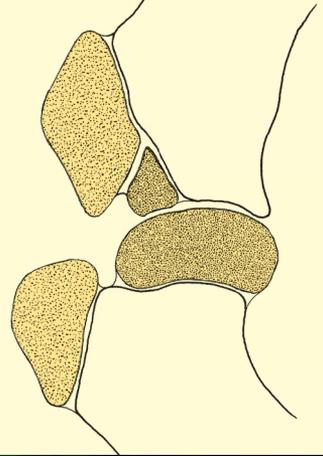


Horst Wissdorf · Hartmut Gerhards · Bernhard Huskamp · Eckehard Deegen

Praxisorientierte Anatomie und Propädeutik des Pferdes



3., völlig neu bearbeitete und ergänzte Auflage



M.&H. Schaper

HORST WISSDORF · HARTMUT GERHARDS · BERNHARD HUSKAMP · ECKEHARD DEEGEN

Praxisorientierte Anatomie und Propädeutik des Pferdes

HORST WISSDORF · HARTMUT GERHARDS · BERNHARD HUSKAMP ·
ECKEHARD DEEGEN

Praxisorientierte Anatomie und Propädeutik des Pferdes

3., ergänzte und völlig überarbeitete Auflage

Unter Mitarbeit von

Claus Peter Bartmann, Dirk Berens v. Rautenfeld, Astrid Bienert-Zeit, Stefanie Brandenburger, Eckehard Deegen (†), Angela von den Driesch, Johannes Edinger, Karsten Feige, Anton Fürst, Hagen Gasse, Florian Geburek, Hartmut Gerhards, Frauke Glitz, Oliver Harps-Hansen, Tanja Helling, Bodo Hertsch, Bernhard Huskamp, Ewald Isenbügel, Irina Kassianoff, Horst Keller, Horst Erich König, Wilfried Meyer, Brigitte Otto, Anna Rötting, Guido Stadtbäumer, Carsten Staszky, Andrea Tipold, Kim Übermuth, Jutta Verspohl, Horst Wissdorf

Zeichnungen von

Petur Behrens, Island
Victor Geist, Hannover
Matthias Haab, Zürich
Vera Lohmann, Hannover
Eva Polsterer, Wien
Caren-Imme von Stemm, Hannover
Ernst Theel, Hannover
Kim Übermuth, Wildeshausen

mit Fotos von Jürgen Schmidt-Lohmann



M.&H. Schaper

Bibliografische Information der Deutschen Nationalbibliothek

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

ISBN 978-3-7944-0216-8

1. Auflage 1998
2. Auflage 2002

© 2010 Verlag M. & H. Schaper GmbH, Bischofsholer Damm 24,
30173 Hannover

Alle Rechte vorbehalten.

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Jede Verwertung außerhalb der gesetzlich geregelten Fälle muss vom Verlag schriftlich genehmigt werden.

Eine Markenbezeichnung kann warenzeichenrechtlich geschützt sein, ohne dass diese gesondert gekennzeichnet wurde. Die beschriebenen Eigenschaften und Wirkungsweisen der genannten pharmakologischen Präparate basieren auf den Erfahrungen der Autoren, die größte Sorgfalt darauf verwendet haben, dass alle therapeutischen Angaben dem derzeitigen Wissens- und Forschungsstand entsprechen. Darüber hinaus sind die den Produkten beigefügten Informationen in jedem Fall zu beachten.

Der Verlag und die Autoren übernehmen keine Haftung für Produkteigenschaften, Lieferhindernisse, fehlerhafte Anwendung oder bei eventuell auftretenden Unfällen und Schadensfällen. Jeder Benutzer ist zur sorgfältigen Prüfung der durchzuführenden Medikation verpflichtet. Jede Dosierung oder Applikation erfolgt auf eigene Gefahr.

Satz: Dörlemann Satz, Lemförde

Druck und Bindung: Werbedruck Lönneker, Stadtoldendorf

Inhalt

Herausgeber und Autoren	XV	2.7	Haut spezieller Körperregionen	45
Vorwort zur 3. Auflage	XVII	2.7.1	Lippen-Nasen-Region	45
Vorwort zur 1. Auflage (gekürzt)	XIX	2.7.2	Analregion	45
Abkürzungsverzeichnis	XX	2.7.3	Skrotum	45
Erläuterungen zum Buch	XXII	2.7.4	Präputium	46
Bildtafeln	XXIII	2.7.5	Vulva	46
1		2.7.6	Euter und Zitzen	46
Geschichtlicher Abriss		2.7.7	Hufkapsel	46
zur Pferdeanatomie		2.7.8	Kastanie	46
1.1	Einführung	2.7.9	Sporn	47
1.2	Spätantike	2.7.10	Hautwülste in der Fesselbeuge	47
1.3	Stallmeisterzeit	2.8	Angeborene Fehlentwicklungen	47
1.4	Pferdeanatomie als Wissenschafts- und	2.9	Hautnarbe lateral am Unterschenkel	47
	Unterrichtsfach	2.10	Lymphsystem und Manuelle	
			Lymphdrainage	47
		2.10.1	Initiale Lymphgefäße in der Haut	47
		2.10.2	Angioarchitektur und Topographie der	
			Lymphsammelgefäße, Kollektoren	48
		2.10.3	Bau der Lymphknoten	48
		2.10.4	Territorien und Wasserscheiden	48
		2.10.5	Territorien und Lymphknoten	48
		2.10.6	Behandlungsstrategie der Manuellen	
			Lymphdrainage	49
		2.10.7	Definition der komplexen physikalischen	
			Entstauungstherapie	53
2		3	Kopf-Hals-Bereich	
Haut, Hautorgane, Lymphsystem		3.1	Kopfskelett einschließlich Zungenbein	
und Manuelle Lymphdrainage			und Kiefergelenk mit Kaumuskulatur	55
2.1	Biologie der Haut	3.1.1	Kopfskelett	55
2.2	Allgemeine Körperdecke	3.1.2	Zungenbein	67
2.2.1	Oberhaut	3.1.3	Kiefergelenk	68
2.2.2	Lederhaut	3.1.4	Kaumuskeln und Maulspaltenöffner	72
2.2.3	Unterhaut	3.2	Angesichtsmuskeln	74
2.3	Haarwurzel, Haare und Haarkleid	3.2.1	Mimische Muskulatur	74
2.3.1	Haarfollikel und Haarwurzel	3.3	Subkutane Schleimbeutel, klinisch	
2.3.2	Haare		bedeutsame Kopfgefäße und ober-	
2.4	Hautdrüsen		flächliche Lymphknoten	76
2.4.1	Apokrine Schlauchdrüsen			
2.4.2	Talgdrüsen			
2.5	Vaskularisation			
2.6	Innervation und Sensorik			

3.3.1	Subkutane Schleimbeutel	76	3.9.6	Zahnenden	159
3.3.2	Klinisch bedeutsame Kopfgefäße	76	3.9.7	Zahntypen	159
3.3.3	Oberflächlich gelegene Kopflymphknoten	80	3.9.8	Funktion der Zähne	161
3.4	Klinisch bedeutsame Nerven im Angesichtsbereich	83	3.9.9	Zahnhalteapparat	162
3.4.1	N. trigeminus (V)	83	3.9.10	Milchzähne	163
3.4.2	Angesichtsnerv	86	3.9.11	Ersatzzähne	165
3.5	Nebenorgane des Auges	91	3.9.12	Backenzähne	168
3.5.1	Knöcherne Augenhöhle	91	3.9.13	Anzahl der Zahnwurzeln	173
3.5.2	Periorbita	92	3.9.14	Vaskularisation	174
3.5.3	Augenhöhlenfaszien	93	3.9.15	Lymphsystem der Zähne und der Zahnumgebung	174
3.5.4	Augapfelscheide, Tenon-Kapsel	94	3.9.16	Innervation der Zähne	174
3.5.5	Orbitalfett	94	3.9.17	Kauzyklus	175
3.5.6	Augenmuskeln	94	3.9.18	Abnutzung der bleibenden Zähne	176
3.5.7	Oberes und unteres Augenlid sowie Lidspalte	97	3.9.19	Angeborene Strukturanomalien der Backenzähne	183
3.5.8	Augapfelbindehaut	103	3.9.20	Entfernung von Zähnen	184
3.5.9	Drittes Augenlid, Nickhaut	103	3.9.21	Angeborene Fehlentwicklungen mehrerer Zähne	186
3.5.10	Tränenapparat	105	3.9.22	Verlagerung von Zahnanlagen, Ohrzyste, Ohrfistel, Ohrgrundfistel	188
3.6	Augapfel und Sehnerv	112	3.10	Zunge	190
3.6.1	Lage- und Richtungsbezeichnungen	112	3.10.1	Gliederung	190
3.6.2	Wandbau des Augapfels	113	3.10.2	Zungenpapillen	190
3.6.3	Augenhintergrund-Untersuchung	136	3.10.3	Zungenmandel	190
3.6.4	Augenkammern	136	3.10.4	Klinisch bedeutsame Gefäße	191
3.6.5	Kammerwasser	137	3.10.5	Lymphsystem	192
3.6.6	Linse	137	3.10.6	Klinisch bedeutsame Nerven	192
3.6.7	Glaskörper	140	3.10.7	Individuelle Kennzeichnung durch Zungentätowierung	192
3.6.8	Lymphsystem des Augapfels	141	3.10.8	Angeborene Fehlentwicklung	192
3.6.9	Angeborene Fehlentwicklungen eines oder beider Augäpfel	141	3.11	Kopfspeicheldrüsen	192
3.6.10	Anästhesie zur Durchführung chirurgischer Eingriffe am Auge	141	3.11.1	Ohrspeicheldrüse	192
3.6.11	Sehnerv und Sehnervenkreuzung	142	3.11.2	Unterkieferdrüse	196
3.7	Ohr	143	3.11.3	Unterzungendrüse	196
3.7.1	Äußeres Ohr	144	3.11.4	Backendrüsen	196
3.7.2	Mittelohr	148	3.11.5	Lymphsystem	196
3.7.3	Innenohr	150	3.11.6	Sekretorische Innervation	196
3.8	Maulhöhle	151	3.12	Naseneingang, Nasenhöhle und Nasennebenhöhlen	197
3.8.1	Begrenzung	151	3.12.1	Nasenloch und Nasenvorhof	197
3.8.2	Individuelle Kennzeichnung durch Unterlippentätowierung	153	3.12.2	Angeborene Fehlentwicklung	198
3.8.3	Harter Gaumen	154	3.12.3	Nasentrompete	198
3.8.4	Klinisch bedeutsame Gefäße in der Maulhöhle	154	3.12.4	Nasenhöhle und Nasenscheidewand	198
3.8.5	Lymphsystem	155	3.12.5	Nasenmuscheln	199
3.8.6	Innervation	155	3.12.6	Nasengänge	201
3.9	Zähne und ihr Halteapparat	156	3.12.7	Einführen von Instrumenten in die Nasenhöhle	201
3.9.1	Zahngenerationen	156	3.12.8	Nasennebenhöhlen und deren Eröffnung	202
3.9.2	Zahnbau	156	3.12.9	Lymphsystem	207
3.9.3	Zahngliederung	158	3.12.10	Sensible Innervation der Nasennebenhöhlenschleimhaut	207
3.9.4	Zahnflächen	159	3.13	Luftsack und benachbarte Strukturen	208
3.9.5	Richtungsbegriffe an den Zähnen	159			

3.13.1 Lage 208

3.13.2 Gliederung 208

3.13.3 Tubenklappenbewegung während des Schluckakts 214

3.13.4 Luftsackfunktion 215

3.13.5 Endoskopische Befunde am gesunden Luftsack 215

3.13.6 Klinisch bedeutsame Gefäße 218

3.13.7 Klinisch bedeutsame Nerven im Bereich des Luftsacks 221

3.13.8 Lymphsystem 222

3.13.9 Luftsacktympanie 222

3.13.10 Luftsackmykosen 223

3.13.11 Luftsackvereiterung und Luftsackkonkremente, Luftsacksteine 223

3.13.12 Zugänge zum Luftsack von außen 223

3.14 Schlundkopf, Rachen 226

3.14.1 Gliederung 226

3.14.2 Gaumensegel, weicher Gaumen 229

3.14.3 Schleimhautauskleidung 231

3.14.4 Schlundkopfmuskulatur 232

3.14.5 Schluckakt 232

3.14.6 Mandeln, Tonsillen 232

3.14.7 Lymphsystem 233

3.14.8 Operative Zugangsmöglichkeiten 233

3.15 Kehlkopf 234

3.15.1 Aufgaben 234

3.15.2 Entwicklung 234

3.15.3 Kehlkopfknorpel 234

3.15.4 Kehlkopfbänder und Kehlkopfgelenke 237

3.15.5 Besondere Kehlkopfbänder 239

3.15.6 Kehlkopfhöhle 239

3.15.7 Epiglottiszysten 242

3.15.8 Kehlkopfmuskeln 242

3.15.9 Bewegungen des Kehlkopfs 246

3.15.10 Klinisch bedeutsame Gefäße 247

3.15.11 Lymphsystem 248

3.15.12 Klinisch bedeutsame Nerven 249

3.15.13 Kehlkopfpfeifen 250

3.15.14 Palpation des Kehlkopfs 250

3.15.15 Intubation der Luftröhre durch den Kehlkopf 251

3.15.16 Operative Zugangsmöglichkeiten zum Kehlkopf 251

3.16 Hals 253

3.16.1 Halswirbel 253

3.16.2 Bänder und Schleimbeutel 261

3.16.3 Wirbelgelenke 263

3.16.4 Muskeln an der Halswirbelsäule 264

3.16.5 Stammgliedmaßenmuskulatur 266

3.16.6 Halshautmuskel 269

3.16.7 Injektionen im Halsbereich 269

3.16.8 Individuelle Kennzeichnung durch einen im Transponder eingeschlossenen Chip 270

3.16.9 Koppermuskeln 271

3.16.10 Kopperoperation 272

3.16.11 Operation bei Kehlkopfverlagerung 272

3.16.12 Halsfaszien 273

3.16.13 Drosselrinne und Drosselgrube 274

3.16.14 Karotisscheide 274

3.16.15 Klinisch bedeutsame Leitungsbahnen 274

3.16.16 Kehlkopfpfeifer 278

3.16.17 Halsteil der Speiseröhre 279

3.16.18 Halsteil der Luftröhre 281

3.16.19 Lymphsystem 283

3.16.20 Halsnerven 286

3.16.21 Zwerchfellnerv 286

3.16.22 Sternanglion 286

3.16.23 Schilddrüse 288

3.16.24 Akzessorische Schilddrüsen 289

3.16.25 Nebenschilddrüsen, Epithelkörperchen 289

3.16.26 Halsteil des Thymus 291

3.16.27 Gewinnung von Liquor cerebrospinalis durch Punktion der Cisterna cerebellomedullaris 291

4 Gehirn und Hirnnerven

4.1 Topographie 293

4.2 Schädelhöhle 294

4.3 Hirnhäute 295

4.3.1 Harte Hirnhaut 295

4.3.2 Spinnwebenhaut 296

4.3.3 Weiche Hirnhaut 297

4.4 Gehirn 297

4.4.1 Entwicklung und Gliederung 297

4.4.2 Hirngewebe 299

4.4.3 Endhirn 300

4.4.4 Zwischenhirn 303

4.4.5 Mittelhirn 304

4.4.6 Hinterhirn 304

4.4.7 Nachhirn 305

4.4.8 Motorische Zentren und Bahnen 307

4.5 Liquorräume 308

4.5.1 Innerer Liquorraum 308

4.5.2 Äußerer Liquorraum 309

4.6 Hirnnerven 309

4.7 Blutgefäße 311

4.7.1 Arterien 311

4.7.2 Venöse Blutleiter 312

4.7.3 Lymphsystem des Gehirns 312

4.8 Pränatale Entwicklungsstörungen des Gehirns 312

5	Rumpfwand		6.5	Rückenmarksnerven	371
5.1	Vorderbrustbereich	315	6.6	Blutgefäße	372
5.1.1	Skelettanteile	315	6.6.1	Arterien	372
5.1.2	Muskeln	315	6.6.2	Venen	372
5.1.3	Schleimbeutel	316	6.7	Pränatale Entwicklungsstörungen des Rückenmarks	373
5.1.4	Klinisch bedeutsame Gefäße	316			
5.1.5	Lymphsystem	316	7	Schultergliedmaße	
5.1.6	Subkutane Injektion	317			
5.2	Brust-, Bauch- und Kreuzbereich sowie Schwanzbereich	317	7.1	Hufbereich	375
5.2.1	Skelettanteile und Zwischenwirbelscheiben	317	7.1.1	Zehenendorgan, Huf	375
5.2.2	Wirbelsäulenbänder	332	7.1.2	Endsehnen	400
5.2.3	Widerristschleimbeutel	335	7.1.3	Fesselbeugesehnnenscheide	401
5.2.4	Gelenke der Brust- und Lendenwirbelsäule	336	7.1.4	Zehenfaszie	402
5.2.5	Muskeln und Sehnen der seitlichen Körperwand	338	7.1.5	Hufrolle	402
5.2.6	Leibesnabel	343	7.1.6	Klinisch bedeutsame Gefäße	404
5.2.7	Leistenkanal, Leistenspalt	344	7.1.7	Lymphsystem	406
5.2.8	Rumpffaszien	345	7.1.8	Klinisch bedeutsame Nerven	406
5.2.9	Bauchfell	346	7.2	Krongelenkbereich und Fesselbeuge	407
5.2.10	Vaskularisation der Rumpfwand	346	7.2.1	Krongelenk	407
5.2.11	Lymphsystem der seitlichen Rumpfwand	349	7.2.2	Sehnen, Sehnenscheiden und subtendinöse Schleimbeutel	411
5.2.12	Innervation der Bauchmuskeln	350	7.2.3	Zehenfaszie	413
5.2.13	Operative Zugänge zur Bauchhöhle	351	7.2.4	Ultraschallbefunde in der Fesselbeuge	414
5.2.14	Punktion der Bauchhöhle	351	7.2.5	Hautwülste in der Fesselbeuge bei schweren Pferden	414
5.2.15	Bauchwandbrüche	352	7.2.6	Klinisch bedeutsame Gefäße	414
5.2.16	Leistenbrüche	352	7.2.7	Lymphsystem	414
5.2.17	Muskeln des Stammes	352	7.2.8	Klinisch bedeutsame Nerven	415
5.2.18	Lymphsystem der Muskeln des Stammes	353	7.2.9	Angeborene Fehlentwicklung	416
5.2.19	Vaskularisation und Innervation der Muskeln des Stammes	353	7.3	Fesselgelenkbereich, Fesselkopf	416
5.2.20	Muskeln der Schweifwurzel	355	7.3.1	Fesselgelenk	416
5.2.21	Beckengürtelmuskulatur, innere Lendenmuskulatur	356	7.3.2	Sehnen, Sehnenscheiden und subkutane sowie subtendinöse Schleimbeutel	427
5.2.22	Schultergürtelmuskulatur	358	7.3.3	Zehenfaszie	431
5.3	Tabellarische Zusammenstellung der Stammgliedmaßenmuskeln	360	7.3.4	Ultraschallbefunde proximal am Fesselgelenk	431
			7.3.5	Klinisch bedeutsame Gefäße	432
6	Rückenmark und Rückenmarksnerven		7.3.6	Lymphsystem	435
6.1	Topographie	365	7.3.7	Klinisch bedeutsame Nerven	435
6.2	Rückenmarkshäute	366	7.3.8	Sporn	437
6.3	Rückenmark	367	7.3.9	Angeborene Fehlentwicklungen, die sich auf die Zehengelenke auswirken	437
6.3.1	Äußere Form	367	7.4	Vordermittelfußbereich	439
6.3.2	Innerer Aufbau	367	7.4.1	Skelettanteile	439
6.4	Liquorräume	371	7.4.2	Bänder	440
			7.4.3	Gelenkkapseln und Gelenkhöhlen	441
			7.4.4	Sehnen, Sehnenscheiden und subtendinöse Schleimbeutel	442
			7.4.5	Vordermittelfußfaszien	444
			7.4.6	Ultraschallbefunde im Bereich des Metakarpus	446

7.4.7 Klinisch bedeutsame Gefäße 447

7.4.8 Lymphsystem 449

7.4.9 Klinisch bedeutsame Nerven 449

7.4.10 Überzählige Zehen 450

7.5 Karpalbereich 452

7.5.1 Vorderfußwurzelgelenk, Karpalgelenk . . 452

7.5.2 Bänder 459

7.5.3 Gelenkkapseln und Gelenkhöhlen 461

7.5.4 Sehnen, Sehnenscheiden und Schleimbeutel 465

7.5.5 Faszien des Karpalbereichs 470

7.5.6 Karpaltunnel 470

7.5.7 Klinisch bedeutsame Gefäße 471

7.5.8 Lymphsystem 472

7.5.9 Klinisch bedeutsame Nerven 472

7.5.10 Hautinnervation 472

7.6 Unterarmbereich 473

7.6.1 Skelettanteile 473

7.6.2 Bänder 474

7.6.3 Muskeln, Sehnen, Sehnenscheiden und subkutane Schleimbeutel 474

7.6.4 Unterarmfaszien 478

7.6.5 Klinisch bedeutsame Gefäße 479

7.6.6 Lymphsystem 480

7.6.7 Klinisch bedeutsame Nerven 481

7.6.8 Kastanie 481

7.6.9 Angeborene Fehlentwicklung der unteren Schultergliedmaßenabschnitte . 482

7.7 Ellbogenbereich 482

7.7.1 Ellbogengelenk 482

7.7.2 Oberes Radioulnargelenk 488

7.7.3 Muskeln, Sehnen und subkutane sowie subtendinöse Schleimbeutel 488

7.7.4 Faszien 490

7.7.5 Vaskularisation 490

7.7.6 Lymphsystem 491

7.7.7 Klinisch bedeutsame Nerven 492

7.7.8 Hautinnervation 492

7.8 Oberarmbereich 492

7.8.1 Skelettanteil 492

7.8.2 Muskeln, Sehnen und subtendinöse Schleimbeutel 493

7.8.3 Oberarmfaszie 494

7.8.4 Vaskularisation 494

7.8.5 Lymphsystem 495

7.8.6 Klinisch bedeutsame Nerven 495

7.8.7 Hautinnervation 497

7.9 Schultergelenkbereich und Schulterblattbereich mit Armgeflecht 497

7.9.1 Schultergelenk 497

7.9.2 Schulterblattbereich 500

7.9.3 Kontraktile Spannbänder 502

7.9.4 Gelenkkapsel und Gelenkhöhle 502

7.9.5 Muskeln, Sehnen und Schleimbeutel . . 502

7.9.6 Rumpffaszie 507

7.9.7 Vaskularisation 507

7.9.8 Lymphsystem 511

7.9.9 Nervensystem 511

7.9.10 Hautinnervation 513

7.9.11 Angeborene Fehlentwicklungen 513

7.10 Bereich des M. triceps brachii 514

7.10.1 Muskeln, Sehnen und subkutane sowie subtendinöse Schleimbeutel 514

7.10.2 Vaskularisation 514

7.10.3 Lymphsystem 515

7.10.4 Klinisch bedeutsame Nerven 515

7.10.5 Hautinnervation 516

7.11 Anhang 517

8 Beckengliedmaße

8.1 Hufbereich 523

8.1.1 Zehenendorgan, Huf 523

8.1.2 Hufgelenk 523

8.1.3 Endsehnen 524

8.1.4 Fesselbeugeschnenscheide und Zehenfaszie 524

8.1.5 Hufrolle, Hufrollenschleimbeutel 524

8.1.6 Klinisch bedeutsame Gefäße 524

8.1.7 Lymphsystem 524

8.1.8 Klinisch bedeutsame Nerven 525

8.1.9 Angeborene Fehlentwicklungen 525

8.2 Krongelenkbereich und Fesselbeuge . . 525

8.2.1 Krongelenk 525

8.2.2 Sehnen, Sehnenscheiden und subtendinöse Schleimbeutel 526

8.2.3 Zehenfaszie 527

8.2.4 Ultraschallbefunde in der Fesselbeuge . . 527

8.2.5 Klinisch bedeutsame Gefäße 527

8.2.6 Lymphsystem 527

8.2.7 Klinisch bedeutsame Nerven 527

8.2.8 Angeborene Fehlentwicklung 528

8.3 Fesselgelenkbereich, Fesselkopf 528

8.3.1 Fesselgelenk 528

8.3.2 Bänder, Fesseltragapparat, Gelenkkapsel, Gelenkhöhle und Arthroskopie 529

8.3.3 Sehnen, Sehnenscheiden und subkutane sowie subtendinöse Schleimbeutel 529

8.3.4 Zehenfaszie 530

8.3.5 Ultraschallbefunde proximal am Fesselgelenk 530

8.3.6 Klinisch bedeutsame Gefäße 530

8.3.7 Lymphsystem 530

8.3.8 Klinisch bedeutsame Nerven 530

8.3.9 Hautinnervation 531

8.3.10	Leitungsanästhesien	531	8.8.8	Klinisch bedeutsame Nerven	597
8.3.11	Sporn	531	8.8.9	Hautinnervation	597
8.3.12	Angeborene Fehlentwicklungen mit Auswirkung auf die Zehengelenke	531	8.9	Beckenbereiche, Kreuzdarmbeingelenk und Hüftgelenkbereich	598
8.4	Hintermittelfußbereich	532	8.9.1	Beckenbereiche	598
8.4.1	Skelettanteile	532	8.9.2	Kreuzdarmbeingelenk und Kreuzdarm- beinbänder	604
8.4.2	Bänder	533	8.9.3	Hüftgelenk	607
8.4.3	Gelenkkapseln und Gelenkhöhlen	533	8.10	Anhang	610
8.4.4	Muskeln, Sehnen und Sehenscheiden	534	9	Bewegungsabläufe bei Gangartenpferden	
8.4.5	Anteile der Sehenscheide des tiefen Zehenbeugers und der Fesselbeuge- sehenscheide im Bereich des Metatarsus	535	9.1	Gangarten	620
8.4.6	Hintermittelfußfaszie	535	9.1.1	Schritt und Rack	620
8.4.7	Ultraschallbefunde im Bereich des Metatarsus	536	9.1.2	Trab und Foxtrott	622
8.4.8	Klinisch bedeutsame Gefäße	537	9.1.3	Galopp und Canter	623
8.4.9	Lymphsystem	538	9.1.4	Laterale Gangarten: Tölt und Pass	625
8.4.10	Klinisch bedeutsame Nerven	538	9.2	Gangartenpferderassen in Europa	629
8.4.11	Angeborene Fehlentwicklung	542	9.2.1	Untersuchung von Gangartenpferden	630
8.5	Tarsalbereich	542	10	Kinetik	
8.5.1	Hinterfußwurzelgelenk, Sprunggelenk, Tarsalgelenk	542	10.1	Statik	633
8.6	Unterschenkelbereich	561	10.1.1	Rumpfkonstruktion	633
8.6.1	Skelettanteile	562	10.1.2	Gliedmaßenkonstruktion	634
8.6.2	Bänder	564	10.2	Dynamik	637
8.6.3	Gelenkkapsel und Gelenkhöhle	564	10.2.1	Beckengliedmaße	637
8.6.4	Muskeln, Sehnen, Sehenscheiden und subtendinöse Schleimbeutel	564	10.2.2	Rumpf	638
8.6.5	Unterschenkelfaszie	569	10.2.3	Schultergliedmaße	638
8.6.6	Vaskularisation	570	10.3	Besondere Bewegungsformen	639
8.6.7	Lymphsystem	571	11	Brustkorb, Atmungsmuskeln, Brusthöhle mit Inhalt sowie Blut und Bluttransfusion	
8.6.8	Klinisch bedeutsame Nerven	572	11.1	Brustkorb	641
8.6.9	Hautnarbe lateral am Unterschenkel	573	11.1.1	Skelett des Brustkorbs	641
8.7	Knie mit Kniescheibenbereich und Kniekehlbereich	574	11.2	Atmungsmuskeln	641
8.7.1	Kniegelenk	574	11.2.1	Inspiratoren	642
8.7.2	Oberes Tibiofibulargelenk	586	11.2.2	Zwerchfell	642
8.7.3	Muskeln, Sehnen, Sehenscheiden und Schleimbeutel	587	11.2.3	Expiratoren	644
8.7.4	Kniefaszie	589	11.3	Brusthöhle mit Inhalt	645
8.7.5	Vaskularisation	589	11.3.1	Auskleidung der Brusthöhle und Brustbein-Herzbeutelband	645
8.7.6	Lymphsystem	589	11.3.2	Brustfell	645
8.7.7	Klinisch bedeutsame Nerven	590	11.3.3	Brustfellhöhle, Pleurahöhle	645
8.8	Oberschenkelbereich	591	11.3.4	Brustteil der Luftröhre	646
8.8.1	Skelettanteil	591	11.3.5	Lunge	648
8.8.2	Muskeln, Sehnen und subtendinöse Schleimbeutel	591	11.3.6	Herz	651
8.8.3	Schenkelpalt	594	11.3.7	Herzbeutel	662
8.8.4	Oberschenkelfaszie	595			
8.8.5	Vaskularisation	595			
8.8.6	Venen	595			
8.8.7	Lymphsystem	596			

