandwürmer) der Hütéhunde gefragt werden.

Natürlich werden in der Anamnese die Daten sowie die Vorgeschichte individueller Tiere erfragt, wenn diese vorgestellt werden.

1.1.4 Erste Inaugenscheinnahme des Tieres ohne Manipulationen

Bereits während der Vorbericht im Gespräch mit dem Besitzer aufgenommen wird, können das kranke Tier und die Herde in Augenschein genommen werden. Dabei sollten Entwicklungs-

zustand, Ernährungs- und Pflegezustand des kranken Tieres im Vergleich zum Herdendurchschnitt beurteilt werden. Das kranke Tier ist in seinem Verhalten gegenüber der Umgebung und gegenüber den anderen Tieren der Herde zu beobachten.

In Ruhe ist die Atemfrequenz zu ermitteln, wobei weniger die absolute Zahl der Atemfrequenz zur Beurteilung relevant ist, sondern die Tatsache, ob Frequenz und Atemtyp von denen der anderen Tiere der Herde abweichen (► Tab. 1.2).

Daneben sollte das Bewegungsverhalten beim Ziehen der Herde beobachtet werden. Dabei ist für die Beurteilung des Krankheitsprozesses des Einzeltiers und für die Frage, ob es sich um eine Einzeltier- oder eine Herdenerkrankung handelt, relevant, ob das Tier mit der Herde zieht oder hinter ihr herhinkt. Bei der ersten Inaugenscheinnahme wird darauf geachtet, ob das erkrankte Tier steht oder liegt, ob es aufstehen kann und wenn ja, wie. Daneben interessiert die Haltung des Kopfes, wird er erhoben getragen, gestreckt oder gesenkt, bzw. im Liegen an den Brustkorb angelehnt in autoauskultatorischer Haltung.

Es wird auf äußerlich sichtbare Auffälligkeiten (Nasenausfluss, Haarkleid, Vlies, Bauchumfang) geachtet. Am stehenden Tier interessiert die Stellung der Gliedmaßen. Tiere mit Klauen-erkrankungen an den Vordergliedmaßen verharren häufig auf den Karpalgelenken. Werden im Stand einzelne Gliedmaßen entlastet oder zeigen sich erst in der Bewegung Lahmheiten, kann dies Aufschluss auf den Sitz der Lahmheitsursache geben.

Das Verhalten gegenüber der Umgebung wird bei Schafen vor allem in Bezug auf die anderen Herdenmitglieder, den Hütéhund und gegenüber Menschen beurteilt. Folgt das erkrankte Tier der Herde? Weicht es ranghöheren Tieren aus? Bei Ziegen ist wichtig, wo das Tier innerhalb der Hierarchie der Herde steht und ob sich diese Position in der Vergangenheit verändert hat. Nimmt es Futter und Wasser auf? Wie tut es das, zögerlich oder gierig? Setzt das Tier Harn und Kot ab? Zeigt es Symptome von Schmerzen, z. B. in Form von Zähneknirschen (Bruxismus)? Kann sich das kranke Tier in der Umgebung orientieren? Wie geht das Tier mit Hindernissen um? Im Zweifelsfall muss das erkrankte Tier für die spezielle Untersuchung von der Herde getrennt und in eine fremde Umgebung verbracht werden, um z. B. feststellen zu können, ob ein Tier zentral blind ist oder nichts hört.

Die Bewegungsaktivität wird daran beurteilt, ob das Tier selbstständig aufsteht und zielgerichtet einen Ort aufsucht – ob

► Tab. 1.2 Referenzbereiche von Körpertemperatur, Atemfrequenz, Pulsfrequenz und Pansenaktivität.

Parameter	Schaf		Ziege	
	Jungtier	Adultes Tier	Jungtier	Adultes Tier
Körperinnentemperatur (°C)	38,5–40,5	38,5–40,0	38,5–39,5	38,5–39,5
Atemfrequenz (/min)*	38–68	24–52	25–80	10–30
Pulsfrequenz (/min)**	120–140, Jährling 85–95	68–80	100–210, Jährling 80–100	60–100
Pansenaktivität***	3 Kontraktionen/2 min			
Wiederkauen***	15–25 Kauschläge/Bissen			

* Diese Referenzwerte gelten bei Umgebungstemperaturen von 18–20 °C, einer Luftfeuchtigkeit von ca. 70 %, einer Wolllänge von 1 cm und einem BCS von 2–4. Die Atemfrequenz kann bei hochtragenden Schafen und Ziegen um bis zu 100 % erhöht sein. Bei variablen Umgebungstemperaturen, Luftfeuchtigkeit, Wolllänge und BCS liegt der Referenzbereich insbesondere beim Schaf bei 20–200/min.

** Die Pulsfrequenz kann in der Hochträchtigkeit bei gesunden Schafen und Ziegen um ca. 30 % ansteigen.

*** außer Sauglämmer

es aufgetrieben, oder ob ihm aufgeholfen werden muss. Legt es sich nach dem Aufstehen schnell wieder hin? Zeigt es Kreisbewegungen, sog. Manegebewegungen, oder ist es fähig gerade aus zu laufen? Ist die Fluchtdistanz ausgeprägt, oder lässt es den Untersucher direkt an sich heran kommen?

Sofern das Tier bei dieser ersten Inaugenscheinnahme ruhig ist, wird beobachtet, ob es wiederkaut. Wenn ja, interessiert die Frage, wie viele Kauschläge pro Bissen (► Tab. 1.2) aufgewendet werden, ob das Kauen regelmäßig und gleichmäßig erfolgt, oder ob der Unterkiefer beim Kauen regelmäßig „hängenbleibt“, was ein Hinweis auf Zahnfehler an den Backenzähnen sein kann.

1.1.5 Ernährungszustand

Erst nach der oben beschriebenen Inaugenscheinnahme wird das Tier eingefangen und fixiert. Als erstes wird der Ernährungszustand durch Palpation der Fett- und Muskelabdeckung über der Lendenwirbelsäule erfasst und anhand des Body Condition Scores (BCS) dokumentiert (► Tab. 1.3).

1.1.6 Segmentale Untersuchung

! Merke

Bei der speziellen Untersuchung arbeitet man am besten von rostral nach kaudal.

1.1.6.1 Vlies/Haare und Haut

Das **Vlies** von gesunden feinwolligen Schafen ist gestapelt und geringgradig feucht. Die Wolle ist von einem fettigen Film von Lanolin überzogen (die Haare von Ziegen besitzen kein Lanolin). Das Vlies ist in einzelne Stapel geteilt. Bei gesunden Schafen lässt sich die Wolle an den Grenzen dieser Stapel ohne Mühe teilen und die darunterliegende Haut beurteilen (► Abb. 1.11). Bei kranken Schafen ist die Wolle häufig trocken oder verfilzt, und die Dauer des Krankheitsprozesses kann oft daran abgelesen werden, dass in den basalen Bereichen des Vlieses die untersten Anteile der Wolle frei von Lanolin sind, sich daran eine schmale Zone von eingetrocknetem, gelbgrauem, flockigem Lanolin befindet und zu den Haarspitzen hin der Lanolingehalt der Wolle normal ist. Scheitelt man die Wolle chronisch kranker Schafe, so kann man häufig eine Grenze zwischen den oberen Wollschichten mit Lanolin und der untersten Wollschicht ohne Lanolin erkennen. Anhand der Höhe der Lanolin-freien Schicht kann die Dauer der Erkrankung geschätzt werden. Der Haarwechsel wird bei der Unterscheidung der Rassen (S. 15) beschrieben.

Die darunter liegende **Haut** ist bei unpigmentierten Schafen blassrosa und trocken. Bevor die Haut genauer untersucht wird, sollten die Herde und das Einzeltier eine gewisse Zeit auf Juckreiz hin beobachtet werden (► Abb. 1.12). Weitere Hinweise auf Juckreiz können z. B. zahlreiche Wollbüschel in festen Drahtgitterzäunen oder an Bäumen und Sträuchern liefern. Auch per-

► Tab. 1.3 Klinische Ausprägung der 5 Stufen des Body Condition Scores (BCS) (Tab. basiert auf Daten aus [16]).

Stufe	Klinik
1 (abgemagert)	Dornfortsätze scharf und prominent; M. longissimus dorsi flach, ohne Fettabdeckung; Querfortsätze scharf; Finger können unter ihre Enden geschoben werden; Zwischenräume der Fortsätze palpierbar
2 (dünn)	Dornfortsätze scharf und prominent; M. longissimus dorsi voll, aber mit wenig Fettabdeckung; Querfortsätze weich, schwach abgerundet; Finger können mit leichtem Druck unter ihre Enden geschoben werden
3 (durchschnittlich)	Dornfortsätze weich und abgerundet; einzelne Fortsätze nur mit Druck fühlbar; Querfortsätze weich und gut abgedeckt; mit festem Druck unter die Enden fassbar; M. longissimus dorsi voll mit moderater Fettabdeckung
4 (fett)	Dornfortsätze nur mit Druck als harte Linie fühlbar, Querfortsätze nicht fühlbar; M. longissimus dorsi voll mit dicker Fettabdeckung
5 (adipös)	Dornfortsätze nicht palpierbar; dort wo normalerweise die Dornfortsätze zu fühlen sind, ist eine Furche im Fettgewebe; Querfortsätze nicht palpierbar; M. longissimus dorsi sehr voll mit sehr dicker Fettabdeckung



► Abb. 1.11 Vlies eines Merino-Schafes.

- a Sichtbare Stapelung des Vlieses.
b Scheitelung der Wolle.



► **Abb. 1.12** Großflächiger Wollverlust und hochgradiger Juckreiz aufgrund von *Psoroptes*-Räude bei einem Merino-Schaf.



► **Abb. 1.13** Selbstbenagen von Heidschnucken aufgrund von Haarlingsbefall.

akute Todesfälle von gesunden hochtragenden Muttertieren in Rückenlage, die in Elektrozäunen eingepfercht sind, sind häufig auf Juckreiz und Ektoparasiten zurückzuführen, da die Tiere im Elektrozaun meist keine Möglichkeit haben, sich zu scheuern und dies deshalb in Rückenlage versuchen. Da sie sich aufgrund der Gewichte von Pansen und tragendem Uterus nicht mehr aus der Rückenlage befreien können, verenden sie aufgrund eines Kreislaufversagens.

Zur Überprüfung eines Therapieerfolgs gegen Ektoparasiten kann ein **Kratzindex** vor und nach einer Behandlung erhoben werden. Hierzu wird ein Tier oder eine definierte Gruppe von Tieren wiederholt für 15 min beobachtet und die Anzahl der Kratzaktionen gezählt. Dieser Kratzindex sollte von Personen erhoben werden, die den Tieren vertraut sind. Bei gesunden Tieren sollte der Kratzindex unter 10/15 min liegen.

Im Hinblick auf die Frage, ob die Tiere mit Läusen oder Haarlingen (► **Abb. 1.13**) befallen sind, sollten Haare oder Wolle geschüttelt werden und die hautnahen Regionen mindestens eine Minute beobachtet werden. Sofern sich die Ektoparasiten bewegen, sind die ca. 0,5–1 mm großen Parasiten leicht als solche mit dem bloßen Auge zu identifizieren. Insbesondere Haarlinge werden bei oberflächlicher Betrachtung aufgrund ihrer mangelnden Pigmentierung leicht mit Schmutzpartikeln verwechselt oder übersehen. Sofern haarlose Stellen und Krusten vorhanden sind, sollten zum Nachweis von Räudemilben an den Prädispositionsstellen Hautgeschabsel für eine weitergehende parasitologische Untersuchung entnommen werden.

Die typischen Prädispositionsstellen für die *Chorioptes*-Milben (S. 386) sind die Fesselbeugen der Gliedmaßen sowie die Haut des Hodensacks. Hier genügt es für den Nachweis die vorhandenen Krusten (► **Abb. 1.14**) abzunehmen, ohne die darunter liegende Haut zu verletzen. *Sarcoptes*-Milben (S. 384) verursachen meist Krusten in der Ohrmuschel. *Psoroptes*-Milben (S. 382) führen zu oft großflächigen Haarverlusten und Krusten an Rücken, Kruppe und Flanken. Zum Nachweis von *Psoroptes*- und *Sarcoptes*-Milben sollten mit einem Schlingenmesser oder einem Skalpell Krustenmaterial und oberflächliche Teile der darunter liegenden Haut aus der Übergangsregion zwischen veränderter und gesunder Haut parasitologisch untersucht werden.



► **Abb. 1.14** Krusten in der Fesselbeuge aufgrund von *Chorioptes*-Räude.

Typische Prädispositionsstellen für Lippengrind (S. 277), eine Infektion mit dem Orf-Virus, sind die Übergänge zwischen Haut und kutaner Schleimhaut, wie die Lippen, die Zitzenkuppen, die Lider, die Vulva und der Kronsaum. Hier finden sich auch bei geringgradig erkrankten Tieren feine Bläschen oder Krusten (► **Abb. 1.15**). Kreisförmige haarlose Areale um die Augen kön-



► **Abb. 1.15** Typische Bläschen und Krusten an den Lippen durch Lippengrind.

nen ein Indiz für klinischen Zink- oder Kupfermangel (S.189) darstellen.

Die weiterführende Diagnostik und Differenzialdiagnosen bei Erkrankungen von Haut, Wolle und Haaren (S.78) werden im entsprechenden Organkapitel besprochen.

1.1.6.2 Kopf mit Ohren

Die spezielle Untersuchung des Kopfes beinhaltet die Bewolung bzw. Behaarung des Kopfes und des Nackens.

Haarverluste oder Entzündungen auf der Dorsalseite der Ohrmuschel deuten auf Veränderungen hin, die direkt oder indirekt durch Sonneneinstrahlung induziert wurden, so z.B. Sonnenbrand bei unpigmentierten Rassen mit wenig behaarten Ohren, oder Photodermatitis (S.83). Veränderungen in der Ohrmuschel oder im äußeren Gehörgang beruhen häufig auf Besiedelungen mit Parasiten oder Bakterien. Für eine genauere Untersuchung ist der äußere Gehörgang auszuleuchten und sind evtl. Hautgeschabsel oder Tupfer für weiterführende Untersuchungen zu entnehmen.

! Merke

Der Ohrgriff, das Umfassen der Ohren, führt bei gesunden Tieren zu Abwehrbewegungen. Das Ausbleiben dieser Abwehrbewegungen und gleichzeitig ein Hängen des Ohres deuten auf Sensibilitätsstörungen hin.

1.1.6.3 Augen

Ein geringgradiger **Tränenfluss** mit klarer Tränenflüssigkeit kann auch bei gesunden Tieren bei kalter Witterung physiologisch sein.

Neugeborene sind auf einen perfekten **Lidschluss** zu kontrollieren. Einrollungen der Augenlider im Sinne eines Entropiums (S.648) kommen bei Schaflämmern häufig vor (► **Abb. 1.16**). Das Reiben der Wimpern auf der Hornhaut und den Konjunktiven führt zu Keratokonjunktividen, die durch eine frühzeitige Korrektur der Missbildung verhindert oder behandelt werden können.

Indem das Unterlid mit dem Daumen des Untersuchers nach unten gezogen wird und gleichzeitig Druck mit dem Zeigefinger



► **Abb. 1.16** Lamm mit angeborenem Entropium.



► **Abb. 1.17** Blassrosa Konjunktiven bei einem Schaf – FAMACHA Score 4.

► **Tab. 1.4** FAMACHA Score (Tab. basiert auf Daten aus [2]).

Stufe	Färbung der Konjunktiven	Grad der Anämie
1	rot	nicht anämisch
2	rosarot	nicht anämisch
3	rosa	geringgradig anämisch
4	blassrosa	anämisch
5	porzellanfarben	hochgradig anämisch

auf das Oberlid und den Bulbus des Tieres ausgeübt wird, können die Bindehäute des Unterlids inspiziert werden. Die Farbe der Konjunktiven ist bei gesunden Schafen rosarot (► **Abb. 1.17**). Veränderungen der **Konjunktivfarbe** können mit dem sog. FAMACHA Score semiquantitativ beschrieben werden. Der FAMACHA Score (► **Tab. 1.4**) zeichnet sich durch eine enge Korrelation zum Hämatokrit aus. Er wurde zur gezielten selektiven Entwurmung bei Problemen mit blutsaugenden Endoparasiten, insbesondere *Haemonchus contortus*, entwickelt. Zur nachvollziehbaren Beurteilung des FAMACHA Scores sollte die Originalkarte der Erfinder verwendet werden, denn nur so ist die korrekte Farbwiedergabe auf der Chart zu



► **Abb. 1.18** Hochgradig injizierte Episkleralgefäße bei einer Ziege im Schock.

gewährleisten, mit der die Konjunktivfarbe verglichen werden soll. Im Zusammenhang mit hochgradiger körperlicher Belastung können die Konjunktiven ebenfalls hyperämisch werden und dann eine frischrote bis tiefrote Farbe annehmen. Bläuliche Verfärbungen der Konjunktiven im Zusammenhang mit Zyanosen sind selten zu finden und deuten auf Störungen der Oxygenierung oder auf hochgradige Kreislaufstörungen hin.

Durch Spreizen beider Lider können die **Episkleralgefäße** genauer inspiziert werden. Bei gesunden Tieren sind sie als feine, hell- bis dunkelrote fadenförmige Gebilde scharf abgegrenzt auf der weißen Sklera zu erkennen. Deutlich hervortretende, hellrote episklerale Arterien deuten auf einen hohen Blutdruck hin. Gelegentlich kann im Zusammenhang mit sehr hohem Blutdruck auch die Pulsation an diesen Gefäßen beobachtet werden. Hervortretende dunkelrote Venen verlaufen häufig mäandrierend und deuten dann auf eine venöse Stauung der Gefäße hin. Verwaschene Konjunktivalgefäße mit Blutaustritt in die Umgebung findet man in Zusammenhang mit einem Schockgeschehen (► **Abb. 1.18**).

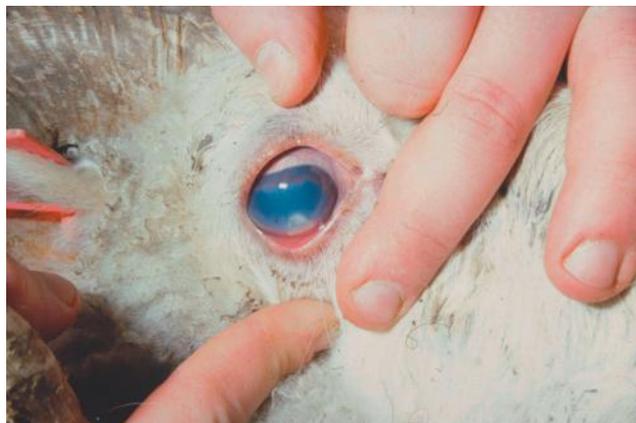
Die **Kornea** ist im Normalfall klar und durchsichtig. Die Hornhaut ist auf Trübungen ► **Abb. 1.19** und Verletzungen zu untersuchen. Hierzu ist evtl. ein Fluoreszeintest durchzuführen. Trübungen der Kornea sind in Zusammenhang mit Konjunktividen zu finden.

Am Auge werden des Weiteren **Droh-, Korneal- und Pupillarreflex** untersucht. Da die Pupillenreaktion bei kleinen Wiederkäuern vergleichsweise langsam verläuft, sollten bei Zweifelsfällen immer noch ein oder mehrere andere gesunde Tiere aus der Herde unter gleichen Bedingungen untersucht werden.

Weitere spezielle Augenuntersuchungen sind bei Veränderungen innerhalb des Bulbus und bei Verdacht auf periphere oder zentrale Blindheit durchzuführen. Ein erhöhter Augeninnendruck ist bei einseitiger Ausprägung gelegentlich auch ohne Tonometer palpatorisch festzustellen.

1.1.6.4 Nase

Die Nase wird auf Ausfluss hin untersucht. Hierbei ist zu differenzieren, ob er ein- oder beidseitig auftritt und ob er serös, mukös, purulent oder hämorrhagisch ist. Schafe halten ihre Nasenöffnung in der Regel sauber, indem sie diese mit der Zunge ablecken. Einseitiger Nasenausfluss deutet auf Fremdkörper in



► **Abb. 1.19** Korneatrübung aufgrund infektiöser Keratokonjunktivitis.



► **Abb. 1.20** Hochgradiger Nasenausfluss und Verkrustungen an den Nasenlöchern aufgrund von chronisch-eitrigem Rhinitis.



► **Abb. 1.21** Angeborene schiefe Nase bei einer Jungziege.

der Nase, Nasendasseln oder Siebbeintumoren hin. Klarer seröser Ausfluss aus beiden Nasenlöchern kann bei nasskalter Witterung als physiologisch angesehen werden. Ist der Ausfluss mukös oder eitrig, kann dies auf eine Rhinitis (► **Abb. 1.20**) oder eine Erkrankung von Larynx, Trachea oder Bronchien hindeuten.

Um zu überprüfen, ob der Luftstrom aus beiden Nasenlöchern gleich stark ist, werden die beiden Nasenlöcher abwechselnd zugehalten und die Stärke des Luftstroms aus dem freien Nasenloch wird mit dem Handrücken überprüft. Bei einseitiger Verlegung eines Nasengangs ist in Verbindung mit eitrigem oder gar blutigem Nasenausfluss an einen Siebbeintumor (S.261) zu denken. Diese Verdachtsdiagnose kann klinisch durch Perkussion der Nasenhöhle, eine Rhinoskopie oder das Röntgen des Schädels in dorsoventralem Strahlengang erhärtet werden.

Die Form der Nase ist zu überprüfen. Eine angeborene Schiefnase (► Abb. 1.21) kann häufiger bei Zicklein beobachtet werden. Sie ist von erworbener Rhinitis atrophicans abzugrenzen, die wie beim Schwein von toxinbildenden Pasteurellen hervorgerufen werden kann.

1.1.6.5 Mund und Zähne

Nach der Nase werden die Lippen genauer inspiziert. Hier ist auf Bläschen, Krusten oder Wundschorf zu achten, wie sie z. B. bei Maul- und Klauenseuche (S.244) oder aber sehr viel häufiger bei Lämmern aufgrund von Lippengrind (S.277) vorkommen. Bei Lippengrind treten die entsprechenden Veränderungen meist an den Mundwinkeln auf. Solche bläschenartigen oder krustösen Veränderungen an den Lippen sollten zum Anlass genommen werden, die Gingiva sowie die Zunge genauer zu untersuchen. Zum eigenen Schutz vor einer Übertragung des Orf-Virus sollten hierzu Untersuchungshandschuhe angezogen werden.

Durch Einlegen eines Fingers in den Mundwinkel können der Tonus des M. orbicularis oris und auch der Kaureflex überprüft werden. In Folge von Lähmungen des N. facialis bzw. des N. trigeminus, z. B. in Folge von Gehirnlisteriose, ist der Tonus häufig stark herabgesetzt und der Kaureflex erloschen. Dies ist besonders bei einseitigen Nervenlähmungen auffallend. Nicht selten fließt in diesen Fällen permanent Speichel aus dem Mundwinkel.

Durch Spreizen der Lippen werden die Inzisivi und die Canini des Unterkiefers sichtbar. Anhand des Wechsels der Schneidezähne kann das Alter der Tiere (S. 16) geschätzt werden. Anlässlich der Altersbestimmung wird auch der Kieferschluss beurteilt. Üblicherweise schließen die Schaufeln des Unterkiefers direkt mit der Vorderkante der Dentalplatte des Oberkiefers ab. Nicht selten werden Verkürzungen des Unterkiefers, Brachygnathia inferior (S.647), seltener dagegen Verkürzungen des Oberkiefers, Brachygnathia superior, beobachtet.

Zur Untersuchung der Backenzähne und der Zunge sollte ein Maulgatter verwendet werden. Hierfür eignet sich besonders ein Maulgatter nach Fahrenkrug für große Hunde. Die Überprüfung der Backenzähne und der Zunge kann durch Ausleuchten mit der Taschenlampe oder auch durch manuelle Exploration erfolgen.

Bei der Untersuchung der Backenzähne ist auf das Fehlen von Zähnen, Zahnfehlstellungen und extreme Zahnschmelzspitzen zu achten. Bei Sensibilitätsstörungen in der Mundhöhle sowie bei fehlenden Backenzähnen entstehen beim Wiederkauen nicht selten sog. Wickel aus Raufutter. Diese Futterwickel hängen meist in den Zahnlücken fest und sammeln sich in den Backentaschen an oder fallen den Tieren beim Wiederkauen aus dem Mund.

Bei der Überprüfung der Zunge ist auf Verletzungen der Zungenschleimhaut, Auflagerungen sowie auf Veränderungen der Konsistenz der Zunge, z. B. im Sinne einer Holzunge, wie sie bei Aktinobazillose (S.305) vorkommt, zu achten. Lähmungen führen meist zum Heraushängen der Zunge aus dem Mund.

Zum Schluss sollte an der Mundschleimhaut noch die kapilläre Füllungszeit überprüft werden, sie beträgt bei gesunden Schafen und Ziegen 2–3 Sekunden.

1.1.6.6 Lymphknoten

Die Lymphknoten sollten im Hinblick auf lokale Entzündungserscheinungen, Abszesse und tumoröse Veränderungen untersucht werden. Veränderungen der Lymphknoten treten besonders häufig bei Pseudotuberkulose auf (► Abb. 1.22).

Bei gesunden Tieren sind die **Lnn. mandibulares** als bohnen- bis haselnussgroße, weiche Gebilde fühlbar.

Die **Lnn. parotidei** sind bohnen- bis haselnussgroß, bei gesunden Tieren jedoch oft nur sehr schwer von den Ohrspeicheldrüsen abgrenzbar. Bei vergrößerten und veränderten Lymphknoten gelingt diese Abgrenzung meist besser.



► Abb. 1.22 Abszess und Fistel des Ohrlymphknotens bei einer Ziege aufgrund von Pseudotuberkulose.

Die **Lnn. retropharyngei** sind bei gesunden Tieren nicht palpierbar. Bei starker Vergrößerung lassen sie sich jedoch als Widerstand mit den Fingerspitzen ertasten, wenn der Untersucher jeweils mit der Hand von beiden Seiten des Halses aus das Gewebe oberhalb des Kehlkopfs durchtastet.

Die **Lnn. cervicalis superficialis** befinden sich subkutan kranial der Schultergelenke und sind als ca. kleinfingerstarke und etwa kleinfingerlange, verschiebbliche Gebilde fühlbar.

Die **Lnn. subiliaci** sind als kleinfingerstarke, senkrecht zur Körperachse stehende Gebilde in der Kniefalte zu finden, indem man die Kniefalte zwischen Daumen und Zeigefinger nimmt und zwischen den Fingern hindurch gleiten lässt.

Die **Euterlymphknoten** sind kaudal an der Basis des laktierenden Euters symmetrisch beidseitig der Medianen als bis zu walnussgroße Gebilde zu fühlen. Insbesondere bei Schafen, deren Euter außerhalb der Laktation nahezu vollständig zurückgebildet ist, kann es schwierig sein, die dann oft nur erbsengroßen Lymphknoten zu finden.

Bei männlichen Tieren findet man die **Lnn. scrotales** kaudal an der Basis des Hodensacks als bohnen- bis haselnussgroße Gebilde.

Die **Lnn. poplitei** sind bei gesunden Tieren in der Regel nicht zu fühlen. Vergrößerte Lnn. poplitei sind in der Tiefe zwischen den langen Sitzbeinmuskeln auf Höhe der Kniegelenkbeuge von kaudal und lateral zu ertasten.

1.1.6.7 Hals

Neben der Untersuchung der Halslymphknoten werden **Pharynx** und **Larynx** abgetastet und auf Umfangsvermehrungen untersucht. Durch Druck auf den Larynx ist bei gesunden Schafen und Ziegen meist kein **Husten** auslösbar. Ein einzelner Hustenstoß ist nach dieser Manipulation jedoch als normal anzusehen. Darüber hinaus gehende Hustenstöße oder Anfälle sind als pathologisch anzusehen.

Bei dieser Gelegenheit sollte palpatorisch auch auf Vergrößerungen der **Schilddrüsen** untersucht werden, die geringfügig aboral des Larynx flach ventrolateral als ca. bohnen- bis apfelsinengroße Gebilde der Trachea anliegen. Kröpfe bis zu Apfelsinengröße kommen gelegentlich bei neugeborenen Ziegenlämmern aufgrund von erblichem Kropf (S.653) und bei Schaf und Ziegenlämmern aufgrund von Jodmangel oder durch Verfütterung von Goitrogenen an die Muttertiere während der Trächtigkeit vor.

Die Trachea wird palpatorisch bis zur Apertura thoracis verfolgt. Unter normalen Bedingungen ist der Ösophagus bei dieser Untersuchung nicht zu ertasten. Zur Untersuchung des Halses gehört ebenfalls die Venenstauprobe. Bei gesunden Tieren ist die V. jugularis nicht gestaut, sie lässt sich leicht anstauen, und nach dem Lösen des Staus fließt das Blut sofort wieder ab.

Dorsal des Halses sollte am Übergang des Nackenbands zum Os occipitale auf Vergrößerungen der Bursa subligamentosa nuchalis und am Übergang zu den Dornfortsätzen der Brustwirbel auf Vergrößerungen der Bursa subligamentosa supraspinalis untersucht werden. Bei gesunden Tieren sind diese beiden Schleimbeutel unter dem flexiblen Nackenband nicht zu fühlen. Gelegentlich sind sie jedoch bei Ziegen mit capriner Arthritis-Enzephalitis, CAE (S.257), erheblich vergrößert.

1.1.6.8 Brustkorb

Durch Beobachtung der Thoraxbewegungen werden **Atemfrequenz** und **Atemtyp** ermittelt. Dies muss jedoch durch Beobachtung aus einer gewissen Entfernung geschehen, um die Frequenz nicht durch Erregung zu beeinflussen. Sollten die Tiere zur klinischen Untersuchung eingefangen werden müssen, sollte zwischen dem Fangen und der Untersuchung mindestens eine Stunde liegen. Da Schmerzen erheblichen Einfluss auf die Atemtätigkeit haben können, müssen Lahmheiten und andere schmerzhafte Prozesse bei der Interpretation der Befunde berücksichtigt werden. Eine Frequenzerniedrigung wird als Bradypnoe, eine Erhöhung als Tachypnoe bezeichnet.

Die Atmungsintensität ist in Ruhe mäßig. Eine erniedrigte Atmungsintensität wird als Oligopnoe, eine Erhöhung als Polyopnoe bezeichnet. Der Atemtyp gesunder Tiere ist kostoabdominal. Dies bedeutet, dass das zeitliche Verhältnis zwischen Inspirationsdauer und Expirationsdauer etwa 1,2:1 beträgt. Im Zusammenhang mit einer inspiratorischen Dyspnoe ist der Atemtyp häufig kostal, bei expiratorischer Dyspnoe abdominal. Wird bei verstärkter abdominaler Atmung die Bauchmuskulatur zur Expiration zu Hilfe genommen, ist die Expiration meist doppelschlägig.

Tritt spontaner **Husten** auf, oder können durch Druck auf den Larynx und die ersten Trachealringe Hustenanfälle ausgelöst werden, liefert die Qualität des Hustens (spontan, provoziert, trocken, feucht) wichtige Hinweise auf die Ursachen. Meist ist die Ursache des Hustens in einer Reizung der oberen Luftwege zu suchen. Der Husten ist relativ trocken und kräftig, wenn die Erkrankung in den oberen Luftwegen lokalisiert ist. Bei tiefer gelegenen Bronchopneumonien, Lungenemphysemen und Pleuritis sowie insbesondere bei Lungenadenomatose (S.263) scheint er dagegen feucht.

In der Umgebung des zu untersuchenden Schafes ist von seiner Atmung normalerweise nichts zu hören. Im Zusammenhang mit bestimmten Atembeschwerden treten jedoch mit bloßem Ohr feststellbare Geräusche wie Prusten, Stenose- und Rasselgeräusche auf.

Der Situs zeigt die Lage der Organe am stehenden Tier (► Abb. 1.23).



► **Abb. 1.23** Situs einer Zwergziege von links (Präparation im Institut für Anatomie der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover).

Auskultation

Auskultatorisch sollten sowohl beide Seiten des Thorax (► Abb. 1.24) als auch die Trachea untersucht werden. An der Luftröhre ist normalerweise ein laryngotracheales Atemgeräusch zu hören, dessen Klangfarbe einem „hart“ ausgesprochenen „CH“ entspricht. Im Bereich der Bronchialaufzweigung und deren näherer Umgebung sind tracheobronchiale Atemgeräusche hörbar. Sie ähneln dem laryngotrachealen Geräusch, sind aber vor allem expiratorisch leiser und tiefer. Über den Zwerchfelllappen sind meist nur während der Inspiration bronchobronchioläre Atemgeräusche hörbar. Bei sehr geringer Atmungsintensität und bei sehr adipösen Tieren sind bronchobronchioläre Atemgeräusche meist nicht zu hören.

Bei Veränderungen der Atemgeräusche sollten der Grad der Veränderung (verstärkt, abgeschwächt, fehlend), der zeitliche Bezug zur Atemtätigkeit (inspiratorisch, expiratorisch) sowie eventuell vorhandene Nebengeräusche beschrieben werden.

Bei Nebengeräuschen ist außerdem die Qualität (kontinuierlich, diskontinuierlich) zu erfassen. Bei kontinuierlichen Nebengeräuschen (Pfeifen, Giemen, Fiepen) sollte das Punctum maximum dieser Geräusche gesucht werden. Eventuell handelt es sich dabei um weiter geleitete Stridores, die bereits ohne Hilfsmittel gehört werden können. Nasale Stridores äußern sich in Schniefen, pharyngeale Stridores in Schnarchen, laryngeale in Röcheln und tracheale Stridores in Pfeifen.

Bei sehr lauten, diskontinuierlichen Nebengeräuschen (Rasseln, Knarren) sollte ein sog. **Schubkarrentest** durchgeführt werden. Hierzu wird das Schaf oder die Ziege an den Hinterbeinen für mehrere Minuten hoch gehoben, um zu überprüfen, ob in der Lunge produziert Sekret aus den Nasenlöchern herausläuft. Der Schubkarrentest kann bei Lungenadenomatose (S.263) positiv sein. Das Sekret sollte für weitere Untersuchungen aufgefangen werden.

Außerdem könnten noch atemsynchrone Reibegeräusche auftreten; diese sind in der Regel auf pleuritische Veränderungen zurückzuführen. Verminderte oder gar fehlende Atemgeräusche können auf einen Pneumothorax, Pleuraergüsse oder Zwerchfellhernien hindeuten.



► Abb. 1.24 Auskultation an der linken Brustseite im wollfreien Bezirk.

Perkussion

Die Finger-Finger-Perkussion des Thorax ist beim bewollten Schaf nicht dazu geeignet eine Vergrößerung des Lungenfelds darzustellen. Der Lungenschall ist bei Tieren mit einer dünnen Thoraxwand sehr viel lauter als bei Tieren mit einer dicken Brustwand. Beim Lungenemphysem ist der Perkussionschall verstärkt. Dampfe Perkussionsgeräusche deuten auf einen verminderten Gasgehalt der darunter liegenden Region hin. Dies könnte auf pneumonische Verfestigung, Hydrothorax, Pleuraergüsse oder raumfordernde Prozesse im Thorax hindeuten. Um solche Strukturen ausmachen zu können, müssen sie mindestens handbreit sein und der Thoraxwand anliegen.

Physiologischerweise führt das Herz auf der linken Seite zu einer Dämpfung des Lungenschalls. Ein beachtlicher Teil der vorderen Lungenareale kann dadurch der Untersuchung zugänglich gemacht werden, dass die Tiere in Seitenlage verbracht und die Vordergliedmaßen soweit wie möglich nach vorne gezogen werden.

Durch die Ermittlung der Lungengrenzen wird gewährleistet, dass das gesamte Lungenfeld untersucht wird. Auf halber Thoraxhöhe (Höhe Buggelenk) schneidet die Lungengrenze die siebte Rippe, und die ventrale Grenze liegt im Bereich der sechsten Rippe. Insbesondere auf der linken Körperseite ist die Lungengrenze aufgrund des gasgefüllten Pansens kaum feststellbar.

Weiterführende Untersuchungen

Bei Verdacht auf Lungenerkrankungen können weiterführende bildgebende Verfahren wie Endoskopie (evtl. mit bronchoalveolärer Lavage oder der Gewinnung von Tracheobronchialsekret), Ultraschalluntersuchung, Röntgen und Computertomografie durchgeführt werden.