11.3.8 Abhören der Herztöne 663
 11.3.9 Gefäße innerhalb der Brusthöhle 663
 11.3.10 Lymphsystem der Brusthöhle und ihrer
 Organe 666
 11.3.11 Nerven innerhalb der Brusthöhle 669
 11.3.12 Brustteil der Speiseröhre 671
 11.3.13 Brustteil des Thymus 671
11.4 Blut und Bluttransfusion 672
 11.4.1 Blutbestandteile und Beurteilung
 spezifischer hämatologischer
 Parameter 672
 11.4.2 Funktion und Verteilung des Blutes 674
 11.4.3 Blutgruppen 675
 11.4.4 Vollbluttransfusion 675
 11.4.5 Plasmatransfusion 677

12 Verdauungsorgane und Milz

12.1 Magen 681
 12.1.1 Gliederung und Lage 681
 12.1.2 Wandbau 682
 12.1.3 Befestigung 685
 12.1.4 Funktion 687
 12.1.5 Vaskularisation 688
 12.1.6 Lymphsystem 688
 12.1.7 Innervation 689
12.2 Dünndarm 689
 12.2.1 Zwölffingerdarm 689
 12.2.2 Leerdarm 691
 12.2.3 Hüftdarm 692
 12.2.4 Wandbau des Dünndarms 694
 12.2.5 Funktion 694
 12.2.6 Klinisch bedeutsame Gefäße 694
 12.2.7 Lymphsystem 695
 12.2.8 Innervation 696
12.3 Dickdarm 696
 12.3.1 Blinddarm 696
 12.3.2 Grimmdarm, Kolon 700
 12.3.3 Mastdarm 710
 12.3.4 Analkanal und Afteröffnung 712
12.4 Leber 713
 12.4.1 Form und Gliederung 713
 12.4.2 Lage und Befestigung 713
 12.4.3 Bau 714
 12.4.4 Funktion 714
 12.4.5 Klinisch bedeutsame Gefäße 714
 12.4.6 Lymphsystem 715
 12.4.7 Innervation 715
 12.4.8 Leberbiopsie 715
12.5 Bauchspeicheldrüse 715
 12.5.1 Gliederung 715
 12.5.2 Lage und Befestigung 716

12.5.3 Bau 716
 12.5.4 Funktion 716
 12.5.5 Vaskularisation 716
 12.5.6 Lymphsystem 716
 12.5.7 Innervation 717
12.6. Milz 717
 12.6.1 Gliederung und Lage 717
 12.6.2 Befestigung 717
 12.6.3 Bau 717
 12.6.4 Funktion 718
 12.6.5 Klinisch bedeutsame Gefäße 718
 12.6.6 Lymphsystem 719
 12.6.7 Innervation 719

13 Harnorgane und Nebennieren

13.1 Harnorgane 721
 13.1.1 Nieren 721
 13.1.2 Harnleiter 728
 13.1.3 Harnblase 729
 13.1.4 Harn 733
13.2 Nebennieren 734
 13.2.1 Lage 734
 13.2.2 Farbe, Form und Gewicht 734
 13.2.3 Wandbau 734
 13.2.4 Funktion 734
 13.2.5 Vaskularisation 735
 13.2.6 Lymphsystem 735
 13.2.7 Innervation 735
13.3 Akzessorische Nebennieren 735

14 Männliche Geschlechtsorgane mit Hodenhüllen und Harnröhre

14.1 Hodenhüllen 737
 14.1.1 Hodensack 737
 14.1.2 M. cremaster 738
 14.1.3 Scheidenhautfortsatz 738
 14.1.4 Vaskularisation 739
 14.1.5 Lymphsystem 739
 14.1.6 Innervation 739
14.2 Hoden 739
 14.2.1 Gliederung 740
 14.2.2 Größe und Gewicht 740
 14.2.3 Lage 740
 14.2.4 Wandbau 740
 14.2.5 Funktion 741
 14.2.6 Vaskularisation 742
 14.2.7 Lymphsystem 742
 14.2.8 Innervation 742
 14.2.9 Ultraschalluntersuchung 742
 14.2.10 Angeborene Fehlentwicklungen 743

14.2.11	Zwitterbildung	743	14.15.5	Hernia scrotalis extravaginalis mit Ruptur des Proc. vaginalis	759
14.2.12	Hodenbiopsie	744	14.16	Akzessorische Geschlechtsdrüsen	760
14.3	Nebenhoden	744	14.16.1	Samenleiterampulle	760
14.3.1	Gliederung	744	14.16.2	Samenblasendrüse (beim Pferd: Samenblase)	760
14.3.2	Lage	744	14.16.3	Vorsteherdrüse, Prostata	761
14.3.3	Länge und Wandbau	745	14.16.4	Harnröhrenzwiebeldrüse, Cowper-Drüse	763
14.3.4	Funktion	745	14.16.5	Transrektale Palpation der akzessorischen Geschlechtsdrüsen	763
14.3.5	Vaskularisation	745	14.16.6	Vaskularisation	763
14.3.6	Lymphsystem	746	14.16.7	Lymphsystem	763
14.3.7	Innervation	746	14.16.8	Innervation	764
14.3.8	Angeborene Fehlentwicklungen	746	14.16.9	Angeborene Fehlentwicklungen	764
14.4	Anhänge an Hoden und Nebenhoden	746	14.17	Begattungsorgan	764
14.5	Kaudales Keimdrüsenband, Hodenleitband	746	14.17.1	Peniswurzel und Penisschaft	764
14.6	Samenleiter	746	14.17.2	Tiefe und oberflächliche Penisfaszie	765
14.6.1	Form	746	14.17.3	Schwellkörper	765
14.6.2	Lage	747	14.17.4	Vaskularisation	766
14.6.3	Wandbau	747	14.17.5	Lymphsystem	766
14.6.4	Funktion	747	14.17.6	Innervation	766
14.6.5	Vaskularisation	748	14.17.7	Angeborene Fehlentwicklungen	767
14.6.6	Lymphsystem	748	14.18	Eichel	768
14.6.7	Innervation	748	14.18.1	Gliederung	768
14.6.8	Angeborene Fehlentwicklung	748	14.18.2	Angeborene Fehlentwicklungen	770
14.7	Hodenabstieg	748	14.18.3	Tupferprobenentnahme	770
14.7.1	Ablauf	749	14.18.4	Eichelschwellkörper	770
14.7.2	Angeborene Fehlentwicklungen beim Hodenabstieg, Verborgenhodigkeit	750	14.18.5	Vaskularisation der Schwellkörper von Penis und Eichel	770
14.8	Samenstrang	753	14.18.6	Erektion	772
14.8.1	Bau und Inhalt	753	14.18.7	Lymphsystem der Schwellkörper von Penis und Eichel	772
14.9	Vaskularisation von Hoden, Nebenhoden und Samenleiter	753	14.18.8	Innervation der Schwellkörper von Penis und Eichel	773
14.10	Angeborene Fehlentwicklungen in der V. testicularis bzw. im Plexus pampiniformis	754	14.18.9	Muskulatur des Penis	773
14.11	Lymphsystem von Hoden, Nebenhoden und Samenleiter	754	14.19	Männliche Harnröhre	774
14.11.1	Mittlere Darmbeinlymphknoten	754	14.19.1	Gliederung	774
14.12	Innervation von Hoden, Nebenhoden und Samenleiter	754	14.19.2	Lage und Größe	774
14.13	Kastration	754	14.19.3	Wandbau	775
14.13.1	Kastration mit bedecktem Samenstrang, bedeckte Kastration	756	14.19.4	Harnröhrenmuskel und Muskel der Harnröhrenzwiebeldrüse	775
14.13.2	Kastration mit unbedecktem Samenstrang, unbedeckte Kastration	756	14.19.5	Vaskularisation	775
14.14	Sterilisation des Hengstes	756	14.19.6	Lymphsystem	775
14.15	Leistenbrüche und Hodensackbruch	757	14.19.7	Innervation	775
14.15.1	Hernia inguinalis und Hernia inguinalis incarcerata	757	14.19.8	Angeborene Fehlentwicklung	775
14.15.2	Hernia scrotalis congenita	758	14.20	Vorhaut	776
14.15.3	Hernia scrotalis incarcerata	758	14.20.1	Gliederung	776
14.15.4	Hernia inguinalis extravaginalis bzw. inguinalis interstitialis mit Darmvorfall außerhalb des Proc. vaginalis	758	14.20.2	Vaskularisation	777
			14.20.3	Lymphsystem	777
			14.20.4	Innervation	777

15 Weibliche Geschlechtsorgane, Milchdrüse, Euter und Harnröhre

15.1 Eierstock 779

15.1.1 Bau 782

15.1.2 Follikelreifung 782

15.1.3 Gelbkörper 783

15.1.4 Palpatorische Untersuchung 784

15.1.5 Ultraschalluntersuchung 784

15.1.6 Vaskularisation 785

15.1.7 Lymphsystem 785

15.1.8 Innervation 785

15.1.9 Angeborene Fehlentwicklungen 785

15.2 Eileiter 786

15.2.1 Gliederung 786

15.2.2 Wandbau 787

15.2.3 Palpatorische und endoskopische Untersuchung 787

15.2.4 Vaskularisation 787

15.2.5 Lymphsystem 787

15.2.6 Innervation 787

15.3 Gebärmutter 787

15.3.1 Gliederung 787

15.3.2 Gebärmutterhals 787

15.3.3 Gebärmutterkörper und Gebärmutterhörner 790

15.4 Scheide 794

15.4.1 Vaskularisation 795

15.4.2 Lymphsystem 795

15.4.3 Innervation 795

15.5. Scheidenvorhof 795

15.5.1 Wandbau 795

15.5.2 Angeborene Fehlentwicklung an der Grenze zwischen Scheide und Scheidenvorhof 796

15.5.3 Vaskularisation 796

15.5.4 Lymphsystem 796

15.5.5 Innervation 796

15.6 Scham 797

15.6.1 Gliederung 797

15.7 Kitzler, Klitoris 799

15.7.1 Gliederung 799

15.8 Vaskularisation der weiblichen Geschlechtsorgane 800

15.8.1 Arterien 800

15.8.2 Venen 801

15.9 Lymphsystem der weiblichen Geschlechtsorgane 801

15.9.1 After-Enddarmlymphknoten 801

15.10 Innervation der weiblichen Geschlechtsorgane 802

15.11 Damm 802

15.12 Muskulatur des weiblichen Begattungsorgans 803

15.12.1 M. ischiocavernosus 803

15.12.2 M. constrictor vestibuli 803

15.12.3 M. retractor clitoridis 803

15.13 Milchdrüse, Euter 803

15.13.1 Hohlraumsystem 804

15.13.2 Aufhängeapparat 805

15.13.3 Vaskularisation 805

15.13.4 Lymphsystem 805

15.13.5 Innervation 806

15.14 Weibliche Harnröhre 806

15.14.1 Wandbau 806

15.14.2 Muskulatur 807

16 Äußere Rosse, Befruchtung, Plazentation, Trächtigkeitsstadien und Geburt

16.1 Äußere Rosse und Befruchtung 809

16.1.1 Äußere Rosse 809

16.1.2 Befruchtung 809

16.2 Plazentation 811

16.2.1 Furchungs- und Blastozystenstadium sowie Embryonalperiode 811

16.2.2 Maternale Erkennung der Gravidität und Mobilität des Konzeptus 811

16.2.3 Endokrinologie der Trächtigkeit 812

16.2.4 Entwicklung der Hüllen und Anhänge 812

16.2.5 Fruchtwasser 814

16.2.6 Plazentaformen 815

16.2.7 Leibesnabel, Nabelstrang und Abnabelung des Keimlings 816

16.3 Trächtigkeitsstadien und ihre Diagnose 818

16.3.1 Gliederung 818

16.3.2 Zwillingsträchtigkeit 819

16.3.3 Befunde an der Zervix 823

16.4 Geschlechtsbestimmung des Fetus 823

16.5 Lage der Frucht im Uterus 823

16.5.1 Lageveränderungen während der Trächtigkeit 823

16.6 Graviditätsdauer 824

16.6.1 Störungen der Gravidität, Abort 824

16.7 Geburt 824

16.7.1 Anzeichen der Geburt 824

16.7.2 Knöcherner und weicher Geburtsweg 826

16.7.3 Bezeichnung der Lagerung der Frucht 829

16.7.4 Geburtsvorgang und Geburtsstadien 829

16.7.5 Geburtsstörungen 832

16.7.6 Geburtshilfliche Eingriffe 833

16.7.7 Geburtsbedingte Verletzungen 833

16.8 Kolostrum und passive Immunität 834

16.9 Uterine Involution 835

17	Grundlagen der klinischen Propädeutik		
17.1	Vorbericht, Anamnese	837	
17.1.1	Dauer der Erkrankung	837	
17.1.2	Art und Entwicklung der Erkrankung	838	
17.1.3	Vermutliche Ursache der Erkrankung	838	
17.1.4	Vorbehandlungen	838	
17.2	Zwangsmaßnahmen	838	
17.2.1	Geeignete Hilfsmittel	838	
17.2.2	Inakzeptable Zwangsmaßnahmen	842	
17.3	Kennzeichen, Signalement	843	
17.3.1	Dokumentation	843	
17.3.2	Zahnaltersschätzung	844	
17.4	Allgemeine Untersuchung	856	
17.4.1	Körperhaltung	856	
17.4.2	Verhalten	856	
17.4.3	Ernährungszustand	856	
17.4.4	Pflegezustand	857	
17.4.5	Habitus	857	
17.4.6	Atemfrequenz	857	
17.4.7	Pulsfrequenz	857	
17.4.8	Körpertemperatur	857	
17.4.9	Nasenausfluss	858	
17.4.10	Spontaner Husten und Auslösung des Hustenreflexes	858	
17.4.11	Unterkieferlymphknoten	859	
17.4.12	Sichtbare Schleimhäute	859	
17.4.13	Herz- und Lungenauskultation (Übersicht)	859	
17.5	Spezielle Untersuchung	860	
17.5.1	Haut und Hautorgane	860	
17.5.2	Untersuchung der oberen Atemwege	864	
17.5.3	Untersuchung von Trachea und tiefen Atemwegen	866	
17.5.4	Blutkreislaufperipherie	869	
17.5.5	Untersuchung des Herzens	871	
17.5.6	Blutentnahme, intravenöse Applikation und Blutuntersuchung	873	
17.5.7	Hämatopoetisches System	875	
17.5.8	Lymphatische Einrichtungen	876	
17.5.9	Zentrales Nervensystem	877	
17.5.10	Neurologische Untersuchung	878	
17.5.11	Sinnesorgane	884	
17.5.12	Augen und Nebenorgane	888	
17.5.13	Orthopädische Untersuchung der Gliedmaßen und der Wirbelsäule	890	
17.5.14	Verdauungsorgane einschließlich Bauchwand und Bauchhöhle	926	
17.5.15	Harnorgane	941	
17.5.16	Männliche Geschlechtsorgane	944	
17.5.17	Weibliche Geschlechtsorgane, geburts- hilfliche Untersuchung und Unter- suchung des neugeborenen Fohlens	950	
17.5.18	Organe mit endokrinologischer Funktion	966	
17.6	Diagnose, Differentialdiagnose, Prognose und Therapie	967	
17.7	Transrektale Untersuchung	967	
17.7.1	Indikation	967	
17.7.1	Vorbereitung des Patienten und Untersuchungsgang	968	
17.7.2	Untersuchungsbefunde	968	
17.7.3	Risiken und Komplikationen	973	
	Verzeichnis der Zeichner und Fotografen	974	
	Stichwortverzeichnis	975	

Herausgeber und Autoren

PD Dr. Claus Peter Bartmann
Lange Gasse 2
D-83435 Bad Reichenhall

Prof. Dr. Dirk Berens von Rautenfeld
Medizinische Hochschule Hannover
Funktionelle und Angewandte Anatomie
Carl-Neuberg-Straße 1
D-30625 Hannover

Dr. Astrid Bienert-Zeit
Klinik für Pferde
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bünteweg 9
D-30559 Hannover

Stefanie Brandenburger
Medizinische Hochschule Hannover
Funktionelle und Angewandte Anatomie
Carl-Neuberg-Straße 1
D-30625 Hannover

Prof. Dr. Dr. h.c. Eckehard Deegen †
Klinik für Pferde
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bünteweg 9
D-30559 Hannover

Prof. Dr. Angela von den Driesch
Bayerweg 18
D-86978 Hohenfurch

Ass. Prof. Dr. Johannes Edinger
Universitätsklinik für Orthopädie
bei Huf- und Klautentieren
Veterinärmedizinische Universität Wien
Veterinärplatz 1
A-1210 Wien

Prof. Dr. Karsten Feige
Klinik für Pferde
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bünteweg 9
D-30559 Hannover

PD Dr. Anton Fürst
Tierspital
Vetsuisse Fakultät Universität Zürich
Winterthurerstrasse 204
CH-8057 Zürich

Prof. Dr. Hagen Gasse
Anatomisches Institut
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bischofsholer Damm 15
D-30173 Hannover

Dr. Florian Geburek
Klinik für Pferde
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bünteweg 9
D-30559 Hannover

Prof. Dr. Hartmut Gerhards
Veterinärchirurgische Klinik
Veterinärmedizinische Fakultät der LMU München
Veterinärstraße 13
D-80539 München

Dr. Frauke Glitz
Am Johannesbach 52
A-2732 Würflach

Dr. Oliver Harps-Hansen
R+V Versicherung
Vereinigte Tierversicherung VTV
Niedersachsenring 13
D-30163 Hannover

Dr. Tanja Helling
Medizinische Hochschule Hannover
Funktionelle und Angewandte Anatomie
Carl-Neuberg-Straße 1
D-30625 Hannover

Prof. Dr. Bodo Hertsch
Freie Universität Berlin
Klinik für Pferde
Allgemeine Chirurgie und Radiologie
Oertzenweg 19b
D-14163 Berlin

Prof. Dr. Dr. h.c. Bernhard Huskamp
Tierklinik Hochmoor
Von-Braun-Straße 10
D-48712 Gescher-Hochmoor

Prof. Dr. Ewald Isenbügel
Wildsberg 23
CH-8606 Greifensee

Dr. Irina Kassianoff
Im Ortfelde 7A
D-30900 Wedemark

Prof. Dr. Horst Keller
Scheelestraße 2
D-12209 Berlin

Prof. em. Dr. Dr. h.c. Horst Erich König
Institut für Makro- und Mikroanatomie
Department für Pathobiologie
Veterinärmedizinischen Universität Wien
Veterinärplatz 1
A-1210 Wien

Prof. Dr. Wilfried Meyer
Anatomisches Institut
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bischofsholer Damm 15
D-30173 Hannover

Dr. Brigitte Otto
Osterholz 2
D-25524 Breitenberg

PhD Dr. Anna Rötting
Klinik für Pferde
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bünteweg 9
D-30559 Hannover

Dr. Guido Stadtbäumer
Tierärztliche Klinik Telgte
Kiebitzpohl 35
D-48291 Telgte

PD Dr. Carsten Staszuk
Anatomisches Institut
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bischofsholer Damm 15
D-30173 Hannover

Prof. Dr. Andrea Tipold
Klinik für Kleintiere
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bünteweg 9
D-30559 Hannover

Tierärztin Kim Übermuth
Kornweg 10
D-27793 Wildeshausen

Dr. Jutta Verspohl
Institut für Mikrobiologie
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover
Bischofsholer Damm 15
D-30173 Hannover

Prof. Dr. Horst Wissdorf
Luchsweg 3A
D-31303 Burgdorf

Vorwort zur 3. Auflage

Der anhaltende Erfolg dieses Lehrbuches mit dem Konzept, die Kluft zwischen Anatomie und Klinik zu schließen, machte eine 3. Auflage notwendig.

Viele Beiträge dieser Neuauflage sind auf die Mitarbeit zahlreicher Kolleginnen und Kollegen aus Forschung, Klinik und Praxis zurückzuführen. Ihnen allen sei an dieser Stelle für ihre Anregungen und ihr Engagement gedankt. Herr PD Dr. C. Staszuk hat sich erfreulicherweise bereit erklärt, die Ergebnisse seiner Forschung über das Periodontium der Backenzähne in das Kapitel 3.9 Zähne einzuarbeiten. Herr PD Dr. C. P. Bartmann hat die von ihm betreuten Kapitel durch neueste Befunde aus der Literatur ergänzt bzw. neu gestaltet und mit exzellentem Bildmaterial versehen. So hat er einen wesentlichen Anteil der 3. Auflage geprägt.

Für die Erstellung des Kapitels Blut und Bluttransfusion konnte Herr Professor Dr. K. Feige gewonnen werden. Damit wurde eine wesentliche Lücke geschlossen.

Herr Ass. Prof. Dr. J. Edinger hat das Kapitel »Orthopädische Untersuchung der Gliedmaßen und der Wirbelsäule« völlig neu geschrieben und durch eindrucksvolle Abbildungen praxisrelevant gestaltet. Diese umfangreiche Arbeit hat den Wert des Buches für den praktizierenden Tierarzt wesentlich gesteigert. Im Kapitel Grundlagen der klinischen Propädeutik wurde das Kapitel Transrektale Palpation durch Dr. A. Bienert-Zeit, Prof. Dr. K. Feige, Dr. F. Glitz und Dr. A. Rötting völlig neu bearbeitet. Einmalig sind die Abbildungen mit Darstellung der untersuchenden Hand im Colon descendens. Dadurch wird den Studierenden das Verständnis für den Ablauf der Untersuchung wesentlich erleichtert. Ermöglicht haben diese Abbildungen Dr. M. Köllmann als Untersucherin und Dr. A. Rötting als Fotografin.

Frau Dr. A. Bienert-Zeit hat durch viele hilfreiche Hinweise zur Anwendung anatomischer Fakten in der Klinik und Lieferung von zahlreichen Abbildungen die Aussagekraft des Buches mitgestaltet.

Herr Dr. P. Wohlsein, Akademischer Direktor am Institut für Pathologie der Stiftung Tierärztliche Hochschule hat sich die Mühe gemacht, die 2. Auflage hinsichtlich sek-

tionsrelevanter Fakten durchzuarbeiten. Neben zahlreichen Ergänzungen und Bildmaterial hat Herr Dr. Wohlsein auch Hinweise zur Durchführung von Sektionen gegeben, die anatomische Fakten beinhalten und aus der Erfahrung bei den Studierenden meistens nicht mehr präsent sind.

Herrn Prof. Dr. W. Meyer gilt unser Dank für seine Bemühungen um die Erstellung neuer Zeichnungen durch Frau von Stemm im Anatomischen Institut der Stiftung Tierärztliche Hochschule.

Die Diplom-Tierärztin Frau Dr. E. Polsterer, Wien, hat uns wiederum durch die Anfertigung von ausdrucksstarken Zeichnungen unterstützt. Ihre Zeichnungen sind ein Gewinn für das Buch.

Herr PD Dr. J. Maierl hat zwei Abbildungen selbst erstellter Präparate zum Thema Herz zur Verfügung gestellt.