Zur Ursachenabklärung sind häufig weiterführende labor-diagnostische Untersuchungen, z. B. serologische Untersuchungen auf Antikörper gegen das Maedi-Visna-Virus (S.255) oder das CAE-Virus (S.257), sowie gegen *Corynebacterium pseudotuberculosis* (S.328) sinnvoll. Ebenso gehört eine parasitologische Kotuntersuchung mit dem Auswanderverfahren zur Identifizierung von Lungenwurmlarven (S.376) zur speziellen Untersuchung des Atemtrakts.

1.1.6.9 Herz-Kreislauf-System

Die Untersuchung des Herz-Kreislauf-Systems beinhaltet die Untersuchung der Konjunktiven (S.21), der Episkleralgefäße (S.21), der kapillären Füllungszeit (S.23), die Auskultation des Herzens sowie die Erfassung des Pulses.

Die Auskultation des Herzens erfolgt auf der linken Körperseite des Tieres medial des Ellbogens. Die normalen Herzfrequenzen können ► Tab. 1.2 entnommen werden. Die Herzschläge sind bei gesunden Tieren gleichmäßig, regelmäßig und gut abgesetzt. Bei Auftreten von Nebengeräuschen sollten ihre Puncta maxima ermittelt werden.

Der Puls wird an der A. saphena oder an der A. femoralis ermittelt. Leider reagieren gesunde Schafe häufig mit Aufregung und Abwehrbewegungen bei der Palpation der Hintergliedmaßen, sodass ein echter Ruhepuls in der Regel nicht zu erfassen ist.

1.1.6.10 Abdomen

Die Untersuchung des Abdomens beinhaltet zunächst die Erfassung von Umfang und Form. Aufnahme von Raufutter führt zu einer Ausbeulung der linken Bauchseite durch den gefüllten Pansen. Mehrlingsträchtigkeit führt meist zu einer deutlichen Ausbeulung der rechten ventralen Bauchseite.

Bei der Palpation der Bauchwand sind Konsistenz, Elastizität, Spannungszustand und Schmerzhaftigkeit, sowie Zustand der Hungergruben zu erfassen. Die Schichtung des Pansens mit dem ventralen Flüssigkeitsraum, der Faserschicht in der Mitte und der dorsalen Gasblase sind auf der linken Bauchseite fühlbar.

Die Pansenaktionen sind auf der linken Seite zu auskultieren. Vollständige Pansenkontraktionen finden alle 1–2 min statt. Bei jungen Lämmern können in der Regel noch die Füllung des Labmagens und eventuell vorhandene Bezoare (S.124) palpirt werden. Da bisher bei kleinen Wiederkäuern keine linksseitigen Labmagerverlagerungen beschrieben wurden, kann eine Schwingauskultation an der linken Bauchseite unterbleiben. Ebenso sind die sog. Fremdkörperproben, wie sie für das Rind beschrieben sind, bei den kleinen Wiederkäuern meist über-

flüssig, da aufgrund des selektiveren Fressverhaltens stechende Fremdkörper kaum vorkommen.

Auf der rechten Körperseite ist im oberen Quadranten ein angeschopppter Blinddarm unter der Bauchwand fühlbar. Eine vergrößerte Leber ist auf der rechten Körperseite unter dem kaudalen Ende des Rippenbogens auf Höhe des Buggelenks fühlbar. In dieser Region ist u. U. auch das Leberfeld zu perkutieren. Leberbiopsien können am stehenden Tier unter Lokalanästhesie mit langen Blutentnahmekanülen für Schweine (möglichst unter Ultraschallkontrolle) durch Punktion im drittletzten Interkostalraum auf Höhe des Buggelenks gewonnen werden.

Der Situs zeigt die Lage der Organe am stehenden Tier (► Abb. 1.25).

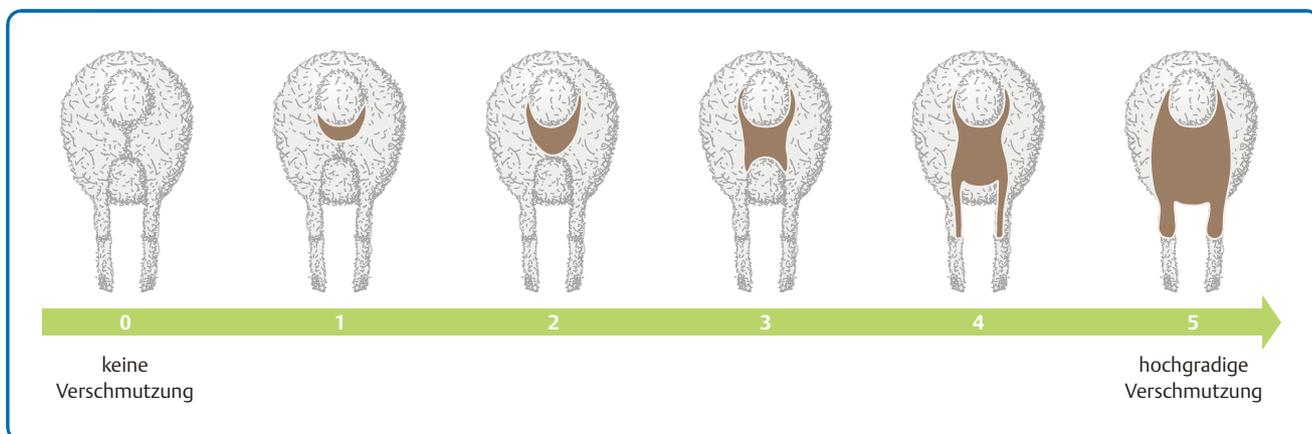
Zur Untersuchung des Verdauungstrakts gehört die **Beurteilung des Kotes**, wobei insbesondere bereits makroskopisch sichtbare Parasiten oder Teile davon, z. B. Bandwurmproglottiden, von Interesse sind. Die Kotkonsistenz ist abhängig von der Fütterung. Bei einer Fütterung basierend auf Raufutter ist der Kot geformt in linsen- bis bohngroße, braun-schwarze Kugeln. Bei reiner Weidehaltung kann bei ausschließlicher Aufnahme von frischem Aufwuchs bei anhaltend nassem Wetter



► Abb. 1.25 Situs einer Zwergziege von rechts (Präparation im Institut für Anatomie der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover).



► Abb. 1.26 Das Ausmaß des Durchfalls lässt sich über den Dag Score semiquantitativ darstellen.



► Abb. 1.27 Die Dag Score Scale reicht von 0 (keine Verschmutzung) bis 5 (hochgradige Verschmutzung) (Abb. basiert auf Daten aus [19]).

auch bei gesunden Tieren ungeformter, bis zu kuhfladenartiger Kot produziert werden.

Anhaltender Durchfall führt zur Verschmutzung der anogenitalen Region und evtl. der Hinterbeine. Mit Hilfe des **Dag Scores** kann der Grad der Verschmutzung semiquantitativ dokumentiert werden (► Abb. 1.26, ► Abb. 1.27).

Einzelstier- oder Sammelkotproben sollten regelmäßig einer parasitologischen Untersuchung (S.402) unterzogen werden. Die Kotproben (S.52) sollten möglichst frisch, entweder direkt aus dem Anus der Tiere oder direkt nach dem Absatz, entnommen werden.

1.1.6.11 Harntrakt

Infektionen des Harntrakts sind bei Schafen und Ziegen selten. Scheidenvorfälle, chronische Vaginitiden und Endometritiden prädisponieren bei weiblichen Tieren für Zystitiden und Nierenbeckenentzündungen. Im Zusammenhang mit akuten Clostridiosen, insbesondere der Breinierenerkrankung, kommt es zwar zu einer perakuten Tubulonephrose, allerdings sterben die erkrankten Tiere schon wenige Stunden nach Krankheitsbeginn, sodass selbst der histologische Nachweis der Tubulonephrose häufig von autolytischen Veränderungen überlagert ist.

Toxische Veränderungen, z. B. durch Vergiftungen mit Metallen oder Eichel, werden selten diagnostiziert.

Verlegung der ableitenden Harnwege – Urolithiasis

Im Gegensatz dazu kommen bei männlichen Tieren Verlegungen der ableitenden Harnwege durch Harnsteine und Harngrieß, Urolithiasis (S.139), häufig vor. Oft spielen dabei eine intensive Getreidemast mit ungünstigem Ca-P-Verhältnis in der Ration sowie unzureichende Wasseraufnahme eine prädisponierende Rolle. Neben der Diät spielen Beginn und Dauer der Erkrankung eine entscheidende Rolle für die Prognose der Urolithiasis.

Beobachtungen über das Verhalten beim Absetzen von Harn sind wichtig und hilfreich. Schafböcke setzen Harn in kontinuierlichem Strahl für etwa 10–15 Sekunden ab. Besonders während der Deckzeit schachten Ziegenböcke gezielt ihren Penis aus und urinieren sich selbst in den Ziegenbart. Tenesmus mit nur wenigen Tropfen abgesetzten Harns deutet auf schwere Harnabsatzstörungen hin.

Bei Verdacht auf eine vollständige Verlegung der Harnröhre sollte der Harnabsatz durch Umbinden eines sauberen weißen Handtuchs und Verbringen in einen frisch eingestreuten sauberen Stall für 8–10 Stunden überprüft werden. Ist die Harnröhre vollständig verlegt, zeigen die Böcke deutliche Anzeichen von Kolik in Form von häufigem Wedeln des Schwanzes, Bruxismus und längerem Verharren in Brust- oder Bauchlage. Aufgrund der Häufigkeit sollte bei Auftreten von Koliken bei Böcken primär an Urolithiasis und erst in zweiter Linie an Störungen des Verdauungstrakts gedacht werden. In Fällen von Urolithiasis ist bei der Untersuchung des Präputiums nicht selten Harngrieß in den Präputialhaaren zu finden.

Penisvorlagerung

Während das Vorlagern des Penis bei sexuell aktiven Deckböcken meist relativ einfach ist, kann es sein, dass dieser bei Hammeln nicht oder nur sehr schwer und evtl. nur unter Allgemeinanästhesie vorgelagert werden kann. Zum Vorlagern sollte der Bock umgesetzt und von einem Helfer gehalten werden. Sofern das Vorlagern gelingt, können die Glans penis und der Processus urethrae untersucht werden. Zur weiteren Untersuchung sollte der Penis durch Anschlingen mit einer Gazebinde fixiert werden. Bei Bockklämmern unter drei Monaten ist der Processus meist noch mit der Präputialschleimhaut verwachsen, und der Penis kann nicht vorgelagert werden.

Harnuntersuchung

Grundsätzlich sollte versucht werden Spontanharn zu gewinnen, was sich jedoch auch bei weiblichen Schafen als extrem schwierig gestalten kann. Häufig gelingt es Harnabsatz durch Zuhalten der Nase für maximal eine Minute zu provozieren. Meist setzen die Schafe nach ca. 45 Sekunden Harn ab. Da sie sich kurz zuvor wehren, muss die Harngewinnung grundsätzlich zusammen mit einem Helfer vorgenommen werden. Eine Person hält die Nase des Tieres zu, die zweite Person beobachtet die Uhr und fängt den Harn mit einem sauberen Gefäß auf. Die Katheterisierung der Blase sollte vermieden werden, um sie nicht mit Keimen aus den distal liegenden ableitenden Harnwegen zu infizieren.

Urin hat üblicherweise ein spezifisches Gewicht von 1,015–1,045 und einen pH-Wert von 7,4–8,0. Blasenentzündungen führen zu einer Erhöhung des pH-Wertes, Pansenazidosen zu einer Erniedrigung. Mittels Streifen-tests sollte der Urin insbesondere bei hochtragenden und festliegenden Mutterschafen auf Ketonkörper, Glukose, Blut bzw. Hämoglobin oder Myoglobin und auf Bilirubin untersucht werden. Im Sediment sollte auf Leukozyten und Kristalle geachtet werden. Für eine bakteriologische Untersuchung von Harnproben besteht nur selten Anlass. Treten in Folge von Urethrostomien chronische Zystitiden auf, sollte gezielt auch auf Anaerobier und insbesondere *Corynebacterium renale* untersucht werden.

Serum-Kreatinin- und Blut-Harnstoffwerte

Die Untersuchung von Kreatinin im Serum gibt Auskunft über die glomeruläre Funktionsfähigkeit der Nieren. Demgegenüber wird der Blut-Harnstoffwert nicht nur durch die glomeruläre und tubuläre Funktionsfähigkeit der Nieren beeinflusst, sondern auch durch die Ernährung. Eine eiweißreiche Ernährung führt zu einer Erhöhung der Blut-Harnstoffkonzentrationen, allerdings übersteigen die Konzentrationen in diesem Fall praktisch nie das Doppelte der oberen Referenzgrenze. Für eine differenzierte Analyse der Nierenfunktion ist die Untersuchung von Kreatinin und Elektrolyten (Na, K, Ca, P) in Blut- und zeitnah hierzu entnommenen Harnproben geeignet. Bei laktierenden Tieren kann der Milch- und Blut-Harnstoffwert für die Beurteilung der Fütterung, insbesondere in Bezug auf eine ausreichende Eiweißversorgung verwendet werden.

Transabdominale Sonografie

Mittels transabdominaler sonografischer Untersuchung können die Füllung der Blase, eine Verdickung der Blasenwand und ein Uroperitoneum ermittelt werden.

1.1.6.12 Bewegungsapparat

Die Untersuchung des Bewegungsapparats umfasst die Untersuchung des Skeletts, der Gelenke, der Bänder, der Sehnen, der Muskeln und der Klauen. Polyarthritiden sind ein häufiges Problem bei Neugeborenen und Jungtieren. Moderhinke ist ein permanentes Problem in vielen Herden, sowohl bei Jungtieren als auch bei erwachsenen Schafen. Arthritiden und Arthrosen werden klinisch vor allem in den Karpal-, Tarsal-, Ellbogen- und Kniegelenken diagnostiziert, kommen jedoch gerade bei Böcken sehr häufig auch in der Wirbelsäule vor. Frakturen spielen vor allem bei Jungtieren eine Rolle. Myopathien sind häufig Folge von Vitamin-E- oder Selenmangel.

Der Grad des Lahmheitsproblems innerhalb einer Gruppe muss vom Tierarzt festgestellt werden, wenn die Herde zieht oder getrieben wird, bevor die Tiere gepfercht und eingefangen werden. Anderenfalls werden Lahmheiten aufgrund des engen Zusammenhalts in der Gruppe unentdeckt bleiben. Im Zusammenhang mit gehäuft auftretenden Lahmheiten sollten die Stalleinrichtungen sowie Sortieranlagen auf der Weide auf ihre Funktionsfähigkeit und evtl. Verletzungsmöglichkeiten hin untersucht werden. Sofern vorhanden, sollte das Behandlungsbuch im Hinblick auf Art und Häufigkeit von Lahmheitsbehandlungen überprüft werden. Bei Verdacht auf Lahmheiten oder Lähmungen an den Hintergliedmaßen sollte nachgefragt werden, ob und in welcher Weise intramuskuläre Injektionen vom Besitzer durchgeführt werden.

Lahmheitssymptome

Schafe und Ziegen mit mittel- bis hochgradigen Lahmheiten verweilen längere Zeit in Brust- oder in Seitenlage. Längeres Liegen in Brustlage führt zu Brustbeinschwielen und -fisteln, die schlecht heilen. Brustbeinfisteln bei Zuchtböcken können auch von schlecht sitzenden Deckgeschirren herrühren.

Bei Erkrankungen der Klauen und Gelenke der Vordergliedmaßen fressen die Tiere auf der Weide, indem sie auf den Karpalgelenken „knien“. Diese vermehrte Belastung der Karpalgelenke führt zunächst zu Haarverlusten an der kranialen Seite der Karpalgelenke. Wiederholte Hautschädigungen führen zu Farbveränderungen der nachwachsenden Haare im Rand-

bereich der Kallusbildung; typischerweise wachsen schwarze Haare grau oder weiß nach. Stärkere und längere Belastungen führen über Schwielen zu Dekubitalstellen oder Fisteln an dieser Stelle. Eine Verdickung der Vorderseite der Karpalgelenke kann jedoch auch durch chronische Entzündungen der Bursa praecarpalis in Zusammenhang mit Infektionen durch Slow-Virus-Infektionen – CAE (S.257) oder Maedi-Visna (S.255) – entstehen.

Schmerzende Vordergliedmaßen werden in Brustlage eher nach vorn ausgeschreckt, als gebeugt an die Brustwand angelegt wie bei gesunden Tieren. Bei schmerzenden Vordergliedmaßen werden die Hintergliedmaßen im Stand zur Entlastung nach vorne unter den Körper gestellt. Bei Schmerzen an einer Hintergliedmaße liegt diese in Brustlage oben. Dies gibt dem Tier die Möglichkeit mit der gesunden Hintergliedmaße nach vorne zu robben oder aufzustehen. Gerade Jungtiere und Ziegen können mit nur einer Hintergliedmaße erstaunliche Geschwindigkeiten erreichen.

Lahmheiten können am besten beurteilt werden, wenn die Tiere sich langsam auf einer geraden Linie auf den Untersucher zu und von ihm weg bewegen. Da Schafe und Ziegen in der Regel nicht daran gewöhnt sind am Halfter vorgeführt zu werden, ist die Beurteilung geringgradiger Lahmheiten schwierig. Es ist deshalb sinnvoll, zunächst ruhig zwischen den weidenden Tieren hindurch zu wandern, um die Häufigkeit und den Grad der Lahmheiten festzustellen. Das Separieren einzelner Schafe ist schwierig, da die Tiere aufgrund der Angst vor Menschen sich nicht bewegen oder aufgrund des Fluchttriebs versuchen wegzulaufen.

Es ist deshalb sinnvoll, das lahme Tiere zusammen mit einem Tier aus seiner Gruppe auf eine feste Fläche zu stellen und sie aus einer Entfernung von 15–20 m zu beurteilen. Der **Locomotion Score** [7] stellt hierzu ein zuverlässiges Bewertungssystem der Bewegung insbesondere von Schafen dar. Es zeichnet sich durch seine Objektivität, leichte Erlernung und Anwendung sowie Kontinuität in der Bewertung aus. Beachtung finden bei der Bewertung nicht nur die Bewegung des Tieres, sondern auch dessen Haltung. Die Lahmheiten werden somit in 7 Stufen (Score 0–6) eingeteilt (► Tab. 1.5).

► Tab. 1.5 Locomotion Score (Tab. basiert auf Daten aus [7])

Score	0	1	2	3	4	5	6
Haltung und Bewegung							
Das Tier belastet alle vier Gliedmaßen gleichmäßig.	+	-	-	-	-	-	-
Ungleichmäßige Haltung, aber keine klare Schrittverkürzung.	-	+	+	+	+	+	-
Schrittverkürzung an einem Bein.	-	+	+	+	+	+	-
Sichtbares Kopfnicken in Kombination mit Schrittverkürzungen.	-	-	+	-	-	-	-
Exzessive schnelle Kopfbewegungen, stärker als Nicken, synchron mit Schrittverkürzungen.	-	-	-	+	+	+	-
Keine Belastung der Gliedmaße im Stand.	-	-	-	+	+	+	-
Beschwerliche, schmerzhaft Bewegungen.	-	-	-	+	+	+	-
Keine Belastung der Gliedmaße in der Bewegung.	-	-	-	-	+	+	-
Das Tier kann nur extrem schwer aufstehen.	-	-	-	-	-	+	-
Das Tier weigert sich zu gehen, sobald es steht.	-	-	-	-	-	+	-
Es ist mehr als eine Gliedmaße betroffen.	-	-	-	-	-	+	-
Festliegen; das Tier steht nicht und bewegt sich nicht.	-	-	-	-	-	-	+

Untersuchung von Muskeln, Gelenken und Lymphknoten

Der Kliniker muss berücksichtigen, dass jede Lahmheit von einer schmerzhaften Läsion herrührt und deshalb Manipulationen mitfühlend und vorsichtig durchgeführt sowie auf ein Minimum reduziert werden sollten. Insbesondere Gelenkschäden sind sehr schmerzhaft; Manipulationen, um Krepitationen in diesen hervorzurufen, sind in der Regel überflüssig. Ausnahme kann diesbezüglich die Untersuchung des Hüftgelenks auf eine Epiphyseolysis capitis femoris (S. 150) sein.

Das Ausmaß einer Muskelatrophie hängt sowohl vom Grad, als auch von der Dauer der Lahmheit ab. Bei vorsichtiger Palpation der Umgebung von Knochenvorsprüngen wie der Spina scapulae oder des Trochanter major femoris können Muskelatrophien bereits nach 5–7 Tagen als Folge von mittel- bis hochgradigen Lahmheiten festgestellt werden. Dagegen wird selbst eine hochgradige Muskelatrophie bei Schafen meist durch das Vlies verdeckt. Der Vergleich mit der gesunden Gliedmaße auf der anderen Körperseite liefert in der Regel nachvollziehbare Befunde.

Eine vorsichtige Palpation der Gelenke soll Informationen über die Gelenkfüllung und die Kapseldicke liefern. Dabei sollte das Gelenk möglichst weit gebeugt werden, sodass die Synovia in die Gelenkaussackung auf der Streckseite gedrückt wird und dort palpirt werden kann. Bei Fällen von chronischen Arthritiden an den Ellbogen-, Karpal- und Sprunggelenken bilden sich häufig erhebliche Kapselverdickungen und knöcherne Randwülste. Zur Objektivierung der Befunde sollte der Umfang dieser Gelenke mit Maßbändern, Schieblehren oder Tastzirkeln gemessen und mit den Maßen gesunder Tiere der gleichen Altersklasse, Geschlecht und Rasse verglichen werden.

Gelenkpunktionen (S. 52) sind bei Schafen nur in Ausnahmefällen notwendig. Bei chronischen Arthritiden und Arthrosen ist häufig nur wenig Synovia zu gewinnen. Ein kultureller Nachweis von Bakterien gelingt bei chronischen Arthritiden, z. B. bei chronischem Rotlauf, nur selten. Hier kann die Diagnose durch die serologische Untersuchung auf Antikörper gegen Rotlaufbakterien gesichert werden.

Bakterielle Infektionen und Entzündungen der Gelenke und der Haut der Vordergliedmaßen können zu enormer Größenzunahme der Lnn. cervicalis superficialis um das Zwei- bis Fünffache der normalen Größe führen. Entzündungen distal des Kniegelenks führen zu einer Vergrößerung des Ln. popliteus. Dieser Lymphknoten ist jedoch meist nur bei erheblicher Vergrößerung oder gleichzeitiger Muskelatrophie fühlbar. Entzündungen oberhalb des Kniegelenks führen zu Vergrößerungen des inneren Inguinallymphknotens, der im Beckenkanal liegt und sich daher der Palpation entzieht. Klauenabszesse, Sohlengeschwüre und Moderhinke führen nicht zu solch erheblichen Vergrößerungen der drainierenden Lymphknoten.

Untersuchung von Füßen und Klauen

Erst nach der Untersuchung der Muskeln, Lymphknoten und Gelenke erfolgt das Umsetzen der Schafe zur genaueren Inspektion der Füße und Klauen (► Abb. 1.28). Der Zwischenklauenpalt wird zunächst von evtl. vorhandenem Fremdmaterial (eingetrocknete lehmige Erdkrusten = sog. Knebel) befreit und dann auf Verlust von Haaren, Rötungen, schmierige Oberfläche und Geruchsveränderungen untersucht (► Abb. 1.29). Ein süßlich-moderiger Geruch deutet auf Moderhinke (S. 310) hin.



► Abb. 1.28 Zustand der Klauen nach der Pflege bei einem gesunden Schaf.



► Abb. 1.29 Erguss von Talgsekret aus einer zuvor verstopften Interdigitaldrüse bei einem Schaf.

Schmerzhafte Schwellungen des Kronsaums und eine vermehrte Wärme einzelner Klauen können für Panaritien sprechen. Die lokal erhöhte Temperatur eines Fußes oder einer Klaue sollte durch vergleichende Palpation mit der gegenüberliegenden Gliedmaße des Tieres ermittelt werden. An der Palmar- bzw. Plantarseite der Gliedmaßen kann rechts und links der Beugesehnen evtl. der Puls an den Arterien gefühlt werden. Eine verstärkt fühlbare Pulsation in Verbindung mit vermehrter Wärme kann auf ein Panaritium (S. 157) oder auch auf eine Klauenrehe hindeuten.

Die über die Sohle hinaus gewachsenen Hornteile des axialen und abaxialen Wandhorns werden mit einer Klauenschere oder einem scharfen Klauenmesser abgeschnitten, um einen besseren Blick auf die darunter liegenden Hornstrukturen zu erhalten. Danach werden Sohle und Wandhorn auf Ablösungen von der Lederhaut hin untersucht. Im Falle von Moderhinke mit unterminiertem Sohlen- und Wandhorn sollte aus Tierschutzgründen auf eine Freilegung der Lederhaut verzichtet werden.

Zur Dokumentation von Veränderungen durch Moderhinke eignet sich der Total Weighted Digital Score (TWDS), der von Whittington und Nicholls (1995) aus dem Total Foot Score (TFS) nach Egerton und Roberts (1971) weiterentwickelt wurde (► Tab. 1.6) [18]. Die Aussagekraft des Gesamtwerts konnte erhöht werden, indem alle 8 Klauen eines Tieres und der Schweregrad der Läsionen gewichtet worden (► Abb. 1.30). Die Ermittlung des TWDS erfolgte zunächst unter der Erhebung der

► **Tab. 1.6** Beurteilung der Klauenbefunde bei Moderhinke.

Score	Befund	gültig für	Gewichtung
0	o.b.B.	IDS/Klaue	–
1	geringgradige interdigitale Dermatitis ohne Nekrose	IDS	–
2	mittel-/hochgradige interdigitale Dermatitis mit Nekrose	IDS	–
3	Ballen- und Sohlenhorn unterminiert	Klaue	9
4	Unterminierung des abaxialen Wandhorns	Klaue	16

Nach Lottner (2006) modifiziertes Beurteilungssystem nach Egerton und Roberts (1971), Gewichtung der Scores gemäß Whittington (1995). IDS = Interdigitalspalt



► **Abb. 1.30** Beurteilung der Klauenbefunde bei Moderhinke.

- a Klauenscore 1: geringgradige Entzündung der Haut des interdigitalen Spalts.
- b Klauenscore 2: mittel- bis hochgradige Entzündung der Haut des interdigitalen Spalts, zunehmende Sekretbildung im interdigitalen Spalt, Wahrnehmung eines modrig-fauligen Geruchs.
- c Klauenscore 3: Auftreten von interdigitalen Läsionen und Unterminierungen des Ballen- und Sohlenhorns.
- d Klauenscore 4: zusätzliche Unterminierung des abaxialen Wandhorns.

BEFUNDBOGEN III MODERHINKESANIERUNG

OM-Nummer:

Rasse:

Geschlecht:

Bestand:

Datum:

Brustbein:

- gesunde Haut, bewollt
- Haut leicht gerötet
- Haut stark gerötet und verdickt
- Fistel

Beurteilung der Klauenbefunde:

- 1 ggr. interdigitale Dermatitis ohne Nekrose
- 2 mgr.-hochgr. interdigitale Dermatitis mit Nekrose
- 3 Ballen- und Sohlenhorn unterminiert
- 4 abaxiales Wandhorn unterminiert

Weitere Erkrankungen, die nicht die Klauen betreffen:

A		VL		I
<input type="checkbox"/>		lose Wand		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		doppelte Sohle		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		zirkulärer Hornspalt		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Reheklau		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Fremdkörper		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Panaritium		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Klauenspitzenabszess		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Nekrose in der weißen Linie		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Sohlengeschwür		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		rissiges Horn		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		chronische Deformierung		<input type="checkbox"/>
		<input type="text"/>		

I		VR		A
<input type="checkbox"/>		lose Wand		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		doppelte Sohle		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		zirkulärer Hornspalt		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Reheklau		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Fremdkörper		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Panaritium		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Klauenspitzenabszess		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Nekrose in der weißen Linie		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Sohlengeschwür		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		rissiges Horn		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		chronische Deformierung		<input type="checkbox"/>
		<input type="text"/>		

A		HL		I
<input type="checkbox"/>		lose Wand		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		doppelte Sohle		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		zirkulärer Hornspalt		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Reheklau		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Fremdkörper		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Panaritium		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Klauenspitzenabszess		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Nekrose in der weißen Linie		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Sohlengeschwür		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		rissiges Horn		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		chronische Deformierung		<input type="checkbox"/>
		<input type="text"/>		

I		HR		A
<input type="checkbox"/>		lose Wand		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		doppelte Sohle		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		zirkulärer Hornspalt		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Reheklau		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Fremdkörper		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Panaritium		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Klauenspitzenabszess		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Nekrose in der weißen Linie		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		Sohlengeschwür		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		rissiges Horn		<input type="checkbox"/>
<input type="checkbox"/>		chronische Deformierung		<input type="checkbox"/>
		<input type="text"/>		

► **Abb. 1.31** Dokumentation von Klauenbefunden (Quelle: Dokumentation von Klauenbefunden, nach Lottner (2006) [8]).

Einzel scores nach Egerton und Roberts [6]. Die einzelnen Scores pro Gliedmaße werden für den interdigitalen Spalt, die mediale sowie laterale Klaue erhoben und in dem Befundbogen (► **Abb. 1.31**) notiert. Für den TWDS müssen die Scores der Unterminierungen von Sohlen-, Ballen- und Wandhorn, im Vergleich zum TFS, quadriert werden. Es findet damit eine Gewichtung zwischen unterminiertem Klauenhorn und interdigital begrenzten Läsionen statt.

Auf Herdenbasis erfolgt die Klauenuntersuchung am besten in einem Klauenpflegestand, in dem Schafe ohne großen Aufwand in Rückenlage verbracht werden können. Während Schafe diese Manipulation ohne großen Widerstand über sich ergehen lassen, wehren sich Ziegen sehr heftig gegen diese Zwangsmaßnahme. Bei Ziegen sollte die Klauenuntersuchung, wie auch die Klauenpflege, deshalb im Stehen, z. B. auf dem Melkstand, durchgeführt werden.

Röntgenologische Untersuchung

Die röntgenologische Untersuchung dient vor allem der Diagnose von Frakturen der langen Röhrenknochen. Daneben kann es in Fällen von fortschreitenden Bewegungsstörungen und Lähmungen notwendig sein die Wirbelsäule zu röntgen.

Spondylosen sind insbesondere bei Zuchtböcken häufig und können bei älteren Tieren zu chronischen Schmerzen sowie Diskopathien und Lähmungen führen. Prädilektionsstellen sind vor allem die vorderen Brustwirbel, der Übergang zwischen der Brustwirbelsäule und der Lendenwirbelsäule sowie derjenige zwischen Lendenwirbelsäule und Kreuzbein. Ebenso finden sich bei älteren Schafen häufiger arthrotische periartikuläre, wie auch intraartikuläre Destruktionen und Ossifikationen, vor allem an den großen Gelenken der Gliedmaßen.

Zur Diagnose einer Epiphyseolysis eines Oberschenkelkopfes kann es notwendig sein die Tiere in Allgemeinanästhesie zu versetzen und in Rückenlage mit nach hinten gestreckten Hintergliedmaßen zu röntgen. Dabei ist auf eine korrekte symmetrische Lagerung zu achten. Die Diagnosestellung ist auch möglich durch Auslösen von Krepitation durch Rotation der lahmen Hintergliedmaße und gleichzeitigen Druck bzw. Auskultation am Trochanter major.

Sonografische Untersuchung bei Gelenkveränderungen

Mittels sonografischer Untersuchung mit einem 7,5- bis 12-MHz-Linearscanner können interessante Zusatzinformationen bei Gelenkerkrankungen über Kapseldicke und Gelenkfüllung gewonnen werden. Hierzu sollte die Haut über dem Gelenk geschoren werden, um einen optimalen Kontakt zwischen Schallkopf und Haut zu ermöglichen. Insbesondere bei chronischen Gelenkerkrankungen können die sonografisch gewonnenen Befunde hilfreicher sein als die röntgenologische Untersuchung, indem sie mehr Details zu den Weichgeweben liefern.

1.1.6.13 Nervensystem

Allgemeines

Das zentrale Nervensystem (ZNS) besteht aus dem Gehirn (Enzephalon) und dem Rückenmark (Myelon). Die Körper der Nervenzellen formen die graue Substanz (grau = polios), und Bündel von Axonen machen die weiße Substanz (weiß = leucos) aus.

Häufungen von zentralnervösen Erkrankungen treten vor allem bei saisonaler Lammung im Frühjahr auf. Dabei treten gehäuft Listeriosen, Ketosen und Zerebrokortikalnekrose (CCN, cerebrocortical necrosis) auf.

Eine schnelle Diagnose erlaubt eine zielgerichtete Therapie während früher Stadien der Erkrankung, bevor irreversible Schädigungen des ZNS auftreten. Dabei behindern eine ganze Reihe von Faktoren, die spezifisch für das ZNS sind, die Behandlung erheblich. Diese Faktoren sind der Mangel an einer effektiven Drainage, geringer Zellgehalt im Liquor cerebrospinalis und mangelnder Übertritt von Antibiotika und anderen Therapeutika über die Blut-Hirn-Schranke. Nur mit wenigen Antibiotika kann im ZNS eine minimale Hemmkonzentration erreicht werden.

Die Rektaltemperatur liefert nur bedingt Hinweise auf die Art zentralnervöser Störungen, da die meisten Erkrankungen afebril verlaufen. In Fällen neonataler Meningitis liegt oft Unter-temperatur vor. Dagegen führen zentrale Erregungen mit Erhöhung des Muskeltonus und Opisthotonus, z. B. in Folge von Zerebrokortikalnekrose (S.207), zu einer Erhöhung der Körperkerntemperatur. Die Atemtätigkeit kann erheblich durch zentral bedingte Störungen des Säure-Basen-Haushalts gestört werden. Im Zusammenhang mit Lähmungen des V. und VII. Gehirnnervs, z. B. durch Listeriose (S.314), können erhebliche Verluste von Speichel auftreten, was zu Störungen des Flüssigkeits- und Säure-Basen-Haushalts und damit zu Verdauungsstörungen führt.

Bei vielen neurologischen Erkrankungen besteht eine Rasse-, Geschlechts-, Alters- und Managementdisposition. So ist Visna meist nur bei einigen genetisch hoch empfänglichen Schafrasen zu beobachten, wobei klinische Erkrankungen meist auftreten, wenn die Seroprävalenz von Antikörpern gegen das Maedi-Visna-Virus in der Herde hoch ist. Bei der Erhebung des Vorberichts ist es notwendig vorangegangene Veränderungen des Managements und der Fütterung, den Beginn, die Entwicklung und die Dauer der klinischen Symptome zu ermitteln.

► Definition

Neurologische Syndrome

Das Gehirn wird üblicherweise in sechs Areale unterteilt, bei deren Ausfall es jeweils zu typischen Syndromen kommt (► **Tab. 1.7**). Dabei kommt es natürlich aufgrund des komplexen Aufbaus des Gehirns zu Überschneidungen bei diesen Syndromen. Von den sechs neurologischen Syndromen spielen bei den kleinen Wiederkäuern üblicherweise nur vier, das zerebrale, das zerebelläre, das pontomedulläre (Hirnstamm-Syndrom) und das vestibuläre Syndrom eine Rolle. Das Mittelhirn- und das hypothalamische Syndrom spielen bei den kleinen Wiederkäuern keine klinische Rolle.

Untersuchungsgang

Die klinische Untersuchung erfolgt nach der einer Checkliste (► **Abb. 1.32**) zunächst durch Beobachtung des Tieres in seiner natürlichen Umgebung. Die Anteilnahme an der Umgebung wird anhand des Verhaltens gegenüber seinen Herdenmitgliedern, gegenüber dem Hütehund und gegenüber Menschen beurteilt. Abnehmende Stufen gestörter Anteilnahme sind Apathie, Stupor und schließlich Koma. Die Haltung des Tieres kann wichtige Informationen für die Diagnose liefern. Abweichungen in Form von Opisthotonus deuten auf ein zerebrales Syndrom hin. Kopfschiefhaltung ist meist mit einem vestibulären Syndrom verbunden. Paraplegie (Querschnittslähmung der Hintergliedmaßen) und Tetraplegie (Lähmung aller vier Gliedmaßen) beruhen in der Regel auf Schädigungen des Rückenmarks.

Nach der Beobachtung der spontanen Bewegungen erfolgt die Untersuchung der Koordinationsfähigkeit der Gliedmaßen, indem jeweils zwei Gliedmaßen fixiert werden. So wird die Standfähigkeit nach Anheben beider Hintergliedmaßen, sowie der beiden rechten bzw. linken Gliedmaßen (Hemistanding) überprüft. In gleicher Weise wird die Vorwärtsbewegung nach Anheben von zwei Gliedmaßen (Hemiwalking) untersucht. Ebenso wird das Gehen der Tiere mit erhobenem Kopf geprüft.

Hirnnerven

Die Hirnnerven I–XII entspringen im Vorderhirn bzw. im Hirnstamm und haben einige spezielle Funktionen (► **Tab. 1.7**):

► **Tab. 1.7** Zusammenhang zwischen Reflexen bzw. Befunden und den relevanten Hirnnerven bzw. assoziierten Hirnzentren.

Test	Gehirnnerven und assoziierte Zentren
Sehen	Auge, II, Zerebrum (kontralateral)
Pupillarreflex	II, III
Pupillenweite und Symmetrie	II, III, Hirnstamm, sympathisches Nervensystem
Drohreflex	II, VII, Zerebrum, Hirnstamm, Zerebellum
Position des Auges	II – lateraler Strabismus IV – dorsaler und medialer Strabismus VI – medialer Strabismus
normaler Kopf-/Kaumuskeltonus	V
Kornealreflex	V, VI
reflektorischer Lidschluss nach Berühren des medialen Augewinkels	V, VII
normale Ohrhaltung	V, VII
Nüstern, Riechen	V
Augenlider in normaler Position	III, VII, sympathisches Nervensystem
Hören	VIII
normale Kopfhaltung	VIII, Zerebrum
Schlucken, Zungenbewegung	IX, X, XII

- **N. olfactorius (I):** Die Untersuchung des N. olfactorius ist nur bedingt möglich und spielt bei kleinen Wiederkäuern keine praktische Rolle.
- **N. opticus (II):** Die Untersuchung des Visus erfolgt durch Beobachtung des Verhaltens von Tieren gegenüber Hindernissen und durch Überprüfung des Drohreflexes – die Augenlider werden schnell geschlossen, wenn sich ein Objekt plötzlich dem Auge nähert. Bei Tieren mit reduzierter Anteilnahme kann die Beurteilung des Drohreflexes schwierig sein und sollte deshalb vorsichtig beurteilt werden. Da sich etwa 90% der Augennerven im Bereich des Chiasma opticum überkreuzen, wird das mit dem rechten Auge Gesehene in der kontralateralen (also linken) Großhirnhemisphäre wahrgenommen und verarbeitet. Ankommende (afferente) Fasern registrieren den Drohreflex im linken Auge, leiten die Signale über den linken Sehnerv zum Chiasma opticum und wechseln dort zum Tractus opticus der rechten Seite und zur rechten Großhirnrinde. Der motorische (efferente) Weg geht vom rechten visuellen Kortex zum linken Nucleus facialis, wo der Schluss des Augenlids induziert wird. Läsionen des Auges und des Sehnervs führen zu ipsilateraler Blindheit. Läsionen des Tractus opticus bzw. Nucleus opticus führen zu kontralateraler Blindheit.
- **N. oculomotorius (III):** Die Pupillenweite wird durch die Mm. sphincter pupillae gesteuert, die von den parasympathischen Fasern im N. oculomotorius innerviert werden, und durch die Mm. dilatatores pupillae, die von sympathischen Fasern des kranialen Zervikalganglions versorgt sind. Normalerweise führt ein Lichteinfall in ein Auge zu einer Verengung (Miosis) beider Pupillen, mit einer direkten Antwort des stimulierten Auges und einer gleichsinnigen Antwort des anderen Auges. Allerdings erfolgt dies bei kleinen Wiederkäuern im Vergleich zu anderen Tierarten sehr langsam. Eine erweiterte Pupille in einem Auge mit normaler Antwort auf den Drohreflex beruht meist auf einer Schädigung des N. oculomotorius. Das kontralaterale Auge mit intaktem III. Gehirnnerv wird sowohl auf die direkte eigene, wie auch auf die Reizung des kontralateralen Auges reagieren. Sofern eine Läsion primär nur eine Großhirnhemisphäre betrifft, führt der erhöhte Druck auf einen N. oculomotorius zu einer Anisokorie (unterschiedliche Pupillenweite beider Augen), wobei die betroffene Seite die Mydriasis (Weitstellung der Pupille) aufweist.

Definition

Horner-Syndrom

Als Horner-Syndrom bezeichnet man ein Symptomenkomplex, der durch den Ausfall des Kopfteils des sympathischen Nervensystems entsteht. Das Syndrom ist gekennzeichnet durch Miosis (enge Pupillen), Enophthalmus (Einsinken des Augapfels in die Augenhöhle) und Ptosis (Herabhängen der Augenlider). Droh- und Pupillarreflexe sind normal.

- **N. oculomotorius (III), N. trochlearis (IV) und N. abducens (VI):** Diese drei Gehirnnerven sind für die normale Position und die Bewegung des Augapfels in der knöchernen Augenhöhle verantwortlich. Allerdings wird Schielen bzw. ein Strabismus bei Schafen und Ziegen selten beobachtet. Bei Ausfall

NEUROLOGISCHE UNTERSUCHUNG KLEINER WIEDERKÄUER

Kliniknr.: Besitzer: Datum:
 Rasse: Alter: Geschlecht:

Bewusstsein <input type="radio"/> normal <input type="radio"/> Apathie <input type="radio"/> Stupor <input type="radio"/> Koma	Verhalten <input type="radio"/> normal <input type="radio"/> abnormal Aufstehen: <input type="text"/> (o.b.B./ mit Mühe / mit Hilfe) Besonderheiten: <input type="text"/>	Haltung <input type="radio"/> normal <input type="radio"/> Kopfschiefhaltung li. <input type="radio"/> Opisthotonus <input type="radio"/> Tetraplegie <input type="radio"/> abnormal <input type="radio"/> Kopfschiefhaltung re. <input type="radio"/> Paraplegie <input type="radio"/> Pleurothotonus Besonderheiten: <input type="text"/>																																																											
Gang <input type="radio"/> normal <input type="radio"/> Ataxie der Nachhand <input type="radio"/> vestibuläre Ataxie <input type="radio"/> Tetraparese <input type="radio"/> Hemiparese li. <input type="radio"/> Monoparese li. VE <input type="radio"/> Monoparese li. HE <input type="radio"/> Kreisbewegung li. <input type="radio"/> Drangwandern <input type="radio"/> Passgang <input type="radio"/> generalisierte Ataxie <input type="radio"/> Dysmetrie <input type="radio"/> Paraparese <input type="radio"/> Hemiparese re. <input type="radio"/> Monoparese re. VE <input type="radio"/> Monoparese re. HE <input type="radio"/> Kreisbewegung re. <input type="radio"/> Überköten Besonderheiten: <input type="text"/> <input type="text"/> <input type="text"/>	Kopfnerve (-2 = abwesend / -1 = reduziert / 0 = normal) <table border="0"> <tr> <td>links</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Sehen</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>rechts</td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Drohreflex</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Lidreflex</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Kornealreflex</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Schlucken</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Sensibilität</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Halsmuskeln</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Zunge</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Kaufreflex</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>M. orbicularis oris</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Sensibilität (Ohr)</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Augenhintergrund</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> </table>	links	<input type="checkbox"/>	Sehen	<input type="checkbox"/>	rechts		<input type="checkbox"/>	Drohreflex	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Lidreflex	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Kornealreflex	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Schlucken	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Sensibilität	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Halsmuskeln	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Zunge	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Kaufreflex	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	M. orbicularis oris	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Sensibilität (Ohr)	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Augenhintergrund	<input type="checkbox"/>	
links	<input type="checkbox"/>	Sehen	<input type="checkbox"/>	rechts																																																									
	<input type="checkbox"/>	Drohreflex	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Lidreflex	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Kornealreflex	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Schlucken	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Sensibilität	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Halsmuskeln	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Zunge	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Kaufreflex	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	M. orbicularis oris	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Sensibilität (Ohr)	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Augenhintergrund	<input type="checkbox"/>																																																										
Haltungs- und Stellreaktionen (-2 = abwesend / 0 = normal/ +2 = gesteigert) <table border="0"> <tr> <td>links</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Hüpfen VE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>rechts</td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Hüpfen HE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Stolpern VE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Stolpern HE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>schneller Stopp</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Hindernisse</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Hemistanding VE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Hemistanding HE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Hemiwalking VE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Hemiwalking HE</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> <tr> <td></td> <td><input type="checkbox"/></td> <td>Gehen mit erhobenem Kopf</td> <td><input type="checkbox"/></td> <td></td> </tr> </table> Besonderheiten: <input type="text"/> <input type="text"/>	links	<input type="checkbox"/>	Hüpfen VE	<input type="checkbox"/>	rechts		<input type="checkbox"/>	Hüpfen HE	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Stolpern VE	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Stolpern HE	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	schneller Stopp	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Hindernisse	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Hemistanding VE	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Hemistanding HE	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Hemiwalking VE	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Hemiwalking HE	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	Gehen mit erhobenem Kopf	<input type="checkbox"/>		Anisokorie <input type="radio"/> ja <input type="radio"/> nein <input type="radio"/> re > li <input type="radio"/> li > re Strabismus <input type="radio"/> nein <input type="text"/> Nystagmus <input type="radio"/> nein <input type="text"/> Horner-Syndrom <input type="radio"/> ja <input type="radio"/> nein <input type="radio"/> rechts <input type="radio"/> links Pupillarreflex li. <input type="checkbox"/> indirekt li. <input type="checkbox"/> Pupillarreflex re. <input type="checkbox"/> indirekt re. <input type="checkbox"/> Kaumuskelatrophie <input type="radio"/> nein <input type="text"/> Kiefertonus <input type="radio"/> normal <input type="radio"/> Parese <input type="radio"/> Trismus Mimik <input type="radio"/> normal <input type="text"/> Gehör <input type="radio"/> ja <input type="radio"/> nein Stimme <input type="radio"/> ja <input type="radio"/> nein Bisswunden Zunge <input type="radio"/> ja <input type="radio"/> nein Besonderheiten: <input type="text"/> <input type="text"/>					
links	<input type="checkbox"/>	Hüpfen VE	<input type="checkbox"/>	rechts																																																									
	<input type="checkbox"/>	Hüpfen HE	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Stolpern VE	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Stolpern HE	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	schneller Stopp	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Hindernisse	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Hemistanding VE	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Hemistanding HE	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Hemiwalking VE	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Hemiwalking HE	<input type="checkbox"/>																																																										
	<input type="checkbox"/>	Gehen mit erhobenem Kopf	<input type="checkbox"/>																																																										

► **Abb. 1.32** Checkliste zur neurologischen Untersuchung von kleinen Wiederkäuern (Quelle: Checkliste zur neurologischen Untersuchung von kleinen Wiederkäuern, nach Schenk (2005) [12]).

Spinale Reflexe

(-2 = abwesend / 0 = normal / +2 = gesteigert)

links	<input type="checkbox"/>	M. extensor carpi radialis	<input type="checkbox"/>	rechts
	<input type="checkbox"/>	Flexorreflex VE	<input type="checkbox"/>	
	<input type="checkbox"/>	Pannikulusreflex	<input type="checkbox"/>	
	<input type="checkbox"/>	Patellarreflex	<input type="checkbox"/>	
	<input type="checkbox"/>	M. fibularis tertius	<input type="checkbox"/>	
	<input type="checkbox"/>	Flexorreflex HE	<input type="checkbox"/>	
Perinealreflex	<input type="checkbox"/>	Vulvourethralreflex	<input type="checkbox"/>	
Bulbourethralreflex	<input type="checkbox"/>	gekreuzter Flexorreflex	<input type="checkbox"/>	
Massenreflex	<input type="radio"/> ja	<input type="radio"/> nein		
Schwanztonus	<input type="radio"/> ja	<input type="radio"/> nein		
Inkontinenz	<input type="radio"/> ja	<input type="radio"/> nein		

Sensibilität

(-2 = abwesend / 0 = normal / +2 = gesteigert)

links	<input type="checkbox"/>	Oberflächensensibilität VE	<input type="checkbox"/>	rechts
	<input type="checkbox"/>	Oberflächensensibilität HE	<input type="checkbox"/>	
	<input type="checkbox"/>	Tiefenschmerz VE	<input type="checkbox"/>	
	<input type="checkbox"/>	Tiefenschmerz HE	<input type="checkbox"/>	
Hyperästhesie	<input type="radio"/> ja	<input type="radio"/> nein		
Ort:	<input type="text"/>			
Analgesiezone	<input type="radio"/> ja	<input type="radio"/> nein		
Ort:	<input type="text"/>			

Neuroanatomische Lokalisation:

Differenzialdiagnosen:

Neurologische Anamnese:

Legende:

HE	Hinterextremität	o.b.B.	ohne besonderen Befund
Kliniknr.	Kliniknummer	re.	rechts
li.	links	VE	Vorderextremität
m.	mit		

► **Abb. 1.32 Fortsetzung;** Checkliste zur neurologischen Untersuchung von kleinen Wiederkäuern.

des N. oculomotorius kommt es zum Strabismus lateralis. Bei Paralyse des N. trochlearis tritt Strabismus nach dorsomedial auf, bei Lähmung des N. abducens Schielen nach medial.

- **N. trigeminus (V):** Er hat drei Äste: den maxillaren, den mandibularen und den Augen-Ast. Sie versorgen motorische Fasern, die die Kaumuskulatur, die Gesichtsmuskulatur sowie sensorische Fasern des Gesichtes innervieren. Ein Verlust der motorischen Funktion des mandibularen Astes des N. trigeminus führt schnell zu einer Atrophie der Temporal- und Massetermuskulatur, die beide für die Kaubewegung notwendig sind. Einseitige Läsionen führen zu einer Verschiebung des Unterkiefers, sodass die Spitze des Unterkiefers von der geschädigten Seite weg zeigt. Reaktionen auf Reize an der Gesichtshaut werden durch sensorische Fasern des N. trigeminus und über motorische Fasern des N. facialis weitergeleitet. Diese Reflexe erfordern die Intaktheit der Gehirnnerven V und VII, des Nucleus trigeminus, Nucleus facialis sowie des Hirnstamms.
- **N. facialis (VII):** Er besitzt vor allem motorische Fasern, die die Gesichtsmuskulatur versorgen. Dazu gehören die unteren Motoneurone für die Bewegung der Augen, des Augenlids, der Nasenflügel und der Lippen, sowie die motorischen Teile der Reflexbögen für den Drohreflex und den Lidschlagreflex. Wird die Haut in der Umgebung des Auges gereizt, erfolgt normalerweise der Schluss der Lidspalte. Ein Verlust des Lidschlagreflexes deutet auf Läsionen des N. facialis, des Nucleus facialis (motorische Bahnen) oder N. trigeminus bzw. Nucleus trigeminus (sensorische Bahnen) hin. Darüber hinaus können auch beide Nerven oder Nuclei geschädigt sein. Sofern der N. facialis allein geschädigt ist, ist die Sensibilität im Gesicht erhalten, aufgrund der intakten Funktion des N. trigeminus. Eine Lähmung des N. facialis äußert sich im Allgemeinen in einem Hängen des Ohres und des oberen Augenlids. Bei einseitiger Schädigung verschiebt sich der Nasenspiegel auf die nicht betroffene Seite, aufgrund des Verlusts des Muskeltonus der Gesichtsmuskulatur auf der betroffenen Seite.
- **N. vestibulocochlearis (VIII):** Das vestibuläre System ist für die Orientierung des Kopfes, des Körpers und der Augen verantwortlich. Kontinuierliche Pendelbewegungen des Augapfels in der knöchernen Orbita werden als Nystagmus bezeichnet. Üblicherweise erfolgt ein vestibulärer Nystagmus horizontal, wobei der Kopf gleichzeitig seitlich gedreht ist. Die schnelle Bewegung des Augapfels erfolgt dabei nach der Seite, nach der der Kopf gedreht ist. Spontaner Nystagmus findet statt, wenn der Kopf in normaler Position gehalten wird. Pathologische Veränderungen, die mit einem Nystagmus einhergehen, beruhen auf einer Schädigung des vestibulären Systems. Positionsnystagmus kann ausgelöst werden, wenn der Kopf in verschiedenen ungewöhnlichen Positionen gehalten wird.
- **N. glossopharyngeus (IX) und N. vagus (X):** Eine Schädigung dieser Nerven führt zu einem Verlust des Schluckreflexes und damit zu Speicheln.
- **N. accessorius (XI):** Bei Wiederkäuern scheint dieser Nerv von geringer Bedeutung zu sein, und spezifische Symptome bei Paralyse dieses Nerven sind nicht bekannt.

- **N. hypoglossus (XII):** Er innerviert die Zungenmuskulatur. Bei einseitiger Schädigung kommt es zwar zur Atrophie dieser Muskeln, dennoch können Schafe und Ziegen die Zunge in die Mundhöhle zurückziehen. Bei beidseitiger Schädigung können die Tiere weder Futter aufnehmen, noch kauen, und die Zunge hängt aus dem Mund.

Mittelhirnsyndrom

Das Mittelhirnsyndrom ist bei kleinen Wiederkäuern selten. Es ist gekennzeichnet durch Depression bzw. Koma, gelegentlich verbunden mit einer Rigidität der Gliedmaßen und Opisthotonus. Die meisten entsprechend erkrankten Tiere haben normalen Visus, einen ventrolateralen Strabismus und weite Pupillen, die nicht auf Lichteinfall reagieren. Die häufigsten Ursachen des Mittelhirnsyndroms sind Traumata des Kopfes und hepatische Enzephalopathie.

Hypothalamisches Syndrom

Von diesem seltenen Syndrom betroffene Tiere zeigen ungewöhnliches Verhalten oder Befindlichkeiten, wie Hyperästhesie, Aggression und Desorientierung. Das Sehen ist beeinträchtigt, die Pupillen sind erweitert und reagieren nur verzögert auf Lichteinfall. Zusätzlich kommen Beeinträchtigungen des Appetits und der Thermoregulation vor. Die häufigsten Ursachen für das hypothalamische Syndrom sind Abszesse der Hypophyse und in der Rathke-Tasche.

Meningitis

Das Gehirn ist von drei Lagen von Membranen umgeben. Entzündungen dieser Gehirnhäute werden unterteilt in eine Pachymeningitis (Entzündung der Dura mater) und eine Leptomeningitis (Entzündung der Leptomeningen – der Pia mater mit der Arachnoidea). In den meisten Fällen von Meningitis ist die Leptomeninx betroffen, oft mit Beeinträchtigung des darunter befindlichen zerebellaren Kortex. Solche Entzündungen werden korrekterweise besser als Meningoenzephalitis bezeichnet.

Weiterführende Untersuchungen

Sofern die neurologische Untersuchung die Formulierung einer neuroanatomischen Lokalisation und einer Verdachtsdiagnose nicht erlaubt, sowie zur Abklärung der möglichen Differenzialdiagnosen sind weiterführende Untersuchungen angezeigt. Hierzu zählen die labordiagnostischen Untersuchungen des Blutes und des Harnes, die Zytologie des Liquor cerebrospinalis, evtl. elektrodiagnostische Untersuchungen (EMG und mNLG) und die bildgebenden Verfahren. Durch die Ergebnisse dieser Untersuchungen sollte es möglich sein die klinische Verdachtsdiagnose zu sichern bzw. Differenzialdiagnosen auszuschließen.

Bei einer Reihe von Erkrankungen dient die **Untersuchung des Blutes und des Harnes** zum Nachweis der Erkrankung (Ketose, Hypokalzämie, Hypoglykämie, Zerebrokortikalnekrose, nutritive Muskeldystrophie, Hepatoenzephalopathie u. a.). Im Zusammenhang mit neurologischen Erkrankungen liefert nicht nur das große Blutbild, sondern auch die biochemische Untersuchung von Gesamteiweiß, Albumin, Glukose, D- und L-Laktat, 3-Hydroxybutyrat, Kreatinin, Harnstoff, Ammoniak, Thiamin,

Vitamin E, Selen, der Enzyme CK, AST, GLDH, Gamma-GT und der Elektrolyte Ca, Mg, Na, K, Cl wichtige Hinweise für die Diagnose und Differenzialdiagnosen. Neben dem spezifischen Nachweis von Erkrankungen können die Laboruntersuchungen begleitende subklinische Probleme oder weitere, von der neurologischen Störung sekundär induzierte Erkrankungen aufdecken.

Die **Gewinnung und Untersuchung des Liquor cerebrospinalis** kann dem Tierarzt schnelle und wichtige Informationen bei Erkrankungen des Gehirns und der Hirnhäute am lebenden Tier liefern. Die Liquoruntersuchung (S. 53) erlaubt insbesondere den Nachweis entzündlicher und teils auch degenerativer Prozesse im ZNS.

1.1.7 Literatur

- [1] Adjou K, Autef P. Guide pratique de medecine et chirurgie ovines. Les Editions du Point Vétérinaire. Rueil-Malmaison Cedex: Wolters-Kluwert France; 2013
- [2] Bath GF, Malan FS, Van Wyk JA. The "FAMACHA" Ovine Anaemia Guide to assist with the control of haemonchosis. Proc 7th Ann Congr Livestock Health and Production Group of the South African Veterinary Association, Port Elizabeth, 1996
- [3] Bellof G, Heindl M. Untersuchungen zum Milchharnstoffgehalt bei Milchschaafen. 109. VDLUFA-Kongreß, Leipzig, 1997. Darmstadt: VDLUFA; 1997: 243–246
- [4] Bellof G, Weppert M. Milchharnstoff- und Milcheiweißgehalt bei der Milchziege als Kriterien zur Beurteilung der Eiweiß- und Energieversorgung. 109. VDLUFA-Kongreß, Leipzig, 1997. Darmstadt: VDLUFA; 1997: 135–138
- [5] Crilly JP, Rzechorzek N, Scott P. Diagnosing limb paresis and paralysis in sheep. In Practice 2015; 37: 490–507
- [6] Egerton JR, Roberts DS. Vaccination against ovine foot-rot. J Comp Pathol 1971; 81: 179–185
- [7] Kaler J, Wassink GJ, Green LE. The inter- and intra- observer reliability of a locomotion scoring scale for sheep. Vet J 2009; 180: 189–194
- [8] Lottner S. Felduntersuchung zur Bekämpfung der Moderhinke bei Schafen mittels Vakzinen und genetischer Marker. Inauguraldissertation, Hannover, 2006
- [9] Lovatt F. Clinical Examination of sheep. Small Rumin Res 2010; 92: 72–77
- [10] Rahmann G. Ökologische Schaf- und Ziegenhaltung. 100 Fragen und Antworten für die Praxis. 3. Aufl. Westerau: Institut für Ökologischen Landbau (OEL); 2010
- [11] Russel A. Body conditionscoring of sheep. In: Boden E (ed). Sheep and Goat Practice. Philadelphia: Bailliere Tindall; 1991: 3
- [12] Schenk H. Klinische Studie über neurologische Ausfallserscheinungen von Wiederkäuern und Katzen zur besseren Erfassung von transmissiblen spongiformen Enzephalopathien und deren Differentialdiagnosen. Inauguraldissertation, Hannover, 2005. Im Internet: http://elib.tiho-hannover.de/dissertations/schenkh_ss05.pdf
- [13] Schwickert S. TSE-Probeentnahmeschulung Schaf. Landesuntersuchungsamt Rheinland-Pfalz; 2002. Im Internet: www.heynkes.de/isa/tse/ProbeSf.pdf
- [14] Scott PR. Sheep Medicine. London: Manson; 2007
- [15] Spence J, Aitchison G. Clinical aspects of dental disease in sheep. In Practice 1986; 8: 128–135
- [16] Thompson JM, Meyer HH. Body condition scoring of sheep. Oregon State University, Extension Service; 1994
- [17] Van Wyk JA, Bath GF. The FAMACHA system for managing haemonchosis in sheep and goats by clinically identifying individual animals for treatment. Vet Res 2002; 33: 509–529
- [18] Whittington RJ, Nicholls PJ. Grading the lesions of ovine footrot. Res Vet Sci 1995; 58: 26–34
- [19] Young M. Relates to: Selection to reduce dagginess – Dag Score. SIL Technical Note 2006: 1–3. Im Internet: www.sil.co.nz/files/15_0025_2357_992.pdf

1.2

Klinische Untersuchung von Lämmern

H. Bostedt

Die klinische Untersuchung eines Lammes richtet sich im Umfang und in der Zielstellung nach dem Alter des Individuums und hat so bestimmte Prämissen. Ein etwas abweichendes Untersuchungsprogramm besteht für den Neonaten mittels des Apgar-Scores (S. 614).

Die Untersuchung eines jüngeren oder älteren Lammes baut sich wie folgt auf: Vorgeschaltet ist hier nach Erhalt des Vorberichts die Erfassung der ethologischen Merkmale (Haltung, Verhalten). Die Adspektion beginnt, ohne dass das Jungtier vorher berührt und dadurch aufgeregt wird. Dies würde sich sofort in einer Veränderung bestimmter Merkmale (ethologische Kriterien, Atemfrequenz- und Pulsbeschleunigung) niederschlagen. Es folgen die allgemeine Körperbeurteilung (eutroph, hypotroph, hypertroph) sowie die Registrierung von Atemfrequenz und Atmungstyp. Erst dann wird am noch liegenden oder stehenden Lamm die Herzfunktion kontrolliert sowie die Körperaußen- und -innentemperatur aufgenommen. Der Pulsschlag ist an der A. femoralis zu ermitteln.

Es schließt sich die segmentale Befunderhebung an. Dazu wird das jüngere Lamm am besten angehoben und zwar so, dass es entweder an den Vorderextremitäten digital umfasst und in hängende Position gebracht oder insgesamt in den Arm genommen wird. Das ältere Lamm wird in stehender (liegender) Position segmental untersucht. Die Befunderhebung beginnt, unabhängig vom vermuteten Grundleiden, stets am Kopf, setzt sich über Hals- und Brustsegment fort, erstreckt sich dann weiter auf das Abdomen, einschließlich Nabel und den anogenitalen Bereich, und erfasst zum Schluss die Extremitäten.



Hinweise für die Praxis

Segmentale Untersuchung eines Lammes

Wichtige, klinisch erfassbare Kriterien:

- allgemeine Parameter:** Ernährungszustand, Atemfrequenz, Atmungstyp, Herz- und Pulsfrequenz, Hauttemperatur, Körperinnentemperatur
- Kopfbereich:** Kopfform, Augenanlage, Konjunktiva, Ohren, nasolabialer Bereich, Kieferstellung; Mundhöhle: Schleimhaut, Zahnanlage, Munddach, Zunge, Saug- und Schluckreflex, Beweglichkeit der Kiefer, Ausbildung der Kaumuskulatur, kapilläre Rückfüllungszeit
- Halsbereich:** Beweglichkeit, Schilddrüsenanlage, Thymusanlage
- Thorax:** Druckpalpation, Rippen; Auskultation: Lunge, Herz

5. **Abdomen:** Bauchdeckenspannung, Füllungsgrad, Leberfeld, Nabelgegend, Auskultation (Magen-Darm-Motilität), Schmerzreaktion
6. **Anogenitalbereich:** Analanlage, Analreflex; Kotbeurteilung, Harnabsatz, Entwicklung des äußerlich sichtbaren männlichen oder weiblichen Genitales
7. **Wirbelsäule und Extremitäten:** Stellung, Beweglichkeit, Wärme, Schmerz, Gelenkinhalt
8. **Muskulatur:** Halsmuskulatur, M. longissimus dorsi, Glutealmuskulatur (Weichheit, Tonus)

Bei Verdacht auf zentral- oder peripher-nervös bedingte Ausfallerscheinungen schließt sich die neurologische Untersuchung an. Sie kann auch gleich in den segmentalen Untersuchungsgang integriert werden.

Hinweise für die Praxis Neurologische Kontrolle des Lammes

- Haltung des Tieres
- äußerlich erkennbare Symptome
- Kopfform
- Pupillenreflex, Augengröße (Mikrophthalmie), Augenstellung
- Lidreflex: Mit einem feinen Gegenstand wird bei Berührung des Lides der spontane Lidreflex ausgelöst.
- Saug- und Schluckreflex: Ein mittels Einmalhandschuh geschützter Finger wird in den Mundspalt eingeschoben. Bei Einführen der Fingerkuppe in den apikalen Abschnitt wird zuerst der Saugreflex überprüft. Durch das weitere Vorschieben des Fingers auf den hinteren Zungengrund lässt sich der Schluckreflex auslösen.
- Analreflex: Der kleine Finger wird in den Anus eingeführt. Geprüft werden die Kontraktion der analen Ringmuskulatur und die erreichbare Durchgängigkeit.
- Beweglichkeit des Halses und der Gliedmaßen
- Hautsensibilität: Mit einer feinen Nadel werden die Oberflächenregionen bis in die Klauengendengänge hinsichtlich ihrer Oberflächensensibilität überprüft.

1.3

Untersuchung von Reproduktionstrakt und Uter

H. Bostedt

Notwendigkeiten für eine genauere Inspektion einzelner Abschnitt des Reproduktionstrakts bestehen bei Schaf und Ziege zum einen im Rahmen biotechnischer Maßnahmen (Insemination, Embryotransfer) und der Ankaufuntersuchung, zum anderen wenn Fertilitäts-, Uter- oder Graviditätsstörungen beim Einzeltier bzw. herdenumfassend vorliegen. Darüber hinaus steht im Individualfall eine umfassende allgemeine und spezielle Befunderhebung bei adulten Tieren wegen Geburtskomplikationen (S.529) oder Postpartalerkrankungen sowie beim neonatalen Lamm (S.614) an. Die mit speziellen Anforderungen verbundenen geburtshilflichen, postpartalen und neonatologischen Untersuchungsgänge werden der Spezifität wegen in den jeweiligen Kapiteln abgehandelt.

1.3.1 Gynäkologische Untersuchung

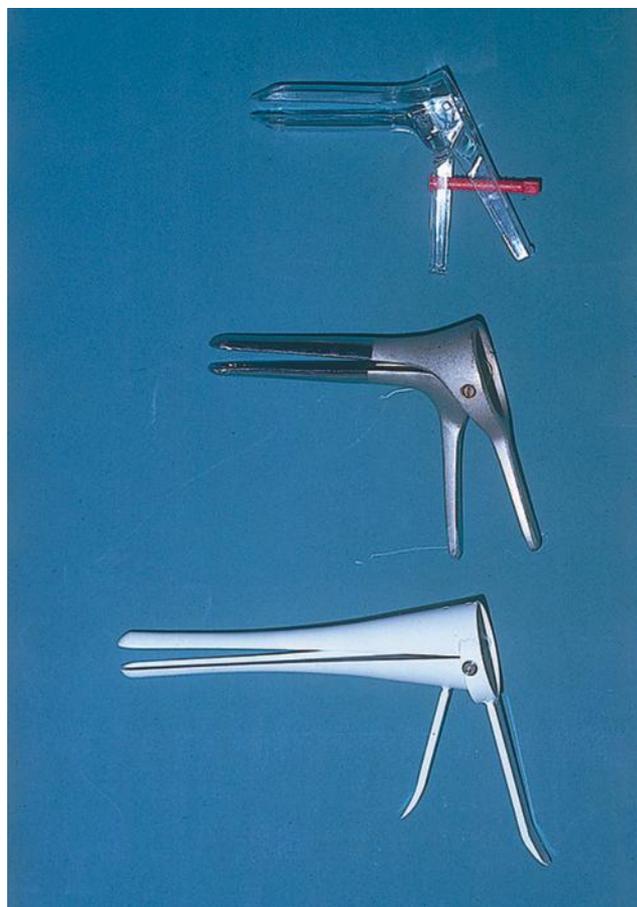
1.3.1.1 Indikation

Einsatzgebiete für eine gynäkologische Untersuchung sind bei Schaf und Ziege im Wesentlichen:

- Vorbereitung zur Insemination sowie für Embryonengewinnung resp. -transfer
- Graviditätsüberwachung und -störungen
- Ankaufuntersuchung bei Zuchttieren
- Fertilitätsstörungen beim weiblichen Tier

1.3.1.2 Ausrüstung

Die Grundausrüstung an Geräten besteht aus Einmalhandschuhen, Vaginoskop (Röhren- oder Spreizspekula; ► Abb. 1.33) mit Lichtquelle (► Abb. 1.34), Gleitgel, Kathetern, Entnahmegeräten für bakteriologische, zytologische und blutanalytische Untersuchungen, sowie einem Sonografiegerät mit Schallkopfleistung von 5–7,5 (8) MHz. Bei umfangreichen Herdenkontrollen ist der Bedarf an mehreren Vaginoskopen gegeben. Sie müssen sterilisierbar sein, um eine Weiterverbreitung von pathogenen Keimen zu vermeiden, was bei Mehrfachanwendung eines Vaginoskops im gleichen Kontrollgang möglich wäre.



► Abb. 1.33 Spreizspekula in verschiedener Abmessung für Schaf und Ziege.



► **Abb. 1.34** Röhrenspekulum mit Mandrin und integriertem Beleuchtungsgriff.

! Merke

Für jede vaginoskopische Untersuchung muss ein sterilisiertes oder ausreichend desinfiziertes Vaginoskop zur Verfügung stehen – oder es sind Einmalgeräte zu benutzen.

1.3.1.3 Durchführung der Untersuchung

Der Untersuchende muss Schutzkleidung und Einmalhandschuhe tragen, um sich selbst vor Zoonoseerregern zu schützen, aber auch um einer Weiterverbreitung von Keimen vorzubeugen.

Palpation

Nach eingehender Erhebung des Vorberichts und umfassender Allgemeinbeurteilung (S. 14) schließt sich die Palpation (S. 26) des kaudalen Abschnitts des Bauchraums an. Dazu steht die Person, die die gynäkologische Untersuchung durchführt, hinter dem Tier und fixiert es zwischen den Beinen. Mit beiden Händen wird der kaudale Abschnitt des Abdomens durchtastet. Eine Schwingpalpation ist nur dann angebracht (eine Hand bleibt dabei stationär auf der Bauchdecke liegen, während die korrespondierende Hand leichte Druckbewegungen nach zentral ausführt), wenn es sich um einen Graviditätsnachweis (S. 478) handelt oder der Verdacht auf eine Zubildung (Ovarial-/Uterustumore) besteht. Eine Durchtastung des Euters (S. 42) schließt sich innerhalb dieses Untersuchungsgangs an.

Adspektion

Dann folgt die Adspektion des anogenitalen Bereichs, mit Schwanzunterseite und perivulvärer Gegend (Dammmlänge, Verletzungen, Verschmutzungen, Sekretion). Vor der Adspektion des Scheidenkanals wird der Labienbereich ausreichend gesäubert (trocken bei geringem, trocken-feucht-trocken sowie Desinfektion bei höherem Verschmutzungsgrad). Die interne Inspektion beginnt mit der Spreizung der Labien zur Beurteilung der Vestibularschleimhaut (► **Abb. 1.35**).

Vaginoskopie

Für die Vaginoskopie steht das zu untersuchende Tier am besten auf Augenhöhe. Schafe können dazu auch kaudal leicht angehoben werden, allerdings nur für einen kurzen Moment we-



► **Abb. 1.35** Spreizen der Labien für die Beurteilung der Vestibularschleimhaut (Ziege).

gen des eventuellen Blutstaus im Kopf. Bei Ziegen ist dies nicht empfehlenswert, weil sie mitunter invers auf diese Haltung reagieren.

Das Vaginoskop ist insbesondere bei kalten Außentemperaturen vor dem Einführen anzuwärmen. Ist dies geschehen, wird das am kranialen Ende mit physiologischer Kochsalzlösung oder sterilem Gel befeuchtete Spekulum von distal in leicht kraniodorsaler Richtung nach Spreizen der Labien eingeschoben. Beurteilt werden in diesem Arbeitsgang der Hymenalring-schluss, die Vaginalschleimhaut sowie die Zervix (► **Abb. 1.36**).