Frau PD Dr. B. Wollanke, LMU München, hat durch die nach Anfrage stets schnelle Bereitstellung von zahlreichen Abbildungen, u. a. zum Thema Auge, unsere Arbeit wesentlich unterstützt. Zum Thema Auge erhielten wir außerdem von Herrn Dr. E. Mettenleiter, Hagen a. T.W., aktuelle sonographische Bilder.

Herr Dr. G. Stadtbäumer, Telgte, hat durch die Überlassung von arthroskopischen Abbildungen diesen klinischen Schwerpunkt maßgeblich geprägt.

Bis jetzt einmalige anatomische Abbildungen lieferte Herr PD Dr. M. Röcken, der am stehenden Pferd durch minimal-invasive Eingriffe in der rechten bzw. linken Flanke gewonnene Abbildungen zahlreicher Bauchorgane zur Verfügung stellte.

Herr Prof. Dr. H. Geyer hat durch die Bereitstellung von zehn Präparateabbildungen aus der Sammlung des Anatomischen Instituts der Vetsuisse-Fakultät der Universität Zürich unsere Arbeit wesentlich unterstützt.

Herr PD Dr. A. Fürst, Zürich, hat durch die großzügige Überlassung von 59 Abbildungen bzw. Zeichnungen des Graphikers M. Haab, ganz wesentlich zur Gestaltung der neuen Auflage beigetragen. Hoch anzurechnen ist seine Aussage: »So helfen die Bilder auch Studenten anderer Ausbildungsstätten bei ihrem Studium.«

Herr Dr. F. Geburek und Herr Prof. Dr. P. Stadler haben un-

sere Arbeit durch Abbildungen und zahlreiche Anregungen zum Thema Gliedmaßen unterstützt. Herr Prof. Dr. B. Ohnesorge stellte uns eine ausdrucksstarke Aufnahme aus einer Videosequenz zum Thema Kehlkopfpfeifen zur Verfügung, von Herrn Prof. Dr. C. J. Lischer erhielten wir zwei eindrucksvolle Röntgenabbildungen der Fraktur eines Proc. paracondylaris.

Aus der Praxis haben unsere Arbeit Herr Dr. E. Allmers, Frau Dr. S. Drögemüller und Dr. M. Paar mit aktuellem Bildmaterial unterstützt.

Herr Dr. J. Wissdorf lieferte uns Abbildungen zu den Veränderungen an der Haut des Unterschenkels.

Die Bearbeitung des umfangreichen Bildmaterials wurde durch eine großzügige Spende der Firma Merial unterstützt. Dafür möchten wir herzlich danken.

Hilfe bei der elektronischen Bearbeitung zahlreicher Abbildungen erhielten wir durch die Mitarbeiter des Anatomischen Instituts der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover Herrn Dr. R. Koch, der auch zahlreiche Skelettaufnahmen anfertigte, Herrn PD Dr. C. Staszuk sowie durch die VMTA Frau I. Blume. Auch Ihnen gilt unser Dank.

Zahlreiche Anregungen aus dem Kollegenkreis wurden berücksichtigt. Für diese Hinweise danken wir allen.

Herr Dr. K. Neurand, früher im Anatomischen Institut der Tierärztlichen Hochschule Hannover als Akademischer Direktor tätig, hat bei der umfangreichen Arbeit für die 3. Auflage nicht nur bei zahlreichen nomenklatorischen Fragen eine Lösung gefunden, sondern durch Korrekturlesen wesentlich geholfen und durch freundschaftliche aufmunternde Worte die Arbeit unterstützt.

Von Seiten des Verlags wurde die Fertigstellung des Textes durch Frau Dr. U. Oslage, Leiterin des Lektorats Veterinärmedizin, betreut. Sie hat mit viel Geschick und großem Zeitaufwand die Texte an das moderne Gestaltungssystem des Verlags angepasst. Für das gezeigte Verhandlungsgeschick, ihre Geduld und ihre Hilfsbereitschaft bei der Lösung anstehender Fragen gebührt ihr unser ganz besonderer Dank.

Frau B. Sodemann war für die Buchproduktion zuständig und hat die Formate und die Platzierung der Abbildungen sowie die Gesamtgestaltung des Werkes geleitet. Ihr fundiertes Fachwissen war uns eine große Hilfe, ihre Bereitschaft unsere Wünsche zu berücksichtigen und umzusetzen hat wesentlich zur Aussagekraft des Buches beigetragen. Die Zusammenarbeit war immer sehr kreativ. Wir möchten ihr dafür aufrichtig danken.

Danken möchte ich auch meiner Frau, die über sieben Jahre mit sehr viel Verständnis, Geduld und Rücksichtnahme die Arbeit an diesem Buch ermöglicht hat.

Die Leserinnen und Leser bitte ich, im Interesse des Patienten Pferd, Kritik und Anregungen zur Verbesserung dieser anderen Art eines Anatomielehrbuches an mich weiterzuleiten.

Es ist der Wunsch aller Mitarbeiter an diesem Buch, dass es den Lesern beim Umgang mit Pferden und anderen Equiden hilfreich ist.

Burgdorf, im April 2010

Für die Herausgeber
Horst Wissdorf

Dieses Buch ist in seiner 3. Auflage unserem geachteten
und beliebten Mitherausgeber und Hochschullehrer

Professor Dr. Dr. h.c. Eckehard Deegen

verbunden mit dem Dank für seine herausragenden Verdienste
um die Pferdemedizin in Lehre, Klinik und Forschung, gewidmet.

Vorwort zur 1. Auflage (gekürzt)

Die meisten Studierenden der Veterinärmedizin beginnen ihr Studium hochmotiviert und voller Tatendrang, begierig darauf, an lebenden Tieren arbeiten zu können. Schon nach kurzer Zeit kommt der »große Frust« und sie beklagen sich, dass in der Anatomie nur Fakten vermittelt werden und sie in den ersten vier Semestern keinen Kontakt zu lebenden Tieren haben.

Da es während meiner 33-jährigen Lehrtätigkeit immer wieder zu Beschwerden über diese Form des Anatomieunterrichts kam, wurde über einen längeren Zeitraum versucht, in den Präparierübungen erlerntes Wissen direkt am lebenden Haustier anzuwenden. Für klinische Semester wurden in einer Vorlesung anatomische Fakten gleichzeitig mit ihrem Praxisbezug vermittelt. Aus dieser Lehrtätigkeit heraus entstand die Idee für das vorliegende Buch.

Um ein wirklich praxisbezogenes Anatomiebuch zu erstellen, konnte die Durchführung dieses Planes nur in Zusammenarbeit mit Klinikern erfolgen. Es ist das erklärte Ziel dieses Buches, die starren Grenzen zwischen Vorklinik und Klinik aufzubrechen, wie es auch im Entwurf zur neuen Approbationsordnung gefordert wird. Dem Studierenden soll so der Sinn des Anatomieunterrichts besser verdeutlicht werden. Der Ausblick in den Bereich der Klinik stellt sicherlich keine Mehrbelastung dar, sondern fördert das Verständnis für die tierärztliche Tätigkeit.

Durch die zahlreichen Abbildungen, auf denen anatomische Grundlagen und deren Anwendung an lebenden Pferden dargestellt werden, soll die Motivation zum Lernen der meist »ungeliebten Anatomie« gesteigert und der Student angeregt werden, bei jeder Gelegenheit am lebenden Pferd sein erlerntes Wissen zu überprüfen.

Die hier aufgeführten klinischen Bezüge ermöglichen den »Blick über den Zaun«, sollen aber keinesfalls klinische Lehrbücher ersetzen.

Die Fertigstellung dieses umfangreichen Buches innerhalb von vier Jahren konnte nur in Team-Arbeit erfolgen, wobei

sehr bewusst auch jungen, stark motivierten Kolleginnen und Kollegen aus dem Bereich Anatomie bzw. aus der Klinik für Pferde der Tierärztlichen Hochschule Hannover die Möglichkeit gegeben wurde, sich zu profilieren. Ihnen allen gilt mein Dank für die geleistete Arbeit.

Es ist mir ein besonderer Wunsch, allen wissenschaftlichen Mitarbeitern der Klinik für Pferde der Tierärztlichen Hochschule Hannover, ganz besonders den Herren Professoren Dr. Deegen und Dr. Klug, für fachliche Gespräche und stets gezeigte Hilfsbereitschaft zu danken.

Herr Kollege Neurand hat häufig nomenklatorische Unklarheiten beseitigt, mir stets mit Rat und Tat zur Seite gestanden und hat sich durch hilfreiche Kritik um das Kapitel Haut verdient gemacht. Ihm gebührt dafür mein besonderer Dank.

Der emeritierte Humananatom aus Hannover, Professor Dr. Herbert Lippert, hat mir in Gesprächen, aber auch durch sein »Lehrbuch Anatomie«, zahlreiche Anregungen gegeben, wofür ich ihm an dieser Stelle nochmals meinen Dank aussprechen möchte.

Herr Professor Dr. Waibl, Direktor des Anatomischen Instituts der Tierärztlichen Hochschule, unterstützte auch nach meiner Pensionierung die Fertigstellung des Buches und gab zur Ausführung einzelner Zeichnungen Ratschläge, die die Aussagekraft verbessern halfen. Hierfür besten Dank. Die Leserinnen und Leser bitte ich, im Interesse des Patienten Pferd, Kritik und Anregungen zur Verbesserung dieser anderen Art eines Anatomielehrbuches an mich weiterzuleiten.

Es ist das Anliegen aller Mitarbeiter, dass dieses Fachbuch Ihnen bei Ihren Bemühungen, Pferde zu heilen, von Nutzen ist.

Für die Herausgeber
Horst Wissdorf

Abkürzungsverzeichnis

A	Arterie	G	Gang
A.	Arteria	Ggl.	Ganglion
A:	Ansatz	Ggl.	Ganglia
Aa.	Arteriae	ggr.	geringgradig
AB	Anhang Beckengliedmaße	Gl.	Glandula
AR	Anhang Rumpf	Gll.	Glandulae
Art.	Articulatio	HE	Hämatoxylin-Eosin
Artt.	Articulationes	HM	Haarmatrix
AS	Anhang Schultergliedmaße	HMA	Haarmark
B:	Besonderheit	HP	Haarpapille
BS	Blutsinus	HR	Haarrinde
C	Caninus	I:	Innervation
C a	Os carpi accessorium	IKR	Interkostalraum, Interkostalräume
Can.	Canalis	Inc.	Incisura
Cann.	Canales	IWS	Innere epitheliale Wurzelscheide
Cd	Schwanzwirbel	KDa	kilo Dalton
CEM	kontagiöse Equine Metritis	KPE	Komplexe Physikalische Entstauungstherapie
C i	Os carpi intermedium	KM	Körpermasse
C r	Os carpi radiale	Lc.	Lymphocentrum
C u	Os carpi ulnare	Lig.	Ligamentum
C I	Os carpale primum	Ligg.	Ligamenta
C II	Os carpale secundum	Ln.	Lymphonodus
C III	Os carpale tertium	Lnn.	Lymphonodi
C IV	Os carpale quartum	M	Molar
C V	Os carpale quintum	M.	Musculus
d	deciduus	m.	musculi
DDSP	Dorsal Displacement of Soft Palate	MHz	Megahertz
EHV	Equines Herpesvirus	Mc	Metacarpale
ER	Endoplasmatisches Retikulum	ml	Milliliter
F:	Funktion	ML	Manuelle Lymphdrainage
Fascic.	Fasciculus	Mm., mm.	Musculi, musculi
Fiss.	Fissura	Mt	Metatarsale
For.	Foramen	N	Newton
Forr.	Foramina	N.	Nervus

n.	nervi	V	Vene
NAV	Nomina Anatomica Veterinaria	V.	Vena
N.A.V.	Nerv, Arterie, Vene	V:	Verlauf
NC	Nomina clinica	Vv.	Venae
Nn.	Nervi	ZWS	Zwischenwirbelscheibe(n)
OAAM	okzipito-atlanto-axiale Missbildungen		
O.b.B.	ohne besonderen Befund		
OMN	Oberes Motorisches Neuronsystem		
OK	Oberkiefer		
P	Prämolar		
Pd	Dens premolaris deciduus		
PH	Primärhaare (Deck- und Langhaare)		
Proc.	Processus		
Procc.	Processus (plural)		
R.	Ramus		
Rec.	Recessus		
Recc.	Recessus (plural)		
Reg.	Regio		
Regg.	Regiones		
REM	Rasterelektronenmikroskopie		
Rr.	Rami		
RS	Rossspiegel		
SB	Stratum basale		
SC	Stratum corneum		
sec	Sekunde		
SG	Stratum granulosum		
SH	Sekundärhaare		
SS	Stratum spinosum		
SSL	Scheitel-Steiß-Länge		
Strat.	Stratum		
T I	Os tarsale primum		
T I et II	Os tarsale primum et secundum		
T II	Os tarsale secundum		
T III	Os tarsale tertium		
T IV	Os tarsale quartum		
T c	Os tarsi centrale		
Trunc.	Truncus		
Tuberc.	Tuberculum		
Tuberc.	Tubercula		
Tuberos.	Tuberositas		
Tubeross.	Tuberositates		
U:	Ursprung		
UK	Unterkiefer		
UMN	Unteres Motorisches Neuronsystem		
u. U.	unter Umständen		

Erläuterungen zum Buch

Die verwendeten TERMINI TECHNICI sind überwiegend in den NOMINA ANATOMICA VETERINARIA – NAV – (2005) aufgelistet und in Schaller, O. (1992): Illustrated Veterinary Anatomical Nomenclature, Enke, Stuttgart, durch Zeichnungen ergänzt, zusammengestellt. Sind klinisch relevante Strukturen in den NAV nicht berücksichtigt, so werden Vorschläge zu ihrer Benennung gemacht.

Klinisch wichtige Fakten sind als »Beachte« mit blauer Hinterlegung hervorgehoben.

Fachbegriffe aus dem klinischen Sprachgebrauch sind kursiv gesetzt.



Nennt die anatomische (NAV) bzw. klinische (NC) Nomenklatur



Hinweise auf sektionsrelevante Fakten



Kapitel Propädeutik: Normalbefunde der klinischen Untersuchung

Literatur

Die Literatur ist auf beiliegender CD-ROM zusammengefasst.

Dabei enthält der jeweils erste Abschnitt **ausgewählte**, meistens anatomische Literatur, der zweite Abschnitt **weiterführende**, vorwiegend klinische Literatur.

Anmerkungen zu den Abbildungshinweisen

Die erste Ziffer bezieht sich auf das Kapitel, in dem die Abbildung zu finden ist, die zweite Ziffer verweist auf die Abbildung selbst. Ziffern hinter einem Querstrich, z. B. (Abb. 3–6/3), verweisen auf die Beschriftung innerhalb der Abbildungen (hier Ziffer 3 in Abb. 3–6). Ziffern und fettgedruckte Großbuchstaben vor dem Schrägstrich besagen, dass diese Abbildung aus mehreren Einzelbildern (**A**, **B**, **C**) besteht.

Bildnachweis Kapitelanfangsseiten

Kap. 4: Gehirn; Scheiben-Plastinat. Prof. Dr. Hagen Gasse, Hannover

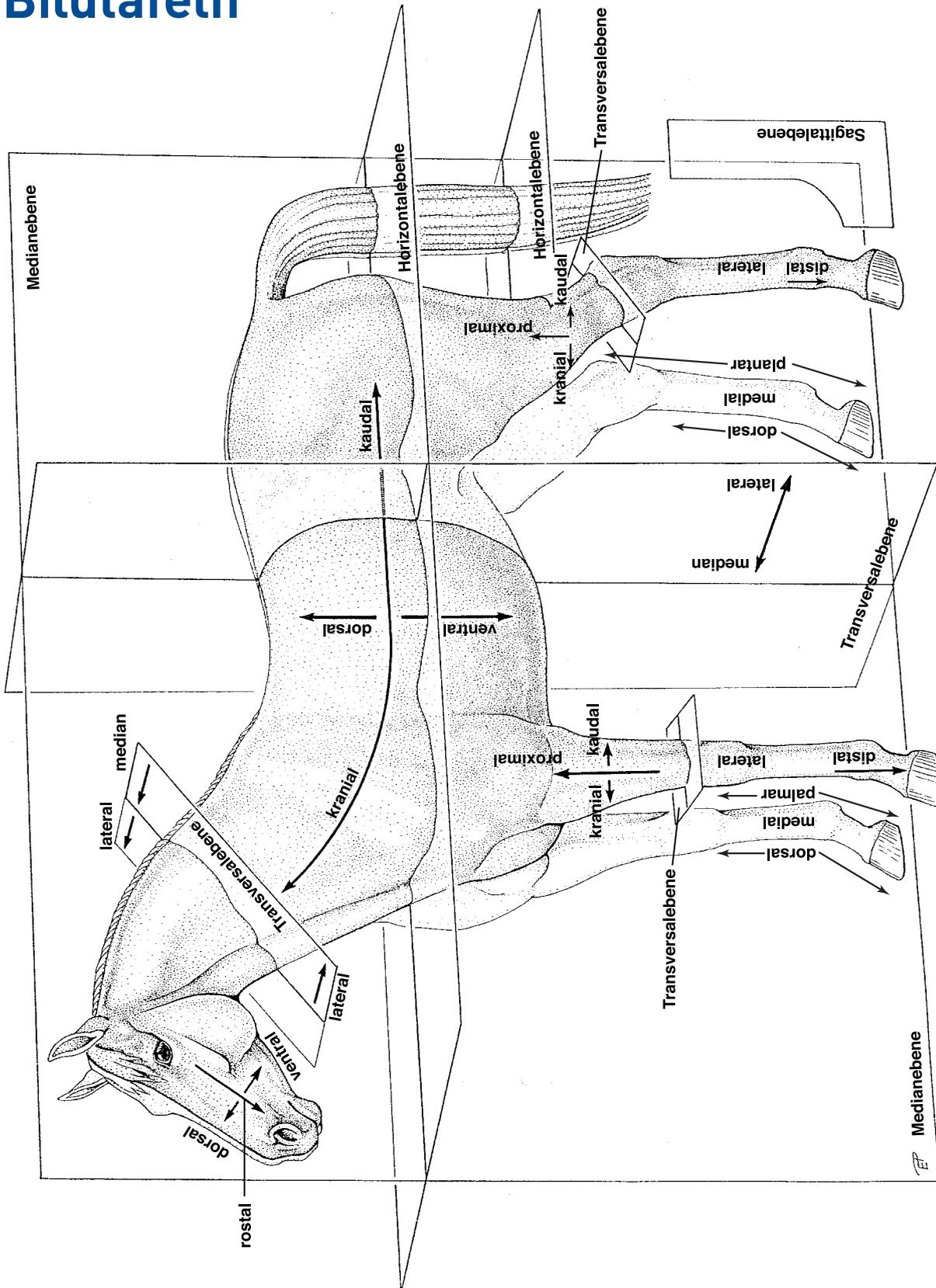
Kap. 6: Rückenmark im Duraschlauch, *in situ*; Dorsalansicht. Prof. Dr. Hagen Gasse, Hannover.

Kap. 7: Arnold Böcklin: Kentaur in der Schmiede. Szépművészeti Múzeum, Budapest.

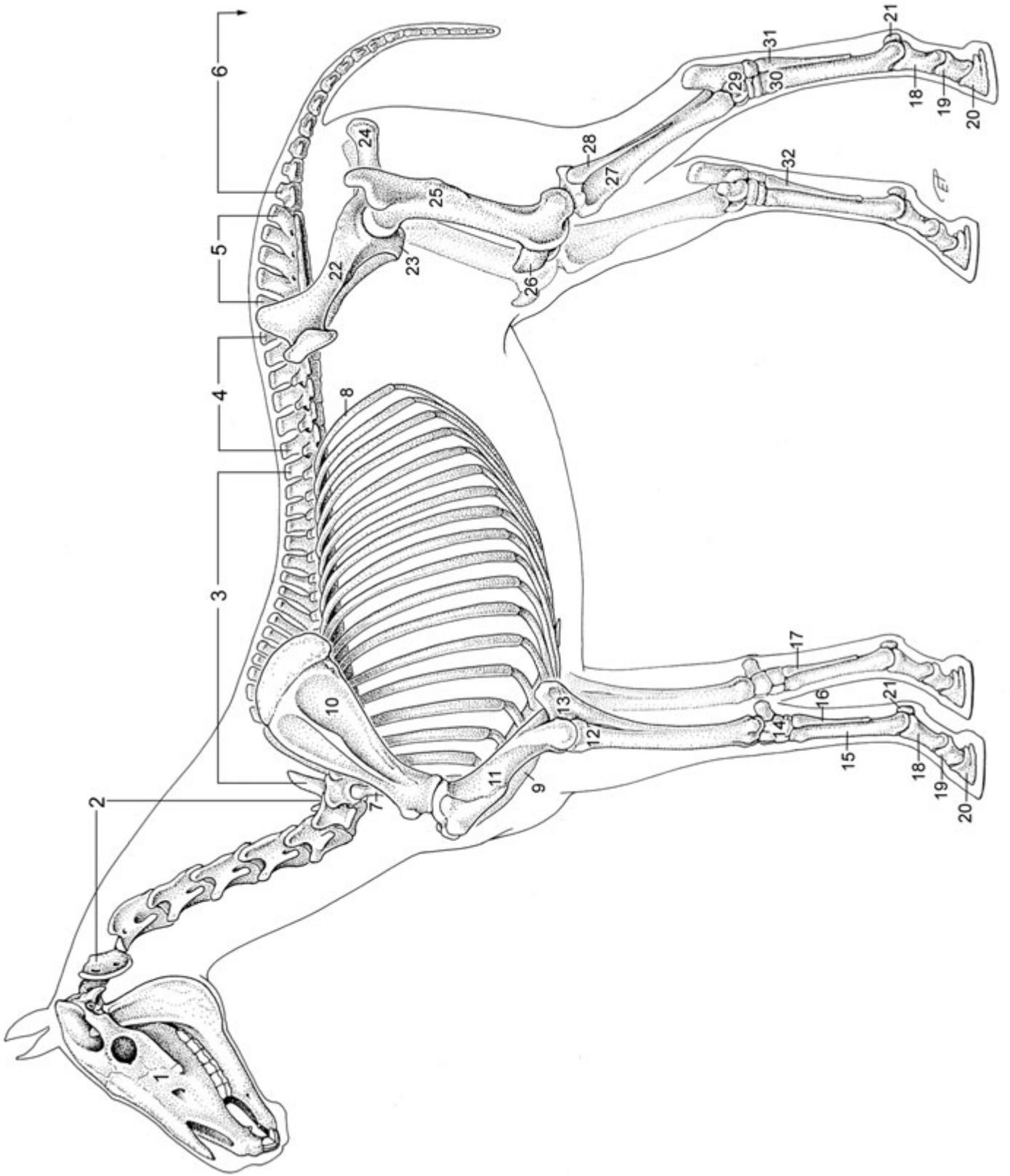
Kap. 9: Essaka – fotolia.com

Alle übrigen Abbildungen sind den jeweiligen Kapiteln entnommen.