Sonografie

Die Sonografie hat in den letzten Jahren einen hohen Stellenwert innerhalb des gynäkologischen Untersuchungsgangs bei kleinen Wiederkäuern erlangt [3], [6], [8], [11], [15], [17]. Routinemäßig wird sie in der Graviditätsdiagnostik (S. 478) und in Embryotransferprogrammen (S. 423) eingesetzt. Sie hat aber auch ihre nicht mehr wegzudenkende Bedeutung bei der Erhebung genitaler Befunde (Ovarstatus, Tumorbildung, Uteropathien) im Rahmen der gynäkologischen Kontrolle sowie in der Geburtshilfe (S. 533) – zur Überprüfung der Vitalität der Feten, Torsio-uteri-Diagnostik etc. – und postpartalen Überwachung (S. 556). Benötigt wird ein Schallkopf mit einer Leistung



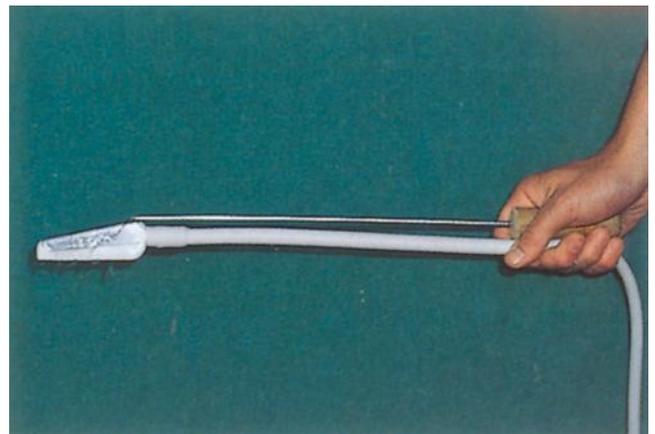
► **Abb. 1.36** Positionierung eines Röhrenvagoskops bei der Ziege.

von 5–8 MHz. Sowohl Linear- als auch Konvexscanner sind geeignet.

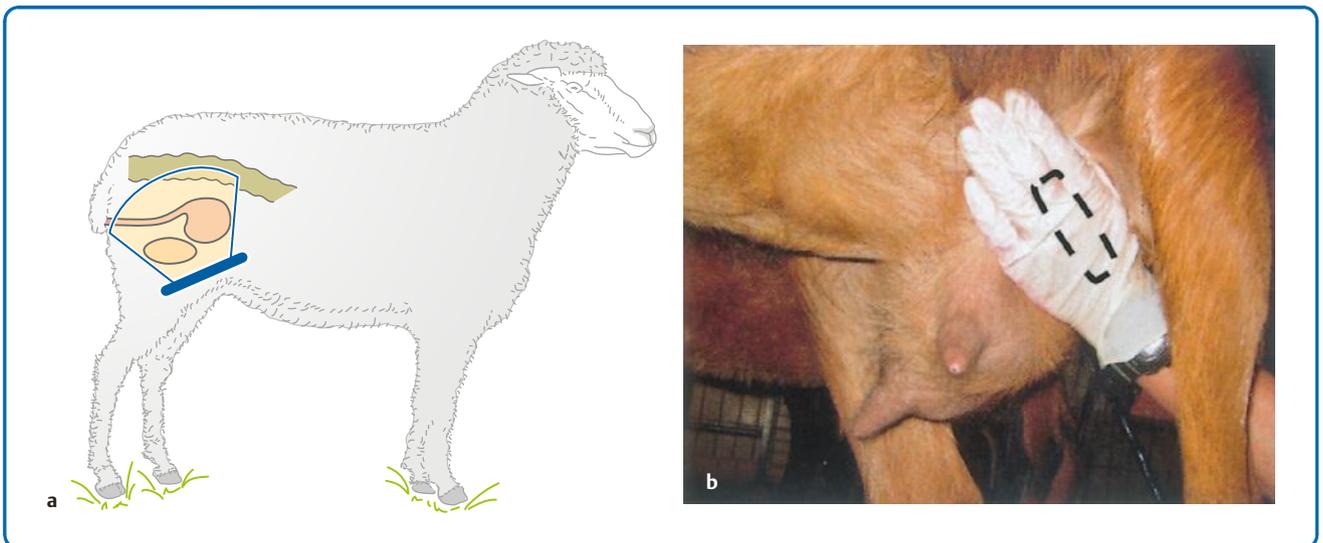
Zwei Durchführungsmethoden stehen, je nach Indikation, zur Wahl:

- transkutane Sonografie am stehenden, sitzenden (Schaf) oder liegenden Tier
- transrektale Sonografie am stehenden oder in Rückenlage befindlichen Tier

Für die **transkutane Sonografie** des Reproduktionstrakts wäre ein zwölfstündiger Futterentzug von Vorteil. Die Untersuchung wird bei Schaf und Ziege von rechts begonnen, weil der Pansen den Uterus und die Ovarien verdrängt und diese deshalb von der rechten Lateralseite aus besser beurteilbar sind. Bei der Ziege lässt sich die Ableitung allerdings auch von links bewerkstel-



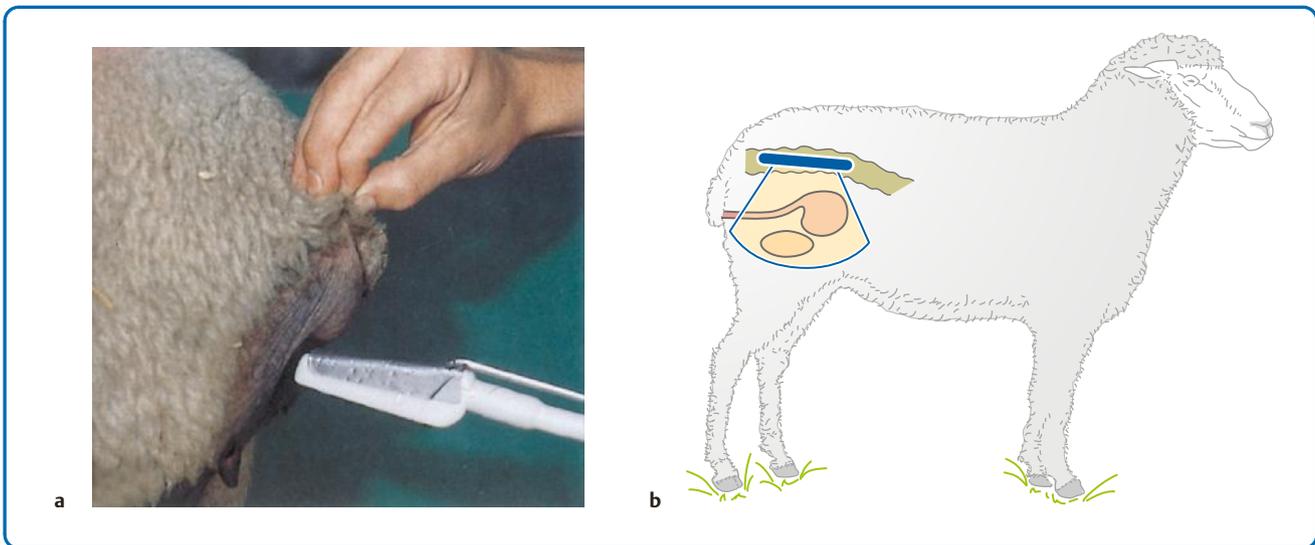
► **Abb. 1.38** Führungsstab mit Ultraschallsonde für die transrektale Untersuchung (Quelle: [8]).



► **Abb. 1.37** Transkutane Sonografie: Positionierung des Schallkopfs.

a Schaf.

b Ziege (Quelle: [8]).



► **Abb. 1.39** Transrektale Sonografie.
 a Einführen der Ultraschallsonde (Quelle: [8]).
 b Intrarektale Positionierung des Schallkopfs.

ligen. Der Schallkopf wird an der haar- oder wollosen Stelle kranial des Euters aufgesetzt (► **Abb. 1.37**). Der Strahlengang ist nach dorsomedial und dann von kranial nach kaudal gerichtet. Zur Orientierung wird zuerst die Harnblase dargestellt. Uterus und Ovarien liegen kranial oder lateral vor ihr.

Die **transrektale Sonografie** wird mit einem Schallkopf ausgeführt, der auf einer Schiene fixiert ist (Führungsschiene, ► **Abb. 1.38**). Die Schallaustrittsfläche liegt ventral. Nach reichlicher Geleinhüllung wird der Schallkopf vorsichtig ca. 15 cm in das Rektum eingeführt (► **Abb. 1.39**), nachdem vorher der Enddarm digital vom Kot befreit wurde. Bei stärkerem Pressreiz ist die rektale Ultraschallkontrolle sofort abzubrechen, um Schleimhautverletzungen oder eine Perforation zu vermeiden.

Der ingravide Uterus ist außerhalb des Östrus als kompaktes, rundliches Gebilde ohne zentrales Lumen im Querschnitt zu erkennen. Die Randzone ist echointensiver (Myometrium) als das Zentrum (Endometrium). Nur im Östrus besteht ein kleines Lumen mit echoloser Flüssigkeitsansammlung, welches umgrenzt wird von einer Zone mit Grauabstufungen und lumenwärts gerichteter, etwas unruhiger Oberfläche (= ödematisiertes Endometrium).

Laparoskopie

Die Laparoskopie stellt bei Schaf und Ziege ebenfalls ein diagnostisches Verfahren von zunehmender Bedeutung dar [2], [4], [9], [12]. Ihr Einsatz liegt bei kleinen Wiederkäuern derzeit vorwiegend in der Embryonengewinnung und -übertragung. Aber es ergeben sich auch andere Anwendungsmöglichkeiten, wie genaue Darstellung der Ovarien und des Uterus bei Erkrankungen von Ovarien bzw. Uteropathien, oder transmural-intrauteriner Insemination.

Voraussetzungen für eine Laparoskopie:

- Sedation der Patientin
- Lagerung der Patientin am besten auf dem Rücken (Fixationstisch)

- intensive Reinigung und Desinfektion der Umgebung für die Laparoskopiegerät-Einstichkanäle paramedian der Linea alba unmittelbar kranial des Euteransatzes
- Einbringen von Gas oder Gasgemisch zur Herstellung eines Pneumoperitoneums
- Einführen des Endoskops durch eine Trokarhülle

Bei den angebotenen Fixationstischen ist als Nachteil anzusehen, dass der Kopf des Patienten wesentlich tiefer als das Abdomen liegt [7], [9]. Schafe, noch weniger Ziegen, sollten in dieser Position nicht lange verharren, da es zu Blutrückstau im Kopfbereich und damit schockähnlichen Erscheinungen kommen kann.

Je nach gewünschter Darstellung intraabdominal gelagerter Organe wird das dafür vorgesehene Operationsfeld ausrasiert und desinfiziert. Die Harnblase ist vor Einführen des Trokars zu entleeren. Wiederholte Laparoskopien beim gleichen Tier können Verklebungen im Bauchraum nach sich ziehen. Dadurch wird nicht nur die Darstellung erschwert, sondern auch die Zahl der Zwischenfälle steigt an.

1.3.1.4 Literatur

- [1] Bostedt H. Anwendungsbeispiele für die Sonographie in der Gynäkologie, Geburtshilfe, Neonatologie und Andrologie. Tierärztl Praxis 1993; 21 Sonderheft "Ultraschalldiagnostik": 47–52
- [2] Boyd JS, Ducker MJ. A method of examining the cyclic change occurring in the sheep ovary using endoscopic. Vet Rec 1973; 93: 40–43
- [3] Braun U, Schefer U, Gerber D. Ultrasonography of the urinary tract of female sheep. Am J Vet Res 1992; 53: 1734–1739
- [4] Dukelow WR, Jarosz SJ, Jewell DA. Laparoscopic examination of the ovaries in goats and primates. Lab Anim Sci 1971; 21: 594–597
- [5] Hauser B, Bostedt H. Ultrasonographic observations of the uterine regression in the ewe under different obstetrical conditions. J Vet Med A 2002; 49: 511–516

- [6] Hesselink JW, Taverne MAM. Ultrasonography of the uterus of the goat. *Vet Quart* 1994; 16: 41–45
- [7] Hulet CV, Foose WC. A rapid technique for observing the reproductive tract of living ewes. *J Anim Sci* 1968; 27: 142–145
- [8] Jung C, Bostedt H. Sonographische Darstellung des Genitaltraktes von kleinen Wiederkäuern unter besonderer Berücksichtigung von Gynäkopathien. *Tierärztl Praxis* 2007; 35 (G): 229–238
- [9] Kaulfuss KH, Richter M, Wolf M, Reinhold G. Die gynäkologische Laparoskopie beim Schaf. 1. Mitteilung, Grundlagen. *Tierärztl Praxis* 1995; 23: 26–31
- [10] Killeen JD, Cattery GJ. Uterine insemination on ewes with the aid of laparoscope. *Austr Vet J* 1982; 59–95
- [11] May J, Kaulfuß KH, Zipper N, Strittmatter K. Ovulation rate, embryonic and foetal mortality in German merino-mutton-sheep- a real time ultrasound study. *Reprod Dom Anim* 1995; 30: 445–448
- [12] Meinecke B, Meinecke-Tillmann S. Befruchtungsergebnisse bei superovulierten Schafen und Ziegen nach laparoskopisch kontrollierten transmuraler intrauteriner Inseminationen. *Tierärztl Praxis* 1986; 14: 35–41
- [13] Meinecke-Tillmann S, Meinecke B. Einsatz laparoskopischer Techniken im Rahmen des Embryotransfers bei Schaf und Ziege. *Zucht-hyg* 1986; 21: 168.
- [14] Phillip M, Swapp GH, Robinson JJ, Gill JC. The diagnosis of pregnancy and estimation of fetal numbers in sheep by laparoscopy. *J Reprod Fert* 1971; 27: 129–132
- [15] Ravindra JP, Rawlings NC, Evans AC, Adams GP. Ultrasonographic study of ovarian follicular dynamics in ewe during the oestrus cycle. *J Reprod Fert* 1994; 101: 501–509
- [16] Seeger K. Die Laparoskopie, eine Technik zur Routineuntersuchung des Genitaltraktes beim Schaf. *Tierärztl Praxis* 1973; 1: 295–299
- [17] Schefer U. Ultrasonographische Befunde am Harnapparat weiblicher und männlicher Schafe. Inauguraldissertation, Zürich, 1991

1.3.2 Euteruntersuchung

1.3.2.1 Adspektion

Der Untersuchungsgang des Euters beginnt am stehenden Tier mit der Adspektion; beurteilt werden dabei:

- geschätzter Abstand zwischen Zitzenkuppe und Bodenfläche (sog. Bodenfreiheit)
- Euterform, Gleichmäßigkeit der Euterhälften
- Zitzen: Form, Länge, Stellung, Verletzungen
- Euterhaut: Farbe, Verletzungen
- Zitzenhaut: Farbe, Verletzungen

1.3.2.2 Palpation

Für die Palpation wird ein Schaf am besten in Steiß-Rückenlage gebracht. Das Umsetzen eines Schafes in untersuchungsbereiter Lage ist in ► **Abb. 1.40** dargestellt. Bei der Ziege ist die Euterkontrolle dagegen in stehender oder seitlich liegender Position angezeigt. Ein stehendes Tier sollte in Augenhöhe positioniert sein (z. B. Melkstand).

Die Untersuchung findet ihren Fortgang mit der Palpation der Zitze, beginnend distal an der Zitzenkuppe. Diese wird auf Konsistenz, Formgebung (Rundzitze, Tellerzitze, Stülpzitze) und Füllungsgrad kontrolliert. Letzteres geschieht mittels Rollgriff, um sicher Veränderungen im Strichkanal und in der Zitzenzisterne erfassen zu können. Um die Konsistenz des Drüsengewebes kontrollieren zu können, wird entweder eine Euterhälfte mit der einen Hand leicht angehoben, mit der anderen umfasst und mittels leichten Druckes von distal nach proximal oder von proximal nach distal durchtastet. Oder es wird das Euter mit beiden Händen umfasst und, proximal beginnend, nach distal durchtastet (► **Abb. 1.41**).

Am Ende des klinischen Untersuchungsgangs wird die Euterhaut abgehoben, und die Euterlymphknoten werden hinsichtlich ihrer Größe, Schmerzhaftigkeit und Konsistenz überprüft.



► **Abb. 1.40** Ablegen eines Schafes in Steißlage.

a Fixation des Tieres (Phase 1).

b Hochheben des Tieres (Phase 2).

c Lagerung in Steißlage zur Untersuchung des Euters (Phase 3).



► **Abb. 1.41** Palpation des Euters bei einem in Steißlage fixiertem Schaf.

1.3.2.3 Beurteilung des Eutersekrets

Es schließt sich die Beurteilung des Eutersekrets an. Die Durchführung der Melkprobe und Milchgewinnung geschieht unter Beachtung diverser Aspekte in folgender Weise: Bei der Melkprobe wird eruiert, ob Sekret/Milch nicht nur zu gewinnen ist, sondern auch in welcher Strahldicke.

Um die Durchgängigkeit einer Zitze zu kontrollieren, kommt auch die Sondierung mit einem Fürstenberg-Katheter in Betracht. Sie findet ihren Einsatz bei Zubildungen respektive Verklebungen im Zitzenlumen oder in der Drüsenzisterne.

Die Milch oder das Eutersekret wird in eine schwarze Vormelkschale ermolken und überprüft. Es heben sich im pathologischen Fall Festbestandteile vom Untergrund ab. Weiterhin kommt der California-Mastitis-Test (S.572) zur Anwendung. Allerdings sind hierbei in der Beurteilung tierartspezifische Unterschiede zu beachten.

Cave

Niemals Eutersekret in das Stroh oder auf den Boden ablassen oder abmelken! Bei kontaminierter Milch besteht dann die Gefahr, dass sich andere Herdenmitglieder, insbesondere Lämmer, infizieren.

Die Milchprobenentnahme für die bakteriologische Untersuchung geschieht nach Säuberung und Desinfektion der Zitzenkuppe in ein steriles Röhrchen. Dabei ist die Zitze leicht nach lateral abzubiegen, um so das Probenröhrchen, schräg dazu gehalten, füllen zu können, ohne dass herabfallende Schmutzpartikel die Probe kontaminieren.

1.3.2.4 Sonografie

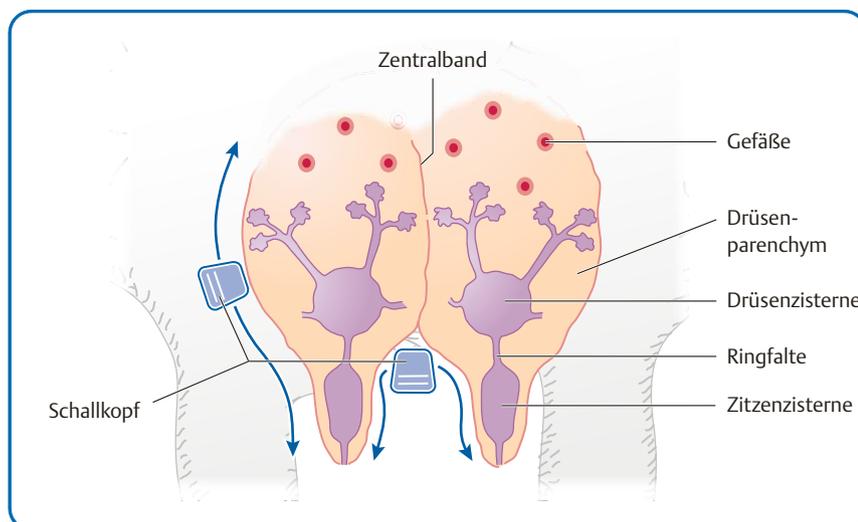
Die Möglichkeiten, die die Sonografie bietet, haben zu einer beachtlichen Erweiterung in der Euterdiagnostik geführt. Diese spezielle Untersuchung geschieht am stehenden Tier. Schafe können dafür auch in die halbliegende Steißposition gebracht werden, was die Durchführung der Untersuchung bei dieser Tierart erleichtert. Benutzt werden Schallköpfe mit 5 MHz oder 7,5 (8) MHz. Sowohl Konvex- als auch Linearscanner sind geeignet.

Es hat sich bewährt [6], beim Schaf in folgender Weise den Schallkopf zu führen – das Gleiche gilt für die Ziege (► **Abb. 1.42**): Zuerst wird der Schallkopf im Sulcus intermammaricus positioniert (Darstellung des Zentralbands). Daraufhin erfolgt das Scannen des Drüsenparenchyms beidseits von ventral aus. Der Schallkopf wird dann entlang der Zitzen (medial) von der Basis bis zur distalen Zitzenzisterne geführt. Am Ende der Untersuchung werden beide Drüsenkomplexe von lateral durchmustert.

Das gesunde Drüsengewebe ist von homogener Struktur. Inhomogene, echoarme oder hyperechogene Gebiete sprechen für einen krankhaften Prozess (Abszess, Parenchymverdichtung).

1.3.2.5 Zitzenendoskopie

Ein weiteres wichtiges diagnostisches Verfahren stellt die Zitzenendoskopie dar. Sie hat insbesondere bei der Ziege mit ihren dominanten Zitzen, aber auch bei Schafen, kurz vor oder in der Laktation in bestimmten Fällen (Zitzenverletzung, Tumorbildung, Verklebungen) an Bedeutung gewonnen [7]. Dafür muss allerdings das Tier sediert (z. B. mit Diazepam 1 mg/kg KM i. v.) und in Seitenlage abgelegt werden. Der Milchfluss in der Zitze



► **Abb. 1.42** Durchführung der sonografischen Durchmusterung eines Schafeuters (Abb. basiert auf Daten aus [6]).

wird an der Zitzenbasis durch eine Darmklemme, besser durch einen Vierkantgummi (Esmarch-Schlauch), unterbunden. Die Restmilch wird abgemolken und die Zitze insgesamt gereinigt sowie desinfiziert. Es folgen Spülung des Zitzenlumens (physiologische Kochsalzlösung) und im Anschluss daran eine Dilatation mit Luft (8 ml). Dann kann das Endoskop mit Vorausblickoptik 30° (z. B. Storz, Tuttlingen) eingeführt und das Zitzeninnere beurteilt werden.

1.3.2.6 Literatur

- [1] Fahr RD, Schulz J, Rosner F. Melkbedingte Veränderungen an der Zitzen spitze der Ziege. Tierärztl Praxis 2001; 29 (G): 151–156
- [2] Fahr RD, Schulz J, Süß R, Al-Hammond AR. Adspektorische und palpatorische Befunde an der Milchdrüse und Indikatoren für Eutergesundheit in der Milch bei Ostfriesischen Milchschaften. Tierärztl Praxis 2004; 32 (G): 133–139
- [3] Fasulkov JR, Georgiev PI, Antonov AL, Atanasov AS. B-mode ultrasonography of mammary glands in goats during lactation period. Bulg J Vet Med 2010; 13: 245–251
- [4] Fasulkov IR. Ultrasonography of the mammary gland in ruminants: a review. Bulg J Vet Med 2012; 15: 1–12
- [5] Franz S, Hofmann-Paisot M, Gütler S, Baumgartner W. Clinical and ultrasonographic findings in the mammary gland of sheep. N Zeal Vet J 2003; 51: 238–243
- [6] Hiepler T, Schönfelder A, Wehrend A. Sonographische Untersuchung des ovinen Euters. Tierärztl Praxis 2009; 37 (G): 157–163
- [7] Hospes R, Seeh C, Bostedt H. Die Zitzenendoskopie als diagnostisches Hilfsmittel bei der Ziege. Tierärztl Praxis 1997; 25: 37–40
- [8] Kiossis E, Brozos CN, Papaioannou N, Tzanidakis N, Boscós C. Endoskopik and histopathological findings of teats in dairy ewes. Small Rumin Res 2009; 87: 70–75
- [9] Rovai M, Caja G, Such X. Evaluation of udder cisterns and effects on milk yield of dairy ewes. J Dairy Sci 2008; 91: 4 622–4 629
- [10] Wojtowski J, Slosarz P, Malecha W, Dankow R. Ultrasound measurements of goat's mammary gland cisterne during lactation. Medyc Weterynar 2002; 58: 977–980

1.3.3 Andrologische Untersuchung

Der Untersuchungsgang beim Schaf- und Ziegenbock besteht aus 3 großen Abschnitten:

- Allgemeingesundheit
- Erbgesundheit
- Geschlechtsgesundheit

Schaf und Ziege empfinden die Genitaluntersuchung als unangenehm und zeigen Abwehrbewegungen. Sie müssen deshalb fixiert werden. Eine zusätzlich auf die Lendengegend positionierte Hand am stehenden Tier übt Druck nach ventral aus.

Die Untersuchung der Geschlechtsorgane umfasst folgende Schritte:

- Adspektion des Skrotums mit Hoden (Größe, Kongruenz, Inkongruenz, Lage)
- Adspektion der Skrotalhaut (Bewollung, Behaarung, Verletzungen, Hautveränderungen)

- Palpation der Hoden und Nebenhoden
- Adspektion und Palpation von Präputium und Penis
- Beurteilung der akzessorischen Geschlechtsdrüsen
- Samengewinnung und -beurteilung

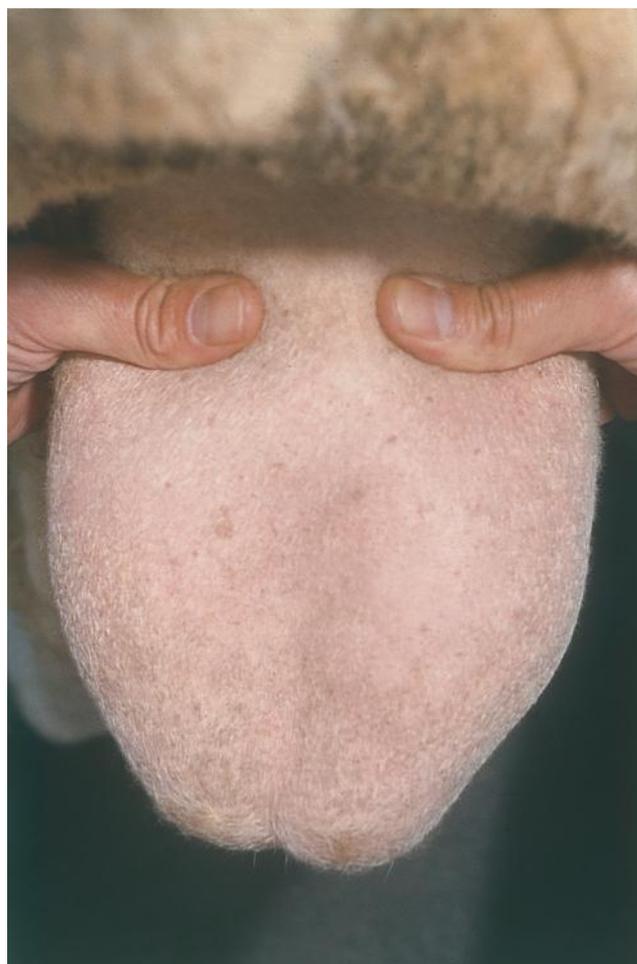
! Merke

Für die Untersuchung der Hoden sowie des Präputiums/ Penis sind Einmalhandschuhe anzulegen, um eine Keimkontamination und -übertragung zu vermeiden.

1.3.3.1 Hoden und Samenstrang

Die querovalen Hoden sind bei kleinen Wiederkäuern senkrecht angelegt und pendeln aufgrund ihrer Größe und relativ lockeren Aufhängung leicht zwischen den Hinterextremitäten. Ein ausreichender Boden-Hoden-Abstand schützt vor Verletzungen. Das Gewicht beträgt beim Schafbock 200–300 g, beim Ziegenbock 145–150 g. Beim Ziegenbock kommt es in Abhängigkeit von der Sexualsaison (Ende August bis Februar) zur deutlichen Vergrößerung der Hoden, die in der asexuellen Saison wieder abnimmt.

Die Palpation des Samenstrangs und der Hoden geschieht stets von kaudal aus. Zuerst wird der Samenstrang palpirt. Dann sind die Hoden einzeln durchzutasten. Man beginnt proximal, indem die Daumen- und die Handflächen den gesamten Bereich des M. cremaster umschließen, und führt die Palpation segmental nach distal fort (► Abb. 1.43). Oder ein Hoden wird



► Abb. 1.43 Palpation des Hodens von proximal nach distal.

leicht mit der Hand angehoben, während mit der anderen Hand die Palpation von proximal nach distal erfolgt.

Bei der Untersuchung sind folgende Kriterien zu beachten:

- Differenzierbarkeit und Beweglichkeit der Hoden bzw. Abhebbarkeit des Skrotums
- Palpation des Hodens mit Nebenhodenkörper und Nebenhodenschwanz
- Größenvergleich rechts und links
- Beurteilung der Konsistenz und Schmerzhaftigkeit
- Kontrolle auf Neubildungen

Das Festlegen der Hodenmaße geschieht mit einer Schiebellehre. Der Gesamtumfang der Hoden ist im Gebiet seines maximalen Durchmessers mittels eines Bandmaßes zu erfassen. Um das Hodenvolumen zu bestimmen, werden die Hoden in einen randvoll mit warmem Wasser gefüllten 5-Liter-Eimer hineingehalten, das verdrängte Wasservolumen in einer Schüssel aufgefangen und gemessen.

Gute Einblicke in die Gewebestruktur des Hodens und des Nebenhodens sind durch die Sonografie (5- bis 7,5-MHz-Schallkopf) gegeben. Dabei wird der einzelne Hoden längs und quer gescannt [1], [3]. Liegt der Verdacht auf eine Kryptorchie vor, könnte dies durch eine transrektale Sonografie abgeklärt werden [9].

1.3.3.2 Präputium und Penis

Der Penis von Schaf- und Ziegenbock ist von fibroelastischer Konsistenz und hat im gestreckten Zustand eine Länge zwischen 30 und 50 cm. Tierartspezifisch ist der Processus urethrae (Schafbock 4 cm, Ziegenbock 2 cm) ausgebildet. Er ist erektil und wird beim Deckakt in den Anfangsteil der Zervix hineingeschoben.

Zuerst wird das Präputium in Augenschein genommen (Schwellung, Rötung, Sekretion der Präputialöffnung). Dann folgt die Darstellung der Penisschleimhaut und der Penisspitze. Dafür wird durch einen Griff zwischen die Schenkel des Tieres die s-förmige Peniskrümmung gestreckt und gleichzeitig das Präputium zurückgeschoben. Eine Hilfsperson verlagert mit



► Abb. 1.44 Eventrierter Penis beim Schafbock.

einer sterilen Gazeplatte die Penisspitze langsam und vorsichtig nach außen (► Abb. 1.44).

1.3.3.3 Akzessorische Geschlechtsdrüsen

Die akzessorischen Drüsen werden mit langem, rektal eingeführten Finger ertastet (Samenblasendrüsen: Ausmaße etwa 3×2 cm bis $2,5 \times 1,5$ cm) oder mittels transrektaler Sonografie dargestellt und exakt vermessen (rektale Positionierung der Ultraschallsonde ► Abb. 1.39).

1.3.3.4 Samengewinnung und -beurteilung

Im Rahmen einer umfassenden Zuchttauglichkeitsuntersuchung ist es unerlässlich, Samen von in der Zucht eingesetzten Böcken zu gewinnen und zu beurteilen. Besondere Bedeutung gewinnt diese Maßnahme dann, wenn die Ursachen bei Verdacht auf eine Impotentia generandi abgeklärt werden müssen. Darüber hinaus ist mit der Verbreitung der künstlichen Insemination das Absamen von Zuchtböcken zur Routinemethode geworden.

Instrumente

Benötigt werden eine künstliche Vagina, bestehend aus einem Mantelrohr (16 cm \times 5,5 cm), einem Innenschlauch (38 cm Länge) und einem Samenauffangglas mit einem fassbaren Volumen von 4,0 ml. Günstig sind Doppelwandgläser zum Temperieren des frisch gewonnenen Ejakulats (► Abb. 1.45, ► Abb. 1.46).

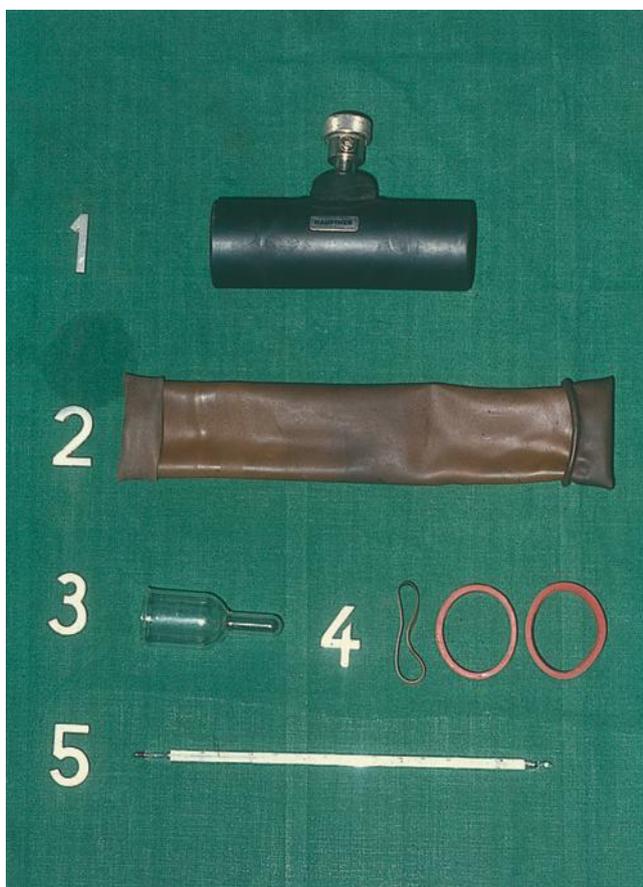
Samengewinnung

Für das Absamen von Böcken sind im Wesentlichen zwei Methoden gebräuchlich. Als relativ unkompliziert gilt die, bei der ein östrisches Schaf oder eine Ziege als Sprungpartner zur Verfügung steht. Hierbei werden die natürlichen Sexualabläufe am wenigsten gestört. Steht kein bockiges Tier zur Verfügung, wäre dies durch hormonelle Vorbehandlung in die Brust zu bringen. Trainierte Schaf- und Ziegenböcke können auch an einem mit Fell überzogenen Phantom abgesamt werden.

Böcke mit stark verschmutzter Präputialöffnung müssen vor dem Absamen gereinigt werden. Bewährt hat sich hierfür war-



► Abb. 1.45 Künstliche Vagina, zusammengesetzt.



► **Abb. 1.46** Bestandteile einer künstlichen Vagina für kleine Wiederkäuer. 1: Hartgummimantel mit Einfüllstutzen für Warmwasser; 2: Innenschlauch; 3: Samenauffangglas; 4: Befestigungsringe; 5: Thermometer zur Prüfung der künstlichen Vagina-Innentemperatur.

mes Wasser, physiologische Kochsalzlösung oder milde Desinfektionslösung (Nachspülen mit physiologischer NaCl-Lösung, um toxische Wirkung auf das Ejakulat zu vermeiden). Die Umgebung des Präputiums muss vor dem Aufsprungversuch vollständig trocken sein, um eine Kontamination mit der Spülflüssigkeit zu unterbinden.

Die Einsprungöffnung der künstlichen Scheide wird mit steriler Vaseline oder durch Spülen mit erwärmter Verdünnungsflüssigkeit gleitfähig gemacht. Die vorbereitete künstliche Vagina sollte eine Anfangstemperatur von 42–44 °C haben, da sie sich bis zur eigentlichen Ejakulationsgewinnung auf 39–40 °C erniedrigt. Schaf- und Ziegenböcke reagieren beim Absamen sehr sensibel auf Innenwärme und Druck. Aus diesem Grund wird nach Einfüllen des warmen Wassers noch Luft über ein Ventil nachgeblasen, um den notwendigen Innendruck zu erreichen. Dieser gilt als ausreichend, wenn bei Einführen eines Fingers in die Öffnung der künstlichen Vagina ein deutliches Druckgefühl vorhanden ist. Bei Nichtbestehen eines optimalen Innendrucks verweigern die Böcke häufig den Nachstoß. Außerdem ist beim Absamen in der kalten Jahreszeit die Innentemperatur der künstlichen Vagina exakt vor dem Absamvorgang wegen der Auskühlung neu zu regulieren. Schaf- und Ziegenböcke reagieren auf ungenügenden Wärmereiz (< 35 °C) sehr empfindlich

(Abbruch des Ejakulationsvorgangs). In kalter Umgebung ist auch das Samenauffangglas zu temperieren und durch einen Isoliermantel zu schützen. So kann dem Kälteschock des Spermias vorgebeugt werden.

Voraussetzungen für eine optimale Samengewinnung sind:

- Der Bock sollte in vertrauter Umgebung von einer ihm bekannten Person abgesamt werden.
- Unbedingt sind Stress und laute Umgebung zu vermeiden, da dies die Sexualsphäre stört.
- Niemals die künstliche Scheide „aufstülpen“, da eine vollständige Ejakulation nur dann zu erwarten ist, wenn die Reflexkette vollständig abläuft. Außerdem gehört der Reflexkettenverlauf mit zur andrologischen Beurteilung.

Förderlich für die Samengewinnung wirkt sich bei unerfahrenen Böcken die Beistellung eines zweiten Bockes zur Libidostimulation aus. Bei älteren Böcken hat sich ein Blindsprung bewährt, das heißt, nach dem ersten Aufsprung wird der Bock nochmals zurückgezogen und erst der zweite zum Absamen benutzt.

Das Vorspiel – Aufsprung und Suchreflex – muss ohne Störungen ablaufen. Nach einem verschiedenen langen Vorspiel (1–10 min) springt der Bock auf und umklammert den Sprungpartner. Die Ablenkung des Penis ist mit Feingefühl vorzunehmen, da Böcke, die erstmals abgesamt werden, auf diese digitale Manipulation häufig mit Abbruch der Erektion reagieren. Am besten ist es, wenn zwei bis drei Finger den Penis durch leichten, zur Person hin gerichteten Druck in Höhe des Präputiums so dirigieren, dass die Penisspitze die Öffnung der künstlichen Vagina erreicht. Die künstliche Vagina wird in Richtung der Stoßrichtung des Penis gehalten. Der Absamvorgang ist kenntlich am Nachstoß, wobei die Rücken stark durchgebogen wird und der Bock in steiler Haltung hinter dem Sprungpartner steht. Die Kopulation mit Ejakulation dauert knapp zwei Sekunden.

Die künstliche Vagina wird erst vom Penis abgenommen, wenn das Spendertier vom Sprungpartner abgestiegen ist und sich der Penis im Stadium der Rückbildung befindet. Dadurch wird das Auffangen des gesamten Ejakulats, auch bei verzögerter Ejakulation, erreicht. Um das vollständige Rückfließen des Ejakulats in das Auffangglas zu ermöglichen, muss der Druck im Innenschlauch durch Ablassen des warmen Wassers vermindert werden. Nach der Ejakulation ist die Samenprobe bei etwa + 30 °C konstant zu halten, um artifizielle Schäden an den Spermien während des Transports zu vermeiden.

Elektroejakulationsverfahren

Bei ungeübten Böcken, die mehrfach aus wissenschaftlichen oder biotechnischen Gründen abgesamt werden sollen, bedient man sich des Elektrostimulationsverfahrens [5]. Es stehen zwei Gerätetypen zur Verfügung: das Pulswellen- und das Sinuswellengerät. Das Sinuswellengerät soll weniger stressbelastend sein als das Pulswellengerät. Auch die Spermaausbeute sei besser. Nach Spülung des Rektums mit 0,9%iger NaCl-Lösung wird eine bipolare Sonde 15–20 cm in den After eingeführt, über die Stromstöße verabreicht werden. Die Impulse sind von 2–20 Sekunden Dauer, dazwischen liegen Ruheintervalle (5s). Die

Spannung liegt für Schafböcke bei 4–8V und die Frequenz bei 50 Hz.

Der Penis wird vor Beginn manuell vorgelagert, gesäubert und eventuell mit einem Gazestreifen fixiert. Die gereinigte Penisspitze ist sodann auf ein steriles Auffangglas zu richten, dessen Öffnung groß genug gewählt werden muss (Tulpenglas). Leichte Penismassage erleichtert die Ejakulation. In der Regel ejakulieren Böcke innerhalb einer Minute. Geschieht dies nicht, wäre die Sonde tiefer einzuführen und die Prozedur zu wiederholen. Nach 3–5 erfolglosen Stimulationen ist unbedingt eine längere Ruheperiode (> 10 min) einzuschleichen.

Das durch Elektrostimulation erhaltene Ejakulat unterscheidet sich in der Qualität kaum von dem im Verlauf eines Absamvorgangs mit der künstlichen Vagina gewonnenen. Das Volumen ist leicht erhöht, die Dichte geringgradig vermindert.

Absamfrequenz

Für die im Zuchteinsatz befindlichen Böcke genügen ein, höchstens zwei Ejakulate, die in kürzeren Intervallen zu nehmen sind, für die Beurteilung. Zu beachten ist jedoch, dass bei Böcken, die eine längere sexuelle Karenzzeit hinter sich haben, das Erstejakulat relativ viele tote Spermien enthält. Zur genaueren Beurteilung der Spermawerte ist es bei solchen Vatertieren deshalb ratsam, das Zweitejakulat heranzuziehen. Bei Einsatz eines Bockes für die künstliche Besamung hat sich eine Absamfrequenz in der Saison von ein- bis zweimal täglich als akzeptabel herausgestellt. Das Zweitejakulat hat bei dieser Dauerbelastung ein etwas geringes Volumen.

Samenuntersuchung

Die Samenuntersuchung unterteilt sich in eine makroskopische (Volumen, Farbbeurteilung, Geruch, pH-Wert) und mikroskopische Beurteilung (Massenvorwärtsbewegung, Dichte, Supravitalfärbung zur Bestimmung des Lebend-tot-Verhältnisses, Anzahl der fehlgebildeten Spermien, Agglutinationen, Fremdzellanteil). Dazu kommt noch eine mikrobielle Untersuchung. Die spermatologischen Normwerte sind in ► Tab. 18.7 und ► Tab. 18.8 aufgeführt.

1.3.3.5 Literatur

- [1] Ahmad N, Noakes DE, Subandrio AL. B-mode real time ultrasonographic imaging of the testis and epididymas of sheep and goats. *Vet Rec* 1991; 128: 491–496
- [2] Boryczko Z, Bostedt H, Krolak M. Andrologische Befunde von Zuchtböcken aus polnischen Schafbeständen unter Berücksichtigung der *Brucella ovis* Infektionsbelastung und deren Sanierung. *Tierärztl Praxis* 2000; 28 (G): 212–217
- [3] Buckrell BC. Applications of ultrasonography in reproduction in sheep and goats. *Theriogenology* 1988; 29: 71–84
- [4] Bücheler D. Untersuchungen an Skrotum, Testes, Epididymis und Plexus pampiniformis mit Hilfe sonographischer und histologischer Nachweismethoden. Inauguraldissertation, Berlin, 1994
- [5] Carter PD, Hamilton PA, Dufty JH. Electroejaculation in goats. *Austr Vet J* 1990; 67: 91–93
- [6] Eilts BE, Pechmann RD, Taylor HW, Usenile EA. Ultrasonographic evaluation of induced testicular lesions in male goats. *Am J Vet Res* 1989; 50: 1361–1364

- [7] Erices J, Blotner S, Aupperle H et al. Fortpflanzungsaktivität bei Milchziegenböcken außerhalb der Zuchtseason. *Tierärztl Praxis* 2002; 30 (G): 8–15
- [8] Fewson D, Fischer A. Ein neues Modell einer Kunststoffvagina zur Samengewinnung bei Ziegenböcken. *Zuchthyg Fortpfl Bes der Haustiere* 1959; 3: 132–134
- [9] Kaulfuß KH. Ulterasonographische Diagnostik des Hermaphroditismus bei Schaf und Ziege sowie des Kryptorchismus des Schafes. *Tierärztl. Umsch* 2006; 61: 86–90
- [10] Menger G, Hamad MR. Der Einfluß des Absamrhythmus und der Absamfrequenz auf die Spermaqualität von Besamungsschafböcken. *Mh Vet Med* 1981; 36: 93–97
- [11] Menger H, Löhle K. Spermagewinnung (Schaf), Gewinnung des Ziegenbockspermas. In: Busch W, Löhle K, Peter W (Hrsg). *Künstliche Besamung bei Nutztieren*. Jena: Gustav Fischer; 1991
- [12] Salamon S. The effect of frequent ejaculation in the ram on some semen characteristics. *Austral J Agric Res* 1964; 15: 950

1.4

Probenentnahme und Labordiagnostik

M. Ganter, E. Humann-Ziehank

1.4.1 Blutentnahme

M. Ganter

1.4.1.1 Blutentnahme aus der V. jugularis

Bei starker Bewollung wird die Wolle seitlich am Hals über der Drosselrinne gescheitelt oder besser geschoren. Die V. jugularis wird vor dem Brusteingang mit dem Daumen gestaut, die gefüllte Vene ist meist sichtbar und als weich-elastisches Gebilde palpierbar. Bei stark bewollten Tieren ist es empfehlenswert, die Vene mehrfach zu stauen und den Stau plötzlich wieder los zu lassen. Während des Anstauens füllt sich die Vene zusehends und die Wolle über der Vene scheitelt sich langsam. Wird der Stau losgelassen, fällt dieser Scheitel plötzlich wieder zusammen, sodass der Verlauf der Vene in diesem Moment deutlich sichtbar ist.

Für die Blutentnahme wird eine Kanüle mit einem Durchmesser von ca. 1,2 mm und einer Länge von 40 mm im Winkel von 30–45° zügig eingestochen (► Abb. 1.47). Nach Blutaustritt lässt man das Blut in das Probengefäß einfließen. Soll die Blutprobe mit einem Vacutainer oder einer Monovette genommen werden, wird mit aufgesetzter Kanüle eingestochen und das Blut bei erhaltenem Stau aspiriert. Ist das Probengefäß voll, wird zuerst der Stau gelöst und danach die Kanüle aus der Vene gezogen. Für Blutprobenentnahmen und intravenöse Injektionen muss bei jedem Tier ein Wechsel der Kanüle erfolgen.

1.4.1.2 Blutentnahme aus der V. cava cranialis

Für die Blutentnahme mit Monovetten und Vakuumsystemen eignet sich auch die V. cava cranialis. Eine für erwachsene Schafe und Ziegen gleichermaßen brauchbare Standardausrüstung besteht aus sterilen Einmalkanülen (1,2 × 40 mm) und Mono-



► **Abb. 1.47** Punktion der V. jugularis.



► **Abb. 1.48** Aufsuchen der Einstichstelle für die Blutentnahme aus der V. cava cranialis.

vetten (z. B. 10-ml-Serum-Monovetten, Vacutainer® u. a.). Für sehr große Schafe, insbesondere für Böcke, sind etwas längere Kanülen (1,2 × 50 mm) notwendig. Zur Blutentnahme bei wenige Tage bis Wochen alten Lämmern sollten etwas dünnere und kürzere Kanülen (0,9 × 25 mm) verwendet werden. Die Benutzung verpackter Einmalkanülen gehört zur tierärztlichen Sorgfaltspflicht. Für hämatologische Untersuchungen (roter und weißer Blutstatus) sollten mit EDTA-beschichtete Monovetten verwendet werden. Bei Verwendung von EDTA- oder Heparin-Monovetten sollten die Proben nach der Entnahme vorsichtig geschwenkt werden.

Auf eine Schur, Reinigung und Desinfektion der Einstichstelle kann verzichtet werden. Die Blutentnahme kann sowohl von der rechten als auch von der linken Halsseite aus vorgenommen werden. Für den Rechtshänder empfiehlt sich die Punktion auf der linken Halsseite des Tieres.

Die Einstichstelle liegt fingerbreit dorsal des Manubrium sterni am lateralen Rand des M. sternocephalicus (► **Abb. 1.48**). An dieser Stelle kann mit dem Daumen der linken Hand eine Delle gefühlt werden, deren Ränder medial vom M. sternocephalicus und lateral vom M. brachiocephalicus bzw. ventrolateral vom kleinen M. subclavius gebildet werden. Der Einstich erfolgt in sagittaler Richtung mit nur geringgradiger Abweichung

nach medial. Die Kanüle wird somit in dieser Delle dorsal der von der Extremität hochziehenden V. cephalica durch die Haut und das Unterhautfettgewebe eingestochen. Sie zielt in der Tiefe des kranialen Mediastinums in die längsverlaufende V. cava cranialis. Dorsal der V. cava cranialis könnte bei dorsal gerichteter Kanüle die Ventralwand der Trachea angestochen werden. Ventral der V. cava cranialis können bei sehr tiefem Einstich (zu lange Kanüle) die A. thoracica interna und der nach links übertretende Lobus cranialis der rechten Lunge getroffen werden. In Extremfällen können auch der Herzbeutel und der Herzvorhof getroffen werden, was zur Herztamponade führen kann.

Nach dem Einstich übernehmen die Finger der linken Hand (beim Rechtshänder) die Fixierung von Kanüle und Spritze resp. Monovette (Mittelfinger und Daumen), und der gestreckte Zeigefinger sichert den Abstand zwischen Tier und Instrumentarium. So kann Bewegungen des Tieres gefolgt werden, ohne dass die Kanülenspitze aus der Vene entweicht und die Blutentnahme unterbrochen wird. Nach dem Durchstechen der Haut zieht man den Kolben der Monovette etwas zurück, um in ihr einen leichten Unterdruck zu erzeugen, damit das Blut nach Perforation der Venenwand schneller und sofort erkennbar in die Monovette einströmt. Die rechte Hand schiebt die Monovette vor und zieht gleichzeitig den Kolben zur Aufrechterhaltung

des Unterdrucks etwas zurück. Sobald Blut in die Monovette eintritt, wird sie in der erreichten Position fixiert. Durch den Zug am Kolben lässt man die erforderliche Blutmenge schnell in die Monovette strömen und zieht dann bei anhaltendem Sog Kanüle und Monovette zurück.

Sollte durch Abwehrbewegungen der Blutfluss unterbrochen werden, wird die Kanüle unter anhaltendem Kolbenzug zuerst etwas weiter in den Tierkörper geschoben und dann zurückgezogen. Wenn die Kanüle die Vene verfehlt oder auf Knochen (Halswirbel oder Brustbein) stößt, wird sie bis unter die Haut zurückgezogen und mit veränderter Stichrichtung erneut vorgeschoben. Sollte die Kanüle mehrmals vergeblich vorgeführt worden sein, sollte sie vollständig herausgezogen und ihre Durchgängigkeit geprüft werden.

1.4.1.3 Literatur

- [1] Boundy T. Blood sampling in sheep. In Practice 1983; 5: 101–102
- [2] Ganter M, Herrmann J, Waibl H. Die Blutentnahme aus der Vena cava cranialis bei Schaf und Ziege mit aufgesetzter Kanüle. Tierärztl Praxis 2001; 29 (G): 27–30

1.4.2 Präanalytik

E. Humann-Ziehank

Die enorme technische Entwicklung in der klinischen Labordiagnostik hat umfangreiche Veränderungen und Fortschritte ermöglicht. Sowohl der Probenumfang als auch die analytischen Standards haben sich im Zuge dieser Entwicklung deutlich erhöht. In der veterinärmedizinischen Labordiagnostik muss, anders als beim Menschen, der Problematik der speziespezifischen Besonderheiten spezielle Beachtung geschenkt werden. Auch wenn heutzutage in kürzester Zeit Untersuchungsergebnisse „schwarz auf weiß“ vorliegen, ist zu bedenken, dass zahlreiche Faktoren das Ergebnis variieren können.

Ein erheblicher Einfluss auf das Untersuchungsergebnis findet bereits vor der eigentlichen Untersuchung der Probe im Labor statt. Studien aus der Humanmedizin zeigen, dass Mängel in der Probengewinnung, Behandlung und Lagerung bis zu 90 % der Fehler im gesamten diagnostischen Prozess ausmachen. Die präanalytische Phase in der Veterinärmedizin umfasst: Auswahl geeigneter Parameter, Tierausswahl und tierspezifische Einflussgrößen, Auswahl des Antikoagulans (sofern mit Plasma gearbeitet wird), Blutentnahme, mögliche Kontamination, Beschriftung und Lagerung der Probe, Transport zum Labor sowie Vorbereitung der Probe für den analytischen Prozess. Im Folgenden sollen einige wichtige Punkte herausgestellt werden, für vertiefende Details sei auf eine Übersichtsarbeit verwiesen [4].

1.4.2.1 Tierspezifische Einflussgrößen

Eine große Vielfalt an tierspezifischen Einflussgrößen müssen im diagnostischen Prozess berücksichtigt werden, von denen hier nur einige genannt werden können:

- Ein Beispiel für einen altersbezogenen Parameter ist die alkalische Phosphatase (AP), die bedingt durch hohes Knochenwachstum physiologisch höhere Aktivitäten bei Jungtieren zeigt.
- Lipidämie stört photometrische Untersuchungsmethoden.
- Hohe Gehalte an freien Fettsäuren konkurrieren mit Bilirubin um die Aufnahme in die Hepatozyten und können dadurch einen sog. Inanitionsikterus bedingen.
- Endoparasiten setzen die Plasma-Proteinkonzentration herab, Dehydration kann diese dagegen relativ erhöhen.
- Blutparasiten können die Plasma-Glukosekonzentration im unzentrifugierten Vollblut durch fortlaufende Glycolyse massiv reduzieren.
- Chronobiologische Rhythmen, z. B. für bestimmte Hormone, sowie Fütterungszeitpunkte (z. B. für Glukose, β -Hydroxybutyrat) sollten beachtet werden. Zur Reduzierung tageszeitassoziierter Variationen sollte insbesondere bei Verlaufsuntersuchungen mit wiederholter Probenentnahme jeweils die gleiche Tageszeit zur Beprobung gewählt werden.

1.4.2.2 Antikoagulanzen

Häufig passen die gewünschte Untersuchung und das vom Tierarzt verwendete Antikoagulans nicht zusammen. Viele Routineparameter sind aus Lithium-Heparin-Plasma gut bestimmbar, bei Unsicherheit sollte im Labor nachgefragt werden. Unterschiede der Konzentrationen verschiedener Parameter in Serum und Plasma resultieren vorwiegend aus dem Verbrauch von Fibrinogen und der Lyse von Blutzellen während des Gerinnungsprozesses. Die Entscheidung, Serum oder Plasma zu gewinnen, sollte sich unbedingt an den Methoden und Referenzwerten des Untersuchungslabors orientieren.

EDTA wird in der Regel für hämatologische sowie für molekularbiologische Untersuchungen (z. B. Genotypisierung) verwendet. Die Gerinnungshemmung erfolgt bei der Verwendung von EDTA über Chelatbildung mit Kalziumionen, daher sind Kalzium sowie weitere zweiwertige Ionen zumindest mit Routinemethoden aus EDTA-Plasma nicht korrekt messbar!

Die Probenröhrchen sollten generell bis zu der aufgedruckten Marke mit Blut gefüllt werden. Heparin sollte nicht als Antikoagulans für PCR-Untersuchungen genutzt werden, da analytische Interferenzen bestehen können.

1.4.2.3 Blutgewinnung

Ein Venenstau sollte nicht länger als eine Minute dauern. Kurzzeitige Veränderungen der Körperposition (z. B. Aufstehen) sollten vermieden werden. Stress generell sowie auch eine Fixation sind zwar in der Regel unvermeidbar, führen aber beim Schaf z. B. zu Anstiegen von Hämatokrit, Laktat und Glukosekonzentrationen in der Probe, was bei der Interpretation berücksichtigt werden muss.

Unbedingt zu vermeiden ist das Entstehen einer In-vitro-Hämolyse. Dafür muss die Blutaspiration ohne exzessiven Unterdruck erfolgen. Die gewonnene Blutprobe sollte niemals geschüttelt werden, die Mischung mit einem Antikoagulans wird durch vorsichtiges Schwenken erreicht.

Serumröhrchen sind in der Regel innen mit einem Silikat beschichtet, das zur Auslösung der Gerinnung durch Fremdoberflächenkontakt eine Glasoberfläche imitiert und mit Kügelchen zur Oberflächenvergrößerung versehen ist. Diese Röhrchen müssen mit dem gerade entnommenen Blut ebenfalls vorsichtig geschwenkt werden (siehe Herstellerangaben). Blut für Serumgewinnung muss bis zum vollständigen Gerinnen der Probe 30 min bei Raumtemperatur erschütterungsfrei stehen.

1.4.2.4 Kontamination

Neben echten Verschmutzungen wurden auch Kontaminationen der Blutprobe durch das Material der Probenröhrchen beschrieben: Verschlusskappen setzten in diesem Fall Zink frei und erhöhten so erheblich die Serum-Zinkkonzentration. Für Spurenelementuntersuchungen bieten verschiedene Hersteller daher Spezialröhrchen an, die zu bevorzugen sind.

Wird aus einem Katheter oder permanenten Venenzugang eine diagnostische Probe entnommen, muss eine laufende Infusion mindestens 1–2 min vor der Blutentnahme gestoppt werden. Vor der eigentlichen Probe sollten zwei zu verwerfende Proben entnommen werden, um eine Kontamination mit Resten der Infusion bzw. Spülflüssigkeit zu vermeiden.

1.4.2.5 Beschriftung

Einer der häufigsten präanalytischen Fehler ist die unzureichende Beschriftung der Proben. Barcodesysteme erleichtern heutzutage zum Teil die Zuordnung. Anderenfalls ist es ratsam, bei Probenentnahmen von mehreren Tieren die Röhrchen einfach nur fortlaufend mit einem wasserfesten Stift zu beschriften (z. B. 1–10) und zusätzlich eine Liste mit der Zuordnung Röhrchennummer – Tieridentifikation mitzuschicken. Dieses System ist sehr zeitsparend für das Laborpersonal, da handgeschriebene Nummern auf den Röhrchen oft verschmutzt und unleserlich sind und zu falschen Zuordnungen führen können.

1.4.2.6 Aufbewahrung

Plasma und Serum sollten innerhalb einer Stunde nach Probenentnahme zentrifugiert und in ein neues Gefäß überführt werden, da ansonsten Glycolyse und die Freisetzung v. a. von Kalium und einigen Enzymen aus den Erythrozyten die Messergebnisse verfälschen können. Plasma/Serum sollte im Kühlschrank aufbewahrt werden, dagegen ist für die Hämatologie eine Aufbewahrung bei Raumtemperatur (2 Tage) vorzuziehen.

Einfrieren (–20 °C/–80 °C/flüssiger Stickstoff) ist häufig möglich, wiederholtes Auftauen und Einfrieren der gleichen Probe sollte jedoch dringend vermieden werden. Beim Auftauen entstehen z. B. für Kalzium oder Natrium erhebliche Konzentrationsgradienten innerhalb der Probe, die vor der Analyse durch sehr sorgfältiges Mischen behoben werden müssen.

Generell variiert die Lagerungsfähigkeit je nach Parameter und Labormethode und sollte mit dem Untersuchungslabor abgestimmt werden. Eine gute Übersicht bietet auch eine Aufstellung der WHO [8].

1.4.2.7 Transport

Der Transport zum Labor ist in der Nutztierpraxis aufgrund längerer Fahrzeiten unter Umständen problematisch. Grundsätzlich sollten die Blutproben keinen starken Erschütterungen ausgesetzt werden. Die vollständige Befüllung der Probenröhrchen bis zur Markierung des Herstellers ist dabei neben dem optimalen Blut-Antikoagulans-Verhältnis ein wichtiger Faktor zur Verminderung von Turbulenzen. Die Proben sind sowohl vor Frost als auch vor hohen Temperaturen zu schützen. Der Postversand von unzentrifugierten Proben sollte nach Möglichkeit unterbleiben. Sofern die Probenentnahme zeitlich planbar ist, sollte der Wochenbeginn gewählt werden, um Versandverzögerungen übers Wochenende zu vermeiden. Korrekter Verschluss und Verpackung der Probengefäße sowie evtl. Zugabe von Kühlelementen ermöglichen, dass die Proben in brauchbarem Zustand im Labor ankommen. Die folgende Checkliste dient als Orientierungshilfe.



Hinweise für die Praxis

Checkliste für die Einsendung von Blutproben

Vorbereitung:

- Vorbericht erheben und klinische Diagnose erstellen
- Festlegung der zu bestimmenden Parameter
- Prüfung von möglichen Einflussfaktoren auf die Analytkonzentration durch das Tier selbst, Fütterungs-, Haltungs- und Umweltfaktoren
- Auswahl der Blutentnahmetechnik
- Auswahl geeigneter Blutentnahmegefäße, Kanülen und Antikoagulantien (ggf. Labor konsultieren)
- Vorbereitung der Fixation der Tiere (Personal)
- wasserfeste Beschriftung aller Probenröhrchen vor dem Einsatz
- Vorbereitung der Probenaufbewahrung und des Proben- transports
- Vorbereitung des Probenentnahmeprotokolls

Probengewinnung:

- sichere Fixation des Tieres
- Venenstau maximal eine Minute lang halten
- bei wiederholter Entnahme für wissenschaftliche Studien: Reihenfolge der Tiere für die Probenentnahme randomisieren
- Reihenfolge der Befüllung der Probenröhrchen beim Nutztier: 1. empfindlichste Probe (EDTA für Hämatologie/Zytologie); 2. Proben für Plasmagewinnung (z. B. Li-Heparin); 3. Serum
- bei Unterbrechung des Bluteinstroms in das Röhrchen: Röhrchen wegen Hämolysegefahr verwerfen und mit neuem Equipment Blutentnahme neu beginnen
- starke Turbulenzen im Röhrchen durch zu starkes Einspritzen des Blutes vermeiden (Hämolysegefahr)
- Röhrchen grundsätzlich bis zu der vom Hersteller angegebenen Markierung füllen, Röhrchengröße an Bedarf anpassen
- Röhrchen bei offenen Systemen sofort nach Blutentnahme gut verschließen
- Antikoagulans/Gerinnungshilfe sofort nach Probenentnahme mit dem Blut mischen, indem das Röhrchen fünfmal hin und her geschwenkt wird, niemals schütteln!

Probenaufbewahrung:

- Serumproben eine Zeit von 30 min zur vollständigen Gerinnung gewähren, dazu die Probe bei Raumtemperatur erschütterungslos aufbewahren
- Probe innerhalb einer Stunde zentrifugieren und den Überstand (Serum/Plasma) sofort in ein neues Gefäß überführen
- Serum/Plasma bei 4 °C und dunkel aufbewahren, ggf. einfrieren
- Proben für Hämatologie bei Raumtemperatur lagern (max. 2 Tage); ggf. direkt nach Blutentnahme noch im Betrieb Blutausstriche anfertigen zur optimalen Konservierung der Zellmorphologie
- alle Abweichungen vom geplanten Ablauf der Probenentnahme sofort protokollieren und in die Interpretation mit einbeziehen
- Postversand: Begleitschreiben (Adresse, Tierart, Verdachtsdiagnose, gewünschte Parameter) beilegen, Proben auslaufsicher verpacken und mit Kühllakku versenden
- Probenversand über das Wochenende vermeiden

1.4.2.8 Literatur

- [1] Beutler E, Gelbart T, Kuhl W. Interference of heparin with the polymerase chain reaction. *Biotechniques* 1990; 9: 166
- [2] Burkhard MJ, Garry F. Artfactual hypoglycemia associated with hemotrophic mycoplasma infection in a lamb. *Vet Clin Path* 2004; 33: 244–248
- [3] Gohary GS, Bickhardt K. Der Einfluß des Blutentnahmestresses auf Blutmeßwerte des Schafes. *Deut Tierarztl Woch* 1989; 86: 225–228
- [4] Humann-Ziehank E, Ganter M. Pre-analytical factors affecting the results of laboratory blood analyses in farm animal veterinary diagnostics. *Animal* 2012; 6: 1115–1123
- [5] Keyzer J, Oosting E, Wolthers B et al. Zinc in plasma and serum: influence of contamination due to the collection tubes. *Pharm World Sci* 1983; 5: 248–251
- [6] Lippi G, Guidi GC, Mattiuzzi C, Plebani M. Preanalytical variability: the dark side of the moon in laboratory testing. *Clin Chem Lab Med* 2006; 44: 358–365
- [7] Ponto LL, Graham MM, Richmond JC et al. Contamination levels in blood samples drawn from the injection intravenous line. *Mol Imaging Biol* 2002; 4: 410–414
- [8] WHO. Use of anticoagulants in diagnostic laboratory investigation & stability of blood, plasma and serum samples. WHO/DIL/LAB/99.1 Rev. 2. 2002; Guder, München. http://whqlibdoc.who.int/hq/2002/WHO_DIL_LAB_99.1_Rev.2.pdf

1.4.3 Wertigkeit der Labordiagnostik**E. Humann-Ziehank**

Die klinische Labordiagnostik ist ein diagnostisches Hilfsmittel zur Charakterisierung physiologischer und pathophysiologischer Stoffwechselfvorgänge im Körper. Im weiteren Sinne bezieht sie auch die Infektionsdiagnostik über Serologie mit ein. Die Erwartung an die Laborergebnisse ist oft sehr hoch, der Einsender erhofft sich vom Befund eine eindeutige Aussage in Hinblick auf die gestellte Verdachtsdiagnose. Die dann „schwarz auf weiß“ vorliegenden Ergebnisse wirken oft unverrückbar und liefern ggf. auch Entscheidungsgrundlagen für weitrei-

chende Maßnahmen, z.B. zur Euthanasie eines Tieres. Der „wahre Wert“ eines Analyten im Blut kann aber mit keinem Messverfahren wirklich exakt bestimmt werden, allenfalls kann eine weitgehende Annäherung erreicht werden, z.B. mit einer Referenzmethode. Jedes Messergebnis weist demnach eine mehr oder weniger große Unsicherheit auf. Zur Beschreibung dieser Unsicherheiten wurden verschiedene Begriffe eingeführt.

Je höher Sensitivität und Spezifität eines Verfahrens sind, desto besser ist der labordiagnostische Test geeignet, die klinische Verdachtsdiagnose verlässlich zu untermauern:

Die **Spezifität** einer labordiagnostischen Methode kennzeichnet die Fähigkeit, den Analyten ohne Verfälschung durch andere in der Proben vorhandene Komponenten (Probenmatrix) zu erfassen. Im diagnostischen Sinne bedingt eine hohe Spezifität, dass der Analyt beim gesunden Probanden auch tatsächlich Ergebnisse im Referenzbereich liefert. So zeigt die GLDH beispielsweise beim Schaf sehr spezifisch Hepatozytendegenerationen an. Gesamtbilirubin dagegen wird zwar auch allgemein als Parameter für Lebererkrankungen angesehen, es gibt aber auch diverse extrahepatische Ursachen für einen Anstieg von Gesamtbilirubin, weshalb dieser Parameter eine geringe Spezifität für Lebererkrankungen aufweist.

Die **Sensitivität** der Labormethode beschreibt die Fähigkeit, selbst sehr geringe Mengen des Analyten noch vom Leerwert bzw. vom „Grundrauschen“ einer Methode zu unterscheiden und eindeutig detektieren zu können. Die diagnostische Sensitivität beschreibt den Anteil der kranken Tiere, für die der ausgewählte Parameter auch tatsächlich Werte außerhalb des Referenzbereiches anzeigt, die also als „krank“ erkannt werden.

Die **Präzision** einer Labormethode beschreibt die Übereinstimmung von Wiederholungsmessungen. Wird annähernd der gleiche Wert an verschiedenen Untersuchungstagen aus einem Kontrollserum mit der gleichen Methode immer wieder gemessen, ist die Präzision gut und das Ergebnis kaum analysebedingten Einflüssen ausgesetzt. Trotzdem wird die sog. **Richtigkeit** möglicherweise nicht erreicht, wenn beispielsweise immer bei einer falschen Messtemperatur gemessen wird. Die Richtigkeit beschreibt die Nähe des gemessenen Wertes zum Erwartungswert/Sollwert, der beispielsweise über ein Richtigkeitskontrollserum oder über Standardadditionsverfahren ermittelt wird.

! Merke

Die Vielfalt der Einflussfaktoren auf den Analyseprozess zeigen, dass Laborergebnisse nie isoliert interpretiert werden dürfen. Zudem sind verschiedene Messergebnisse unterschiedlicher Laboratorien an derselben Probe trotz Teilnahme an Qualitätssicherungsprogrammen unvermeidbar.

1.4.3.1 Literatur

- [1] Braun JP, Trumela C, Bézille P. Clinical biochemistry in sheep: A selected review. *Small Rumin Res* 2010; 92: 10–18

1.4.4 Gelenkpunktion

M. Ganter

Gelenkpunktionen sind bei Schafen und Ziegen von geringer Bedeutung, da die beiden wichtigsten bakteriellen Erreger von Gelenkentzündungen *Streptococcus dysgalactiae* und *Erysipelothrix rhusiopathiae* keine hochgradigen Gelenkfüllungen verursachen.

Punktionen können unter Lokalanästhesie der Punktionsstelle vorgenommen werden. Eine Schmerzfreiheit der Gelenkkapsel ist damit meist nicht zu erreichen. Die Punktionsstelle wird geschoren, entfettet und desinfiziert. Im Allgemeinen wird das Gelenk an der Stelle punktiert, an der die mit Synovia angefüllte Aussackung am deutlichsten zu fühlen bzw. zu sehen ist. In der Regel ist das auf der Streckseite der Gelenke, wobei die Gelenke hierzu möglichst weit gebeugt werden sollten. Bei der Punktion sollte die Verletzung von Sehnen und Bändern vermieden werden.

Die normale Synovia ist blassgelb, viskös und klar. Die Proteinkonzentration beträgt unter 18 g/l, der Zellgehalt wird vor allem durch mononukleäre Zellen dominiert. Bei eitrigen Entzündungen steigt der Zellgehalt durch Einstrom von neutrophilen Granulozyten erheblich an, und der Proteingehalt übersteigt meist 40 g/l.

Bei chronisch veränderten Gelenken gelingt es häufig nicht aus den Punktaten Bakterien zu kultivieren, dies gilt insbesondere bei chronischem Rotlauf (S.317). Durch serologischen Nachweis von Antikörpern im Serum ist jedoch auch in diesen Fällen die Diagnose Rotlauf zu sichern.

Nach der Punktion können auch Injektionen in den Gelenkspalt vorgenommen werden, z. B. mit Antibiotika, und Spülungen des Gelenks mit sterilen Lösungen vorgenommen werden.

1.4.5 Kotproben zum Endoparasitennachweis

M. Ganter

Eine nach statistischen Gesichtspunkten ausreichende Stichprobe ist in der parasitologischen Routinediagnostik nicht bezahlbar. Deshalb sollten Sammelkotproben von zehn Tieren einer Gruppe entnommen und untersucht werden. Für die Sammelkotproben sollten die Einzelproben am besten randomisiert entnommen werden. Allenfalls können gezielt Tiere mit schlechtem Ernährungszustand ausgesucht werden, während Tiere mit Durchfall weniger geeignet sind als Tiere mit noch geformtem oder breiigem Kot. Für jeden Standort sollten getrennte Kotproben entnommen werden. Auch innerhalb eines Standorts sollten Lämmer, Zutreter und Alttiere immer getrennt beproben werden.

Es sollten stets frische Proben entnommen werden, entweder direkt aus dem Anus, oder direkt nachdem der Kot von dem Tier abgesetzt wurde. Pro Sammelkotprobe sollte mindestens eine Handvoll Kot eingesandt werden. Bis zur Versendung müssen die Proben kühl gelagert werden. Auf eine eindeutige Beschriftung der Proben und eine sichere Verpackung ist zu achten. Bei warmem Wetter sollten Proben nicht über das Wochenende versandt werden. Im Begleitschreiben sollten der Termin der letzten Entwurmung bzw. antiparasitären Behand-

lung sowie das verwendete Präparat oder der dazu verwendete Wirkstoff vermerkt sein.

Sofern es sich um Kotproben von erwachsenen Schafen handelt, sollten grundsätzlich sowohl eine quantitative Flotationsverfahren, das Sedimentationsverfahren und das Auswanderungsverfahren zum Nachweis von Lungenwurmlarven angewendet werden. Bei Lämmern unter einem halben Jahr kann auf die Durchführung des Sedimentations- und Auswanderverfahren verzichtet werden. Da die quantitativen Flotationsverfahren in vielen Laboren unterschiedlich gehandhabt werden, sind die quantitativen Ergebnisse unterschiedlicher Labors meist nur qualitativ vergleichbar.