Bildtafeln

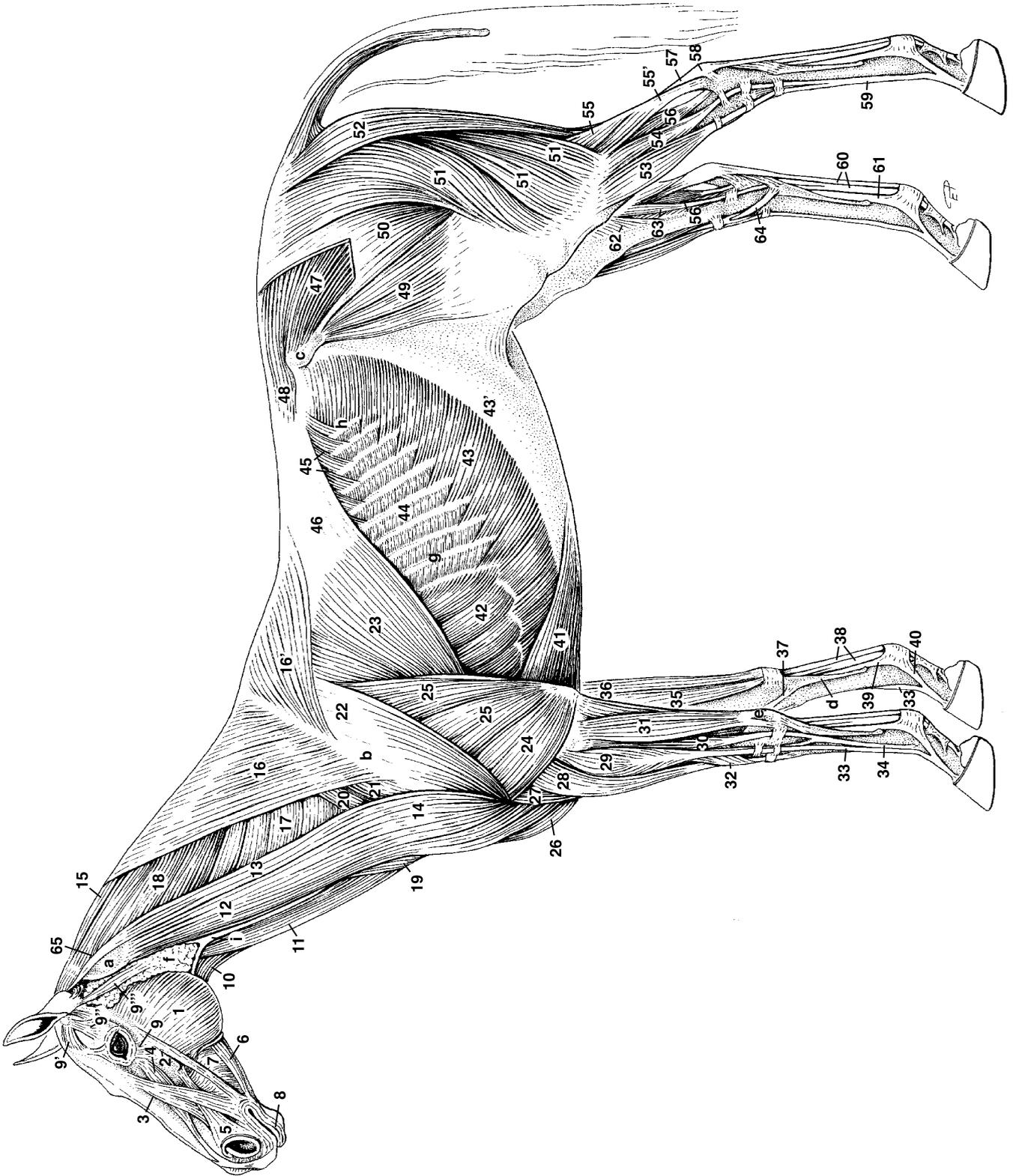


Tafel 1 Lage und Richtungsbezeichnungen am Pferd
 nach König, H. E. und Liebich, H. G. (2009): Anatomie der Haussäugetiere, 4. Aufl. Schattauer, Stuttgart, ergänzt



Tafel 2 Skelett eines Pferdes

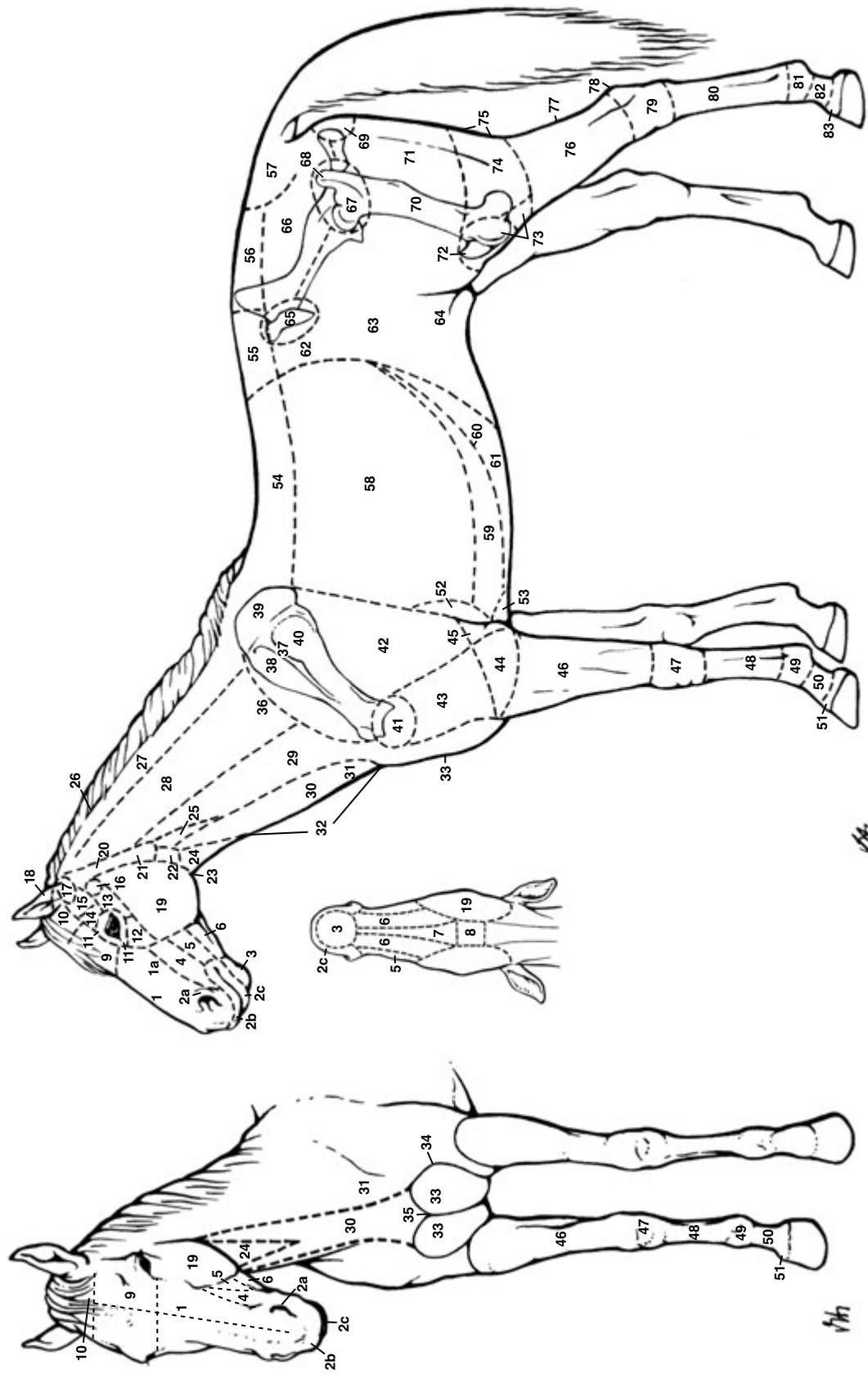
1 Kopfknochen, Einzelheiten s. Abb. 3-4, 2 sieben Halswirbel, Vertebrae cervicales; 3 achtzehn Brustwirbel, Vertebrae thoracicae; 4 sechs Lendenwirbel, Vertebrae lumbales; 5 Kreuzbein, Sacrum, bestehend aus fünf Kreuzwirbeln; 6 siebzehn Schwanzwirbeln, Vertebrae caudales (coccygeae); 7, 8 Rippen, Costae; 7 erste Rippe, 8 achtzehnte Rippe; 9 Brustbein, Sternum; 10 Schulterblatt, Scapula; 11 Oberarmbein, Humerus; 12 Speiche, Radius; 13 Elle, Ulna; 14 Knochen der Vorderfußwurzel, Ossa carpi; 15 Röhrlbein, Os metacarpale III; 16 äußeres Griffelbein, Os metacarpale IV; 17 inneres Griffelbein, Os metacarpale II; 18 Fesselbein, Phalanx proximalis; 19 Kronbein, Phalanx media; 20 Hufbein, Phalanx distalis; 21 Gleichbeine, Ossa sesamoidea proximalia; 22 Darmbein, Os ilium; 23 Schambein, Os pubis; 24 Sitzbein, Os ischii; 25 Oberschenkelknochen, Os femoris; 26 Knie Scheibe, Patella; 27 Schienbein, Tibia; 28, Wadenbein, Fibula; 29 Knochen der Hinterfußwurzel, Ossa tarsi; 30 Röhrlbein, Os metatarsale III; 31 äußeres Griffelbein, Os metatarsale IV; 32 inneres Griffelbein, Os metatarsale II



Tafel 3 Oberflächliche Muskulatur des Pferdes

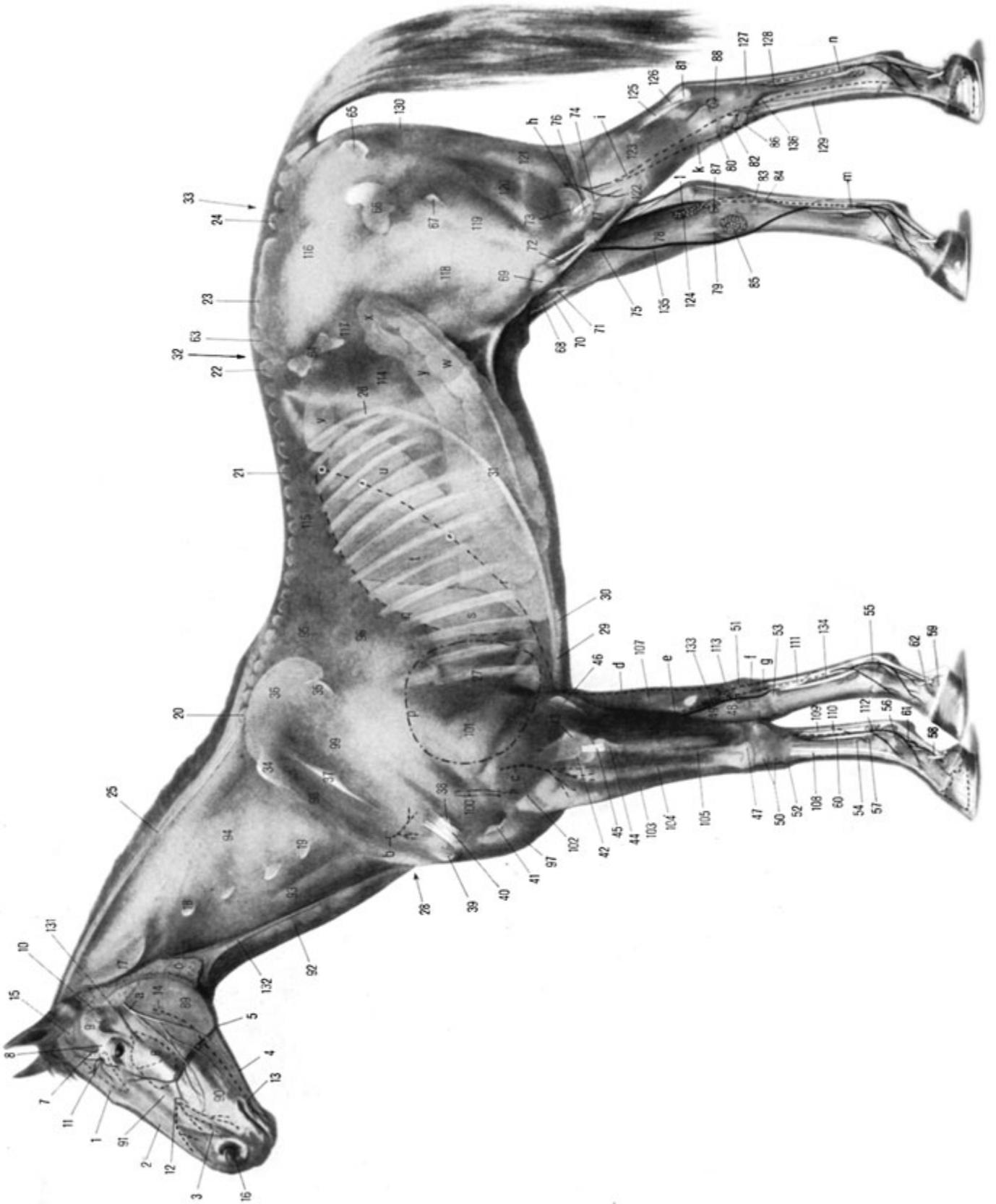
1 M. masseter; 2 M. zygomaticus; 3 M. levator nasolabialis; 4 M. levator labii superioris; 5 M. caninus; 6 M. depressor labii inferioris; 7 M. buccinator; 8 M. orbicularis oris; 9 M. malaris, 9' M. interscutularis, 9'' M. frontoscutularis, 9''' M. parotidoauricularis; 10 M. omo- und sternohyoideus; 11 M. sternomandibularis; 12 M. cleidomastoideus; 13 M. omotransversarius; 14 M. cleidobrachialis; 15 M. rhomboideus cervicis; 16 M. trapecius, Pars cervicalis; 16' M. trapecius, Pars thoracica; 17 M. serratus ventralis cervicis; 18 M. splenius; 19 M. cutaneus colli; 20 M. subclavius; 21 M. supraspinatus; 22 M. infraspinatus; 23 M. latissimus dorsi; 24 Caput laterale, 25 Caput longum des M. triceps brachii; 26 M. pectoralis descendens; 27 M. brachialis; 28 M. extensor carpi radialis; 29 M. extensor digitalis communis; 30 M. extensor digitalis lateralis; 31 M. extensor carpi ulnaris; 32 M. abductor pollicis longus; 33 gemeinsame Strecksehne; 34 laterale Strecksehne; 35 M. flexor carpi radialis; 36 M. flexor carpi ulnaris; 37 Sehne des M. abductor pollicis longus; 38 oberflächliche und tiefe Beugesehne; 39 M. interosseus medius, 40 sein Unterstützungsschenkel; 41 M. pectoralis profundus; 42 M. serratus ventralis thoracis; 43 M. obliquus externus abdominis, 43' seine Aponeurose; 44 Mm. intercostales externi; 45 M. serratus dorsalis caudalis; 46 Fascia thoracolumbalis; 47 M. gluteus medius, 48 seine Lendenzacke; 49 M. tensor fasciae latae; 50 M. gluteus superficialis, gefensterter; 51 M. biceps femoris; 52 M. semitendineus; 53 M. extensor digitalis longus; 54 M. extensor digitalis lateralis; 55 M. gastrocnemius lateralis; 55' Achillessehne; 56 M. flexor digitalis lateralis; 57 M. oberflächliche Beugesehne; 58 Fersenbeinkappe; 59 gemeinsame Stecksehne; 60 oberflächlich und tiefe Beugesehne; 61 M. interosseus medius; 62 M. popliteus; 63 M. flexor digitalis medialis; 64 mediater Schenkel des M. tibialis cranialis, Spatschenkel; 65 Endsehne des M. longissimus capitis

a Ala atlantis; b Tuber spinae scapulae; c Tuber coxae; d mediales Griffelbein; e Os carpi accessorium; f Gl. parotis; g 9. Rippe; h 18. Rippe; i V. jugularis externa



Tafel 4 Körperregionen

- 1 Nasenrückenbereich, Reg. dorsalis nasi;
 1a seitlicher Nasenbereich, Reg. lateralis nasi;
 2a Nasenlochbereich, Reg. naris;
 2b Oberlippenbereich, Reg. labialis superior;
 2c Unterlippenbereich, Reg. labialis inferior;
 3 Kinnbereich, Reg. mentalis;
 4 Oberkieferbereich, Reg. maxillaris;
 5 Backenbereich, Reg. buccalis;
 6 Unterkieferbereich, Reg. mandibularis;
 7 Zwischenkieferbereich Reg. intermandibularis;
 8 Unterzungengebietbereich, Reg. subhyoidea;
 9 Stirnbereich, Reg. frontalis;
 10 Scheitelbereich, Reg. parietalis;
 11 Augenbereich, Reg. orbitalis;
 12 Unteraugenbereich, Reg. infraorbitalis;
 13 Schläfenbereich, Reg. zygomatica;
 14 Überaugengrubenbereich, Reg. supraorbitalis;
 15 Schläfenbereich, Reg. temporalis;
 16 Kiefergelenkbereich, Reg. articulationis temporomandibularis;
 17 Ohrbereich, Reg. auricularis;
 18 Hinterhauptsbereich, Reg. occipitalis;
 19 Kaumuskelbereich, Reg. masseterica;
 20 Ohrspeicheldrüsenbereich, Reg. parotidea mit
 21 Fossa retromandibularis;
 22 Rachenbereich, Reg. pharyngea;
 23 Kehlkopfbereich, Reg. laryngea;
 24 Luftröhrenbereich, Reg. trachealis;
 25 Drosselinnenbereich, Reg. jugularis mit Sulcus jugularis;
 26 Dorsaler Halsrand, Margo colli dorsalis;
 27 Dorsale Halsbereich, Reg. colli dorsalis;
 28 Seitlicher Halsbereich, Reg. colli lateralis;
 29 Bereich des M. brachiocephalicus, Reg. brachiocephalica;
 30 Bereich des M. sternocephalicus, Reg. sternocephalica;
 31 Drosselgrube, Fossa jugularis;
 32 Ventraler Halsbereich, Reg. colli ventralis;
 33 Vorbrustbereich, Reg. presternalis;
 34 Seitliche Brustfurche, Sulcus pectoralis lateralis;
 35 Mittlere Brustfurche, Sulcus pectoralis medianus;
 36 Vorschultergegend, Reg. prescapularis;
 37 Schulterblattbereich, Reg. scapularis;
 38 Bereich oberhalb der Schulterblattgräte, Reg. supraspinata;
 39 Schulterblattknorpelbereich, Reg. cartilaginis scapulae;
 40 Bereich unterhalb der Schulterblattgräte, Reg. infraspinata;
- 41 Schultergelenkbereich, Reg. articulationis humeri;
 42 Bereich des M. triceps brachii, Reg. tricipitalis;
 43 Oberarmbereich, Reg. brachii;
 44 Ellbogenbereich, Reg. cubiti;
 45 Ellbogenhöckerbereich, Reg. olecrani;
 46 Unterarmbereich, Reg. antebrachii;
 47 Vorderfußwurzelbereich, Reg. carpi;
 48 Vordermittelfußbereich, Reg. metacarpi;
 49 Fesselgelenkbereich, Reg. metacarpophalangea;
 50 Fesselbeinbereich, Reg. compedis;
 51 Kronrandbereich, Reg. coronalis;
 52 Herzbeinbereich, Reg. cardiaca;
 53 Brustbeinbereich, Reg. sternalis;
 54 Brustrückbereich, Reg. vertebralis thoracis;
 55 Lendenrückenbereich; Reg. lumbalis;
 56 Kreuzbereich, Reg. sacralis;
 57 Schwanzwurzelbereich, Reg. radialis caudalis;
 58 Rippenregion, Reg. costalis;
 59 Unterrippenknorpelbereich, Reg. hypochondriaca;
 60 Rippenbogenbereich, Reg. arcus costalis;
 61 Schaufelknorpelbereich, Reg. xiphoidea;
 62 Hungergrube, Fossa paralumbalis;
 63 Seitlicher Bauchbereich, Flanke, Reg. abdominis lateralis;
 64 Kniefaltengegend, Reg. plicae lateralis;
 65 Hüfthöckerbereich, Reg. tuberos coxae;
 66 Glutäenbereich, Reg. glutea;
 67 Hüftgelenkbereich, Reg. articulationis coxae;
 68 Umdreherbereich, Reg. trochanterica;
 69 Sitzhöckerbereich, Reg. tuberos ischiadici;
 70 Oberschenkelbereich, Reg. femoris;
 71 Hinterbackenbereich, Reg. clunisi;
 72 Kniescheibenbereich, Reg. patellaris;
 73 Vorderer Kniebereich, Reg. genus cranialis;
 74 Äußerer Kniebereich, Reg. genus lateralis;
 75 Kniekehlebereich, Reg. poplitea;
 76 Unterschenkelbereich, Reg. cruris;
 77 Fersenheinenstrangbereich, Reg. tendinis calcanei communis;
 78 Fersenhöckerbereich, Reg. calcanea;
 79 Sprunggelenkbereich, Reg. tarsi;
 80 Hintermittelfußbereich, Reg. metatarsi;
 81 Fesselgelenkbereich, Reg. metatarsophalangea;
 82 Fesselbereich, Reg. compedis;
 83 Kronsaumbereich, Reg. coronalis.



Tafel 5 Sicht- und tastbare Strukturen am Pferd

Aus: E. Seiferte (1952): Angewandte Anatomie am Lebenden. Schweiz. Arch. Tierheilkd. 94, 280–286, Tafel 1, Legende aktualisiert

Kopf

1 Stirnbein mit Sinus frontalis (gestrichelte Kontur); 2 Nasenbein; 3 unterer Rand der Inc. nasoincisiva; 4 Unterkieferrand; 5 Gefäßausschnitt mit A. (querschraffiert) und V. facialis; 6 Crista facialis im Gebiet des Oberkiefer- und Jochbeins. In ihrem Bereich liegt der Sinus maxillaris (gestrichelte Kontur); 7 Crista frontalis; 8 Augenbogen; 9 Jochbogen.
7 bis 9 begrenzen die Schläfengrube mit dem sie ausfüllenden M. temporalis; 10 Kiefergelenk;
11 For. supraorbitale mit austretendem N. frontalis (sensibel); 12 For. infraorbitale mit austretendem N. infraorbitalis (sensibel); 13 For. mentale mit austretendem N. mentalis (sensibel); 14 For. mandibulare (medial am Unterkieferast) mit eintretendem N. alveolaris inferior (sensibel); 15 Scutulum; 16 linker Flügelknorpel

Hals und Rumpf

17 Atlasflügelrand; 18 kranialer Querfortsatz des 3. Halswirbels; 19 kranialer Querfortsatz des 6. Halswirbels; 20 Dornfortsatz des 4. Brustwirbels; 21 Dornfortsatz des 1. Lendenwirbels; 22 Dornfortsatz des 6. Lendenwirbels, 20 bis 22 von der Nackenbandkappe, bzw. vom L.ig. supraspinale überlagert; 23 Dornfortsätze des Kreuzbeins; 24 Dornfortsatz des 1. Schwanzwirbels; 25 Nackenbandstrang; 26 18. Rippe; 27 5. Rippe; 28 Manubrium sterni (durch Schultergelenk verdeckt); 29 Brustbein; 30 Schaufelknorpel; 31 Rippenbogen; 32 Spatium lumbosacrale (Punktion des Cavum subarachnoideale); 33 Spatium interarcuale zwischen 1. und 2. Schwanzwirbel (Epiduralanästhesie)

Vordergliedmaße

34 Nackenwinkel, 35 Rückenwinkel des Schulterblatts; 36 Schulterblattknorpel; 37 Schulterblattgräte mit Tuberos. spinae; 38 Muskelhöcker; 39 Rollfortsatz des Tuberc. majus; 40 Sehne des M. infraspinatus, die das laterale Seitenband des Schultergelenks ersetzt; 41 Tuberos. deltoidea; 42 Crista epicondylarialis; 43 Epicondylus lateralis oder Streckknorren des Humerus; 44 lateraler Bandhöcker des Radius; 45 laterales Seitenband des Ellbogengelenks; 46 Tuber olecrani; 47 Proc. styloideus lateralis; 48 Proc. styloideus medialis; 49 freie Fläche des Radius; 50 proximale und distale Karpalknochenreihe; 51 Os carpi accessorium, 50 und 51 Karpal- oder Vorderfußwurzelgelenk, sog. Vorderkie, dessen proximaler und mittlerer Gelenkspalt am gebeugten Karpalgelenk tastbar sind; 52 Tuberos. ossis metacarpalis III; 53 Griffelbeinköpfchen; 54 Griffelbeinköpfchen; 55 Sesam- oder Gleichbeine; 56 prox. Bandhöcker des Fesselbeins; 57 palmare Aussackung des Fesselgelenks (Fesselgelenksgalle); 58 proximaler Bandhöcker des Kronbeins; 59 Hufknorpel; 60 M. interosseus medius; 61 sein Unterstützungssast; 62 Hufknorpelfesselbeinband

Hintergliedmaße

63 Tuber sacrale, Kreuzbeinhöcker; 64 Tuber coxae, Hüfthöcker; 65 Tuber ischiadicum, Sitzbeinhöcker; 66 Trochanter major, in der Tiefe: das nicht palpierbare Hüftgelenk; 67 Trochanter tertius; 68 mediale Trochlea ossis femoris; 69 Patella; 70 hinterer Knie scheibenband; 71 mediales Knie scheibenband; 72 laterales Knie scheibenband; 73 Epicondylus lateralis femoris; 74 Condylus lateralis tibiae mit Fibulaköpfchen; 75 Tuberos. tibiae in Margo cranialis übergehend; 76 laterales Seitenband des Femorotibialgelenks, 68 bis 76 palpierbare Komponenten des Kniegelenks; 77 Sulcus extensorius; 78 freie Fläche der Tibia; 79 Malleolus medialis; 80 Malleolus lateralis; 81 Tuber calcanei; 82 lateraler Rollkamm des Fesselbeins; 83 Os tarsale II; 84 mediales Griffelbeinköpfchen, 83 und 84 Spatstelle; 85 mediale Gelenkausbuchtung in der Sprungbeuge; 86 laterale Gelenkausbuchtung in der Sprungbeuge; 87 mediale, 88 laterale Gelenkausbuchtung an der Plantarseite des Gelenksacks des Talokruralgelenks (Sprunggelenksgalle)

Skelett, Gelenke, Bänder, Muskeln, Sehnen und Sehnenscheiden

(Soweit nicht schon erwähnt)

89 M. masseter; 90 Backen- und Gesichtsmuskulatur; 91 M. levator labii superioris; 92 M. sternocephalicus; 93 M. brachiocephalicus; 94 Heber und Seitwärtszieher des Halses. Sie können sich je nach Kontraktionszustand oberflächlich abzeichnen: Pars cervicalis des M. trapezius, M. rhomboideus und M. serratus ventralis sowie M. splenius; 95 Pars thoracica des M. trapezius; 96 M. latissimus dorsi; 97 oberflächlicher Brustmuskel; 98 M. supra-spinatus; 99 M. infraspinatus; 100 M. deltoideus; 101 M. triceps brachii; 102 unterer Rand der Caput laterale des M. triceps brachii, der unmittelbar über dem Epicondylus lateralis humeri liegt; 103 M. extensor carpi radialis; 104 M. extensor digitalis communis; 105 M. extensor digitalis lateralis; 106 M. extensor carpi ulnaris; 107 M. flexor carpi ulnaris; 108 gemeinsame und seitliche Strecksehne; 109 oberflächliche oder Kronbeinbeugesehne; 110 tiefe oder Hufbeinbeugesehne, 109 und 110 bilden das sog. Beugesehnenpaket; 111 Unterstützungsband des Hufbeinbeugers; 112 proximale Aussackung der Fesselbeugesehnen scheide (Galle); 113 proximale Aussackung der Karpalbeugesehnen scheide (Galle); 114 muskulöse Bauchwand; 115 Rückenstrecker, speziell M. longissimus; 116 Kruppenmuskulatur: Mm. glutei und Wirbelköpfe des M. biceps femoris, des M. semitendinosus und des M. semimembranosus; 117 M. tensor fasciae latae; 118 M. quadriceps femoris; 119 kranialer, 120 mittlerer, 121 kaudaler Anteil des M. biceps femoris. Zwischen mittlerem und kaudalem Anteil: Austrittsstelle des N. peroneus (fibularis) communis; 122 M. extensor digitalis longus; 123 M. extensor digitalis lateralis und tiefer Zehenbeuger, zwischen 122 und 123 in der Tiefe: N. peroneus (fibularis) superficialis und profundus; 124 Sehnenscheide des M. flexor digitalis lateralis; 125 Achillessehne; 126 oberflächliche Beugesehne; 125 und 126 bilden die Hauptkomponenten des Fersensehnenstrangs; 127 oberflächliche Beugesehne; 128 tiefe Beugesehne; 129 gemeinsame Strecksehne; 130 M. semitendinosus, bildet zusammen mit M. biceps femoris und M. semimembranosus die sog. Hinterbackenmuskulatur

Gefäße

(Soweit nicht schon erwähnt)

131 A. transversa faciei; 132 V. jugularis externa in der Drosselrinne; 133 V. cephalica; 134 A. digitalis palmaris communis II; 135 V. saphena magna; 136 A. metatarsa dorsalis III

Nerven

(Soweit nicht schon erwähnt)

a N. facialis (motorisch); b N. suprascapularis; c N. radialis; d N. ulnaris; e N. medianus; f N. palmaris lateralis; g N. palmaris medialis; h N. peroneus (fibularis) communis; i N. peroneus (fibularis) profundus; k N. peroneus (fibularis) superficialis; l N. tibialis; m N. plantaris medialis; n N. plantaris lateralis

Innere Organe

o Parotis; p Herz; q Zwerchfellkuppel; r hintere Lungengrenze; s linker Anteil der Leber; t Magen; u Milz; v linke Niere, w linke ventrale Längslage, x Beckenflexur, y linke dorsale Längslage des Colon ascendens oder Grimmdarms
Die hintere Lungengrenze wird durch die gestrichelte Verbindungslinie der Schnittpunkte (Kreise) der Horizontalen durch den Hüfthöcker mit dem 16., der Horizontalen durch den Sitzbeinhöcker mit dem 14. und der Horizontalen durch das Buggelenk mit dem 10. Interkostalraum dargestellt.