Zur Durchführung eines Eizahlreduktionstests sollten mindestens zehn Lämmer mit einer Eiausscheidung von ≥ 500 Eiern pro Gramm Kot (EpG) mit dem in Frage stehenden Anthelminthikum behandelt werden. Von denselben zehn Lämmern sollten in einem mehrtägigen Abstand nach der Entwurmung erneut Kotproben entnommen und mit dem gleichen quantitativen Flotationsverfahren untersucht werden. Bei Verwendung von Benzimidazolen, Levamisol und Monepantel sollte der Abstand zwischen anthelminthischer Behandlung und erneuter parasitologischer Untersuchung acht Tage betragen. Wird Moxidectin verwendet, sollte die erneute Untersuchung 14 Tage später erfolgen. Aus den EpG vor der Entwurmung und nach der Entwurmung wird für alle zehn Lämmer die Reduktion der EpG berechnet und ein Mittelwert gebildet. Bei voller Wirksamkeit ist bei Benzimidazolen von einer Eizahlreduktion von 95% des Ausgangswerts auszugehen. Bei Levamisol gilt eine Eizahl von 98% als voll wirksam, bei makrozyklischen Laktone und Monepantel sollte die Eizahlreduktion bei voller Wirksamkeit noch höher ausfallen.

1.4.5.1 Literatur

- [1] Geary TG, Hosking BC, Skuce PJ et al. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) Guideline: Anthelmintic combination products targeting nematode infections of ruminants and horses. *Vet Parasitol* 2012; 190: 306–316

1.4.6 Hautproben zum Ektoparasitennachweis

M. Ganter

Hautgeschabsel zum Nachweis von Räude- und Milben sollten aus den Randbezirken der krustös veränderten Hautareale entnommen werden. Dabei genügt es zum Nachweis von *Chorioptes*-Milben die Krusten oberflächlich abzukratzen. Zum Nachweis von *Sarcoptes*- und *Psoroptes*-Milben ist die Entnahme von tiefen Hautgeschabseln mit einem scharfen Löffel, einem Schlingmesser oder einem Skalpell empfehlenswert.

1.4.7 Liquorgewinnung und -untersuchung

M. Ganter

Die Gewinnung und Untersuchung des Liquor cerebrospinalis werden im Rahmen der speziellen Untersuchung von zentralnervösen Erkrankungen durchgeführt. Um Liquor gewinnen zu können, ist es notwendig den Subarachnoidalraum zu punktie-

ren, entweder okzipital im Bereich der zerebellomedullären Zisterne oder lumbosakral. Mit Ausnahme von herdförmigen Veränderungen am Rückenmark gibt es keine wesentlichen Unterschiede in der Zusammensetzung zwischen okzipital und lumbosakral gewonnenem Liquor. Grundsätzlich sollte jedoch der Liquor möglichst nahe an der Läsion gewonnen werden.

1.4.7.1 Liquorgewinnung

Zur Gewinnung von Liquor über das Foramen lumbosacrale lagert man das Tier in Brust-Bauch-Lage mit nach vorne gestreckten Hinterbeinen. Eine vorherige Anästhesie mit Ketamin (S. 663) hat sich hierzu bewährt. Am günstigsten wird der Kopf von einer Hilfsperson in Längsrichtung hoch gehalten. Sofern dies nicht möglich ist, sollte der Kopf an die Brust- oder Bauchwand angelehnt werden. Die Punktionsstelle für das Foramen lumbosacrale wird an der tiefsten Stelle zwischen dem Dornfortsatz des letzten Lendenwirbels und dem des ersten Kreuzwirbels aufgesucht. Zur Orientierung können auch die höchsten Knochenpunkte der Hüfthöcker herangezogen werden. Die Punktionsstelle liegt 1–2 Fingerbreit hinter der Verbindungslinie zwischen den Hüfthöckern in der Medianen.

Die Stelle wird geschoren, gereinigt, entfettet und desinfiziert. Sofern keine Allgemeinanästhesie vorgenommen wurde, muss eine Lokalanästhesie durch subkutane Applikation eines Lokalanästhetikums an der Punktionsstelle vorgenommen werden. Die Punktionsnadel sollte nach Möglichkeit einen Mandrin enthalten. Bei Lämmern empfiehlt sich eine Kanüle mit einer Länge von 2,5 cm und 21G, bei erwachsenen Schafen sollte eine 4,0 cm lange 19-G-Kanüle und bei Böcken über 80 kg KM eine 5,0 cm lange 19-G-Kanüle verwendet werden.

Der Einstich durch die Haut erfolgt im rechten Winkel zur Wirbelsäule, was bei richtiger Lagerung in etwa einem 45-Grad-Winkel zum Boden entspricht. Die Nadel wird langsam vorgeschoben, um die Veränderungen des Gewebswiderstands zu spüren. Sobald die Nadel das Lig. interarcuale durchstoßen hat, lässt der Gewebewiderstand plötzlich nach, und sehr häufig reagiert auch das Tier unter Allgemeinanästhesie mit einem kurzen Rucken des Kopfes. Meist wird dabei bereits das Lig. flavum durchstoßen, und die Kanülenspitze liegt damit im Subarachnoidalraum. In diesem Fall fließt innerhalb weniger Sekunden Liquor langsam in die Kanüle und kann tropfenweise aufgefangen oder mit einer Spritze (EDTA-Monovette) vorsichtig aspiriert werden (► Abb. 1.49). Die Fließgeschwindigkeit des Liquors kann unter Ketaminanästhesie durch Heben des Kopfes des Tieres häufig beschleunigt werden. Wird das Lig. interarcuale zu schnell und kräftig durchstoßen, gelangt man leicht in den Conus medullaris und aspiriert Blut.

Zur weiteren Untersuchung des Liquors sollten mindestens 1–2 ml klare Flüssigkeit ohne Blutbeimengungen gewonnen werden. Die lumbosakrale Punktionsstelle kann auch dazu genutzt werden, Medikamente in den Epidural- oder Subarachnoidalraum zu injizieren. Dies ist z. B. bei der sog. hohen Epiduralanästhesie mit Lokalanästhetika und anderen analgetisch wirkenden Substanzen der Fall.



► **Abb. 1.49** Bei der Liquorentnahme im Foramen lumbosacrale fließt nach Punktion des Arachnoidalraums meist spontan Liquor cerebrospinalis ab.

1.4.7.2 Liquoruntersuchung

- **Proteingehalt:** Viele Liquorproben müssen erst aufkonzentriert werden, um den Proteingehalt korrekt zu bestimmen. Er liegt bei gesunden Schafen <0,4 g/l. Der Proteingehalt im Liquor liefert wichtige Hinweise zur Diagnostik neurologischer Erkrankungen. Eine Erhöhung des Proteingehalts weist auf eine Störung der Blut-Hirn-Schranke oder einen entzündlichen Prozess im ZNS hin. Dieser Parameter ist günstig und einfach zu bestimmen. Die semiquantitative Bestimmung des Proteingehalts erfolgt mittels Pandy-Reagenz (Carbolsäurelösung). Sehr viel genauer ist dagegen die elektrophoretische Auftrennung des Liquor cerebrospinalis, wodurch es möglich ist, eine deutliche Erhöhung des Globulingehalts im Liquor in Folge einer Abwehrreaktion nachzuweisen.
- **Leukozytenzahl:** Die zytologische Untersuchung des Liquors sollte spätestens bis zwei Stunden nach der Entnahme vorgenommen werden. Die Leukozytenzählung erfolgt in der Zählkammer. Bei gesunden Schafen und Ziegen liegt der Zellgehalt unter 10 M/l. Zur Leukozytendifferenzierung sollten Präparate mittels Zytozentrifugation (Zytospin) angefertigt werden und nach Pappenheim, Wright, Giemsa oder Leishman gefärbt werden. Der Zellgehalt bei gesunden Tieren wird dominiert von Makrophagen ähnlichen Zellen (Oligodendrozyten) und wenigen Lymphozyten sowie einzelnen neutrophilen Granulozyten.
- **Erythrozyten/Blutung:** Bereits mit bloßem Auge sichtbar blutiger Liquor wie auch nur mikroskopisch nachweisbare Erythrozyten sind meist Ergebnisse von Blutungen, die durch die Punktion verursacht wurden. Bereits vor der Punktion vorhandene Blutungen in den Subarachnoidalraum sind gekennzeichnet durch Phagozytose von Erythrozyten durch die Makrophagen, was im Zytospinpräparat nachweisbar ist. Die sich an eine Blutung in den Subarachnoidalraum anschließende Hämolyse führt zu einer homogenen rötlich-orangen Verfärbung des Liquors, die als Xanthochromie bezeichnet wird und sich auch nach Sedimentation bzw. Zentrifugation des Liquors nicht verändert. Die Xanthochromie tritt wenige

Stunden nach der subarachnoidalen Blutung auf und bleibt für 2–4 Wochen bestehen. Bei Aspiration von Blut, verursacht durch die Liquorpunktion selbst, sedimentieren die Erythrozyten im Probenröhrchen nach 1–2 Stunden und bilden am Boden des Röhrchens einen roten Knopf unter dem klaren Liquor.

- **Nachweis von Bakterien:** Im Rahmen der zytologischen Untersuchung kann auf die Anwesenheit von Bakterien geachtet werden. Bei Verdacht auf Bakterien sollte ein Präparat nach Gram gefärbt werden, um eine weitere Differenzierung zu ermöglichen. Der Bakteriennachweis im Liquor gelingt häufig bei neonataler Meningoenzephalitis. Bei Gehirnlisteriose verläuft in der Regel auch die kulturelle bakteriologische Untersuchung negativ.
- **Zellzahlbestimmung:** Zur weiterführenden Untersuchung von neurologischen Erkrankungen und deren Klassifizierung ist die Zellzahlbestimmung im Liquor cerebrospinalis von großem Nutzen. Durch diese Untersuchung können wichtige Informationen über intrakranielle oder spinale Läsionen gewonnen werden. Entzündlich-infektiöse Prozesse im ZNS können durch eine Zellzahlerhöhung festgestellt werden. Eine Pleozytose liegt jedoch nicht bei allen infektiösen Erkrankungen vor. Scrapie ist hierfür ein gutes Beispiel. Auch bei primär entzündlichen Störungen kann bei einer im Krankheitsverlauf sehr früh durchgeführten Liquorgewinnung die Zellzahl noch normal sein. Außerdem muss die Entfernung der Punktionsstelle zu der neuroanatomischen Lokalisation der Erkrankung bei der Bewertung der Zellzahl im Liquor bedacht werden. So sind z. B. bei einer Otitis media oder interna in lumbosakral entnommenen Liquorproben nur gering erhöhte Zellzahlen zu erwarten, während bei subokzipitaler Punktion die Zellzahl im Liquor erhöht sein dürfte. Die Punktionsstelle sollte grundsätzlich lokalisationsnah ausgewählt werden. Aufgrund der einfacheren Durchführung sollte in der Regel jedoch die lumbosakrale Punktionsstelle bevorzugt werden. Auch eine entzündungshemmende Therapie mit Glukokortikoiden (z. B. Betamethason, Dexamethason, Methylprednisolon, Prednisolon) kann eine Pleozytose bei primär entzündlichen Erkrankungen verhindern. Eindeutige Unterscheidungen zwischen einer metabolisch-toxischen und einer entzündlich-infektiösen Krankheitsursache sind im Einzelfall nicht allein anhand der Zellzahl im Liquor vorzunehmen. Dies zeigt sich besonders bei der Zerebralkortikalnekrose (S.207). Hier treten aufgrund der Nekrosen im Großhirn immer wieder deutlich erhöhte Zellzahlen im Liquor auf. Hierfür verantwortlich sind sekundäre Reaktionen auf die initiale metabolisch-toxische Schädigung der Nervenzellen. Die zerstörten Nervenzellen werden durch Phagozytose von mononukleären Zellen abgeräumt.

1.4.7.3 Literatur

- [1] Amrousi SEL, Soliman MK, Youssef LB. Studies on the cerebrospinal fluid of healthy sheep. *Indian Vet J* 1966; 43: 106–111
- [2] Scott PR. A field study of ovine listerial meningo-encephalitis with particular reference to cerebrospinal fluid analysis as an aid to diagnosis and prognosis. *Br Vet J* 1993a; 149: 165–170

- [3] Scott PR. Total protein and electrophoretic pattern of cerebrospinal fluid in sheep with some common neurological disorders. *Cornell Vet* 1993b; 83: 199–204
- [4] Scott PR. Cerebrospinal fluid collection and analysis in suspected sheep neurological disease. *Small Rumin Res* 2010; 92: 96–103
- [5] Tipold A. Cerebrospinal Fluid. In: Braund KG (Hrsg). *Clinical Neurology in Small Animals – Localization, Diagnosis and Treatment*. Ithaka, USA: IVIS; 2003

1.4.8 Bronchoalveoläre Lavage (BAL)

M. Ganter

1.4.8.1 Intravitale BAL einzelner Segmentbronchien unter Sichtkontrolle

Sofern Lavageflüssigkeit gezielt aus der Lungenperipherie gewonnen werden soll, empfiehlt es sich die segmentale BAL unter bronchoskopischer Kontrolle vorzunehmen. Bei Schaf und Ziege ist die BAL unter fiberoptischer Kontrolle auch ohne Allgemeinanästhesie, nur nach Oberflächenanästhesie von Nasen- und Larynxschleimhaut mit einem Lokalanästhetikum, durchführbar. Bei erwachsenen Schafen und Ziegen kann ein flexibles Endoskop mit einem Außendurchmesser von 8 mm und einer Arbeitslänge von 1,1–1,5 m verwendet werden. Vor der Durchführung sollte ein Nasengang durch Einträufeln von ca. 5 ml eines 2%igen Lokalanästhetikums anästhesiert werden. Die Endoskopspitze wird über den anästhesierten ventralen Nasengang eingeführt und bis vor den Larynx vorgeschoben. Über den Arbeitskanal werden 5–10 ml eines 2%igen Lokalanästhetikums (z. B. Procain) auf den Larynx gesprüht. Sobald die Anästhesie wirkt, wird die Endoskopspitze unter Sichtkontrolle während der Öffnung der Stimmritze in der Inspiration in die Trachea vorgeschoben. Während des Ein- und Vorführens des Endoskops in die Trachea und Bronchien werden diese auf Formabweichungen, Auflagerungen, Sekretion und Entzündungssymptome untersucht (► Abb. 1.50).

Zur Durchführung der BAL wird der zur Spülung verwendete Katheter bzw. das flexible Bronchoskop mit Spülkanal unter visueller Kontrolle in dem zuführenden Bronchus platziert, wel-



► Abb. 1.50 Lungenspülung mit dem flexiblen Bronchoskop bei einem wachen, lokal anästhesierten Schaflamm.

cher dem zu spülenden Lungensegment funktionell zugeordnet ist. Das Bronchoskop wird in „Wedge“-Position (die Endoskopspitze sitzt in dem Segmentbronchus fest) gehalten, um ein Zurückfließen von Spülflüssigkeit in die größeren Atemwege zu verhindern.

Das Volumen der eingesetzten Spülflüssigkeit sowie die Anzahl der Fraktionen haben entscheidenden Einfluss auf die Ergebnisse der segmentalen fiberoptischen BAL. Mit steigendem Spülvolumen sinkt die Rückgewinnungsrate der Spülflüssigkeit, wobei die Gesamtmenge der zurückgewonnenen Zellen zunimmt. Mit steigender Flüssigkeitsmenge nehmen aber auch die Nebenwirkungen der Spülung, wie Husten, sinkende Oxygenierung des Blutes, Fieber und Veränderung der Atemmechanik sowie der Lungenperfusion deutlich zu.

Bei erwachsenen Schafen und Ziegen wird die Spülung mit fünf Fraktionen à 20 ml 0,9%ige NaCl-Lösung durchgeführt. Nur bei Tieren deutlich unter 25 kg KM sollte das Spülvolumen reduziert werden, wobei drei Fraktionen von je 3 ml/kg Körpergewicht injiziert werden sollten. Die Nebenwirkungen der Spülung sind meist vorübergehend und stellen bei ausreichender Übung des Untersuchers eine eher geringere Belastung dar als z. B. das Narkoserisiko. Bei schweren obstruktiven und mit Sekretanreicherung in den Bronchien einhergehenden Erkrankungen tritt nicht selten eine Besserungen des klinischen Zustands nach der Spülung ein.

Das zurückgewonnene Flüssigkeitsvolumen liegt bei gesunden Schafen bei 72±12% der eingesetzten Spülflüssigkeit. Auch bei kranken Schafen sind kaum niedrigere Rückgewinnungsraten zu erwarten. Hohe Rückgewinnungsraten können bei Tieren mit hochgradigen obstruktiven Bronchitiden, eitrigen Bronchopneumonien oder Lungenemphysemen meist nicht erreicht werden.

Vorherige Lokalisierung von Lungenveränderungen

Aufgrund des starken Segmentierungsgrads der Schafllunge kann eine diagnostische Aussage einer BALF-Probe (BALF = bronchoalveoläre Lavage-Flüssigkeit) lediglich über das lavagierte Lungensegment gemacht werden, aber keineswegs als repräsentativ für andere Teile des unteren Respirationstrakts oder gar der gesamten Lunge angesehen werden. Beim sensibilisierten Schafen konnte gezeigt werden, dass ein lokaler Challenge mit rekombinantem Lungenwurmantigen von *Dictyocaulus viviparus* nur zu lokalen zellulären und humoralen Reaktionen in diesem Segment führt. Bei klinischen Erkrankungen empfiehlt es sich deshalb, die Lungenveränderungen vor der Lavage z. B. durch eine Röntgenuntersuchung des Thorax oder mittels Ultraschalluntersuchung zu lokalisieren, um dann den entsprechenden Segmentbronchus gezielt spülen zu können. Ist dies nicht möglich oder zu aufwändig, sollte bei Verdacht auf bakteriell bedingte Lungenaffektionen die endoskopische BAL bevorzugt an den kranialen Lungenlappen vorgenommen werden.

Untersuchung der BALF

Entsprechend den Empfehlungen der European Respiratory Society Task Force sollten sich die Konzentrationsangaben der Inhaltsstoffe auf das BALF-Volumen beziehen. Bei Schafen mit Lungenadenomatose (S.263) können im Endstadium der Tu-

morerkrankung mit Hilfe des Schubkarrentests z. T. über 100 ml Lungenflüssigkeit ohne Spülung aufgefangen werden. In früheren Stadien der Erkrankung ist der Anteil der Lungenflüssigkeit in einer BALF sehr variabel. Um Konzentrationen in der reinen Lungenflüssigkeit mit BALF vergleichen zu können, ist eine gemeinsame Bezugsgröße notwendig. Deshalb erscheint es beim Schaf sinnvoll in der BALF gemessene Konzentrationen zusätzlich auf die Epithelial Lining Fluid (ELF) zu beziehen, sofern sich unter den Patienten Schafe mit Lungenadenomatose befinden könnten. Hierzu hat sich die Berechnung der ELF mit Hilfe der Harnstoffbestimmung in der BALF und im Blutplasma bewährt und für klinische Belange auch als ausreichend genau erwiesen.

Zytologische Befunde

Die Referenzwerte für die zytologischen Befunde in der BALF gesunder Schafe sind in ► Tab. 1.8 dargestellt. Aus der BALF werden Zytoprinpräparate hergestellt und nach Giemsa oder Pappenheim gefärbt. Für weiterführende Untersuchungen können Zytoprinpräparate z. B. mit Aceton fixiert und tiefgefroren gelagert werden. Um eine bessere Übersicht in den Präparaten zu ermöglichen, sollten sehr zellreiche Flüssigkeiten auf einen Zellgehalt von 1G/l verdünnt werden. Zum Nachweis selten auftretender zellulärer Gebilde im Zytoprinpräparat ist es erforderlich, das Präparat zunächst unter dem Mikroskop mit einer geringen Vergrößerung vollständig durchzumustern und dann mindestens 400 Zellen zu differenzieren. Nur so können mit ausreichender Sicherheit mehrkernige Zellen, jugendliche/Tumorzellen, Tumorzellhaufen, Curschmann-Spiralen sowie Eier oder Larven von Lungenwürmern, Pollen und Fremdmaterial u. a. aufgefunden bzw. differenziert werden.

Der Anteil der **Bronchialepithelzellen** wird in der Humanmedizin in der Regel nicht berücksichtigt, sofern er unter 3% liegt. Sind die Bronchialepithelzellen im Ausstrich zahlreicher, wird davon ausgegangen, dass der bronchiale Anteil an der Spülung erhöht ist. Unter nahezu gleichen technischen Voraussetzungen finden sich bei gesunden Schafen jedoch häufiger Epithelzellen. Besonders hohe Anteile an Bronchialepithelzellen sind regelmäßig bei Ziegen zu finden. Möglicherweise sind hierfür die anatomischen Unterschiede, wie die unterschiedliche Form der Bronchialknorpel sowie die bei Schafen und Ziegen häufigeren Bronchusgenerationen, im Vergleich zum Menschen verantwortlich.

Im Gegensatz zum Schwein und zum Kalb werden bei gesunden Schafen regelmäßig mehrkernige **Makrophagen** gefunden. Es handelt sich demnach ähnlich wie beim Menschen um einen Normalbefund. Lediglich bei gehäuftem Auftreten, wie dies oft

► Tab. 1.8 Referenzwerte zytologischer Befunde in der BALF der Spitzenlappen gesunder Schafe.

Parameter	Minimum – Maximum
Gesamtzellzahl (G/l)	0,10–0,65
Alveolarmakrophagen (%)	78–100
Lymphozyten (%)	0–13
polymorphkernige neutrophile Granulozyten (%)	0–12
eosinophile Granulozyten (%)	0–4

bei Maedi (S.255) und Lungenadenomatose der Fall ist, kann ähnlich wie beim Pferd vermutet werden, dass dies ein Ausdruck bronchialer Obstruktion oder aber einer frustranen Auseinandersetzung mit einem nicht phagozytierbaren Agens ist.

In der BALF steigt der Anteil der **neutrophilen Granulozyten** mit der Gesamtzellzahl an. Damit ist in der BALF der Anteil der neutrophilen Granulozyten das empfindlichste Unterscheidungsmerkmal zwischen lungengesunden und -kranken Tieren.

Maedi-Visna-Virusinfektionen führen einerseits zu einem Anstieg der **Lymphozytenfraktion** in der BALF sowie zu einer Veränderung der Lymphozytensubpopulationen. Außerdem finden sich in den zytologischen Präparaten gehäuft **Curschmann-Spiralen** (► Abb. 1.51) als Ausdruck einer bronchialen Obstruktion.

Bei Lungenadenomatose finden sich in zytologischen Präparaten der BALF regelmäßig jugendliche Zellen und Tumorzellverbände (► Abb. 1.52).

Lösliche Inhaltsstoffe

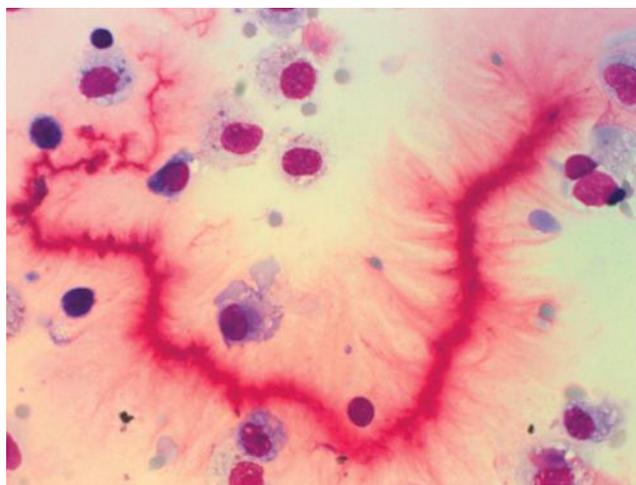
Die Konzentration der alkalischen Phosphatase (AP) in der Epithelial Lining Fluid kann bei Schafen zum Nachweis der Lungenadenomatose genutzt werden. Schafe mit Lungenadenomatose weisen als Ausdruck der tumorbedingten Proliferation der Typ-II-Pneumozyten eine erhöhte Aktivität der AP auf. Eine AP-Aktivität über 444 U/l ELF weist eine Sensitivität von 51 %, eine Spezifität von 90 % und eine diagnostische Effizienz von 79 % zur Diagnose der Lungenadenomatose auf.

Aussagekraft mikrobiologischer Befunde in der Lungenspülflüssigkeit

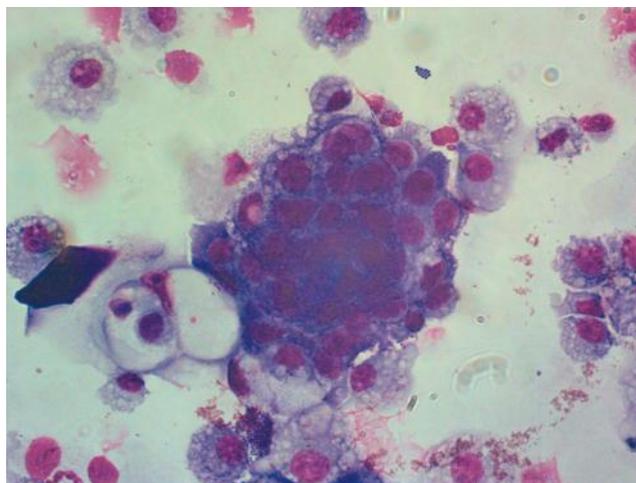
In der Praxis wird die gewonnene Spülflüssigkeit in der Regel für die mikrobiologische Untersuchung und die Aufklärung von Bestandsproblemen genutzt. Aufgrund der breit gefächerten Normalflora und der geringen quantitativen und qualitativen Unterschiede zum Vorkommen gerade der fakultativ pathogenen Keime zwischen kranken und gesunden Tieren ist die Interpretation solcher mikrobiologischer Befunde häufig schwierig.

Während bei der „blinden“ Einführung von Spülkathetern meist nur die Basislappen gespült werden, können bei Schafen und Ziegen mit etwas Übung mit Hilfe eines flexiblen Endoskops auch die Segmentbronchien der vorderen Lungenlappen gespült werden. Wird „blind“ (d.h. ohne Sichtkontrolle) gespült, kann davon ausgegangen werden, dass in der Regel die kaudodorsalen Segmente der Basislappen gespült werden. Dies ist insofern für die Ergebnisinterpretation relevant, als bei Schafen und Ziegen die hauptsächlich vorkommenden bakteriell bedingten pneumonischen Veränderungen meist im Bereich der Spitzenlappen beginnen und oft auf die kranialen Lungenbezirke begrenzt bleiben. Wesentliche Ausnahmen hiervon sind lediglich die Lungenadenomatose sowie die Maedi beim Schaf.

Da gerade die pneumonisch veränderten kranialen Lungenbezirke einer blinden Spülung nur schwer zugänglich sind, ist bei der mikrobiologischen Untersuchung „blind“ gewonnener Spülproben mit einem hohen Anteil falsch negativer Ergebnisse zu rechnen. Beim direkten Vergleich der Ergebnisse der mikro-



► Abb. 1.51 Curschmann-Spirale im Zytospinpräparat der BALF eines Schafes mit einer obstruktiven Bronchialerkrankung.



► Abb. 1.52 Tumorzellhaufen in der BALF eines Schafes mit Lungenadenomatose.

biologischen Untersuchungen bronchoskopisch gewonnener BALF mit „blind“ gewonnenen Spülproben zeigt sich, dass lediglich hochgradige Keimgehalte in der „blinden“ Spülprobe zuverlässig nachweisbar sind. Für die Anwendung in der tierärztlichen Praxis mag dies ausreichend sein, da bei Bestandsproblemen durch die Anzahl und die Auswahl der zu untersuchenden Tiere das Ergebnis untermauert werden kann. Für experimentelle Fragestellungen sind „blinde“ Spülungen häufig nicht zu vertreten.

Sollen sehr sensitive Nachweismethoden, z. B. eine PCR zum Ausschluss einer Erkrankung, eingesetzt werden, so ist der Einsatz eines flexiblen Endoskops kritisch zu sehen, da vermutlich auch bei akkurater Reinigung und Desinfektion keine ausreichend zuverlässige Keimfreiheit erreicht werden kann, wenn gleich lebende Erreger wohl nicht mehr übertragen werden können.

1.4.8.2 „Blinde“ Entnahme von Lungenspülproben nach endotrachealer Intubation

Zur Gewinnung von Probenmaterial zum molekularbiologischen Nachweis von proviralem Virusgenom des Jaagsiekte Retrovirus (S.263) mittels PCR hat sich die „blinde“ Spülung bewährt. Hierzu werden die zu untersuchenden Schafe mittels Ketamin kurzzeitig immobilisiert, um das Einführen eines Tubus in die Trachea zu ermöglichen. Nach Wirkungseintritt der Anästhesie wird das Schaf in Brust-Bauch-Lage verbracht, der Kopf von einem Helfer überstreckt und der Kehlkopf vom Untersucher mit Hilfe eines Laryngoskops mit einem langen geraden Spatel dargestellt. Der Kehlkopf wird unter Verwendung eines Zerstäubers mit einem 2%igen Lokalanästhetikum, z. B. Procain § A: Schaf, Ziege § (S.7), besprüht und somit anästhesiert. Ein ca. 40 cm langer steriler Tracheotubus (oder PVC-Schlauch) mit einem Innendurchmesser von ca. 0,8 cm und einer Wandstärke von 2 mm wird außen mit Gleitmittel benetzt und mit einem innen liegenden Führungsdraht stabilisiert.

Der Tracheotubus wird unter Sichtkontrolle während der Inspiration durch die Stimmritzen in die Trachea vorgeschoben. Danach wird der Führungsdraht entfernt und der korrekte Sitz des Tracheotubus überprüft. Bei korrektem Sitz wird das Ende des Tubus seitlich aus der Mundspalte im Bereich des Diastemas herausgeführt und von einer Hilfsperson gehalten. Durch den Tubus wird eine sterile, 100 cm lange Ernährungssonde (Aesculap AG, Melsungen) so weit in die Bronchien vorgeschoben, bis sie in einem kleinen Bronchus zu liegen kommt und ein Weiterschieben nicht mehr möglich ist. Die seitliche Öffnung an der Spitze der Ernährungssonde sollte abgeschnitten und vor dem Einführen der Ernährungssonde die verbliebene Spitze gut mit sterilem Gleitgel benetzt werden.

Mit Einwegspritzen werden nun in fünf Fraktionen jeweils 20 ml 0,9%ige NaCl Lösung instilliert und sofort wieder aspiriert (► Abb. 1.53). Alle fünf Spülfraktionen werden in einem sterilen Gefäß gesammelt und bis zur Untersuchung gekühlt bzw. tiefgefroren. Obwohl bei diesem blinden Vorgehen die veränderten Lungenareale nicht gezielt gespült werden können, wies diese Form der Lungenspülung mit anschließender Heminested-PCR der Spülflüssigkeit eine relative Sensitivität von



► **Abb. 1.53** Lungenspülung über einen oral eingeführten Tracheotubus bei einem Schaf unter Allgemeinanästhesie im Bestand.

90,2% und eine relative Spezifität von 98,4% zum Nachweis proviraler DNA des Jaagsiekte Retrovirus, dem Erreger der Lungenadenomatose, einem übertragbaren Lungen-Adenokarzinom bei kleinen Wiederkäuern, auf. Durch die negative Untersuchung aller Zuchttiere kann mit Hilfe der Lungenspülprobe der Erfolg einer Sanierung bzw. die Freiheit der Herde von der Lungenadenomatose zertifiziert werden.

1.4.8.3 Literatur

- [1] Dawson S., Else RW, Rhind SM, Collie DDS. Diagnostic value of cytology of bronchoalveolar fluid for lung diseases of sheep. *Vet Rec* 2005; 157: 433–436
- [2] Ganter M. BAL bei landwirtschaftlichen Nutztieren. In: P. Reinhold et al. Vergleichende Aspekte der broncho-alveolären Lavage bei Mensch und Tier. *Pneumologie* 2005; 59: 490–495
- [3] Voigt A. Untersuchungen zum Lungenadenomatose-Status einer mutterlos aufgezogenen Heidschnuckenherde mittels Polymerase-Kettenreaktion. Inauguraldissertation, Hannover, 2004
- [4] Weiss RA, Chanana AD, Joel DD. Localized pulmonary neutrophil influx induced by lung lavage in sheep. *Lung* 1983; 161: 369–374

1.4.9 Leberbiopsie

M. Ganter

Zur perkutanen Blindbiopsie der Leber wird die Haut des rechten 9. oder 10. Interkostalraums auf Höhe des ventralen Endes der letzten Rippen durch s. c. Injektion von 1–2 ml eines 2%igen Lokalanästhetikums, z. B. Procain § A: Schaf, Ziege § (S.7), anästhesiert. Die Biopsie wird mit einem Leberbiopsieset (HEPA-FIX®, Braun Melsungen AG) durchgeführt. In die Spritze werden 2 ml sterile 0,9%ige Kochsalzlösung aufgezogen.

Die Haut und die darunterliegende Faszie werden an der chirurgisch vorbereiteten Punktionsstelle mit einer Skalpellspitze auf einer Länge von ca. 5 mm eingeschnitten. Durch diesen Hautschnitt wird die Punktionskanüle in kranio-medialer Richtung durch die Interkostalmuskulatur, das Diaphragma und das Peritoneum bis zur spürbaren Leberoberfläche vorgeschoben. Nun erfolgt das Freispülen der Kanüle mit der NaCl-Lösung.

Die eigentliche Punktion erfolgt durch zügiges Vorstoßen der Kanüle in kranio-medialer Richtung in das Lebergewebe in eine Tiefe von ca. 4 cm unter gleichzeitigem Evakuieren der Spritze. Unter Erhalt des Unterdrucks wird die Kanüle aus dem Abdomen zurückgezogen. Das Biopsat und das evtl. zusätzlich aspirierte Blut werden mit 1–2 ml NaCl-Lösung aus der Kanüle in ein Gefäß gespült und anschließend für weitere Untersuchungen separiert. Kann kein oder zu wenig Probenmaterial gewonnen werden, kann die Biopsie wiederholt werden.

1.4.9.1 Literatur

- [1] Bickhardt K, Humann E, Schwert B, Coenen M. Photometrische Bestimmung des Kupfergehaltes der Leber im Verlauf einer chronischen Kupfervergiftung beim Schaf. *Dtsch Tierärztl Wochenschr* 1997; 104: 463–467
- [2] Donald GE, Pault DR, Langlands JP. Liver biopsy as a technique for assessing copper status of sheep. *Aust Vet J* 1984; 61: 121–122

- [3] Ferreira AV, van der Merwe HJ, Slippers SC. A technique for obtaining liver biopsies from mature sheep. *Small Rumin Res* 1996; 22: 89–92
- [4] Ganter M, Bickhardt K, Stockhofe N, Kamphues J. Zur diagnostischen Bedeutung verschiedener Blutmeßgrößen und der Leberbiopsie bei der chronischen Kupfervergiftung des Schafes. *Tierärztl Praxis* 1991; 19: 141–146

1.4.10 Tierkörper einsendungen zur pathologisch-anatomischen Untersuchung

M. Ganter

Nach dem Tod von kleinen Wiederkäuern findet im Pansen die Fermentation und damit Wärmeproduktion weiter statt. Allerdings können die postmortal produzierten Gase und Wärme

nicht mehr mit dem Ruktus und der Atmung an die Umgebung abgegeben werden. Deshalb findet bei Wiederkäuern der postmortale Abfall der Körpertemperatur nicht in gleichem Maße statt wie bei Monogastriern. Dies hat zur Folge, dass die postmortalen Zersetzungs Vorgänge beschleunigt ablaufen. Deshalb ist es notwendig verendete Tiere, die postmortal pathologisch-anatomisch untersucht werden sollen, möglichst unverzüglich der Untersuchung zuzuleiten. Kann eine Sektion nicht sofort vorgenommen werden, sollten die Tierkörper gekühlt werden. Die Einsendung von Tierkörpern sollte mit einem ausführlichen Vorbericht zu dem Einzeltier sowie zur Herde begleitet werden. Der Transport des Tierkörpers sollte so durchgeführt werden, dass abgehende Flüssigkeiten sicher aufgefangen und anschließend unschädlich beseitigt werden können.