Das rechte Kniegelenk; articulatio genu dextra.

(Vgl. Tafel 78, 88, 89 und 89.)

Tafel 9a.

Maßstab = 1/2



Fig. 2. Kniekehle; profus.

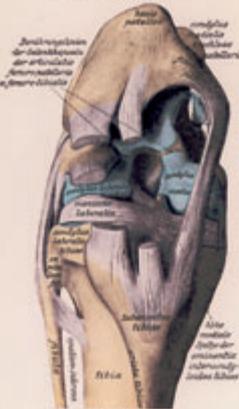


Fig. 1. Kniefläche; genu.

Fig. 3. Patella (vgl. Tafel 91b, in ihrer natürlichen Stellung zur rechten patellaris, von unten gesehen).



Fig. 4. Facies articulares femoris (von unten gesehen).



Fig. 5. Facies articulares tibiae et menisci (von oben gesehen).



Fig. 6. Tibia (pars presymphysealis) facies anterior. * Synchondrose (Tafel 9a).



Fig. 5-6. Gelenkflächen des Kniegelenkes, (mit Ausnahme der) facies articulares patellae, femoris, tibiae.

1 Geschichtlicher Abriss zur Pferdeanatomie

ANGELA VON DEN DRIESCH

1.1 Einführung

Eine der ältesten Pferdedarstellungen der europäischen Kultur, eine Wandmalerei aus der erst 1994 in Südfrankreich entdeckten Höhle Chauvet bei Avignon aus der letzten Eiszeit, zeigt die Kopfprofile von vier jungen Wildpferden. Besonders bei einem der Fohlen tritt der Hirnschädel als Wölbung deutlich hervor, weil sich der Gesamtschädel noch nicht zu seiner vollen Länge entwickelt hat, das Gehirn aber bereits seine endgültige Größe besitzt (Abb. 1-1). Obwohl der Künstler, der diese Kopfstudien malte, nichts von den ontogenetischen Gesetzmäßigkeiten wusste, die die Form des ausgewachsenen und jugendlichen Schädels

bestimmen, hat er doch die Unterschiede genau beobachtet. Dieser Künstler, der vor mehr als 30000 Jahren lebte, war in der Lage, die Details anatomisch richtig wiederzugeben.

Das Hauspferd besaß seit der Mitte des zweiten vorchristlichen Jahrtausends als Reit- und Zugtier eine große wirtschaftliche Bedeutung, und dementsprechend berücksichtigt die, wenn auch zunächst spärliche, veterinärmedizinische Literatur fast ausschließlich das Pferd. Doch in der Anfangszeit fehlen Abhandlungen über seine Anatomie. Selbst die Tierkunde des **Aristoteles** (384–322 v. Chr.), das erste umfangreiche Werk über Entwicklungsgeschichte, erwähnt das Pferd und andere Equiden im Rahmen seiner vergleichend anatomischen Ausführungen (Buch II und III) immer nur kurz. Aristoteles' diesbezügliche Untersuchungen verfolgten nicht den Zweck, die tierheilkundliche Praxis zu fördern. Sie sind vielmehr die Erkenntnisse eines naturforschenden Philosophen.

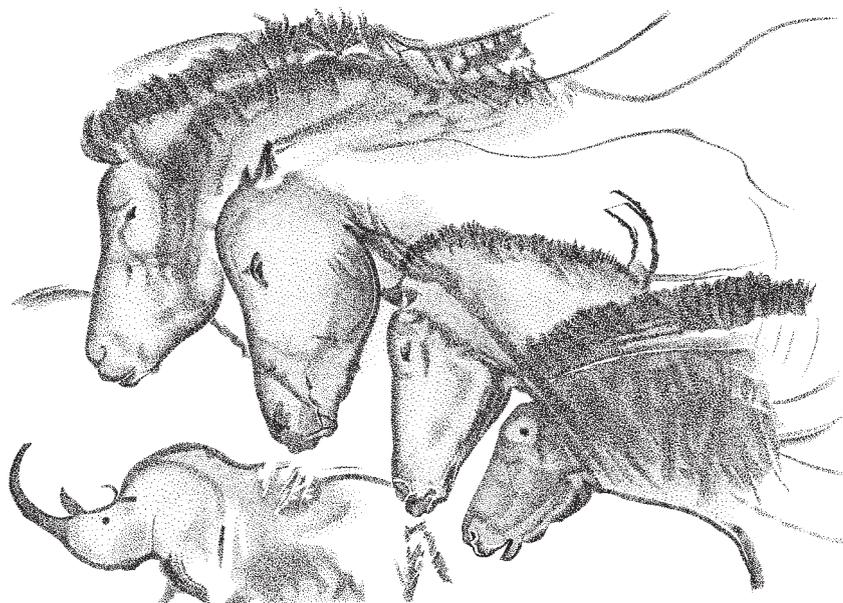


Abb. 1-1 Vier Pferdekopfportraits in der Höhle Chauvet, Vallon-Pont-d'Arc, Avignon. Umgezeichnet von M. Schulz, München, nach einer Abbildung aus TIMES 1995.

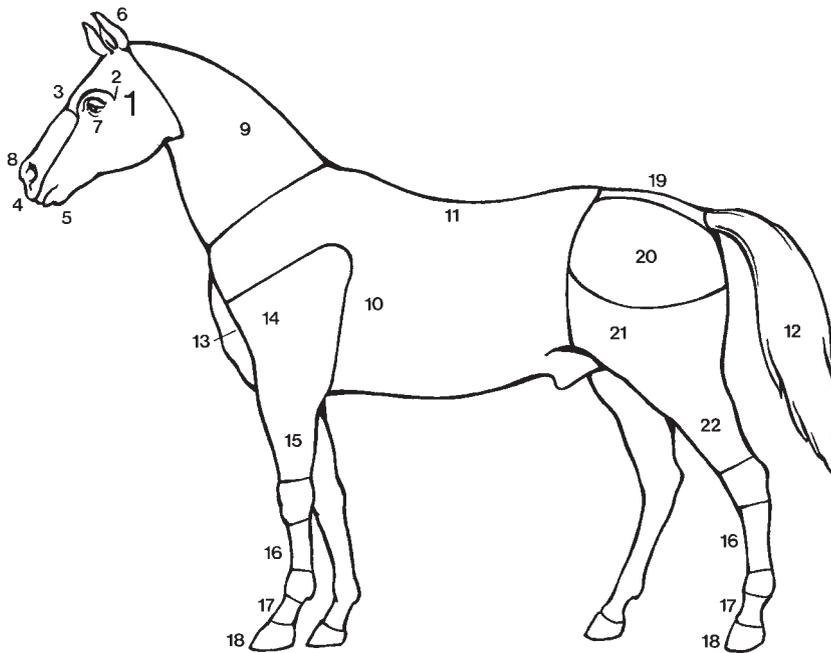


Abb. 1-2 Die Regionen am Pferdekörper in der Kynenetiká des Oppianos aus Apameia, 3. Jh. n. Chr. (nach Hodiaumont 1995, S. 85).

1 *tò kárenon, tò kára* (Kopf); 2 *he kórse* (Schopf); 3 *tò métopon* (obere Stirnregion), *tò mesóphryon* (Stirn im Bereich zwischen den Augen); 4 *tò stóma* (Mund); 5 *he néate génys* (Kinn); 6 *tà úata* (Ohren); 7 *tò ómma* (Auge); 8 *hai rhines* (Nüstern); 9 *he deiré, he deirás* (Hals); 10 *tò démas* (Rumpf); 11 *tà nota* (Rücken); 12 *he uré* (Schwanz); 13 *tò stérnon* (Brust); 14, 15 *hoi meroí* (Ober- und Unterarm); 16 *hoi auloí* (Mittelhand, Mittelfuß); 17 *tò sphyrón* (Krone); 18 *he hoplé* (Huf); 19, 20 *tà ischía* (Kruppe); 21, 22 *hoi meroí* (Ober- und Unterschenkel)

1.2 Spätantike

In der Spätantike erfuhr die Humanmedizin durch den hervorragenden Arzt Galen (130–201 n. Chr.) einen Aufschwung. Für Galen waren die Anatomie und die Physiologie ein untrennbares Ganzes, was sich darin zeigt, dass seine anatomischen Abhandlungen mit physiologischen Bemerkungen und Experimenten durchsetzt sind, und umgekehrt. Ihren Wert misst er doppelt, einmal nach dem praktischen Nutzen, die Anatomie und Physiologie für den Arzt haben, indem die Krankheitslehre und vor allem die Chirurgie auf ihnen aufbauen, zum anderen, ähnlich wie Aristoteles, nach dem rein wissenschaftlichen Gesichtspunkt der Bereicherung der Naturerkenntnis (Meyer-Steineg u. Sudhoff 1928, S. 136). Galen entwickelte eine vortreffliche Zerlegungstechnik und seziierte u. a. Affen, Hunde, Pferde und Wiederkäuer, wobei er ständig versuchte, einen Bezug zur Anatomie des Menschen zu finden, was zwangsläufig zu Fehlschlüssen führen musste (Cole 1949, S. 46 ff.).

Ohne Zweifel beeinflusste die medizinische Forschung der damaligen Zeit auch die Pferdeheilkunde. Die tierärztliche Überlieferung erlebte mit der in griechischer und lateinischer Sprache geschriebenen Fachliteratur am Übergang von der Antike zum Mittelalter einen späten Höhepunkt (von den Driesch 1989, S. 31 ff.).

Das **biblión hippiatrikón** des aus Kleinasien stammenden Pferdearztes **Apsyrtos** (nach 280–337 n. Chr.) gilt nach Aufbau und Ziel als das erste pferdemedizinische Lehrbuch. Trotz seiner für die damalige Zeit guten Semiotik und Di-

agnostik und in Teilen vernünftigen Therapie sieht es noch nicht die Notwendigkeit der anatomischen Unterweisung als Grundlage der pferdeärztlichen Praxis. Doch im Rahmen der Ätiologie der Krankheiten geht der Text durchaus auf die spezifischen anatomischen Verhältnisse ein. Hierzu ein Beispiel. Im Kapitel »über Heilmittel bei Darmverdrehung« (Kapitel 36 des Codex Phillippicus 1538) schreibt Apsyrtos:

»Die (die Darmverdrehung = *entéru epistrophé*) kommt in dem großen Darm vor, welcher Dickdarm (*monétheron*) genannt wird, manche nennen ihn auch Kolon, weil er zu den anderen Därmen keine Verbindung hat, und so sich um sich selbst drehen kann. Deswegen gibt er auch einen geräuschvollen Ton von sich, sowohl beim Umherlaufen als auch beim Rennen« (Schäffer 1985, S. 84).

Mit der fehlenden Verbindung des Kolons zu den anderen Därmen meint der Autor nichts anderes als die frei beweglichen, nicht an der Gekrösewurzel verankerten linken Längslagen einschließlich der Beckenflexur des **Colon ascendens**.

In der Spätantike werden bereits eine Vielzahl von anatomischen Termini benutzt. Die Bezeichnungen für die Regionen des Pferdekörpers aus der hier beispielhaft gewählten **Kynenetiká**¹ des Syrerers **Oppian** (3. Jh. n. Chr.) kommen uns heute größtenteils fremd vor (Abb. 1-2), obwohl die

1 *Kynenetiká* bedeutet Jagd. In den Büchern über die Jagd spielen Hund (*ho kyon*, gen. *kynós*) und Pferd eine Rolle.



moderne Nomenklatur den einen oder anderen Wortstamm, wie z. B. *stérnon* oder *stóma*, verwendet. Vertrauter sind die anatomischen Fachausdrücke der lateinischen Veterinärschriften, wie der **Mulomedicina Chironis** des sagenhaften **Chiron** (2. Hälfte des 4. Jh.s n. Chr.), der **Ars veterinaria** des **Pelagonius** (dito) und der **Ars veterinaria sive Mulomedicina** des **Vegetius Renatus** (1. Hälfte des 5. Jh.s n. Chr.). In diesen Werken findet man die in Tab. 1-1 zusammengestellten Termini für Körperteile, Gelenke und innere Organe. Dabei ist es interessant festzustellen, dass zahlreiche, heute noch gebräuchliche Fachausdrücke auftreten, die damals aber eine andere Bedeutung besaßen. So bezeichnete *genu* (Knie) das Karpalgelenk, *tibia* (Schienbein, wörtlich Pfeife, Flöte) den Metakarpus bzw. die Metakarpalregion und *patella* (Kniescheibe) die durch die Haut tastbaren Karpalknochen. Die eigentliche Kniescheibe heißt bei Pelagonius *acrocolefum*, der Unterschenkel mit der *Tibia supragamba*, das Tarsalgelenk *gamba* (bei Vegetius *poples*) und der Metatarsus *subgamba*, evtl. auch *tibia*. Unter *scapula* verstand man das Abdomen, während das Schulterblatt *pala* benannt wurde (Adams 1995, S. 362).

1.3 Stallmeisterzeit

Unter der Stallmeisterzeit versteht man die vom Hochmittelalter bis in die Mitte des 18. Jahrhunderts dauernde Periode, während der die Pflege und Fütterung der Pferde sowie ihre Krankheitsbehandlung in den Händen von Stallmeistern lag. Diese waren die Vorsteher der fürstlichen Pferdeställe.

Es ist bemerkenswert, dass die erste niedergeschriebene Tieranatomie der Welt vom Schwein handelt. Gemeint ist die Salernitanische Schweineanatomie des **Kopho**, deren Urschrift zwischen 1100 und 1120 entstand (Sudhoff 1928). Sie diente der anatomischen Unterweisung von Humanärzten in der durch **Roger II. von Sizilien** begründeten Ärzteschule von Salerno. Man wählte das Schwein als Studienobjekt, weil man es in anatomisch-physiologischer Hinsicht von allen Säugetieren dem Menschen am ähnlichsten wählte. Sektionen am Menschen galten zu dieser Zeit als Sakrileg.

Wenn die Pferdemedizin der Stallmeisterzeit im Laufe der Zeit auch vereinzelt die Anatomie mit abhandelt, und seien es nur die »Teile des Pferdekörpers« zur züchterischen Beurteilung oder die Knochen, so geschah dies nicht aus der Überzeugung heraus, die Kenntnis der Anatomie gehöre zur Grundlage medizinischen Wissens. Eigentlich ahmten die pferdeheilkundlichen Schriften nur stümperhaft die humanmedizinischen Werke nach, deren anatomische Abbildungen ebenfalls nicht sonderlich genau waren (vgl. z. B.

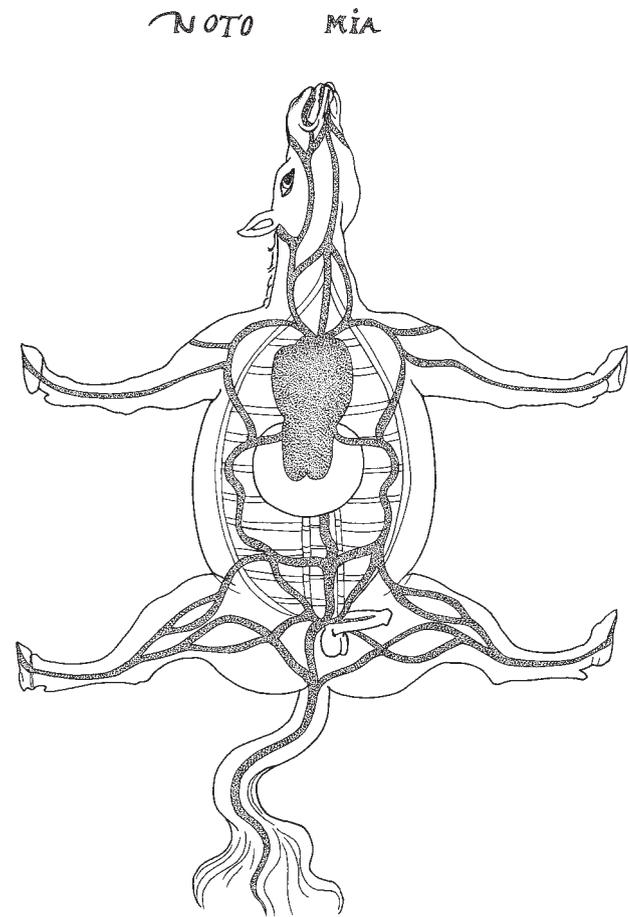


Abb. 1-3 Kreislaufdarstellung aus: Libro di la disputa di mastro Marco Greco di Cipri et di mastro Mauro Thedesco di Colonia de menescalcaria (1316). Codex 6522, Österreichische Nationalbibliothek Wien. Handzeichnung auf fol. 237 v.

Seidel u. Sudhoff 1909). Aber dennoch hatte die Humananatomie seit der Einführung des anatomischen Unterrichts als Pflichtfach für den angehenden Arzt im 12. Jahrhundert einen enormen Vorsprung, auch wenn sie infolge des Verbots, menschliche Leichen zu sezieren, vieles fehlinterpretierte.

Die erste europäische Rossarznehandschrift, die auch die Anatomie berücksichtigt, ist, soweit man weiß, das altitalienische **Libro di la disputa de mastro Marco Greco di Cipri et di mastro Mauro Thedesco di Colonia de menescalcaria**. Sie enthält die Gefäßdarstellung des Pferdes, die hier als Abb. 1-3 übernommen wurde.

Die Handschrift verzeichnet selbst das Jahr 1316, die anatomischen Zeichnungen können aber aus späterer Zeit stammen (Beichele 1979, S. 7 ff.). Das übergroße Herz,

Tab. 1-1: Zusammenstellung der in römischen Schriften der Tierheilkunde gebrauchten anatomischen Fachausdrücke (nach Adams 1995, 424ff.)

Kopf, Gesicht, Nacken:

cerebrum (Gehirn, Hirn)
cerebellum (Hirn als Nahrungsmittel)
rostrum (Nüstern)
collum (ventraler Teil des Halses)
cervix (seitlicher Teil des Halses)
auris/auricula (Ohr)
maxilla (Ober- und Unterkiefer)
fauces (Schlund)
gula (Kehle)
bifurcium (Verbindung zweier Venen)
spondyli (Halswirbel)
taliculi (Halswirbel)

Schulter:

armus (Ober- und Unterarm)
umerus (!) (Oberarm)
pala (Schulterblatt, Schultergelenk)
ragulae (Oberarmknochen)
brachiolum (Unterarm)

Schwanz:

cauda (Schwanz)
muscarium (syn. für Schwanz)
rapum (Schwanzwurzel)

Extremitäten:

crus (Schenkel, Unterschenkel)
coxa (Ober-, Unterschenkel, Hüftgelenk)
femur (Oberschenkel)
brachiolum (Unterarm)
colefum (Hüfte)
tibia (Metakarpus)
genu/geniculum (Karpalgelenk)
spatula (Karpalknochen)
cuneolus (Karpalknochen)
gamba (Tarsalgelenk; syn. *poples*)
corona (Krone)
[ui] talos?
supragamba (Oberschenkel)
acrocolefum (Kniescheibe)
unguis/ungula (Huf, Hufschuh)
calx/calcanium (Ballen, Strahl)
claviculae (Fesselgelenk)
articulus (Gelenk)
planta (Gelenk, Fesselgelenk)
basis (Fessel)
patella (Karpalknochen)
subgamba (Unterschenkel)
suffrago (Fessel)
cirrus (Sporn)

Innere Organe:

peritoneum (Bauchwand, Bauchfell)
omentum (Eingeweidenetz) *intestinum* (Darm)
intestinum maius (Dickdarm)
iejunum (Dünndarm)
colum/colus (Kolon, Dickdarm)
venter (Bauch, Magen)
ventriculus (Magen)
aqualiculus (syn. für Magen)
ventris compago (syn. für Magen)
longao (Mastdarm)
extalis (Mastdarm, After)
meatus stercoris (Mastdarm)
spincter (!) (After)
taliculi (Halswirbel)

Rücken, Hinterpartie:

dorsum (Rücken)
tergus (syn. für Rücken)
mercurius (Widerrist)
cumulare (Lende)
articulus lumborum (Kreuzbein)
vertibula lumbores (Kreuzbein)
commissura renum (Lendenwirbelgelenke)
umbo renalis (Lende?)
renes (Kruppe)
lumbi (Kruppe)
spatulae (Brustwirbel)
commissura (Iliosakralgelenk)

Flanken:

latera (Flanke)
ilia (Hüfte)
scapula (Abdomen)

Venen:

matrix (Vene, Aderlaßstelle)
viscera (Venen »der Oberschenkel«)
vena matricalis (Vena jugularis)

Geschlechtsorgane:

veretrum (Penis, Klitoris)
virginalis (Scham)
natura (Scheide)
loca naturalia (syn. für Scheide)
loca necessaria (syn. für Scheide)
testes (Hoden)
colei (Hoden)
coleus (Hodensack)
matrix (Gebärmutter)
muium (Gebärmutter?)



der grobe Gefäßverlauf, die zu tiefe Lage der Lunge, das sog. *Pneuma* (hier als weißer Ring eingezeichnet), die paarig angelegte Wirbelsäule und die Tatsache, dass die Rippen bis in die Beckenhöhle reichen, zeigen, wie flüchtig man den Pferdekörper bei Sektionen anschaute. Auch der Text ist entsprechend oberflächlich, von dem nachstehend der Abschnitt über den Schädel wiedergegeben wird:

»Und wir werden mit dem Kopf des Pferdes beginnen, wie es ein jedes hat: es hat im Kopf einen Knochen. Und in diesem Knochen sind viele *conticoli* (kleine Löcher), die die inneren Teile versorgen, wie etwa die *camuli* (Windungen) und die *canoli* (Röhren) des Gehirns, sowie andere Knochen, die *ossi vinari* oder *ossi petrosi* (steinerne Knochen) heißen, jedoch ist alles ein einziger Knochen. Und in diesem Knochen sind viele Öffnungen, durch welche das Gehirn atmet. Zwei an der Zahl sind die Gehörknochen, von welchen durch die Wölbung die Hörempfindung aufgenommen wird. Zwei Unterkieferknochen gibt es, die härter sind als die anderen Knochen, da sie dem Auftreffen des Kopfes mehr widerstehen müssen. Diese Knochen heißen *manniboli*. Die Zähne des Pferdes sind 40 an der Zahl, und es sind zunächst 24 *mascellati* (Backenzähne) und 12 *frese* (Schneidezähne), sechs unten und sechs oben, vier an der Zahl sind die *canini* (Eckzähne), das heißt die *zanne* (Hauer) oder *scaglioni* (Eckzähne), und alle diese Zähne hat ein Pferd.« (Beichele 1979, S. 11).

Schließlich bemühen sich die Autoren noch um eine Interpretation zur Funktion der Schneidezähne:

»Aus welchem Grund hat das Rind nicht so viele Zähne wie das Pferd? Die Antwort ist: Das, was die Natur an den Zähnen hat fehlen lassen, hat sie durch die Hörner ausgeglichen. Denn das Rind hat als Waffen und zu seiner Verteidigung die Hörner, weil es nicht wie das Pferd beißen kann, welches unten und oben Zähne hat.«

Bei diesen schüchternen Versuchen, den Leser pferdeheilkundlicher Texte auch über die Anatomie des Pferdes mit zu unterrichten, bleibt es zunächst für lange Zeit. Oft dienten derartige anatomische Abbildungen nur dem Zweck, die äußeren Teile, wie Bug, Widerrist, Fußgelenke u. a., anzuzeigen und zu benennen. Sie können demnach als Vorläufer der Darstellungen der Regionen des Pferdekörpers in modernen anatomischen Lehrbüchern angesehen werden, wenn sie auch oft viel zu überfrachtet sind und daher eher verwirren als Wissen vermitteln (Abb. 1-4).

In der zweiten Hälfte der Stallmeisterzeit entwickelte die pferdekundliche und pferdeheilkundliche Literatur eine andere Kategorie von Lehrdarstellungen: das sog. **Lassrösslein** und das sog. **Krankheitsnamenpferd** (Stork 1971).

Bei den **Lassrösslein** sind die Aderlassstellen gekennzeichnet, also die äußerlich sichtbaren bzw. die tastbaren oberflächlich gelegenen Venen, an denen im Krankheitsfalle Blut abgezapft wurde (Abb. 1-5).



Abb. 1-4 Bezeichnungen der Körperregionen in einer arabischen Pferdekunde und Pferdeheilkunde aus dem 17. Jahrhundert. Ms arabe 2817, Bibliothèque Nationale, Paris.

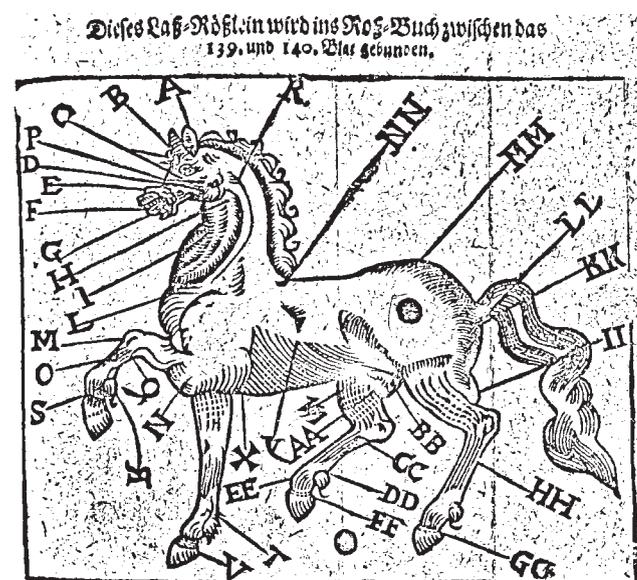


Abb. 1-5 Laßrösslein aus Martin Böhme: Ein new Buch von bewehrter Roß Artzneyen [1649]; zwischen Blatt 139 und 140.

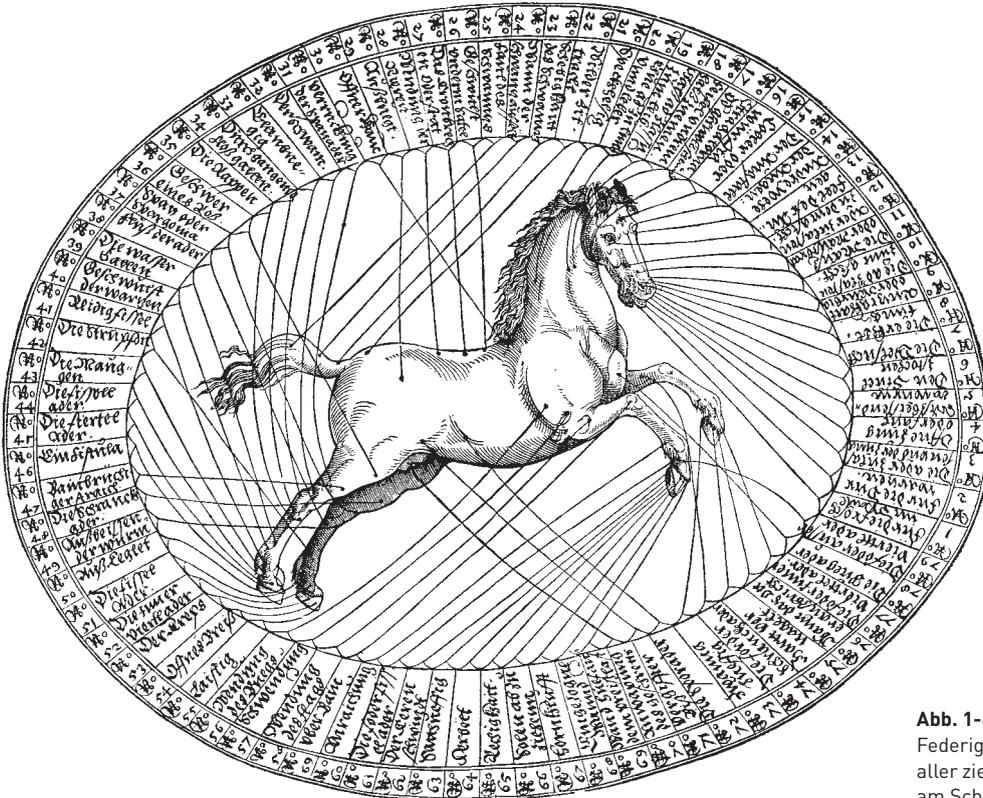


Abb. 1-6 Krankheitsnamenpferd aus Federigo Grisone: Künstlicher Bericht und aller zierlichste Beschreybung (1608). Tafel am Schluss des Buches eingetefet.

Jede Krankheit hatte ihre eigene Aderlasstelle, da man die Anatomie und die Physiologie des Blutkreislaufs nicht kannte und nicht wusste, dass es beim Blutentzug gleichgültig war, wo man phlebotomierte. Dieses Unkenntnis führte dazu, dass immer mehr Aderlasstellen benannt wurden. Manche der Darstellungen enthalten über 100 verschiedene Punkte.

Das **Krankheitsnamenpferd** diente dazu, die äußeren Anzeichen von bestimmten Krankheitskomplexen aufzuzeigen, z. B. den Sitz des Spates, die Prädilektionsstelle der Räude an der Schwanzwurzel, die Lokalisation von Bursitiden etc. In den Handschriften sind bestimmte Krankheitsbilder durch die Haltung der Pferde oder durch die kennzeichnenden Veränderungen am Körper charakterisiert, während in den gedruckten Büchern diese Darstellungen trotz ihrer Aussage immer ein gesundes Pferd, entweder im Stand, im Schritt oder im Sprung, zeigen (Abb. 1-6).

Im 18. Jahrhundert kommt eine neue Art der Illustration in die Rossarzneibücher, vielleicht aus dem wissenschaftlichen Streben nach größerer Genauigkeit und besserer Definition heraus: das **Fehlerpferd** (Stork 1971, S. 695).

Bei dem **Fehlerpferd** werden alle möglichen Fehler und Gebrechen, die man äußerlich sehen kann, hervorgehoben.

Die Pferde sind trotz ihrer Hässlichkeit doch so gezeichnet, dass sie eher Mitleid als Abscheu erregen und so den Betrachter nicht abstoßen, sondern die Fehler beachten lassen (vgl. z. B. Stork 1971, Abb. 53 ff.).

Wenn auch Laßrößlein, Krankheitsnamenpferd und Fehlerpferd nicht eigentlich der anatomischen Lehre dienen, so verfolgten sie den Zweck, dem Leser den »Sitz der Krankheit« zu veranschaulichen, und waren somit vorwissenschaftliche Versuche zur angewandten Anatomie. Derartige Abbildungen halten sich bis ins 18. Jahrhundert.

Doch zurück zur Entwicklung der wissenschaftlichen Anatomie. Am Übergang von der Scholastik zur Renaissance leistete **Leonardo da Vinci** (1452–1519) wesentliche Beiträge zur Haustieranatomie. Als Künstler studierte er den tierischen Körper ebenso wie den menschlichen. Unter seinen berühmten anatomischen Zeichnungen, die mit spiegelverkehrter Schrift die notwendigen Erläuterungen dazu geben, befindet sich ein Blatt, auf dem Muskeln und Knochen der Hinterextremität eines Pferdes mit denen des Menschen verglichen werden. Auch ist von ihm eine gute Beschreibung der Gesichtsmuskulatur und der Gesichtsnerven des Pferdes überliefert (Blunt 1979). Der Künstler ist auch der erste, der heißes Wachs in das Gehirn zur Dar-



stellung der Hirnventrikel injiziert. Die anatomischen Zeichnungen des Leonardo da Vinci wirkten sich auf die Entwicklung der naturwissenschaftlichen Illustration und insbesondere auf die Entwicklung der Humananatomie sehr fruchtbar aus.

Die Renaissance wurde die große Zeit der Anatomie. Ihrem Fortschritt kam die Erfindung des Buchdrucks und der Möglichkeit der Vervielfältigung von in Kupfer und Holz gravierten Bildern zugute. Der Anatomieunterricht steht und fällt mit instruktiven Abbildungen. Eine neue Anatomie des Menschen schrieb 1543 **Andreas Vesalius** (1514–1564) mit dem Titel: **De humani corporis fabrica**. Wie die nach ihm veröffentlichten großen anatomischen Werke greift Vesal immer wieder auf die Tiersektion und -demonstration, vor allem an Schwein und Hund, zurück, obwohl er nun auch menschliche Leichen – meist zum Tode verurteilte Straffällige – untersuchen konnte.

Dieses große Interesse der Wissenschaft an der Anatomie inspirierte den Senator **Carlo Ruini** (ca. 1530–1598), Abkömmling einer angesehenen, reichen Bologneser Familie, seiner Abhandlung über die Krankheiten des Pferdes eine Anatomie voranzustellen. Sein einmaliges und für lange Zeit unübertroffenes Opus wurde 1598, einen Monat nach seinem Tod, unter dem Titel »**Dell' Anatomia et dell' Infirmita del Cavallo**« veröffentlicht. Der Druckfehler Anatomia, der sich auf dem Deckblatt der Erstausgabe eingeschlichen hatte, wurde bereits ein Jahr später, nämlich 1599, verbessert. Zum ersten Mal begegnet man einer breit angelegten, detaillierten Tieranatomie, die nicht um des Menschen willen geschrieben wurde. Sie enthält Untersuchungen über Osteologie, Myologie, Splanchnologie, über Gefäß- und Nervenlehre des Pferdes und ist mit akkuraten Holzschnitten illustriert. Diese Abbildungen sind so hervorragend, dass man sie lange Zeit dem großen Künstler Leonardo da Vinci zugesprochen hat (z. B. Leclairne 1936, S. 158 ff.), eine These, die heute eindeutig widerlegt ist. Die anatomischen Abbildungen von Ruini stehen in Aufbau und Kunststil ganz in der Tradition der humananatomischen Darstellungen, vor allem derjenigen von Vesal. Die Ästhetik wird auch beim toten, geöffneten, halbzerlegten Körper gewahrt. Man sieht das Pferdeskelett und das Muskelpferd (Abb. 1-7) in Bewegung mit stimmungsvollem Hinter- und Untergrund, ganz wie es bei Vesal für den Menschen der Fall ist.

Die Mähne des Situspferdes fällt in schönen Locken (Abb. 1-9A).

Wer war der Künstler, der für den Nicht-Mediziner Ruini diese hervorragenden Abbildungen gestaltete? Es ist anzunehmen, dass Ruini Beziehungen zu den Künstlern der 1582 von Carracci gegründeten **Accademia degli incamminati** in Bologna unterhielt. Einer derartigen Schule ist das Bedürfnis nach einer formalen Anatomie des Pferdes voll zuzutrauen (Schmutzer 1910, S. 69). Aus der florentini-



Abb. 1-7 Oberflächliche Muskulatur des Pferdes.
Aus: Ruini (1598), Taf. V, V. Buch.



Abb. 1-8 92 cm hohe Bronzeplastik eines Muskelpferdes, Vorlage für Ruinis Darstellungen der oberflächlichen Muskulatur des Pferdes. Aus: Die Kunst (1975), S. 435.

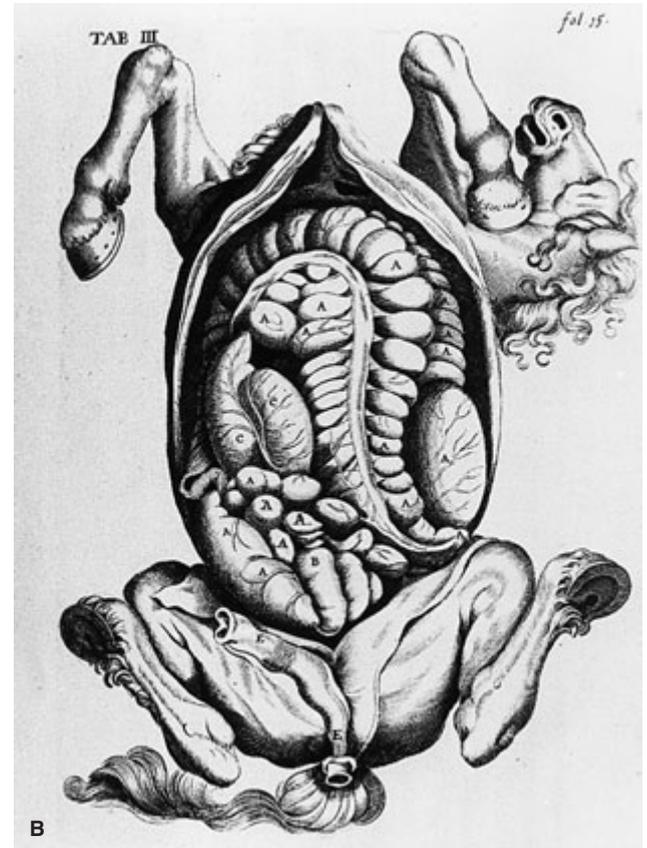
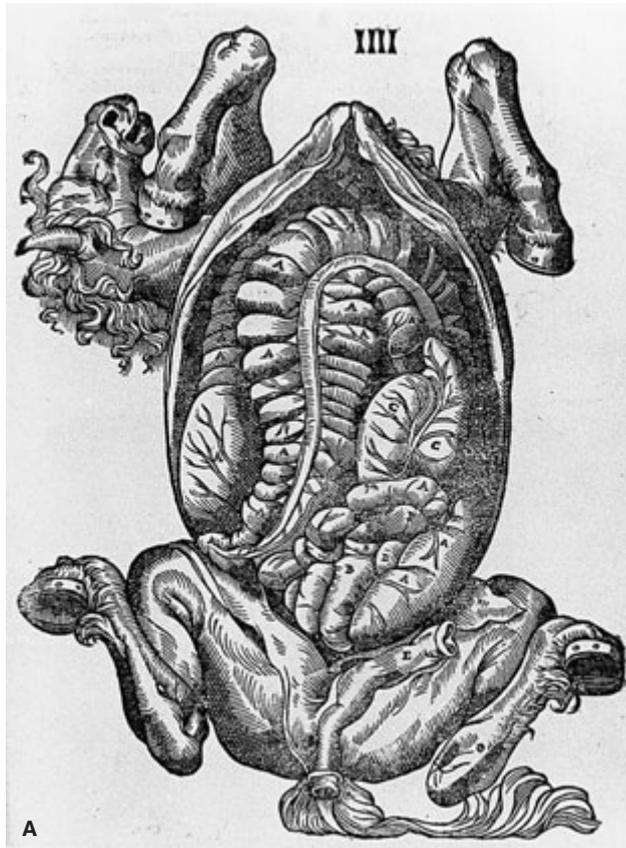


Abb. 1-9A, B Situspferde im Vergleich: A aus Ruini (1598), Taf. IV, III. Buch; B aus Snape 1683, Taf. III.

schen Werkstatt des **Giovanni da Bologna** und seines Gehilfen **Antonio Susini** existiert eine 92 cm hohe Bronzeplastik eines Muskelpferdes, das in der Ausarbeitung und Bewegung detailgetreu mit der von Ruini auf Tafel V (Buch V) abgebildeten Darstellung eines Muskelpferdes übereinstimmt (vgl. Abb. 1-7 mit Abb. 1-8). Experten datieren das Kunstwerk in die Zeit um 1600 (Die Kunst 1975, S. 435). Es ist also gut möglich, dass diese Bronzeplastik eines Pferdes, bei dem die oberflächliche Muskulatur sehr gut ausgearbeitet ist, als Vorlage für Ruinis Muskelpferd gedient hat. Dies könnte auch erklären, wie es für den oder die Holzstecher möglich wurde, die Muskulatur des Pferdes in verschiedenen Ansichten von schräg vorne oder schräg hinten darzustellen. Man fertigte von den anatomischen Präparaten kleine Modelle an, die dann die Grundlage für die Holzstiche bildeten. Dabei ist nicht gesagt, dass dieses Kunstwerk die unmittelbare Vorlage bildete. Es kann aus künstlerischen Überlegungen heraus sekundär entstanden sein. Die besagte Bronzeplastik, die einzige

überlieferte dieser Art, wurde übrigens 1975 auf einer SOTHEBY-Auktion in Monte Carlo für 1,5 Mio. Francs von einem persischen Sammler ersteigert und ist somit leider weiteren Untersuchungen entzogen worden (Die Kunst 1975, S. 435).

Die vorläufige Wirkung von Ruinis Werk, das eine neue Denkweise in der Behandlung des Stoffes begründete, war jedoch keineswegs epochemachend, »weil die Tierheilkunde noch nicht so weit entwickelt war, ihr Fundament vom reinen Empirismus auf die Anatomie und die Physiologie als Grundlagen umzustellen und damit zur Wissenschaft aufzublühen. Nach wie vor ließ die Chirurgie die Anatomie als ihre Basis vermissen« (Boessneck 1975, S. 36). Ruinis wissenschaftliche Arbeit beeinflusste die Tierheilkunde der damaligen Zeit und der nächsten 150 Jahre nicht. Noch schlimmer, nach Ruini werden pferdeanatomische Darstellungen veröffentlicht, die sehr zu wünschen übrig lassen, wie diejenigen in **G. Markham: Le nouveau et scavant maréchal**, Paris 1666 (Abb. 1-10).



Dabei sorgten Neuauflagen und Übersetzungen von Ruinis Werk für eine weite Verbreitung. Die einzige Wirkung, die Ruinis Anatomie zunächst auf die Literatur hatte, war, dass sie zu zahlreichen Plagiaten anregte. Die Plagiate der Abbildungen dienten jedoch nur buchhändlerischen Spekulationen. Wie wenig die Bilder verstanden wurden, zeigt die Tatsache, dass die Holzschritte, um den geistigen Diebstahl zu vertuschen, des öfteren seitenverkehrt veröffentlicht wurden, und nur der Kenner gewahrt, dass die Eingeweide des Situspferdes seitenverkehrt vor ihm liegen (Abb. 1-9B). Wäre aufgrund eines solchen Plagiats, wie das von **Snape** (1683), irgendeine Anwendung für die Pferdepraxis erfolgt – Welch verhängnisvoller Irrtum.

Die mangelnde Akzeptanz der von Ruini dargelegten anatomischen Kenntnisse durch die Rossärzte nährte weiterhin die sinnlosen, tierquälerisch anmutenden Operationen, die bei bestimmten Pferdekrankheiten vorgenommen wurden. Hierzu gehörten beispielsweise das sog. Augstall-schneiden, nämlich die Entfernung des 3. Augenlides, das sog. Feifeln, das war das Zerstören der Ohrspeicheldrüse bei Parotitis, und das sog. Mäuseln, die Durchtrennung des *Musculus levator labii maxillaris proprius* bei einer Augen-erkrankung bzw. bei Faszilislähmung u. a. (von den Driesch 1989, S. 60ff.)

Das einzige Teilgebiet der Pferdeanatomie, das in der Stallmeisterzeit einen gewissen Fortschritt verzeichnete, war die Alterseinschätzung aufgrund des Abriebs und der Form der Schneidezähne, denn sie besaß praktischen Wert für Pferdebesitzer und Pferdehändler. Werden noch im 17. Jahrhundert, abgesehen von Ruinis Bildern, die Zahnform und Zahnlage im Kiefer recht ungenau gezeichnet, geben die Abbildungen des 18. Jahrhunderts die diesbezüglichen Verhältnisse wesentlich exakter wieder (Abb. 1-11).

Bis **E. G. Lafosse** (?–1765), besonders aber **P. E. Lafosse** (1739–1820) durch ihre Untersuchungen die Grundlage für die moderne Tieranatomie legten, waren es nach wie vor Humananatomien und Biologen, die den tierischen Körper morphologisch erforschten, allerdings in den wenigsten Fällen das schwer zu sezierende Pferd. Auch der französische Chirurg **Antoine Maître Jan** (1650–1730) erwähnt in seinem **Traité des maladies de l'oeil et des remèdes propres pour leur guérison** (1707), dessen Studien zur Anatomie des Auges weitgehend auf Tieraugen beruhen, das Pferd nicht, obwohl er Pferdeaugen, wie die von Rindern, Schafen und Hühnern, ohne Schwierigkeit zur Sektion hätte bekommen können. Es handelt sich hier um das erste einigermaßen systematische, von eigenen Erfahrungen durchsetzte Lehrbuch der Ophthalmologie. Große Impulse, anatomische Studien zu betreiben, gingen übrigens im 18. Jahrhundert von den in vielen europäischen Ländern gegründeten Akademien der Wissenschaften aus. Im 18. Jahrhundert macht sich dann ein Umdenken bemerkbar. Viele namhafte Stallmeister betreiben den Ab-

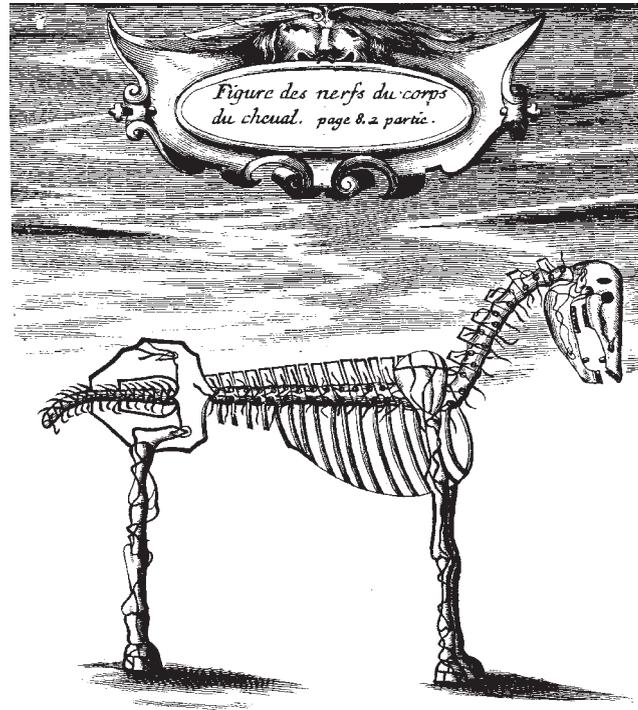


Abb. 1-10 Nervendarstellung am Pferdeskelett.
Aus: Markham (1666), 2. Teil, S. 8.

bau der Entartungserscheinungen in der Tierchirurgie. Auf deutscher Seite ist hier vor allem **Freiherr von Sind** (1709–1776) zu nennen. Sein Werk: **Vollständiger Unterricht in den Wissenschaften eines Stallmeisters** (1770) enthält auch eine 178 Seiten umfassende deskriptive Anatomie des Pferdes, jedoch ohne Abbildungen. Nachfolgend eine Kostprobe aus der Neurologie, aus der hervorgeht, dass von Sind das *Chiasma opticum* noch nicht erkannt hatte. (Von Sind unterscheidet im übrigen 11 Gehirnnerven):

»Das zweyte Nervenpaar sind die optici oder die Sehnerven, welche eine Fortsetzung der thalamorum nervorum opticorum sind. Von da gehen sie etwas auswärts und steigen längs dem Grund des Gehirns herunter, vereinigen sich vor dem infundibulo genau, theilen sich dann wieder von einander und gehen durch die foramina optica in die Augenhöhlen, wohin sie ihre Hülle von der harten und weichen Hirnhaut mitnehmen. In der Augenhöhle sind sie, ehe sie an das Auge selbst kommen, etwas gebogen und liegen im Fette.«

Auch der in Leiden lehrende Stallmeister **G. de Saunier** befasst sich in seinem Werk: **La parfaite connoissance (!) des chevaux** (1734) ausführlich mit Pferdeanatomie. Doch für die Entwicklung der Tieranatomie bereitet erst **E. G. La-**

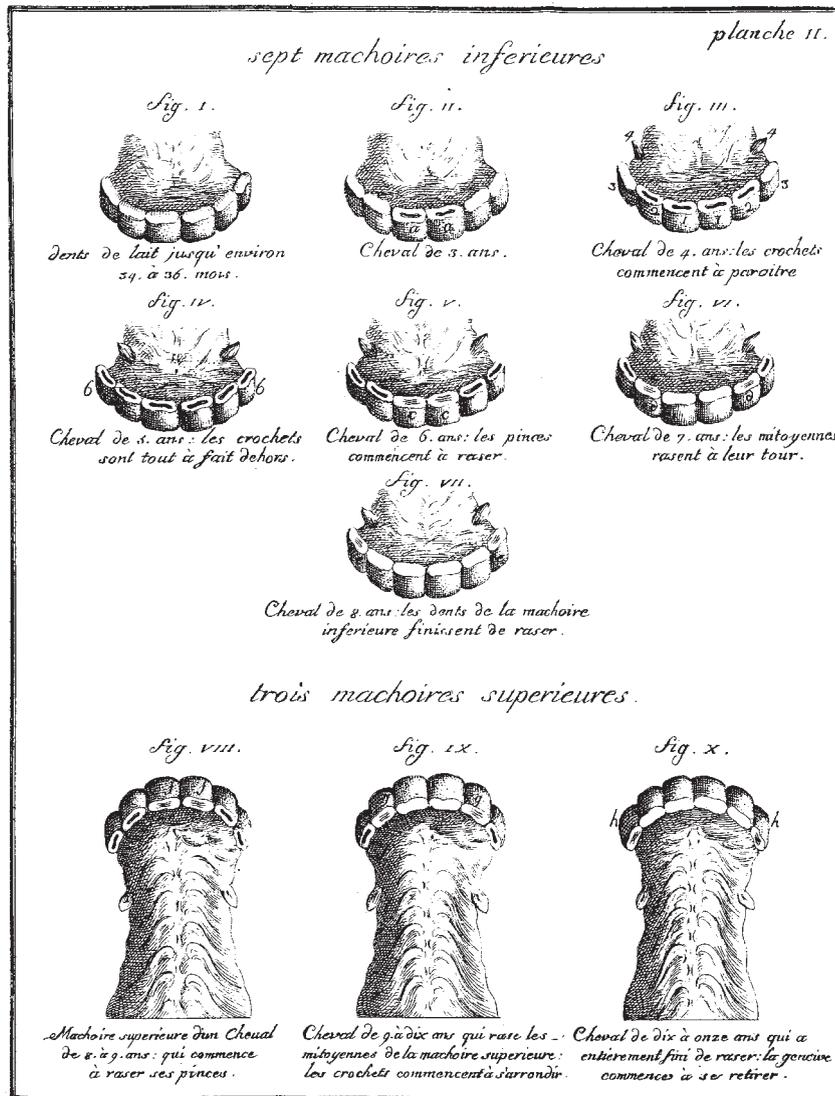


Abb. 1-11 Altersschätzung an den Ober- und Unterkieferschneidezähnen. Aus: von Brézé (1769), Taf. 11 am Ende des Buches eingebunden.

fosse, der die Stallmeisterzeit in Frankreich beschließt, den Boden vor. Mit seinen Studien über den Huf des Pferdes hatte **F. A. Garsault** (1746) bereits gute Vorarbeit geleistet. Doch die Zeichnungen in seiner **Anatomie générale du cheval** (1732) sind Kopien von Ruini.