2 Arzneimittelapplikation

M. Ganter

2.1	Orale Applikation	59
2.2	Subkutane Injektion	60
2.3	Intravenöse Injektion	60
2.4	Intramuskuläre Injektion	60
2.5	Literatur	61

2.1

Orale Applikation

Flüssigkeiten können oral mit einer langhalsigen Flasche eingegeben werden. Nach Möglichkeit sollte die Flasche aus Kunststoff sein, um Verletzungen zu vermeiden. Bei der Eingabe ist darauf zu achten, dass der Kopf nicht überstreckt wird. Werden Dosierkanülen auf **Repetierspritzen** (Drenchpistolen, ► Abb. 2.1) oder große Injektionsspritzen verwendet, muss die Spitze der Dosierkanüle stumpf und abgerundet sein. Die Spitze sollte vor der Arzneimittelapplikation hinter dem Zungenwulst platziert werden, um ein sicheres Abschlucken zu erreichen und die Auslösung des Schlundrinnenreflexes zu vermeiden. Die Spitze von oralen Pilleneingebnern sollte so platziert werden, dass die Tablette oder der Bolus hinter dem Zungengrund abgesetzt wird. Um sicher zu gehen, dass das Medikament auch aufgenommen wird, sollte nach der Applikation der Schluckreflex abgewartet werden.



► Abb. 2.1 Orale Applikation mit einer Drenchpistole.

Größere Mengen Flüssigkeit können mit der **Nasenschlundsonde** appliziert werden. Hierzu eignen sich am besten sog. Ösophagussonden, die im Humanbereich als Einmalartikel verkauft werden, oder weiche Gummischläuche mit einem Außendurchmesser von maximal 8 mm und einer Länge von 110–150 cm mit zusätzlicher seitlicher Öffnung an der Spitze. Vor dem Einführen wird auf die Spitze der Sonde Gleitmittel aufgebracht. Der Kopf des Tieres wird in den Arm genommen, wobei die Hand den Unterkiefer erfasst. Kopf und Hals werden leicht gebeugt und auf keinen Fall überstreckt gehalten. Mit der anderen Hand wird die Sondenspitze in den ventralen Nasengang eingeführt. Zuvor wird das andere Sondenende vom Therapeuten in den Mund genommen, damit er während des Vorschubens kontinuierlich Luft einblasen kann. So wird vor der Sondenspitze ein Luftpolster aufgebaut, im Rachen führt dies zu einem Verschluss des Kehlkopfes und der Auslösung des Schluckreflexes. Ist die Sondenspitze weit genug vorgeschoben, um im Pansen angekommen zu sein, wird zunächst der korrekte Sitz überprüft, indem Luft eingeblasen und gleichzeitig der Pansen auskultiert wird. Bei korrektem Sitz ist ein Blubbern, hervorgerufen durch das Einblasen der Luft in den Pansensee, zu hören. Ist der Sitz der Sonde so nicht eindeutig zu klären, werden zunächst 20 ml kaltes Wasser über die Sonde appliziert. Sitzt die Sondenspitze in der Luftröhre oder in den Bronchien, tritt unverzüglich Husten auf; sitzt die Sondenspitze im Pansen, unterbleibt der Husten.

Bei neugeborenen und kleinen Lämmern ist das Schieben einer Nasenschlundsonde unpraktikabel. Hier wird z. B. zur Applikation von Kolostrum an Lämmer, die nicht selbstständig saugen können, eine **Maulsonde** vorgeschoben. Diese ca. 20–30 cm langen Maulsonden sollten einen Durchmesser von ca. 3 mm haben und nicht zu weich sein. Geeignete Sonden sind unter der Bezeichnung „Lammretter“ mit angeschweißtem Konus und einem dazu passenden Trichter im Handel. Die Sonde wird bei leicht abgebeugtem Kopf über die Mundhöhle vorgeschoben. Bei kleinen Lämmern kann die Sonde im Ösophagus neben der Trachea liegend palpirt werden. Besteht Unsicherheit bezüglich des Sitzes, sollten vor der Applikation von Kolostrum, Milch oder Medikamenten zunächst einige ml Wasser appliziert werden. Sofern Husten unterbleibt, kann die Eingabe fortgesetzt werden.

2.2

Subkutane Injektion

Die subkutane Applikation von Arzneimitteln kann an mehreren Stellen erfolgen. Am günstigsten wird das Arzneimittel an der seitlichen Brustwand im wolffreien Bezirk unter dem Ellbogen s. c. appliziert (► Abb. 2.2). Diese Stelle ist besonders für die Behandlung kleiner Lämmer geeignet. Hierzu wird das Lamm von einer Hilfsperson hochgehoben und die eine Vordergliedmaße nach vorn gezogen. Dadurch bildet sich schon eine Hautfalte, in die in Längsrichtung unter Sichtkontrolle s. c. appliziert werden kann.

Für alle lokal stark reizenden Substanzen sollte die Injektion am Übergang vom Ohrgrund zum Hals erfolgen. Bildet sich an dieser Stelle ein Abszess, fließt der Eiter beim Abziehen des Fells bei der Schlachtung nicht über die Karkasse. Größere Mengen Flüssigkeit können in die Kniefalte appliziert werden.

Bei Massentätigkeiten kann die Applikation am schnellsten an der seitlichen Brustwand, hinter der Schulter oder am Übergang zwischen der dorsalen Halsseite und dem Brusteingang bzw. Widerrist erfolgen. Unabhängig von der Injektionsstelle wird zunächst eine Hautfalte angehoben und anschließend in Längsrichtung der Hautfalte die Kanüle mit aufgesetzter Spritze eingestochen. Auf eine Reinigung und Desinfektion der Injektionsstelle kann verzichtet werden. Bei Verwendung von automatischen Revolverspritzen kann evtl. auch auf das Aufziehen einer Hautfalte verzichtet werden. Danach wird die Hautfalte losgelassen, der Konus der Spritze fixiert, der subkutane Sitz der Nadel überprüft und schließlich das Medikament appliziert. Es sollte jedoch nicht in verschmutzte oder entzündete Hautstellen injiziert werden. Ein Kanülenwechsel sollte bei Herdenbehandlung mit automatisch füllenden Spritzen alle 5–10 Tiere, maximal aber nach 20 Tieren, nach jedem Anbruch einer neuen Flasche sowie selbstverständlich in jedem neuen Bestand erfolgen. In CAE-/Maedi-Sanierungsbetrieben muss die Kanüle vor jedem einzelnen Tier gewechselt werden.



► **Abb. 2.2** Subkutane Applikation mit einer Revolverspritze an der seitlichen Brustwand.

2.3

Intravenöse Injektion

Zur i.v. Injektion sollte die Punktionsstelle möglichst gescho-ren, gereinigt, entfettet und desinfiziert werden. Die V. jugularis wird wie bei der Blutentnahme (S.47) beschrieben auf-gesucht und punktiert. Nach der Punktion der Vene wird die Kanüle im flachen Winkel fast bis zum Konus weiter in die Ve-ne eingeschoben. Danach wird der Stau gelöst, die Spritze auf den Konus aufgesetzt, Blut aspiriert (hierzu noch einmal kurz stauen) und anschließend das Medikament injiziert. Danach wird die Spritze von Konus gelöst, erneut gestaut, bis Blut aus der Kanüle herausfließt, der Stau wieder gelöst und anschlie-ßend die Kanüle aus der Vene und der Haut herausgezogen. Zum Abschluss wird die Punktionsstelle noch einmal desinfi-ziert und komprimiert.

Alternativ zur V. jugularis bieten sich bei Schafen und Ziegen für die i.v. Injektion die Ohrvenen am hinteren Rand der Ohr-muschel auf der Dorsalseite, die V. cephalica antebrachii auf der Dorsalseite des Oberarms und die V. saphena lateralis am Un-terschenkel an.

2.4

Intramuskuläre Injektion

Intramuskuläre Injektionen sollten bei Schafen und Ziegen nur dann durchgeführt werden, wenn sie unbedingt erforderlich sind, da sie häufig zu Nekrosen in der Muskulatur führen und die Gefahr von Wundinfektionen und Intoxikationen, z. B. Tetanus, besteht. Die Injektion erfolgt entweder in die lange Sitz-beinmuskulatur (► Abb. 2.3), in den M. quadriceps oder in die mediale Oberschenkelmuskulatur. Ist der Bereich der langen Sitzbeinmuskulatur stark verschmutzt, sollte auf eine Injektion an dieser Stelle verzichtet und eine saubere Injektionsstelle ge-wählt werden.

Intramuskuläre Injektionen in die Nackenmuskulatur sollten vermieden werden, da es bei nachfolgenden Nekrosen und Abs-zessen an der Injektionsstelle zu einem Versacken des nekroti-



► **Abb. 2.3** Intramuskuläre Injektion in die lange Sitzbeinmuskulatur bei einer Ziege.

schen oder eitrigen Materials in die Tiefe der Muskulatur entlang der elastischen Aufhängungen zwischen Nackenband und Halswirbelsäule kommen kann und schließlich eine Verletzung des Rückenmarks nicht auszuschließen ist.

Nach Möglichkeit sollte die Injektionsstelle desinfiziert werden. Danach wird die Kanüle mit aufgesetzter Spritze in die Muskulatur eingestochen und aspiriert. Kommt kein Blut, wird das Medikament injiziert und die Kanüle wieder herausgezogen.

2.5

Literatur

- [1] Adjou K, Autef P. Guide pratique de médecine et chirurgie ovines. Les Éditions du Point Vétérinaire. Rueil-Malmaison Cedex, France: Wolters-Kluwer; 2013
- [2] Aitken ID. Diseases of sheep. 4th ed. Oxford: Blackwell; 2007
- [3] Behrens H, Ganter M, Hiepe T. Lehrbuch der Schafkrankheiten. Berlin: Parey; 2001
- [4] Beratungs- und Gesundheitsdienst für Kleinwiederkäuer (BGK). Krankheiten von Schafen, Ziegen und Hirschen erkennen/behandeln/ vorbeugen. Herzogenbuchsee, CH: BGK; 2010
- [5] Dwyer C. The welfare of sheep. Heidekberg: Springer; 2008
- [6] Harwood D. Toat health and Welfare, a veterinary guide. Ramsbury, UK: Crowood; 2006
- [7] Henderson DC. The veterinary book for sheep farmers. Ipswich, UK: Old Pond; 2002
- [8] Hindson JC, Winter AC. Manual of sheep diseases. 2nd ed. Oxford, UK: Blackwell; 2002
- [9] Pugh DG, Baird AN. Sheep and goat medicine. 2nd ed. Maryland Heights, USA: Elsevier Saunders; 2012
- [10] Sargison N. Sheep flock health, a planned approach. Oxford, UK: Blackwell; 2008
- [11] Scott PR. Sheep Medicine. London, UK: Manson; 2007
- [12] Solaiman SG. Goat science and production. Ames, Iowa, USA: Blackwell; 2010
- [13] Vihan VS. Diseases of Small Ruminant. Azadpur, Delhi, India: Statish serial publishing house; 2010
- [14] Vellema P. Gesonde Schapen. Alles over voorkomen, herkennen, en genezen van ziektes. Doetinchen, NL: Reed Business; 2008
- [15] West DM, Bruère AN, Ridler AL. The sheep: health, disease and production. 3rd ed. VetLearn® New Zealand; 2009

3 Gesetzliche Rahmenbedingungen

L. Hoffmann, M. Ganter

3.1	Allgemeines	62
3.2	Tierseuchen- und Fleischhygienerecht	62
3.3	Tierschutz	66

3.1

Allgemeines

Das Tierschutzgesetz (TierSchG) und das Tiergesundheitsgesetz (TierGesG) sind die rechtsverbindlichen Grundlagen und geben die allgemeinen Rahmenbedingungen für den Schutz des Lebens und Wohlbefindens der Tiere sowie für die staatliche Bekämpfung von Tierseuchen in der Bundesrepublik Deutschland.

Durch das Gesetz der Verbesserung der Rechtsstellung des Tieres im bürgerlichen Recht vom 02. Januar 2002 (BGBl. I S. 42, § 90a) wurde die formale Gleichstellung des Tieres mit Sachen im Bürgerlichen Gesetzbuch (BGB) beseitigt. Danach sind Tiere keine Sachen und werden durch besondere Gesetze geschützt. Das Tierschutzgesetz schützt Tiere um ihrer selbst willen. Das Tier hat einen eigenen Stellenwert und eine eigene Daseinsberechtigung. Dies wird auch durch die zwischenzeitlich erfolgte Aufnahme des Tierschutzes ins Grundgesetz (Art. 20a) der Bundesrepublik Deutschland unterstrichen. § 1 des Tierschutzgesetzes bringt dies zum Ausdruck: „Zweck dieses Gesetzes ist es, aus der Verantwortung des Menschen für das Tier als Mitgeschöpf dessen Leben und Wohlbefinden zu schützen. Niemand darf einem Tier ohne vernünftigen Grund Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen.“ [4]

Tierseuchen sind Krankheiten oder Infektionen mit Krankheitserregern, die bei Tieren auftreten und auf Tiere oder Menschen (Zoonosen) übertragen werden können. Das neue Tiergesundheitsgesetz enthält Vorschriften zum vorbeugenden Schutz von Tierseuchen, deren Bekämpfung sowie zur Verbesserung der Überwachung. Durch die konsequente Anwendung der Regelungen konnten in der Vergangenheit gefährliche Tierseuchen wie Maul- und Klauenseuche und Tollwut vollständig getilgt werden. Milzbrand, Rauschbrand, Tuberkulose und die Brucellose gelten ebenfalls als getilgt, treten aber noch vereinzelt auf.

3.1.1 Literatur

- [1] Friedrich-Loeffler-Institut (FLI). Tiergesundheitsjahresbericht 2016. Im Internet: www.openagrar.de/servlets/MCRFileNodeServlet/openagrar_derivate_00008949/TGJB_2016_2017-12-19.pdf
- [2] Tiergesundheitsgesetz (TierGesG) in der Fassung vom 22. Mai 2013 (BGBl. I S. 1324)
- [3] Tierschutzgesetz (TierSchG) in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), das zuletzt durch das Gesetz vom 29.03.2017 (BGBl. I S. 626) m.W.v. 05.04.2017 geändert worden ist.
- [4] Weiss J, Becker K, Bernsmann E et al. Tierpflege in Forschung und Klinik. Stuttgart: Enke; 2009

3.2

Tierseuchen- und Fleischhygienerecht

3.2.1 Tierseuchenrechtliche Bestimmungen

3.2.1.1 Begriffsbestimmungen

- **Tierseuche:** Eine Infektion oder Krankheit, die von einem Tierseuchenerreger unmittelbar oder mittelbar verursacht wird, bei Tieren auftritt und auf Tiere oder Menschen (Zoonosen) übertragen sowie in einem bestimmten Gebiet und zu einer bestimmten Zeit auftreten kann.
- **Tierseuchenerreger:** Krankheitserreger oder Teil eines Krankheitserregers, der bei Tieren auftritt und auf Tiere oder Menschen (und umgekehrt) übertragen werden kann.
- **Verdächtige Tiere:** seuchenverdächtige und ansteckungsverdächtige Tiere.
- **Seuchenverdächtige Tiere:** Tiere, an denen sich Erscheinungen zeigen, die den Ausbruch einer Tierseuche befürchten lassen.
- **Ansteckungsverdächtige Tiere:** Tiere, die nicht seuchenverdächtig sind, bei denen aber nicht auszuschließen ist, dass sie den Tierseuchenerreger aufgenommen haben, und klinische Erscheinungen erwarten lassen, dass der Ausbruch einer Tierseuche zu befürchten ist.

3.2.1.2 Anzeigepflicht

Für welche Tierseuche in Deutschland eine Anzeigepflicht bestimmt wird, entscheidet das Bundesministerium mit Zustimmung des Bundesrats. Bricht eine anzeigepflichtige Tierseuche aus, oder zeigen sich Erscheinungen, die den Ausbruch einer solchen Tierseuche befürchten lassen, so hat der Halter der betroffenen Tiere dies unverzüglich der nach Landesrecht zuständigen Behörde (Kreisveterinärbehörde) unter Angabe seines Namens und seiner Anschrift sowie

- des Standorts und der Haltungsform der betroffenen Tiere und
- der sonstigen für die jeweilige Tierseuche empfänglichen gehaltenen Tiere

unter Angabe der jeweiligen Tieranzahl anzuzeigen. Der Tierhalter hat Maßnahmen zu ergreifen, um eine Verschleppung der Tierseuche zu vermeiden, insbesondere kranke und verdächtige Tiere von Orten, an denen die Gefahr der Ansteckung fremder Tiere besteht, fernzuhalten.

Der Anzeigepflicht und der Fernhaltungspflicht haben nach dem Halter der betroffenen Tiere z.B. auch der Vertreter des

Halters, Aufsichtspersonal (Hirte, Schäfer, Schweizer, Senner usw.) und Transportbegleiter nachzukommen.

Nach § 1 der Verordnung über anzeigepflichtige Krankheiten vom 19. Juli 2011 besteht bei Schafen und Ziegen für die in ► **Tab. 3.1** aufgeführten Tierkrankheiten oder deren Erreger Anzeigepflicht.

3.2.1.3 Meldepflicht

Die meldepflichtigen Tierkrankheiten werden nicht staatlich bekämpft, über sie soll aber ein ständiger Überblick gewonnen werden. Die Meldepflicht ist für solche Tierkrankheiten eingeführt worden, die praktische Bedeutung gewinnen können, relativ gut zu diagnostizieren sind und möglicherweise mit geeigneten, ggf. auch staatlichen Mitteln, bekämpft werden können. Neben dem Auftreten der Krankheit ist auch der Erregernachweis zu melden.

Nach § 1 der Verordnung über meldepflichtige Krankheiten vom 11. Februar 2011 besteht bei Schafen und Ziegen für die in ► **Tab. 3.2** aufgeführten Tierkrankheiten oder deren Erreger Meldepflicht. Zur unverzüglichen Meldung an die zuständige Behörde (Kreisveterinärbehörde) verpflichtet sind, unter Angabe des Datums der Feststellung, der betroffenen Tierarten, des betroffenen Bestands und des Kreises oder der kreisfreien Stadt, die Leiter der Veterinäruntersuchungsämter, der Tiergesundheitsämter oder sonstiger öffentlicher und privater Untersuchungsstellen und Tierärzte in Ausübung ihres Berufs.

3.2.1.4 Europäische Rechtsvorschriften

- Verordnung (EG) Nr. 999/2001 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 22. Mai 2001 mit Vorschriften zur Verhütung, Kontrolle und Tilgung bestimmter transmissibler spongiformer Enzephalopathien (ABl. Nr. L147 vom 31.05.2001 S. 1–40)
- Verordnung (EG) Nr. 1774/2002 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 3. Oktober 2002 mit Hygienevorschriften für nicht für den menschlichen Verzehr bestimmte tierische Nebenprodukte (ABl. EG Nr. L273 vom 10.10.2002, S. 1–95)
- Verordnung (EG) Nr. 882/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 über amtliche Kontrollen zur Überprüfung der Einhaltung des Lebensmittel- und Futtermittelrechts sowie der Bestimmungen über Tiergesundheit und Tierschutz (ABl. EG Nr. L165 vom 30.4.2004, S. 1–14)
- Richtlinie des Rates vom 21. Dezember 1982 über die Mitteilung von Viehseuchen in der Gemeinschaft (82/894/EWG) (ABl. EG Nr. L378 vom 31.12.1982, S. 58)
- Richtlinie des Rates vom 28. Januar 1991 zur Regelung tierseuchenrechtlicher Fragen beim innergemeinschaftlichen Handelsverkehr mit Schafen und Ziegen 91/68/EWG) (ABl. EG Nr. L46 vom 19.02.1991, S. 19)
- Richtlinie 92/65/EWG des Rates vom 13. Juli 1992 über die tierseuchenrechtlichen Bedingungen für den Handel mit Tieren, Samen, Eizellen und Embryonen in der Gemeinschaft sowie für ihre Einfuhr in die Gemeinschaft, soweit sie diesbezüglich nicht den spezifischen Gemeinschaftsregelungen

► **Tab. 3.1** Anzeigepflichtige Tierseuchen bei Schafen und Ziegen – amtliche Feststellung.

Krankheit	Verdachtsdiagnose	Feststellung
Blauzungenkrankheit	klinisch, in Verbindung mit Epidemiologie	Erreger-, Antigen- oder Genomnachweis oder indirekter Erregernachweis in BT-freien Gebieten
Brucellose inkl. <i>Brucella ovis</i>	klinisch, pathologisch-anatomisch, bakteriologisch, molekularbiologisch in Verbindung mit Epidemiologie	bakteriologisch oder molekularbiologisch oder zwei unterschiedliche serologische Untersuchungsverfahren in Verbindung mit klinischen oder pathologisch-anatomischen Untersuchungen oder Epidemiologie
Lumpy-Skin-Krankheit (Dermatitis nodularis)	entfällt	Erreger- oder Genomnachweis oder indirekter Erregernachweis in Capripox-freien Gebieten
Maul- und Klauenseuche	klinisch, pathologisch-anatomisch, labordiagnostisch	Erreger-, Antigen- oder Genomnachweis oder indirekter Erregernachweis
Milzbrand	klinisch, pathologisch	bakteriologisch oder serologisch
Pest der kleinen Wiederkäuer	entfällt	Erreger- oder Genomnachweis oder indirekter Erregernachweis in PPR-freien Gebieten
Pockenseuche der Schafe und Ziegen	entfällt	Erreger- oder Genomnachweis oder indirekter Erregernachweis in Capripox-freien Gebieten
Rauschbrand	klinisch	bakteriologisch oder serologisch
Rinderpest	–	Erreger- oder Genomnachweis oder indirekter Erregernachweis in Capripox-freien Gebieten
Tollwut	klinisch, pathologisch-anatomisch, molekularbiologisch oder histologischen in Verbindung mit Epidemiologie	Erreger-, Antigen- oder Genomnachweis
transmissible spongiforme Enzephalopathie	entfällt	Erreger- oder Antigennachweis, indirekt histopathologisch

► **Tab. 3.2** Meldepflichtige Tierkrankheiten* bei Schafen und Ziegen.

Krankheit	Schaf	Ziege	Erregernachweis	
			direkt (Antigen)	indirekt (Antikörper)
Campylobakteriose (thermophile <i>Campylobacter</i>)	x	x	bakteriologisch, molekularbiologisch	–
Chlamydiose (<i>Chlamydia</i> -Spezies) ¹⁾	x	x	histologische Färbemethoden, Immunfluoreszenz, Anzucht, molekularbiologisch	–
Echinokokkose	x	x	histologisch (Nachweis von Larvenstadien im Zwischenwirt)	–
Leptospirose	x	–	kulturell	serologisch
Listeriose (<i>Listeria monocytogenes</i>)	x	x	bakteriologisch, histologisch	–
Maedi	x	–	molekularbiologisch	serologisch
Paratuberkulose	x	x	mikroskopisch, bakteriologisch, molekularbiologisch	serologisch als Suchtest
Q-Fieber	x	x	Anzucht, Ausstrich, molekularbiologisch	serologische Befunde sind nicht beweisend!
Säugerpocken (Orthopoxinfektion)	–	x	molekularbiologisch	–
Salmonellose (<i>Salmonella</i> spp.)	x	x	bakteriologisch	–
Schmallenberg-Virus	x	x	molekularbiologisch	–
Toxoplasmose	x	x	histologisch, molekularbiologisch	serologisch
Tuberkulose	x	x	bakteriologisch, histologische Färbemethoden, molekularbiologisch	–
Verotoxin-bildende <i>Escherichia coli</i>	x	x	bakteriologisch, molekularbiologisch	–
Visna	x	–	molekularbiologisch	serologisch

* Neben dem Auftreten der Krankheit ist auch der Erregernachweis zu melden

x meldepflichtige Tierkrankheiten

¹⁾ außer Psittakose

nach Anhang A Abschnitt I der Richtlinie 90/425/EWG unterliegen (ABl. EG Nr. L268 vom 14.09.1992, S. 54)

- Richtlinie 2003/85/EG des Rates vom 29. September 2003 über Maßnahmen der Gemeinschaft zur Bekämpfung der Maul- und Klauenseuche, zur Aufhebung der Richtlinien 85/511/EWG sowie der Entscheidungen 89/531/EWG und 91/665/EWG und zur Änderung der Richtlinie 92/46/EWG (ABl. EG Nr. L306 vom 22.11.2003, S. 1–87)
- Richtlinie 2003/99/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 17. November 2003 zur Überwachung von Zoonosen und Zoonoserregern und zur Änderung der Entscheidung 90/424/EWG des Rates sowie zur Aufhebung der Richtlinie 92/117/EWG des Rates (ABl. EG Nr. L325 vom 12.12.2003, S. 31)
- 2009/883/EG: Entscheidung der Kommission vom 26. November 2009 über die Genehmigung der von den Mitgliedstaaten für 2010 und die Folgejahre vorgelegten nationalen Jahres- und Mehrjahressprogramme zur Tilgung, Bekämpfung und Überwachung bestimmter Tierseuchen und Zoonosen sowie der finanziellen Beteiligung der Gemeinschaft (Bekannt gegeben unter Aktenzeichen K (2009) 9 131), (ABl. EG Nr. L 317 vom 3.12.2009, S. 36–45)

3.2.1.5 Nationale Rechtsvorschriften

- Gesetz zur Vorbeugung vor und Bekämpfung von Tierseuchen (Tiergesundheitsgesetz – TierGesetz) in der Fassung vom 22. Mai 2013 (BGBl. I S. 1324)
- Gesetz zur Durchführung gemeinschaftsrechtlicher Vorschriften über die Verarbeitung und Beseitigung von nicht für den menschlichen Verzehr bestimmten tierischen Nebenprodukten (Tierische Nebenprodukte Beseitigungsgesetz – TierNebG) vom 25. Januar 2004 (BGBl. I S. 82), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 7. Mai 2009 (BGBl. I S. 1044)
- Verordnung zum Schutz gegen den Milzbrand und den Rauschbrand vom 23. Mai 1991 (BGBl. I S. 1172)
- Verordnung zur Überwachung transmissibler spongiformer Enzephalopathien und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 999/2001 TSE-Überwachungsverordnung) vom 13. Dezember 2001 (BGBl. I S. 3 661), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 23. Februar 2010 (BGBl. I S. 190)
- Verordnung zum Schutz gegen die Tollwut (Tollwut-Verordnung) in der Fassung der Bekanntmachung vom 04. Oktober 2010, zuletzt geändert durch die Verordnung vom 17. April 2014 (BGBl. I S. 388)
- Verordnung über anzeigepflichtige Tierseuchen in der Fassung der Bekanntmachung vom 19. Juli 2011 (BGBl. I S. 1404), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 3. Mai 2016 (BGBl. I S. 1057)

- Verordnung über meldepflichtige Tierkrankheiten in der Fassung der Bekanntmachung vom 11. Februar 2011 (BGBl. I S. 252), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 31. August 2015 (BGBl. I S. 1474)
- Verordnung zum Schutz gegen die Maul- und Klauenseuche (MKS-Verordnung) in der Fassung der Bekanntmachung vom 20. Dezember 2005, zuletzt geändert durch die Verordnung vom 17. April 2014 (BGBl. I S. 388)
- Verordnung zum Schutz gegen die Brucellose der Rinder, Schweine, Schafe und Ziegen (Brucellose-Verordnung) in der Fassung der Bekanntmachung vom 20. Dezember 2005 (BGBl. I S. 3601), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 17. April 2014 (BGBl. I S. 388)
- Verordnung zur Durchführung des Tierische Nebenprodukte-Beseitigungsgesetzes (Tierische Nebenprodukte-Beseitigungsverordnung – TierNebV) vom 27. Juli 2006 (BGBl. I S. 1753), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 21. Juli 2009 (BGBl. I S. 2155)
- Verordnung zur Durchführung gemeinschaftsrechtlicher und unionsrechtlicher Vorschriften über Maßnahmen zur Bekämpfung, Überwachung und Beobachtung der Blauzungenkrankheit (EG-Blauzungenbekämpfung – Durchführungsverordnung) vom 31. August 2006 in der Fassung der Bekanntmachung vom 24. September 2008 (BGBl. I S. 1905), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 17. April 2014 (BGBl. I S. 388)
- Verordnung über Sera, Impfstoffe und Antigene nach dem Tierseuchengesetz (Tierimpfstoff-Verordnung) vom 24. Oktober 2006, zuletzt geändert durch Verordnung vom 17. April 2014 (BGBl. I S. 388)
- Verordnung zum Schutz gegen die Verschleppung von Tierseuchen im Viehverkehr (Viehverkehrsverordnung) in der Fassung der Neufassung vom 03. März 2010 (BGBl. I S. 203), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 17. April 2014 (BGBl. I S. 388)

3.2.1.6 Literatur

- [1] Bätza HJ, Jentsch D. Tierseuchenrecht in Deutschland und Europa. Qualifizierte Textsammlung mit Anwenderhinweisen und Materialien; 2017.

3.2.2 Fleischhygienerechtliche Bestimmungen

Die Schlachtkörper und die Nebenprodukte der Schlachtung von Schafen und Ziegen sind bestimmten Verfahren der **Fleischuntersuchung** zu unterziehen, die geregelt sind im Anhang I, Abschnitt IV Spezifische Vorschriften, Kapitel II Hauschafe und Hausziegen der Verordnung (EG) Nr. 854/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates, wonach Schafe und Ziegen den folgenden Verfahren der Fleischuntersuchung zu unterziehen sind:

1. Besichtigung des Kopfes nach dem Enthäuten und, im Verdachtsfall, Untersuchung von Rachen, Mund, Zunge, Schlundkopf- und Ohrspeicheldrüsenlymphknoten; unbeschadet der tierseuchenrechtlichen Vorschriften erübrigen sich diese Untersuchungen, wenn die zuständige Behörde gewährleisten kann, dass der Kopf – einschließlich Zunge und Gehirn – vom Verzehr ausgeschlossen wird.

2. Besichtigung von Lunge, Luft- und Speiseröhre; Durchtasten der Lunge und der Lymphknoten an der Lungenwurzel (Lnn. bifurcationes et eparteriales) und im Mittelfell (Lnn. mediastinales); im Zweifelsfall Anschnitt und Untersuchung dieser Organe und Lymphknoten.
3. Besichtigung von Herzbeutel und Herz; im Zweifelsfall Anschnitt und Untersuchung des Herzens.
4. Besichtigung des Zwerchfells.
5. Besichtigung der Leber und der Lymphknoten an der Leberpforte und Bauchspeicheldrüse (Lnn. portales); Durchtasten der Leber und ihrer Lymphknoten; Anschnitt der Magenfläche der Leber zur Untersuchung der Gallengänge.
6. Besichtigung des Magen-Darm-Trakts, des Mesenteriums, der Lymphknoten der Magengegend und der Mesenteriallymphknoten (Lnn. gastrici, mesentericraniales et caudales).
7. Besichtigung und erforderlichenfalls Durchtasten der Milz.
8. Besichtigung der Nieren; erforderlichenfalls Anschnitt der Nieren und ihrer Lymphknoten (Lnn. renales).
9. Besichtigung von Brust- und Bauchfell.
10. Besichtigung der Genitalien (mit Ausnahme des Penis, falls er bereits entfernt worden ist).
11. Besichtigung des Euters und seiner Lymphknoten.
12. Besichtigung und Durchtasten der Nabelgegend und der Gelenke bei jungen Tieren; im Zweifelsfall Anschnitt der Nabelgegend und Öffnung der Gelenke; Untersuchung der Gelenkflüssigkeit.

Die Mindestuntersuchungszeiten für die Durchführung des beschriebenen Untersuchungsgangs betragen ohne Untersuchung des Kopfes pro Schlachtkörper und den dazugehörigen Nebenprodukten bei der Schlachtung von Schafen und Ziegen mit einem Schlachtkörpergewicht bis 10 kg 30 Sekunden und mit einem Schlachtkörpergewicht über 10 kg 40 Sekunden. Die Untersuchungszeiten beziehen sich auf die Untersuchung geschlachteter Tiere, bei denen keine Veränderungen festgestellt werden (§ 9 AVV Lebensmittelhygiene).

Genussuntauglich ist Fleisch von Schafen und Ziegen gemäß der Verordnung (EG) Nr. 854/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates Anhang I, Abschnitt II, Kapitel V, Nr. 1 Buchstabe e, wenn es von Tieren stammt, die von einer Krankheit betroffen sind, die Gegenstand einer in Anhang I der Richtlinie 2002/99/EG des Rates aufgeführten tierseuchenrechtlichen Vorschrift der Europäischen Union sind (Maul- und Klauenseuche, Pest der Kleinen Wiederkäuer), es sei denn, das Fleisch wird gemäß den in dieser Vorschrift festgelegten besonderen Anforderungen gewonnen, sofern in Abschnitt IV nicht anderweitig geregelt.

3.2.2.1 Europäische Rechtsvorschriften

- Verordnung (EG) Nr. 178/2002 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 28. Januar 2002 zur Festlegung der allgemeinen Grundsätze und Anforderungen des Lebensmittelrechts, zur Errichtung der Europäischen Behörde für Lebensmittelsicherheit und zur Festlegung von Verfahren zur Lebensmittelsicherheit (ABl. EG Nr. L 31 vom 01. Februar 2004), zuletzt geändert durch Art. 48 ÄndVO (EG) 652/2014 vom 15.5.2014 (ABl. Nr. L 189 S. 1)

- Verordnung (EG) Nr. 882/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 über amtliche Kontrollen zur Überprüfung der Einhaltung des Lebensmittel- und Futtermittelrechts sowie der Bestimmungen über Tiergesundheit und Tierschutz (ABl. EG Nr. L 191 vom 28. Mai 2004 S. 1), zuletzt geändert durch Artikel 49 ÄndVO (EG) 652/2014 vom 15.05.2014 (ABl. Nr. L 189 S. 1)
- Verordnung (EG) Nr. 852/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 über Lebensmittelhygiene (ABl. EG Nr. L 139 vom 30. April 2004 S. 1, L 226 vom 25. Juni 2004 S. 3), zuletzt geändert durch Anh. Nr. 6.7. ÄndVO (EG) 219/2009 vom 11.3.2009 (ABl. L 87 S. 109)
- Verordnung (EG) Nr. 853/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 mit spezifischen Hygienevorschriften für Lebensmittel tierischen Ursprungs (ABl. EG Nr. L 139 vom 30. April 2004 S. 55, L 226 vom 25. Juni 2004 S. 22), zuletzt geändert durch Art. 1 ÄndVO (EG) 633/2014 vom 13.6.2014 (ABl. L 175 S. 6)
- Verordnung (EG) Nr. 854/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 mit besonderen Verfahrensvorschriften für die amtliche Überwachung von zum menschlichen Verzehr bestimmten Erzeugnissen tierischen Ursprungs (ABl. EG Nr. L 139 vom 30. April 2004 S. 206, L 226 vom 25. Juni 2004 S. 83), zuletzt geändert durch Art. 2 ÄndVO (EG) 633/2014 vom 13.6.2014 (ABl. L 175 S. 6)

3.2.2.2 Nationale Rechtsvorschriften

- Lebensmittel- und Futtermittelgesetzbuch in der Fassung der Bekanntmachung vom 3. Juni 2013 (BGBl. I S. 1426), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 28. Mai 2014 (BGBl. I S. 698)
- Tierische Lebensmittel-Überwachungsverordnung vom 8. August 2007 (BGBl. I S. 1816, 1864), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 11. November 2010 (BGBl. I S. 1537)
- Verordnung zur Durchführung des Tierische Nebenprodukte-Beseitigungsgesetzes (Tierische Nebenprodukte Beseitigungsverordnung – TierNebV) vom 27. Juli 2006 (BGBl. I S. 1735), zuletzt geändert durch Artikel 2 der Verordnung vom 23. April 2012 (BGBl. I S. 611)
- Allgemeine Verwaltungsvorschrift über die Durchführung der amtlichen Überwachung der Einhaltung von Hygienevorschriften für Lebensmittel tierischen Ursprungs und zum Verfahren zur Prüfung von Leitlinien für eine gute Verfahrenspraxis (AVV Lebensmittelhygiene – AVV LmH) vom 9. November 2009 (BANz. Nr. 178a v. 25.11.2009, S 1–64), zuletzt geändert durch Verwaltungsvorschrift vom 30.03.2011 (BANz 2011S. 1287)
- Allgemeine Verwaltungsvorschrift über die Erfassung, Auswertung und Veröffentlichung von Daten über das Auftreten von Zoonosen und Zoonoseerregern entlang der Lebensmittelkette (AVV Zoonosen Lebensmittelkette) in der Fassung vom 10. Februar 2012 (BANz Nr. 27 S. 623)

3.3

Tierschutz

3.3.1 Tierschutzrechtliche Bestimmungen

Die Rechtsvorschriften auf dem Gebiet des Tierschutzes im Bereich der Bundesrepublik Deutschland sind sehr vielgestaltig und zum Teil widersprüchlich, wobei insbesondere die Mitgliedschaften in der Europäischen Union sowie im Europarat zu einer nahezu ständigen Änderung der Rechtslage führen [1].