Die Schriften von **E. G. Lafosse** wurden bald in andere Sprachen übersetzt. Im Vorwort seiner **Observations et découvertes faites sur des chevaux** (1754) wird die Wichtigkeit der anatomischen Kenntnisse betont. Drei Tafeln seiner Arbeit erklären die anatomischen Verhältnisse des Fußskeletts des Pferdes, kombiniert mit den Möglichkeiten der Frakturen des Kron-, Huf- und Strahlbeins (Abb. 1-12). Der Sohn von E. G. Lafosse, **P. E. Lafosse**, war noch mehr

von der Anatomie begeistert als sein Vater. Bereits 1757, im Alter von 18 Jahren, bekam er die Erlaubnis, in Versailles zu Lehrzwecken für Kavalleristen Pferdesektionen durchzuführen. 1758 trat er als Pferdearzt bei der Armee ein und machte während des Siebenjährigen Krieges zwei Feldzüge in Deutschland mit (Schrader u. Hering 1863, S. 235). Von 1767 bis 1770 hielt er in seinem auf eigene Kosten erbauten *Theatrum anatomicum* in Paris (Abb. 1-13) unentgeltlich Vorlesungen.

In den Jahren von 1770 bis 1772 arbeitete er zurückgezogen an seinem eigentlichen Lebenswerk, dem **Cours d'hippiatrique**, das er mit großem finanziellem Aufwand 1772 veröffentlichte. Er gliederte den Anatomieteil dieses Buches

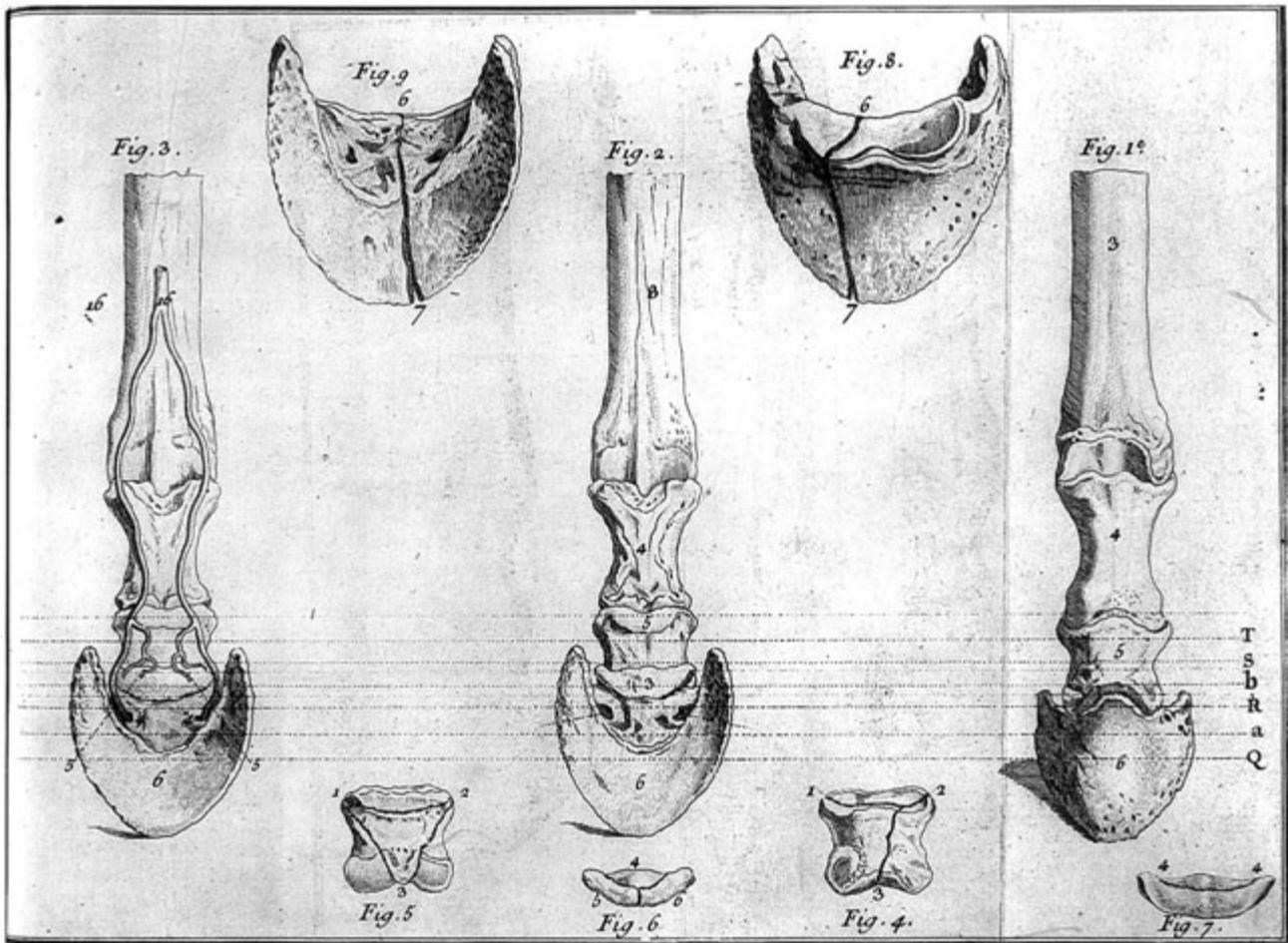
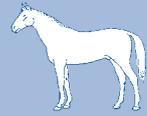


Abb. 1-12 Anatomische Verhältnisse am Fußskelett des Pferdes kombiniert mit den möglichen Frakturen am Kron-, Huf- und Strahlbein. Aus: E. G. Lafosse, Observations et découvertes faites sur les chevaux, Paris (1754), Taf. 3 zwischen S. 42 und S. 43.

nach Organsystemen und kam so zu der heute noch üblichen Einteilung. P. E. Lafosse gilt als der Begründer der wissenschaftlichen Tieranatomie, obwohl es von seinem Werk bis zu den modernen Lehrbüchern der deskriptiven und vergleichenden oder angewandten Anatomie der Haustiere noch ein weiter Weg sein sollte. Den Lebenslauf von P. E. Lafosse kennzeichnen Querelen mit Kollegen und Behörden. Eine wissenschaftliche Anerkennung hat er zu Lebzeiten nicht erfahren.

Um die Trepanation der **Sinus maxillares** bei Entzündungen (und leider auch bei Rotz) richtig durchführen zu können, wurden gegen Ende der Stallmeisterzeit anatomisch-chirurgische Abbildungen über die Topographie

der Nebenhöhlen des Pferdeschädels angefertigt und in den Büchern abgedruckt (vgl. z. B. von den Driesch 1989, Abb. 195).

Erwähnt sei an dieser Stelle der ausgezeichnete **Anatomie-Atlas** des englischen Malers **G. Stubbs** (1725–1806), der erstmals 1766 erschien. Vom künstlerischen Standpunkt aus gesehen übertreffen diese Darstellungen (Abb. 1-14) alles bisher Dagewesene, auch die Abbildungen des Carlo Ruini und des P. E. Lafosse. Doch der von einem Humanmediziner geschriebene Text genügt den Anforderungen der Veterinärmedizin nicht.

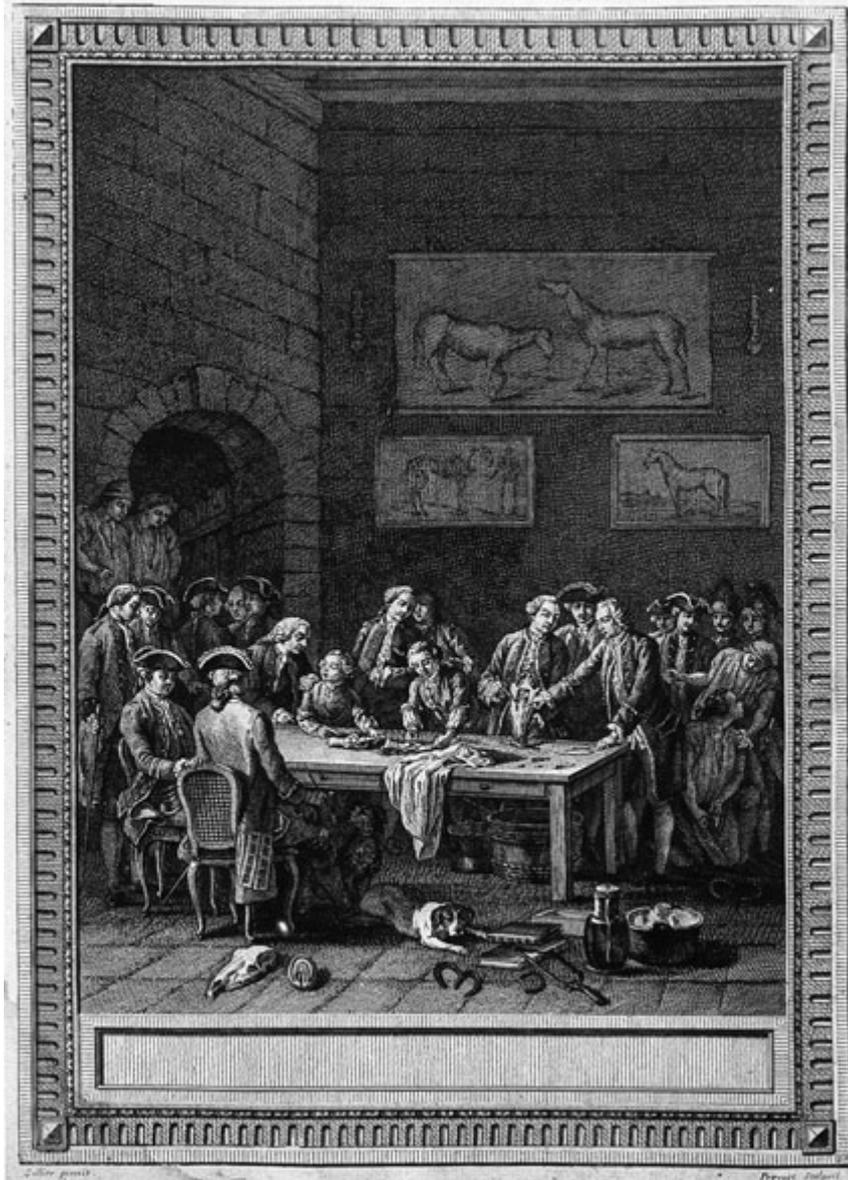


Abb. 1-13 Anatomische Demonstrationen.
Aus: P. E. Lafosse, Cours d'Hippiatrique
(1772).

1.4 Pferdeanatomie als Wissenschafts- und Unterrichtsfach

Seit der Gründung der ersten tierärztlichen Ausbildungsstätten im letzten Drittel des 18. Jahrhunderts in Europa kam der Anatomieunterricht mit auf den Stundenplan. In den Schulen standen nun auch genügend Tiermaterial zu Sektionen und Personal zur Anfertigung von Präparaten

zur Verfügung, und anatomische Einzelheiten, die man bisher nur aus den Büchern entnehmen konnte, wurden nun zum Gegenstand eigener, intensiver Forschungen. Fast aus jeder Schule ging ein namhafter Anatom hervor, der oft auch gleichzeitig Chirurg war, und so mancher Name ist heute noch mit einem anatomischen Begriff verbunden, wie z. B. das Viborg-Dreieck, benannt nach dem zweiten Direktor der dänischen veterinärmedizinischen Ausbildungsstätte in Kopenhagen E. N. Viborg (1759–1822), der die Operation zur Eröffnung des Luftsackes verbesserte. Die Pferdeanatomie hieß anfänglich **Hippotomie**. Zu-

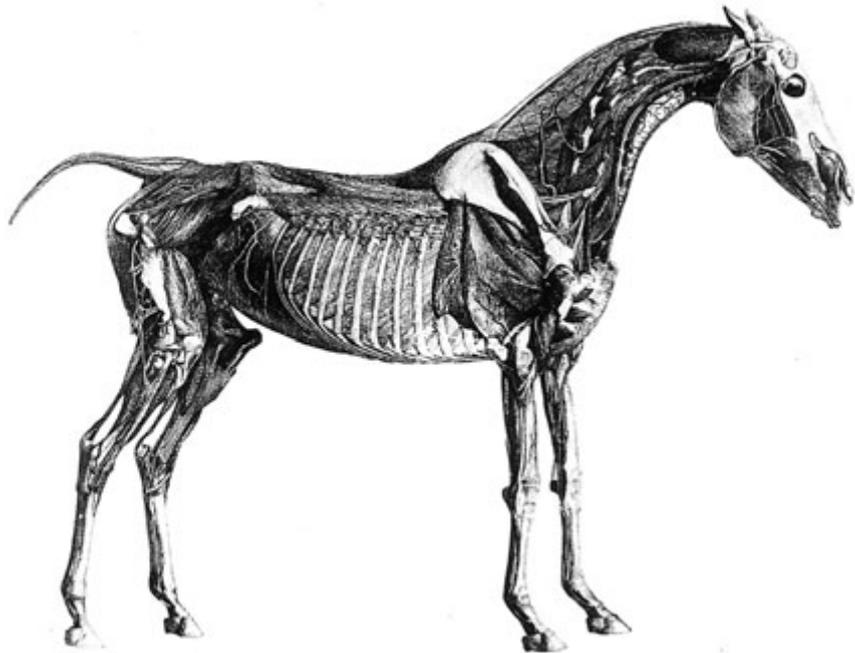


Abb. 1-14 Ganzkörperdarstellung der Knochen, Muskeln, Gefäße und Nerven des Pferdes. Aus: Stubbs (1766), Taf. IV.

nächst wurde nur das Pferd gelehrt, aber bald schon kam als wichtigstes Nutztier das Rind, später kamen auch das Schwein und die kleinen Wiederkäuer hinzu. Obwohl, wie ausgeführt, der Anfang der wissenschaftlichen Tieranatomie in Frankreich gemacht wurde, entwickelte sich das Fach besonders im deutschsprachigen Raum zu hohem Niveau. Mit seiner Entwicklung, vor allem als Unterrichtsfach, sind zahlreiche Namen deutschsprachiger Anatomen verbunden, wie K. L. Schwab, E. F. Gurlt, L. Franck, B. Haller, T. Leisering, C. Müller, K. Günther, M. Sussdorf, W. Ellenberger, O. Martin, H. Baum, W. Schauder, A. Stoß, R. Schmaltz, E. Ackerknecht, O. Zietzschmann u. v. a.

Als einer der ersten hat der Berliner Tieranatom **E. F. Gurlt** die Tieranatomie gründlich erneuert. Sein Buch **Vergleichende Anatomie der Haustiere** (1821/22) und seine **Anatomischen Abbildungen der Haussäugethiere** (1843–1848) haben alle bisher veröffentlichten Bücher in den Schatten gestellt. Das Pferd findet darin gebührende Berücksichtigung (Abb. 1-15).

Die gestochen scharfen Abbildungen sind von einem präzisen Text begleitet. Gurlt verwendete zur Darstellung der Gefäße bereits Einspritzungen gefärbter und erstarrender Flüssigkeiten. Insgesamt erleichterte die Entwicklung in der Chemie die Präparationsarbeit und die Feindarstellung, z. B. mittels Korrosionspräparaten, erheblich. Im 20. Jahrhundert kam noch die Gefriertechnik als Neuerung hinzu, ganz zu schweigen von der Erfindung der Röntgenstrahlen und anderer bildgebender Techniken.

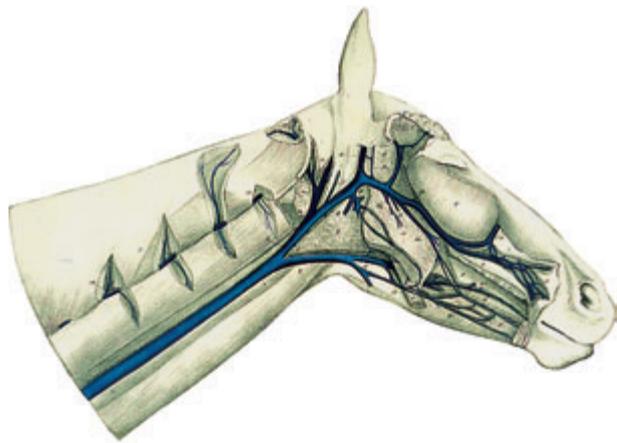


Abb. 1-15 Venendarstellung an Kopf und Halsseite. Aus: E. F. Gurlt, Anatomische Abbildungen der Haussäugethiere (1843), Heft 12, Taf. III, Fig. 2.

Bereits im 19. Jahrhundert bestand in der Chirurgie ein Bedarf an Angewandter Anatomie. Die **Chirurgische Anatomie und Operationslehre für Thierärzte** von **E. F. Gurlt** und **C. H. Hertwig** (1847) »enthält eine anatomische Darstellung der bei den wichtigsten veterinär-chirurgischen Operationen betroffenen Gebilde und eine ausführliche Beschreibung dieser Operationen selbst« (Boessneck 1975, S. 45).

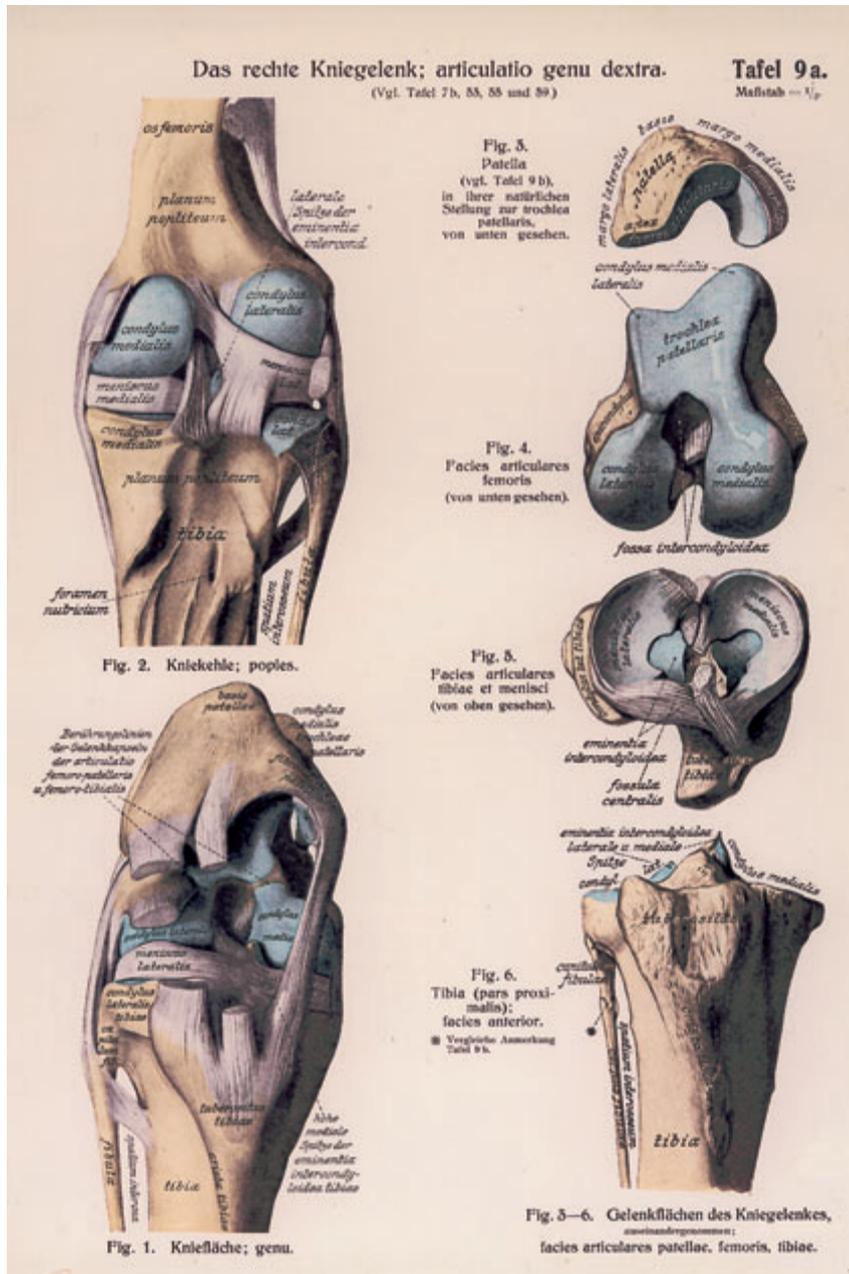


Abb. 1-16 Anatomie des Kniegelenkes des Pferdes. Aus: R. Schmaltz, Atlas der Anatomie des Pferdes (1905), Band I, Skelett, Taf. 9a.

Viele der im Laufe der Zeit geschriebenen Lehrbücher erreichten mehrere Auflagen, wurden in andere Sprachen übersetzt und begründeten so die »deutschsprachige anatomische Schule«. Die Lehrbücher der Vergleichenden Anatomie der Haussäugetiere des 19. und 20. Jahrhunderts bis zum Zweiten Weltkrieg räumen dem Pferd als wichtigstem Haustier für Militär, Landwirtschaft, Transport und Sport den meisten Platz ein (z. B. Franck 1871) und beginnen

stets mit ihm bzw. widmen dieser Tierart eigene Bände (z. B. Gurlt 1832; Martin 1914/15; Schmaltz 1905–1940; Ellenberger u. Baum 1893). Erst das Standardwerk der Vergleichenden Anatomie der Haustiere von **Nickel, Schummer und Seiferle** (1. Auflage 1954) ändert diese Reihung und beginnt mit den Fleischfressern. Einer der anspruchsvollsten und aufwendigsten Anatomieatlanten der jüngeren Vergangenheit stammt von dem Ber-

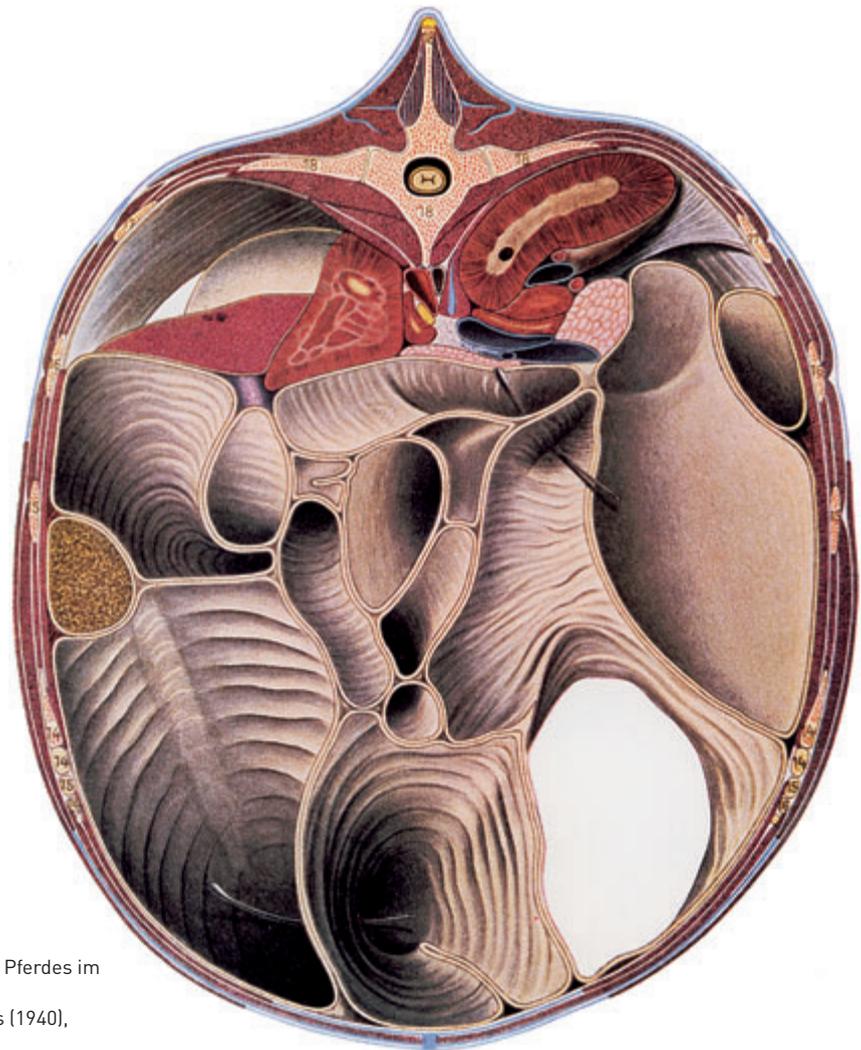


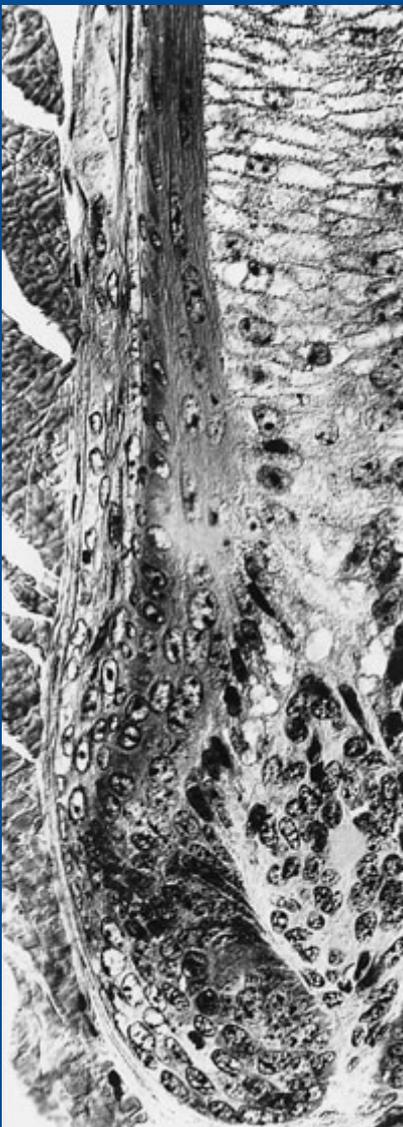
Abb. 1-17 Querschnitt durch die Bauchhöhle des Pferdes im Bereich des 18. Brustwirbels.
Aus: R. Schmaltz, Atlas der Anatomie des Pferdes (1940), Band III, Eingeweide, Taf. 70.

liner Tieranatomen **R. Schmaltz**, der **Atlas der Anatomie des Pferdes** (1905–1940). Stil und Ausführung entsprechen etwa dem bekannten humananatomischen Werk von **J. Sobotta: Atlas der Deskriptiven Anatomie des Menschen** (1937). Viele Darstellungen im Schmaltz-Atlas sind farbig abgedruckt (Abb. 1-16; Abb. 1-17) und die Erklärungen auf durchsichtigem Deckblatt geschrieben. Es ist erstaunlich, dass eine solche Ausstattung, die heutzutage aus Kostengründen nicht mehr machbar wäre, z. T. während des Krieges entstehen konnte.