In der Bundesrepublik Deutschland gibt es speziell das **Tierschutzgesetz** in der Fassung vom 18. Mai 2006, zuletzt geändert durch Gesetz vom 29.03.2017 (BGBl. I S. 626) m.W.v. 05.04.2017, zu dem eine Allgemeine Verwaltungsvorschrift am 9. Februar 2000 erlassen wurde, das **Gesetz zur Verbesserung der Rechtsstellung des Tieres im Bürgerlichen Recht** vom 20. August 1990 sowie eine Reihe von Verordnungen, insbesondere auf Basis von § 2a des Tierschutzgesetzes. Außerdem wurden im Auftrag des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten zahlreiche Gutachten und Leitlinien erarbeitet. Diese enthalten Zielvorstellungen, die baldmöglichst in die Praxis umgesetzt werden sollen, ohne rechtsverbindlich zu sein. Praktische Anwendungsmöglichkeiten derartiger Gutachten und Leitlinien ergeben sich aus dem Tatbestand, dass es sich um die Stellungnahmen von Sachverständigenkommissionen handelt, mit deren Hilfe sich beispielsweise für den Amtstierarzt festlegen lässt, wieweit eine nicht tiergerechte Haltung einen Verstoß gegen § 2 des Tierschutzgesetzes darstellt [1].

Von der Europäischen Union stammen sowohl **EG-Verordnungen** als auch EG-Richtlinien zum Tierschutz. Die **EG-Richtlinien zum Tierschutz** sind nur verbindlich im Hinblick auf das zu erreichende Ziel, wodurch sie den Mitgliedsstaaten einen Spielraum im Rahmen der nationalen Umsetzung ermöglichen. Auch vom Europarat wurden Empfehlungen erarbeitet, die als Sachverständigengutachten in den Anwendungsmöglichkeiten weitgehend den bereits erwähnten Empfehlungen und Leitlinien entsprechen.

Nachfolgend sind bedeutende aktuelle europäische und nationale Tierschutzregelungen und Rechtsvorschriften mit verbindlichem und empfehlendem Charakter auf dem Gebiet des Tierschutzes, die auch für Schafe und Ziegen gelten, zusammengestellt.

3.3.1.1 Europäische Rechtsvorschriften, Leitlinien und Empfehlungen

- Verordnung (EG) Nr. 1/2005 des Rates über den Schutz von Tieren beim Transport und damit zusammenhängenden Vorgängen sowie zur Änderung der Richtlinien 64/432/EWG und 93/119/EG und der Verordnung (EG) Nr. 1255/97 vom 22. Dezember 2004 (ABl. L 3 vom 5.1.2005, S. 1–44).
- Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung vom 24. September 2009 (ABl. L 303 vom 18.11.2009, S. 1–30).
- Richtlinie des Rates vom 20. Juli 1998 über den Schutz landwirtschaftlicher Nutztiere (ABl. EG Nr. L 221 S. 23).
- Richtlinie 2010/63/EU des europäischen Parlamentes und des Rates vom 22. September 2010 zum Schutz der für wissenschaftliche Zwecke verwendeten Tiere (ABl. L 276/33).

- Erste Bekanntmachung der deutschen Übersetzung von Empfehlungen des ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in den landwirtschaftlichen Tierhaltungen vom 7. Februar 2000.
- 3. Empfehlung für die Haltung von Ziegen.
- 4. Empfehlung für die Haltung von Schafen.

3.3.1.2 Nationale Rechtsvorschriften, Leitlinien und Empfehlungen

- Tierschutzgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), zuletzt geändert durch Gesetz vom 29.03.2017 (BGBl. I S. 626) m.W.v. 05.04.2017.
- Allgemeine Verwaltungsvorschrift zur Durchführung des Tierschutzgesetzes vom 9. Februar 2000 (BAnz Nr. 36a vom 22. Februar 2000).
- Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung – TierSchIV (Tierschutz-Schlachtverordnung) vom 20.12.2012 (BGBl. I S. 2.982).
- Verordnung zum Schutz von Tieren beim Transport und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1/2005 des Rates (Tierschutztransportverordnung – TierSchTrV). Vom 11. Februar 2009 (BGBl. I S. 375), zuletzt geändert durch die Verordnung vom 12. Dezember 2013 (BGBl. I S. 4 145).
- Verordnung zum Schutz landwirtschaftlicher Nutztiere und anderer zur Erzeugung tierischer Produkte gehaltener Tiere bei ihrer Haltung (Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung – TierSchNutztV) vom 5. Februar 2014 (BGBl. I S. 94).
- Wege zu einer gesellschaftlich akzeptierten Nutztierhaltung. Wissenschaftlicher Beirat Agrarpolitik beim BMEL (2015): Berlin.
- Im Internet: www.bmel.de/DE/Ministerium/Organisation/Beiraete/_Texte/AgVeroeffentlichungen.html

3.3.1.3 Literatur

- [1] Unshelm J. Tierschutzregelungen und Beurteilung der rechtlichen Voraussetzungen einer tiergerechten Nutztierhaltung. Berlin: Parey; 2002: 250–253

3.3.2 Tierschutz bei der Haltung

Erfahrungen und wissenschaftliche Erkenntnisse über die wesentlichen biologischen Bedürfnisse von Schafen und Ziegen zeigen, dass bestimmte, zur Zeit kommerziell genutzte Haltungssysteme häufig nicht allen Bedürfnissen gerecht werden können, insbesondere solche, in denen die Tiere sehr intensiv gehalten werden. Deren Erfüllung ist aber für das Wohlbefinden der Tiere von wesentlicher Bedeutung. Die Grundvoraussetzungen für Gesundheit und Wohlbefinden bei Nutztieren bestehen darin, dass die Tiere gut betreut werden, die angewandten Haltungssysteme auf die biologischen Bedürfnisse der Tiere abgestimmt und entsprechende Umweltfaktoren gegeben sind, sodass die Bedingungen, unter denen Schafe und Ziegen gehalten werden, ihrem Bedarf gerecht werden. Der ständige Ausschuss zum Europäischen Tierhaltungsübereinkommen (ETU) hat daraus entsprechende Empfehlungen für die Haltung von Schafen und Ziegen abgeleitet.

Der Wissenschaftliche Beirat für Agrarpolitik beim Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (WBA) hält die derzeitigen Haltungsbedingungen eines Großteils der Nutztiere für nicht zukunftsfähig und hat Leitlinien und Empfehlungen für eine gesellschaftlich akzeptierte Nutztierhaltung entwickelt.

Wurden Schafe in der Vergangenheit vorwiegend in Haupterwerbsschäfereien von ausgebildeten Fachkräften gehalten, hat in den letzten Jahren die Zahl der Nebenerwerbs- und Hobbyschafhaltungen, deren Tierhalter das Schäferhandwerk in der Regel nicht erlernt haben, stark zugenommen. In der Folge kommt es in diesen Schafhaltungen aufgrund fehlender Erfahrungen, mangelndem Fachwissen und unzureichender Betreuung nicht selten zu erheblichen Problemen [3]. Bis heute gibt es keine speziellen gesetzlichen Regelungen für die tierschutzfachliche Beurteilung der ganzjährigen oder saisonalen Weidewaltung von Schafen, was oft zu unterschiedlicher Beurteilung einer tierschutzgerechten Haltung von Schafen und Ziegen seitens der Veterinärbehörden als auch der Tierschutzorganisationen führt. Eine detaillierte Zusammenfassung von Empfehlungen für die verschiedenen Haltungsformen von Schafen und Ziegen gibt die Fachgruppe der Deutschen Gesellschaft für die Krankheiten der kleinen Wiederkäuer [2].

3.3.2.1 Verhalten

In ihrem Verhalten zeigen Schafe im Gegensatz zu Ziegen eine verhältnismäßig geringe Schmerzreaktion, auch wenn wie bei großen Gewebeschäden eine erhebliche physiologische Reaktion ausgelöst wird. Schafe besitzen ein sehr soziales Verhalten und verbringen ihr ganzes Leben in engem Kontakt mit anderen Tieren der Herde, die sie als Individuen erkennen; sie werden daher durch soziale Isolation ganz besonders beeinträchtigt. Ziegen leben in sozialen Gruppen, die in der Hauptsache aus Familienmitgliedern bestehen, und suchen die Isolation in der Regel nur zum Zeitpunkt der Geburt. Zwangsisolierung kann tödliche Folgen haben, wenn die Tiere das Fressen einstellen.

3.3.2.2 Betreuung

Für die Betreuung von Schafen und Ziegen sollte genügend Personal zur Verfügung stehen, das kompetent über angemessene theoretische und praktische Kenntnisse bei Schafen und Ziegen und das jeweils angewandte Haltungssystem verfügt, sodass es erkennen kann, ob sich die Tiere in guter gesundheitlicher Verfassung befinden, die Bedeutung von Verhaltensveränderungen versteht und beurteilen kann, ob die Beschaffenheit der gesamten Umgebung für die Gewährleistung von Gesundheit und Wohlbefinden der Tiere geeignet ist.

Ziegen sollten immer als Individuen behandelt werden, selbst in großen Herden. Müssen Ziegen einzeln gehalten werden, so benötigen sie häufigeren Kontakt mit dem Betreuer und mehr Aufsicht. Schafe sollten möglichst nicht einzeln gehalten werden. Schaf- bzw. Ziegenhaltungen müssen grundsätzlich mindestens einmal am Tag regelmäßig gründlich kontrolliert werden. Die nationale TierSchV (§ 4 Abs. 1 S. 2) schreibt eine tägliche Inaugenscheinnahme vor.

Zur Zeit der Geburt, oder wenn das Wohlbefinden der Tiere gefährdet sein könnte, sind häufigere Kontrollen, auch nachts, erforderlich. Für kranke und verletzte Tiere müssen separate Einrichtungen zur Verfügung stehen, die angemessen ausgestattet sind und in denen die Tiere beaufsichtigt werden und – wenn möglich – Sichtkontakt mit anderen Schafen bzw. Ziegen haben können.

3.3.2.3 Stallbauten

Bei der Planung und dem Bau von Schaf- oder Ziegenställen sollten sämtliche äußere Umweltfaktoren wie Lärm, Licht, und Vibrationen, Luftverhältnisse und Luftverschmutzung sowie Gefahren wie Feuer und Überschwemmungen berücksichtigt werden. Sämtliche Gebäude und Einrichtungen müssen so beschaffen und gewartet sein, dass das Risiko von Verletzungen und Beeinträchtigungen auf ein Minimum reduziert werden.

3.3.2.4 Witterungsschutz

Schafe und Ziegen weisen sich durch wichtige unterschiedliche biologische Merkmale aus. So sind Schafe (*Ovis aries*) Weidetiere, deren Füße und allgemeine Physiologie optimal an ein Leben auf festem, trockenem Untergrund und unter verhältnismäßig warmen klimatischen Bedingungen angepasst sind. Ziegen brauchen, im Gegensatz zu Schafen, die unter vielfältigen klimatischen Bedingungen gedeihen, ein warmes Klima und können niedrige Temperaturen, insbesondere in Verbindung mit Nässe und Wind, nicht gut vertragen. Letzteres trifft rasbedingt auch für Schaflämmer zu.

Niedrige Temperaturen in Verbindung mit anhaltenden Niederschlägen und hohen Windgeschwindigkeiten zählen bei Schafen und Ziegen mit Weidehaltung zu den besonders belastenden Faktoren. Sie führen zur Durchfeuchtung der Wolle, wodurch ihre isolierende Wirkung herabgesetzt wird. Starker Wind kühlt den Körper übermäßig aus. Liegen auf kaltem, nassem Boden erhöht die Wärmeabgabe. Hohe Temperaturen und unzureichendes Tränkwasserangebot im Sommer können zu Überhitzung bis zum Hitzschlag bei Schafen und Ziegen führen. Bei frisch geschorenen Tieren mit gering pigmentierter Haut besteht Sonnenbrandgefahr.

Als Witterungsschutz können sowohl natürliche Gegebenheiten (z. B. Hecken, Bäume, Sträucher, Wald) als auch künstliche Schutzvorrichtungen (z. B. Windschutzwände, eingestreute Flächen, überdachte Unterstände) dienen. Der Richtwert für die Liegefläche bei Schafen > 70 kg beträgt 0,5m² pro Tier. Ob alle Schafe bzw. Ziegen gleichzeitig die Möglichkeit haben müssen zu liegen, ist strittig.

3.3.2.5 Fixation

Müssen Schafe fixiert werden, so sollte dies vorzugsweise dadurch geschehen, dass man sie auf die Hinterbeine setzt oder auf die Seite legt, und nicht, indem man sie auf den Rücken dreht. Werden mechanische Vorrichtungen zur Fixierung von Schafen und Ziegen benutzt, so müssen diese ordnungsgemäß gewartet und eingestellt werden. Ziegen sollten möglichst unangebunden in Gruppen gehalten werden. Weder Schafe noch

Ziegen dürfen dauerhaft fixiert werden. Werden sie zeitweise angebunden, so sollte es nicht an Stellen erfolgen, wo es Hindernisse gibt oder die Gefahr besteht, dass die Tiere von Hunden oder Raubtieren angegriffen werden. Müssen Lämmer oder Zicklein fixiert werden, so sollen sie eingepfercht, aber nicht angebunden werden.

3.3.2.6 Kennzeichnung

Die Kennzeichnung von Schafen und Ziegen soll so schmerzlos wie möglich unter Verwendung nichttoxischer Aerosole oder Farben, durch Tätowieren, Anbringen einer Ohrmarke oder das Einsetzen einer elektronischen Vorrichtung nach den geltenden nationalen Bestimmungen erfolgen. Soweit solche Eingriffe den Tieren Schaden zufügen könnten, dürfen sie nur von qualifiziertem Personal mit Hilfe von Instrumenten vorgenommen werden, die sich in einem ordnungsgemäßen Wartungszustand befinden.

3.3.2.7 Schur

Erwachsene Schafe von Wollrassen müssen und Ziegen, die für die Wollfaserproduktion gehalten werden, sollten mindestens einmal im Jahr geschoren werden. Bei reiner Stallhaltung über den gesamten Winter empfiehlt es sich die Schafe vor der Aufstallung zu scheren. Nicht im Stall gehaltene Ziegen dürfen nur bei geeigneter Witterung geschoren werden. Dabei sollten sie sich in guter Kondition befinden. Die Schur sollte durch eine sachkundige Person durchgeführt werden. Bei der Schur muss mit den Tieren schonend umgegangen werden. Entstandene Schurwunden sind unverzüglich zu versorgen. Die Scherinstrumente sollten von Tier zu Tier regelmäßig gereinigt und desinfiziert werden, um der Übertragung von Parasiten und anderen Infektionserregern entgegenzuwirken. Bei nasskalter Witterung sollten frisch geschorene Tiere für 24 Stunden im Stall verweilen. Um bei intensiver Sonneneinstrahlung Sonnenbrände zu vermeiden, müssen Schafe für die ersten zehn Tage nach der Schur einen schattigen Platz zur Verfügung haben. Geschorene Ziegen sollten, wenn keine geeigneten Witterungsverhältnisse oder natürlicher bzw. künstlicher Windschutz verfügbar sind, bis zu zwei Monate nach dem Scheren nicht ins Freie.

3.3.2.8 Tränkwasserversorgung

Die aufgenommene Wassermenge pro Tier variiert in Abhängigkeit von Gewicht, Alter und Leistung der Schafe und Ziegen. Pro kg aufgenommene Futtertrockenmasse muss bei Schafen ein Wasserbedarf zwischen 2 und 4l veranschlagt werden. Während ausgedehnter Hitzeperioden kann er auf 3–7l pro Tier und Tag, bei laktierenden Müttern sogar auf 18l ansteigen. Schafen in Freilandhaltung muss ganzjährig Wasser zur freien Aufnahme zur Verfügung stehen. Dies bedeutet nicht, dass diese Tiere ununterbrochen Zugang zu Tränkwasser haben müssen, es muss ihnen jedoch die Möglichkeit geboten werden, mindestens einmal täglich ausreichend Wasser aufzunehmen.

3.3.2.9 Ablammung

Grundsätzlich müssen hochtragende Schafe schonend behandelt werden, um Frühgeburten zu vermeiden. Während der kalten Jahreszeit darf die Ablammung im Freien nur mit Witterungsschutz erfolgen. Ablammplätze müssen sauber, trocken und windgeschützt sein. Während der Ablamperiode müssen die täglichen Kontrollgänge deutlich erhöht werden.

3.3.2.10 Einzäunung

Einzäunungen müssen ausbruchssicher sein und dürfen keine Verletzungsgefahr für die Tiere bergen. Im Allgemeinen kommen Drahtknotengitter- und Elektrozaune zum Einsatz. Alleinige Stacheldraht einzäunungen sind aus Tierschutzgründen nicht zulässig. Zu tolerieren ist, wenn am oberen Rand des Knotengitterzauns im Abstand von 10–15 cm zusätzlich ein Stacheldraht gezogen wird, der der Abwehr von Hunden und den Zutritt Unbefugter erschwert. Ebenso kann ein direkt am Boden gelegener Stacheldraht toleriert werden.

Elektronetze bergen die Gefahr, dass sich Schafe und Ziegen im Zaun verfangen und ihnen durch anhaltende Stromstöße erhebliche Schmerzen, Leiden und Schäden zugefügt werden können. Stromführende Zaunlitzen sollten für die Tiere gut erkennbar sein. Verstärkte Kontrollen bei der Eingewöhnungszeit sind vorzunehmen.

3.3.2.11 Literatur

- [1] Erste Bekanntmachung der deutschen Übersetzung von Empfehlungen des ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in den landwirtschaftlichen Tierhaltungen vom 7. Februar 2000. 3. Empfehlung für die Haltung von Ziegen. 4. Empfehlung für die Haltung von Schafen.
- [2] Ganter M, Benesch C, Bürstel D et al. Empfehlung für die Haltung von Schafen und Ziegen der Deutschen Gesellschaft für die Krankheiten der kleinen Wiederkäuer, Fachgruppe der DVG Teil 1 und 2. Tierärztl Praxis 2012; 40: 314–325, 390–396
- [3] Petermann S, Maiworm K. Amtstierärztlicher Dienst und Lebensmittelkontrolle. 2010; 17 (3): 181–185
- [4] Tierschutzgesetz (TierSchG) in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), zuletzt geändert durch Gesetz vom 29.03.2017 (BGBl. I S. 626) m.W.v. 05.04.2017
- [5] Wissenschaftlicher Beirat Agrarpolitik (WBA) beim BMEL. Berlin. Wege zu einer gesellschaftlich akzeptierten Nutztierhaltung. 2015. Im Internet: www.bmel.de/DE/Ministerium/Organisation/Beiraete/_Texte/AgrVeroeffentlichungen.html

3.3.3 Tierschutz bei Transporten

Schafe und Ziegen müssen in allen Altersstufen transportiert werden, z.B. zu weit entfernten neuen Weiden, beim Verkauf, nach oder während der Weideperiode in den Stall oder zum Schlachthof. Die allgemeinen rechtlichen Grundlagen und Vollzugshilfen für den Transport von Tieren sind in der Verordnung (EG) Nr. 1/2005 des Rates vom 22.12.2004, der nationalen Tierschutztransportverordnung – TierSchTrV vom 12.12.2013 und im Handbuch Tiertransporte (Stand Mai 2013) festgeschrieben. Niemand darf eine Tierbeförderung durchführen oder veranlassen, wenn den Tieren dabei Verletzungen oder unnötige Leiden

zugefügt werden könnten. Das mit den Tieren beim Transport umgehende Personal muss in angemessener Weise geschult sein. Vor dem Transport sind alle erforderlichen Vorkehrungen zu treffen, um die Beförderungsdauer so kurz wie möglich zu halten. Für den Transport müssen Schafe und Ziegen gesund und transportfähig sein.

Verletzte Schafe und Ziegen und Tiere mit physiologischen Schwächen oder pathologischen Zuständen gelten als **nicht transportfähig**. Hierzu zählen Schafe und Ziegen, die sich nicht schmerzfrei oder ohne Hilfe bewegen können, bei denen große offene Wunden oder Organvorfälle vorhanden sind, Muttern im fortgeschrittenen Trächtigkeitsstadium (> 90%) oder die vor weniger als sieben Tagen abgelammt haben. Ebenfalls als nicht transportfähig gelten neugeborene Schaf- und Ziegenlämmer, deren Nabel noch nicht vollständig abgeheilt ist, und Lämmer in der ersten Lebenswoche, deren Beförderungstrecke mehr als 100 km beträgt. Schafe und Ziegen mit leichten Verletzungen, mit Verletzungen im Zusammenhang mit einem Versuchsprogramm und unter tierärztlicher Überwachung stehende Schafe und Ziegen im Rahmen einer Behandlung oder Diagnostikstellung können als transportfähig angesehen werden. Für den Fall, dass Schafe oder Ziegen während des Transports erkranken oder sich verletzen, sind sie zu separieren und so schnell wie möglich tierärztlich zu versorgen. Laktierende Schafe und Ziegen, deren Nachkommen nicht auf den Transport mitgenommen werden, sind in Abständen von maximal 12 Stunden zu melken.

Die **Transportmittel**, ihre Ver- und Entladevorrichtungen sind so zu konstruieren, zu bauen und in Stand zu halten, dass den Tieren Verletzungen und Leiden erspart werden und ihre Sicherheit während des Transports gewährleistet ist. Die Bodenfläche der Transportmittel sollte rutschfest, leicht zu reinigen und desinfizierbar sein.

Man kann davon ausgehen, dass das **Fangen, Be- und Entladen** der Schafe die größten Stressoren beim Transport darstellen. Deshalb sollte auf schonende Behandlung geachtet werden, es ist verboten, die Tiere zu schlagen oder zu treten, sie dürfen nicht am Kopf, an den Ohren, an den Hörnern, an den Beinen (mit Ausnahme einzelner Tiere beim Fangen aus der Herde mit der sog. Schäferschippe), am Schwanz oder am Vlies hochgehoben oder gezogen werden, um Schmerzen und Verletzungen zu vermeiden. Die Tiere sind behutsam zu treiben. Treibhilfen (z.B. Stöcke) dürfen nur zum Leiten der Tiere verwendet werden. Beim Verladen sollte der Herdentrieb genutzt werden. Der höchste Neigungswinkel der Verladeeinrichtung darf bei Schafen 26° nicht überschreiten und ist bei einem Gefälle von mehr als 10° mit einer Vorrichtung wie einer Querlatung zu versehen, um risikofreies Hinauf- und Hinabsteigen der Tiere zu ermöglichen [4]. Schafe zeigen kaum belastungspezifische Verhaltensreaktionen. Schmerzen ertragen sie meistens ohne entsprechende Reaktionen. Die schlanken Extremitäten der Schafe und Ziegen können leicht in Spalten von Rampen und Zwischenböden bei mehretägigen Transportfahrzeugen geraten. Schafe sollten so dicht verladen werden, dass sie sich gegenseitig stützen. Legt sich ein Tier nieder, besteht die Gefahr des Erdrückens [3]. Bis zum Bestimmungsort ist daher das Wohlbefinden der Tiere regelmäßig zu kontrollieren und in angemessener Weise aufrechtzuerhalten.

Innerhalb von Deutschland beträgt beim Straßen-, Schienen- und Schiffstransport die **Gruppengröße** für erwachsenen Schafe und Ziegen bis zu 50 Tiere (TierSchTrV, Anlage 2). Diese Gruppen sind durch stabile, schnell und leicht versetzbare Trennvorrichtungen einzugrenzen. Ebenso zu trennen sind männliche von weiblichen Tieren sowie Altschafe von Lämmern. Beim Transport von Lämmern unter 20 kg Körpergewicht müssen die Tiere mit Einstreu versorgt werden.

Im Kapitel VII der EU-VO 01/2005 befinden sich die Angaben für die **Mindestflächen pro Tier** im Transportmittel (► Tab. 3.3).

Grundsätzlich darf die **Beförderungsdauer** von Schafen und Ziegen nicht mehr als acht Stunden betragen. Die maximale Beförderungsdauer von Schafen und Ziegen kann verlängert werden, vorausgesetzt, die zusätzlichen Bedingungen für lange Beförderungen (> 8 Stunden) gemäß Anhang I Kapitel VI der EU-VO 01/2005 sind erfüllt. Zu den technischen Anforderungen an die zuzulassenden Transportmittel für lange Beförderungen gehören: ein ausreichend isoliertes und helles Dach, geeignete Einstreu, Mitführen von Futter und geeigneter Fütterungseinrichtung, Ausstattung mit beweglichen Trennwänden zur Separierung von Tiergruppen bei gleichzeitig ungehindertem Zugang aller Tiere zu Wasser, ein funktionsfähiges Belüftungs-, Temperaturüberwachungs- und Warnsystem, sowie seit dem 1.1.2010 die Ausstattung mit einem Navigationssystem. Während der Beförderung je nach Außentemperatur und unabhängig davon, ob das Transportmittel steht oder fährt, sind für alle Tiere innerhalb des Transportmittels Temperaturen im Bereich zwischen 5 °C und 30 °C mit einer Toleranz von ±5 °C und einer Minimalluftfrate zur Frischluftzufuhr von 60m³/h/KN zu gewährleisten. In so hergerichteten und ausgestatteten **Spezialfahrzeugen** dürfen Schafe und Ziegen länger als 8 Stunden transportiert werden.

Entsprechend des Anhang I Kapitel V der EU-VO 01/2005 muss für lange Beförderungen bei Schaf- und Ziegenlämmern im Alter bis zu drei Monate nach neun Stunden eine mindestens einstündige Ruhepause eingeräumt werden, während der sie zu tränken und nötigenfalls zu füttern sind. Danach können sie wieder höchstens neun Stunden transportiert werden. Nach diesem Transportabschnitt müssen die Tiere für eine Ruhepause von 24 Stunden entladen, getränkt und gefüttert werden. Anschließend kann der Transport in diesem Rhythmus fortgeführt werden.

Schafen und Ziegen über drei Monaten ist nach einer Transportphase von höchstens 14 Stunden eine mindestens einstündige Ruhephase zu gewähren, während der sie zu tränken und, soweit erforderlich, zu füttern sind. Hierbei ist auch die Einstreu zu erneuern. Nach einer weiteren Transportphase von höchstens 14 Stunden müssen die Tiere für eine Ruhephase von 24 Stunden entladen werden, in der sie zu füttern und zu tränken sind. Anschließend kann der Transport in diesem Ablauf fortgeführt werden.

Bei Transport unter widrigen Klimabedingungen sind ggf. entsprechende Zusatzmaßnahmen erforderlich (z. B. Raumhöhe, Beladedichte).

► **Tab. 3.3** Mindestfläche für Schafe und Ziegen beim Schienen- und Straßenstransport (Anhang I Kapitel VII Buchstabe C der VO (EG) Nr. 1/2005).

Kategorie	Gewicht in kg	Fläche in m ² pro Tier
Transport auf der Schiene		
geschorene Schafe	< 55	0,20–0,30
	> 55	> 0,30
ungeschorene Schafe	< 55	0,30–0,40
	> 55	> 0,40
hochträchtige Mutterschafe	< 55	0,40–0,50
	> 55	> 0,50
Ziegen	< 35	0,20–0,30
	35–55	0,30–0,40
	> 55	0,40–0,75
hochträchtige Ziegen	< 55	0,40–0,50
	> 55	> 0,50
Transport auf der Straße		
geschorene Schafe und Lämmer ab 26 kg	< 55	0,20–0,30
	> 55	> 0,30
ungeschorene Schafe	< 55	0,30–0,40
	> 55	> 0,40
hochträchtige Mutterschafe	< 55	0,40–0,50
	> 55	> 0,50
Ziegen	< 35	0,20–0,30
	35–55	0,30–0,40
	> 55	0,40–0,75
hochträchtige Ziegen	< 55	0,40–0,50
	> 55	> 0,50

Bei der oben genannten Bodenfläche sind je nach Rasse, Größe, körperlicher Verfassung und Länge des Fells der Tiere sowie entsprechend den Witterungsbedingungen und der Beförderungsdauer Abweichungen möglich. Bei kleinen Lämmern beispielsweise kann eine Fläche von weniger als 0,2m² pro Tier vorgesehen werden.

3.3.3.1 Literatur

- [1] Ganter M, Benesch C, Bürstel D et al. Empfehlung für die Haltung von Schafen und Ziegen der Deutschen Gesellschaft für die Krankheiten der kleinen Wiederkäuer, Fachgruppe der DVG Teil 2. Tierärztl Praxis 2002; 40: 390–396
- [2] Marschner U, Goller-Englberger K, Marahrens M et al. Handbuch Tiertransporte. Stand Mai 2017. Im Internet: www.openagrar.de/servlets/MCRFileNodeServlet/openagrar_derivate_00003873/Handbuch-Tiertransporte-2017-05-inkl-Anlagen.pdf
- [3] Müller W, Schlenker G. Transport von Rindern, Schafen und Ziegen. In: Methling W, Unshelm J. Umwelt- und tiergerechte Haltung von Nutz-, Heim- und Begleittieren. Berlin: Parey; 2002: 658–659
- [4] Weiß C. Persönliche Mitteilung. 2010
- [5] Verordnung zum Schutz von Tieren beim Transport und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1/2005 des Rates (Tierschutztransportverordnung – TierSchTrV) vom 11. Februar 2009 (BGBl. I S. 375)

- [6] Verordnung (EG) Nr. 1/2005 des Rates über den Schutz von Tieren beim Transport und damit zusammenhängenden Vorgängen sowie zur Änderung der Richtlinien 64/432/EWG und 93/119/EG und der Verordnung (EG) Nr. 1255/97 vom 22. Dezember 2004 (ABl. EG L 3 vom 5.1.2005, S. 1)

3.3.4 Tierschutz beim Schlachten oder Töten von Tieren

Der Rat der Europäischen Union hat mit der neuen Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 vom 24. September 2009 über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung die bisherige Richtlinie 93/119/EG umfassend überarbeitet. Die Verordnung hindert die Mitgliedstaaten nicht daran, zum Zeitpunkt des Inkrafttretens dieser Verordnung geltende nationale Vorschriften beizubehalten, mit denen ein umfassenderer Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung sichergestellt werden soll. Die neue Verordnung gilt ab 1. Januar 2013 in jedem Mitgliedstaat der Europäischen Union als verbindlich.

Merke

Der Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Schlachtung bzw. Tötung ist im Interesse der Allgemeinheit und wirkt sich auf die Einstellung der Verbraucher gegenüber landwirtschaftlichen Erzeugnissen aus.

Darüber hinaus trägt die Verbesserung des Schutzes von Tieren zum Zeitpunkt der Schlachtung zu einer besseren Fleischqualität bei und hat indirekt einen positiven Einfluss auf die Sicherheit am Arbeitsplatz im Schlachthof.

Die Tötung kann selbst unter den besten technischen Bedingungen Schmerzen, Stress, Angst oder andere Formen des Leidens bei den Tieren verursachen. Bestimmte Tätigkeiten im Zusammenhang mit der Tötung können Stress auslösen, und jedes Betäubungsverfahren hat Nachteile. Der Unternehmer oder jede an der Tötung von Tieren beteiligte Person sollte die erforderlichen Maßnahmen ergreifen, um Schmerzen zu vermeiden und den Stress sowie das Leiden für die Tiere beim Schlachten und bei der Tötung so gering wie möglich zu halten, wobei einschlägige bewährte Verfahren und die gemäß Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 erlaubten Methoden zu beachten sind. Daher sollten Schmerzen, Stress oder Leiden als vermeidbar gelten.

Tierschutzaspekte sollten bei Schlachthöfen, bei deren Bau, Auslegung und Ausrüstung stärker berücksichtigt werden. Die Bedingungen, unter denen landwirtschaftliche Nutztiere getötet werden, wirken sich unmittelbar oder mittelbar auf den Markt für Lebensmittel, Futtermittel und andere Produkte sowie auf die Wettbewerbsfähigkeit der betreffenden Unternehmer aus.

Merke

Aus ethischer Sicht ist es zwingend erforderlich, stark leidende Nutztiere zu töten, wenn es wirtschaftlich nicht tragbar ist, das Leiden der Tiere zu lindern.

In den meisten Fällen können Tiere unter gebührender Berücksichtigung des Tierschutzes getötet werden. Allerdings könnte die Einhaltung idealer Tierschutzvorschriften in Ausnahmefäl-

len, etwa bei Unfällen in entlegenen Gebieten, wo die Tiere nicht für kompetentes Personal mit entsprechenden Geräten erreichbar sind, ihr Leiden verlängern.

Bisweilen können Tiere gefährlich für den Menschen sein, indem sie möglicherweise das Leben eines Menschen gefährden, schwerwiegende Verletzungen verursachen oder tödliche Krankheiten übertragen. Derartige Risiken werden normalerweise durch eine zweckmäßige Ruhigstellung der Tiere vermieden; jedoch kann es unter bestimmten Umständen erforderlich sein, gefährliche Tiere zu töten, damit diese Risiken beseitigt werden. Unter solchen Umständen kann die Tötung aufgrund der jeweiligen Notlage nicht immer unter idealen Tierschutzbedingungen erfolgen. Daher ist es nötig, in derartigen Fällen von der Verpflichtung der Betäubung oder unmittelbaren Tötung abzuweichen.

In Bezug auf religiöse Riten, kulturelle Traditionen und das regionale Erbe gelten die jeweiligen Rechts- und Verwaltungsvorschriften sowie die Gepflogenheiten der einzelnen europäischen Mitgliedsstaaten. Weiterhin beruhen kulturelle Traditionen auf überlieferten, akzeptierten oder gewohnheitsmäßigen Denk-, Handlungs- und Verhaltensmustern, die auch das von Vorfahren Weitergegebene oder Erlernte umfassen. Sie tragen zu nachhaltigen sozialen Bedingungen zwischen den Generationen bei.

Die bisher gültige Richtlinie 93/119/EG sah im Fall der rituellen Schlachtung in einem Schlachthof eine Ausnahme von der Verpflichtung zur Betäubung vor. Die Gemeinschaftsvorschriften über die rituelle Schlachtung wurden je nach den einzelstaatlichen Bedingungen unterschiedlich umgesetzt, und die einzelstaatlichen Rechtsvorschriften berücksichtigen Faktoren, die über den Anwendungsbereich dieser Verordnung hinausgehen; daher ist es wichtig, dass die Ausnahme von der Verpflichtung zur Betäubung von Tieren vor der Schlachtung aufrechterhalten wird, wobei den Mitgliedsstaaten jedoch ein gewisses Maß an Subsidiarität eingeräumt wird. Folglich wird mit der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 vom 24. September 2009 die Religionsfreiheit sowie die Freiheit, seine Religion durch Gottesdienst, Unterricht, Bräuche und Riten zu bekennen, geachtet, wie dies in Artikel 10 der Charta der Grundrechte der Europäischen Union verankert ist. In Deutschland ist das rituelle Schlachten durch § 4 Abs. 2 Pkt. 2 TierSchG geregelt.

Viele Tötungsverfahren sind für die Tiere schmerzvoll. Daher ist eine **Betäubung** erforderlich, mit der vor oder während der Tötung eine Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit herbeigeführt wird. Die Überwachung der Betäubung auf ihre Wirksamkeit stützt sich hauptsächlich auf die Bewertung des Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens der Tiere. Das Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögen eines Tieres besteht im Wesentlichen in seiner Fähigkeit, Gefühle zu empfinden und seine Bewegungen zu kontrollieren. Außer in Ausnahmefällen, etwa bei der Elektroimmobilisation oder einer anderen Art der bewusst herbeigeführten Lähmung, ist davon auszugehen, dass ein Tier dann wahrnehmungslos ist, wenn es seine natürliche stehende Haltung verliert, nicht wach ist und keine Anzeichen dafür vorliegen, dass es positive oder negative Gefühle wie Angst oder Aufregung spürt. Das Empfindungsvermögen eines Tieres besteht im Wesentlichen in seiner Fähigkeit, Schmerzen zu fühlen. Im Allgemeinen ist davon auszuge-