Das umfassendste und einzigartige Lehrbuch, das lange Zeit auf dem Markt war und aus dem Generationen von Tierärzten gelernt haben, war das **Handbuch der Vergleichenden Anatomie der Haustiere** von **W. Ellenberger** und **H. Baum**, dessen letzte Auflage von **H. Grau** 1943 bearbei-

tet wurde. Dieses beachtenswerte Lehrbuch hat eine weltweite Verbreitung gefunden.

So zeigt sich, dass die Pferdeanatomie, wie viele der klassischen Wissenschaftsfächer der Tiermedizin, eine bewegte und lange Geschichte hinter sich brachte. Als vor rund 200 Jahren der Anatomieunterricht in den tierärztlichen Schulen etabliert wurde, beschränkten sich die Operationen auf wenige Eingriffe am Kopf, am Schwanz, distal an den Extremitäten und auf die Kastration der Hengste. Entsprechend wurde Anatomie schwerpunktmäßig gelehrt. Heute ist eine Vielzahl von Operationen hinzugekommen, und es zeigt sich, dass anatomische Untersuchungen am Pferdekörper immer noch aktuell sind. Die Geschichte der Pferdeanatomie wird auch in Zukunft weiter geschrieben werden.



2 Haut, Hautorgane, Lymphsystem und Manuelle Lymphdrainage

W. MEYER

2.1 Biologie der Haut

Die Haut als das flächen- und gewichtsmäßig größte Organ steht durch ihre periphere Lage in direkter Beziehung zur Umwelt und deren vielfältigen Einflüssen. In diesem Rahmen hat sie als Organ zahlreiche Aufgaben zu erfüllen, für die sie unter normalen biologischen Voraussetzungen optimal eingerichtet ist. Zu diesen Aufgaben gehören das Ertragen von mechanischen und chemischen Belastungen sowie der Schutz gegen UV-Strahlen. Darüber hinaus bildet sie das entscheidende Hemmnis gegen Wasserverlust sowie Mikroorganismen und fungiert als erste Immunbarriere. Eine wärmeregulierende Wirkung der Haut ergibt sich vorwiegend durch eine erhöhte oder verminderte Hautdurchblutungsrate und durch die bei einigen Pferderassen domestikationsbedingt starke Wasserabgabe über das Sekret der apokrinen Hautdrüsen mit dem entsprechenden Kühlungseffekt.

In Beziehung zur Regulierung des Wasserhaushalts können Blut und Lymphe in der Haut deponiert werden. Eine auffällige Speicherung von Fett tritt selten hervor, z. B. bei Kleinpferden. Allgemein in der Haut verteilt und an wichtigen Körperstellen wie Lippe oder Ballen konzentriert, sind weiterhin empfindliche nervöse Einrichtungen, die es dem Pferd gestatten, lebenswichtige Informationen aus seiner Umwelt über Wärme-, Kälte-, Druck- oder Berührungseize zu empfangen und Schmerz wahrzunehmen. Eine kommunikative Funktion der Pferdehaut ist eher zweitrangig.

Für die Veterinärmedizin ist die Haut ein wichtiges **Indikatororgan über den Allgemeinzustand des Tieres** als »Spiegel der Gesundheit«, da sich verschiedene Organerkrankungen auch symptomatisch in Struktur- und Funktionsveränderungen von Haut und Haarkleid offenbaren.

Gerade in diesem Zusammenhang ist zu beachten, dass die Haut unserer Haussäugetiere durch Domestikationseinflüsse in ihrem Bau und ihrer Normalfunktion so verändert wurde, dass sie deutlich weniger belastbar ist als bei Wildtieren. Dieser Aspekt gilt auf das Pferd übertragen weniger für alte ponyartige Landrassen als im Besonderen für moderne europäische Großpferderassen verschiedenster Provenienz.

2.2 Allgemeine Körperdecke



NAV Integumentum commune

Aufbau und Funktion der Hautschichten

Die Haut besteht grundsätzlich aus drei Schichten:

- Oberhaut, Epidermis mit epithelialer Struktur,
- Lederhaut, Dermis oder Corium, von derbbindegewebigem Aufbau mit Haarfollikeln, Hautdrüsen, Blutgefäßen und Nerven,
- Unterhaut, Hypodermis oder Subkutis, die aus lockerem Bindegewebe mit eingelagerten Fettzellen aufgebaut ist.

Die Epidermis ist ektodermaler Genese, Dermis und Hypodermis sind ektomesodermaler Herkunft, d. h. Abkömmlinge der Neuralleiste. Alle drei Hautschichten stellen strukturell wie funktionell eine nicht trennbare Einheit dar und bilden **gemeinsam das Organ Haut**.

2.2.1 Oberhaut



NAV Epidermis

Die Epidermis besteht von außen nach innen aus folgenden Komponenten:

- Stratum corneum als nicht vitaler, stark verhornter Anteil mit den Untereinheiten:
 - Stratum corneum disjunctum, aus lockeren und voll verhornten Lamellen,
 - Stratum corneum conjunctum, mit kompakter Strukturierung.

Es schließen sich zum Körperinneren hin als vitale, langsam und gleichmäßig oberflächenwärts verhornende Anteile der Epidermis an:

- Stratum granulosum, als einlagige Übergangsschicht,
- Stratum spinosum, als mehrlagiges »Stachelzellsystem«,
- Stratum basale, als einlagige, mitotisch aktive Schicht.

Das Stratum basale ist der

- Basalmembran aufgelagert, die als **strukturelles und funktionelles** Verbindungselement zwischen Epidermis und Dermis anzusehen ist.

Beachte: Ein **Stratum lucidum** ist im Bereich der allgemeinen Körperdecke **nicht** vorhanden.

Das **Stratum corneum** umfasst als mikroskopisch deutliche, 10–20 µm starke äußere Schicht der Epidermis 10 bis 15 Lamellen, zwischen die sich im aufgelockertem Stratum corneum disjunctum im Wesentlichen die Produkte der Talgdrüsen und wichtige Sekretanteile (z. B. Glykokonjugate und antimikrobielle Peptide) der apokrinen Schweißdrüsen einlagern. Die verhornten, abgeplatteten Zellen, Korneozyten, des Stratum corneum disjunctum gehen als Schuppen verloren. Zwar widerstehen die extrem verhornten Zellen vielen chemischen und physikalischen Belastungen, doch kann der Zellverbund z. B. durch feuchte Hautbedingungen aufgelockert und so in seiner Schutzfunktion beeinträchtigt werden. Im Übergangsbereich vom folgenden, kompakten Stratum corneum conjunctum zum darunterliegenden Stratum granulosum befindet sich die eigentliche **Barriere gegen Wasserverlust**, deren Funktion auf interzellulären, hochpolaren **Glykolipiden**, d. h. langen, geradkettigen Acylglucosylceramiden beruht, die als homogene durchgehende Schutzschicht von 3–5 nm Dicke vorliegen und die im Rahmen der Epithelerneuerung kontinuierlich gebildet werden.

Beachte: Bei **krankhaften Störungen der Haut**, z. B. bei seborrhoischen Erscheinungen verschiedener Genese, ist

die Schuppenbildung vermehrt und die Epidermis als Schutzschicht nicht mehr voll wirksam. Bei Aufnahme fettarmen Futters scheint es durch Veränderungen im Plasmalemma der Zellen von Stratum granulosum und Stratum corneum ebenfalls zu Defekten zu kommen, die die Qualität des Zusammenhalts der Korneozyten untereinander vermindern, d. h. Schuppenbildung und eine Dickenabnahme der eigentlichen, wasserhemmenden Barrierezone verursachen.

Die **Permeation von Substanzen**, die auf die Haut aufgebracht werden, wie z. B. in Salben, und dort im Bereich des Stratum corneum ein Depot bilden, hängt maßgeblich von der Intaktheit der Barriere zwischen dem Stratum corneum conjunctum und dem darunterliegenden Stratum granulosum ab. Durch Einmassieren von Salben erfolgt z. B. eine mechanische Beeinträchtigung dieser Barriere mit folgender erleichterter Permeation, wobei nach einer schnellen Passage der vitalen Epidermis der größte Teil der aufgetragenen Substanzen sofort durch das dichte subepidermale Blutkapillarnetz und/oder entsprechende Lymphgefäße abtransportiert wird.

Das meist einschichtige **Stratum granulosum** (Abb. 2-1b) unterlagert als ununterbrochen durchziehende Übergangsschicht im Ablauf der Keratinisierung direkt die Korneozyten. Die abgeflachten, bereits stark entwässerten 15–18 µm langen Zellen des Stratum granulosum enthalten viele Keratohyalingranula, ihre Hauptfunktion ist jedoch die Produktion der Barriere durch die Bildung von *membrane coating granules* mit den schon genannten Glykolipiden.

Die vom Stratum basale gebildeten, 10–18 µm langen Zellen, schon jetzt als Keratinozyten bezeichnet, gehen zunächst in das **Stratum spinosum** ein, das beim Pferd aus drei bis fünf Lagen aufgebaut und durch eine Vielzahl von desmosomalen Zellkontakten gekennzeichnet ist. Seine Zellen flachen unter Vermehrung und Vernetzung der Keratinfilamente im Zuge der Verhornung zunehmend ab.

Die unterste Schicht der Epidermis, das **Stratum basale**, besteht aus einer zusammenhängenden Schicht von 10–15 µm hohen, prismatischen Zellen. Diese sind mit deutlichen Wurzelfüßchen in der **Basalmembran** verankert, die aus der nicht fibrillären, GAG reichen, d. h. Wasser bindenden Lamina lucida und der filamentösen Lamina densa sowie, speziell bei dickerer Epidermis, der fibrillären Lamina fibroreticularis besteht. Die Wurzelfüßchen der Zellen des Stratum basale vergrößern die funktionelle Oberfläche der Epidermis für den Stoffaustausch.

Das Stratum basale gleicht den Zellverlust im Stratum corneum durch die hohe und kontinuierliche Teilungsaktivität seiner Zellen aus. Die mittlere Erneuerungszeit der vitalen Epidermis gesunder Pferde liegt dabei um 17 Tage. Eine Epithelerneuerung kann nur dann ungestört ablaufen, wenn die interzelluläre Zellkommunikation durch gap



junctions (Nexus) in der Zellmembran der jeweiligen kontaktierenden Zelltypen der Epidermis gegeben ist. Hierzu dienen die Connexin-Proteine (z. B. Cx 26, 30, 43) der *gap junctions*. Jede auch noch so geringgradige Mutation solcher Connexine hat ernste Folgen für die intraepitheliale Kommunikation, d. h. für eine ungestörte Gewebshomöostase, Wachstumskontrolle oder die Entwicklung und die synchronisierte Antwort aller Epidermiszellen auf jede Art von Information!

Beachte: Die intakte Funktionsbereitschaft der Basalzellschicht bildet die unabdingbare Voraussetzung für das narbenfreie Abheilen von Wunden.

Die Keratinozyten enthalten immer variierende Mengen an supranukleär gelagerten Melaningranula, wobei kein typisches regionales Verteilungsmuster sichtbar wird (Abb. 2-1c; 2-10/b). Unregelmäßig finden sich im Stratum basale und im Stratum spinosum – aber meist subepidermal – stark verzweigte, das Pigment produzierende Melanozyten (Abb. 2-10/a). Dieser Zelltyp entstammt der Neuralleiste, ist bei Vertebraten allgemein bestimmend für die Hautfarbe und hat durch die Produktion von Melanin, die weitere sehr wichtige Aufgabe, im Besonderen die DNS der Epidermiszellen vor Schädigungen durch UV-Strahlung zu schützen. Durch die Tatsache, dass jeder Melanozyt über seine Zellausläufer direkten Kontakt mit, rasseabhängig, 10 bis 40 Keratinozyten hat, können die Melaningranula schnell an den letzteren Zelltyp übertragen werden. Beide Zelltypen bilden so zusammen die »epidermale Melanin-Einheit«.

Die Melaninbildung wird durch genetische, biochemische und Umwelteinflüsse reguliert. Der komplexe Prozess der Melanosomenbildung ist sehr störanfällig, was bei starker Durchzucht gerade für den genetischen und den Umweltaspekt gilt. Dies führt bei Haussäugetieren oft zur Entstehung maligner Melanome (s. Kap. 2.3.2.7), wobei die malignen Melanozyten dazu tendieren, die Melanogenese hoch zu regulieren und defekte Melanosomen zu produzieren.

Beachte: Die Melanozyten fehlen im Bereich weißer Abzeichen.

Die Epidermiszellen des Pferdes sind, wie bei allen Vertebraten, mit den wichtigsten Intermediärfilamenten epithelialer Gewebe ausgestattet, den Keratinen. Diese Strukturproteine besitzen primär eine mechanische Funktion, was speziell für mehrschichtige Epithelien gilt, d. h., die Epithelzelle erhält Schutz gegen mechanischen Stress durch die Bildung eines flexiblen Stützgerüsts. Hierfür werden verschiedene **Keratin-Typen** als Marker des Verhornungsprozesses in allen Zellen oberhalb des Stratum basale exprimiert, z. B. K5/6 (65/59,5 kDa), K1/10 (61 kDa), bzw. K14 (56,5 kDa). Gerade diese Keratine sind in der Lage, durch Disulfid-

brückenbildung verstärkte Intermediärfilament-Bündel zu formen, enthalten Cysteine und werden in den suprabasalen Epidermiszellen bei der Bündelsynthese durch das filament-aggregierende Protein Filaggrin unterstützt. K5/K14- und K8/18-Filamente (50 kDa und 58 kDa) Keratine sind wahrscheinlich in allen Epidermisschichten der Säugerhaut als permanente Marker von Keratinozyten vorhanden, bilden aber nur ein feines diffuses Netz. Die suprabasale K14-Expression ist beim Pferd, im Unterschied zum Menschen, kein Kennzeichen hyperproliferativer Haut!

Aus hautbiologischer Sicht ist immer zu bedenken, dass die Zellen der sog. vitalen Epidermis (Stratum granulosum, Stratum spinosum, Stratum basale) eine Vielzahl von Substanzen produzieren, z. B. Cytokine, Enzyme, antimikrobielle Proteine (s. Kap. 2.2.1.3) sowie Adhäsionsmoleküle und Barriere-Glykolipide, die in den extrazellulären Raum oder bei Zerfall der Corneum-Zellen abgegeben werden und zur Regulation des Stoffwechsels sowie zu allen anderen Aufgaben der Epidermis dienen. In diesem Rahmen ist weiterhin von Bedeutung, dass auch die Produktion von Vitamin D dazugehört, welches nicht unwesentlich auf den Kalziumstoffwechsel bzw. die Stabilität des Körperskeletts Einfluss nimmt.

Die breite Sekretionstätigkeit muss zur Erhaltung einer gesunden, funktionstüchtigen Haut ungestört ablaufen und darf z. B. nicht durch eine unkontrollierte Anwendung sog. Hautpflegemittel beeinträchtigt werden!

Beachte: Bei Pferden ist eine saisonale Abhängigkeit der Vitamin-D-Synthese (25-OH-D) nachgewiesen. In den Sommermonaten steigen die 25-OH-D-Konzentrationen z. B. bei Trabern um 20–50 % an. Grundsätzlich ergeben sich positive Einflüsse für die Vitamin-D-Produktion bei Pferden durch zusätzliche Besonnung. Bei Tieren in nördlichen Ländern oder aber bei andauernder Stallhaltung bestehen daher ggf. ein Vitamin-D-Defizit und die Notwendigkeit einer Supplementierung.

2.2.1.1 Epidermisdicke

Das schwach behaarte Integument des Pferdes hat eine relativ gleichmäßige Epidermisdicke. Sie beträgt für die vitale Epidermis im Bereich der allgemeinen Körperdecke 25–45 µm, in speziellen Körperanteilen wie Lippe, Kronsaum, Anogenitalregion, Skrotum sowie Euter 20–410 µm.



Sektionshinweis: Da die Dicke der Epidermis lokalisationabhängig schwankt, ist es bei der Entnahme von Biopaten für histopathologische Untersuchungen zwingend erforderlich, die genaue Entnahmelokalisation anzugeben, um Fehlinterpretationen wie z. B. epidermale Hyperplasie, zu vermeiden.

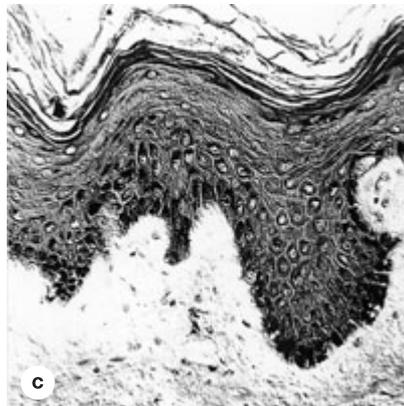
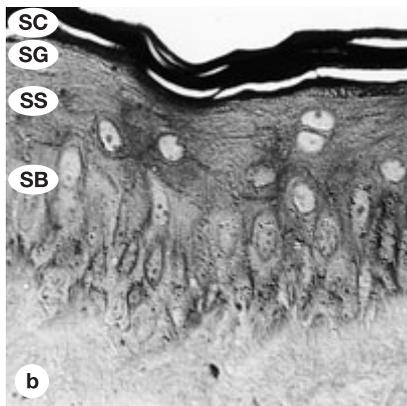
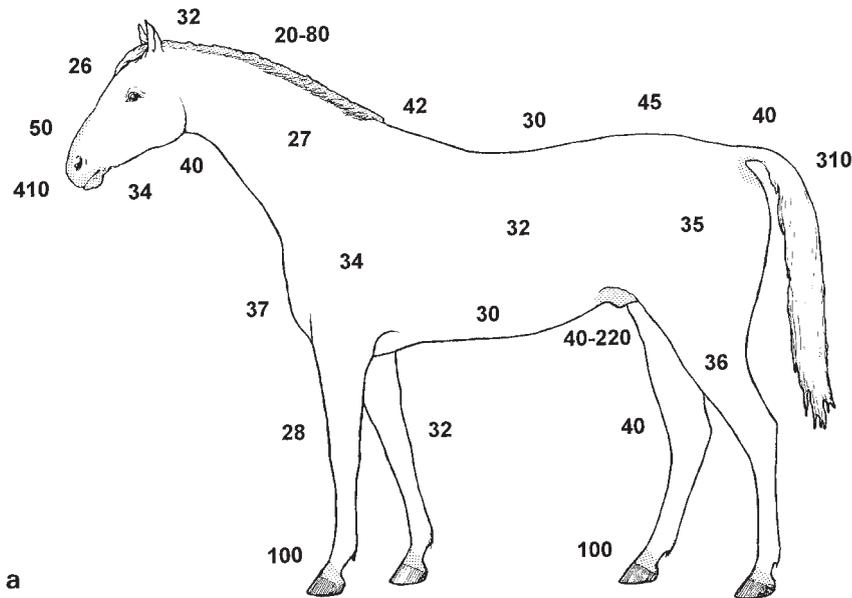


Abb. 2-1a-c Epidermis.

a: Regionale Dickenverteilung in µm, und typische Struktur.

b: Rücken, Semidünnschnitt, Toluidinblaufärbung, × 740.

SC = Stratum corneum, SG = Stratum granulosum, SS = Stratum spinosum, SB = Stratum basale.

c: Zitze, Epidermis stark melanisiert, HE-Färbung, × 230.

Beachte: Die Stärke der Epidermis ist ein nicht unwesentlicher Faktor für das Festhaften bzw. Eindringen von bestimmten Ektoparasiten, d.h. es werden Körperregionen mit dünner Epidermis bevorzugt (Abb. 2-1a). So findet ein Befall mit Gnitzen, *Ceratopogonidae*, zu über 20 % am Mähnenkamm statt, wo speziell im Bereich der Haarkanäle die Epidermis nur 20 µm dick ist, oder zu 16 % am Rücken, zu 14 % am Unterbauch und zu 10–12 % an den Unterschenkeln, wo die Stärke der Epidermis ebenfalls nur ca. 20–30 µm erreicht (Abb. 2-2a). Räude milben, *Sarcoptidae*, zeigen z. T. eine ähnliche regionale Verteilung, z. B. speziell am Hals, seitlich am Widerrist, im Rückenbereich oder am Unterbauch. Stechmücken, *Culicidae*, saugen bevorzugt in der gesamten Bauchregion sowie an Hals und Schulter, aber auch am Rücken einschließlich der Kruppe (Abb. 2-2b). Ein Einfluss der Fellfarbe auf das Anflugverhalten von Stechmücken ist nicht eindeutig nachgewiesen, obwohl es

Präferenzen für dunkle, kontrastreiche Flecken zu geben scheint.

2.2.1.2 Hautoberflächenfilm

Der Hautoberflächenfilm als funktioneller Bestandteil der Epidermis hat beim Pferd im gesamten Rumpfbereich einen pH-Wert von durchschnittlich 6,3. Er kann jedoch aufgrund stressbedingt verstärkter Sekretionsaktivität der apokrinen Schweißdrüsen besonders im Abdominalbereich auf pH 9 ansteigen.

Beachte: Ein »Säureschutzmantel« existiert nicht, gewisse antimikrobielle oder mikrobiostatische Eigenschaften des Oberflächenfilms beruhen auf freien Fettsäuren, die bei der Zersetzung der Hautlipide gebildet werden.

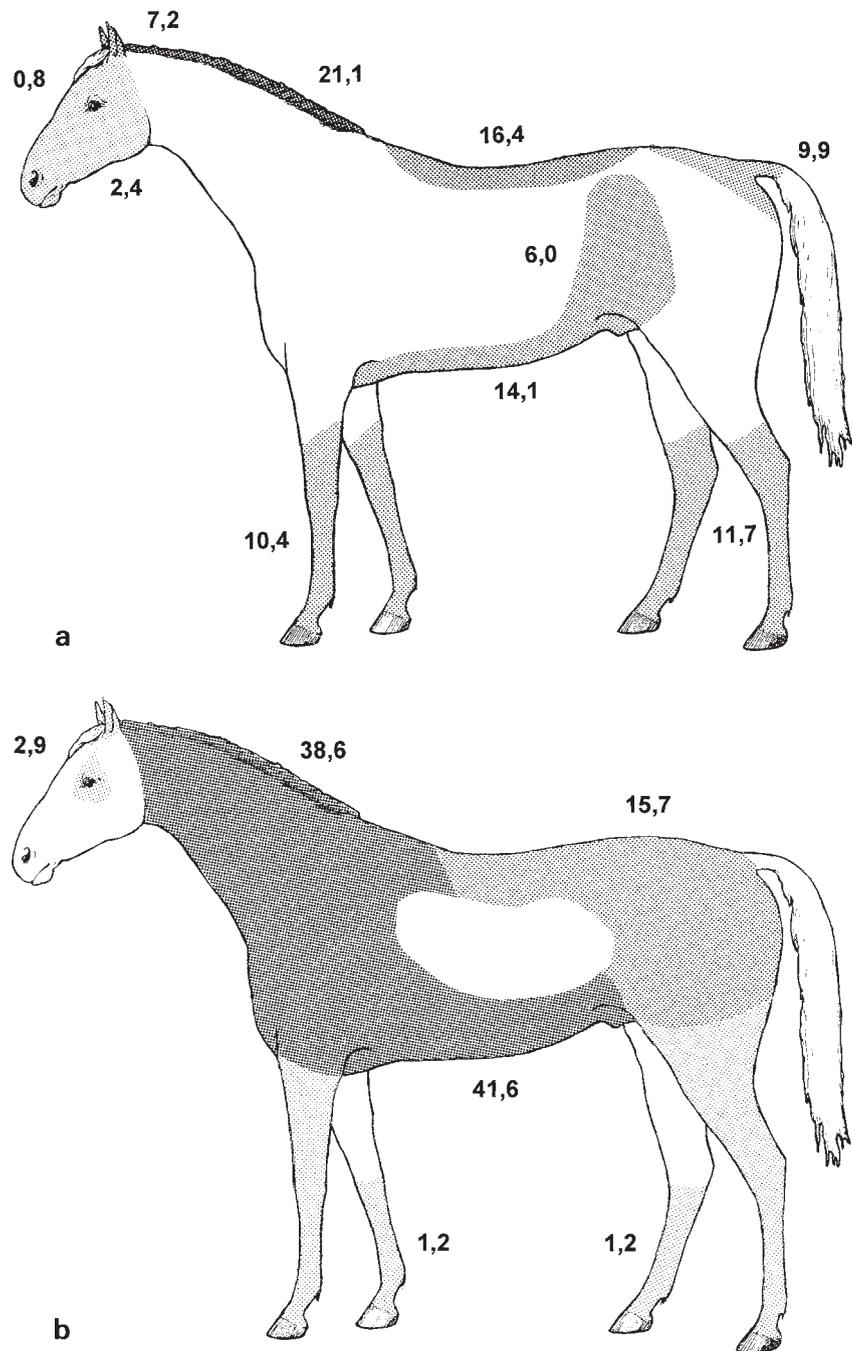


Abb. 2-2a, b Regionale Anflughäufigkeit:

a: von Gnitzen, Diptera: Ceratomyzidae, in %, nach Wulfsberg (1989).

b: von Stechmücken, Diptera: Culicidae, nach Brenneke-Sanneh (1996).

Die **Hautlipide** bestehen im Wesentlichen aus Laktonen sowie Cholesterol und Cholesterylesteren und entstammen den Talgdrüsen. Im Zusammenhang mit dem relativ hohen Laktonanteil wird für Pferde zudem auf eine Wirkung dieser Substanzen als Pheromone, »Moschusgeruch«, geschlossen, und zwar in Bezug auf eine interspezifische wie individuelle olfaktorische Differenzierung, die ethologisch allerdings untergeordnete Bedeutung hat.

Auf dem Stratum corneum und zwischen seinen Lamellen befindet sich permanent eine recht artenreiche Mikroflora. Es handelt sich im Wesentlichen um **Bakterien**, z. B. Staphylococci wie *Staphylococcus equorum*, *S. xylosus*, *S. sciuri* oder *S. intermedius*, wobei sich diese Spezies bevorzugt bei pH-Werten um 7 oder höher auf der tierischen Haut ansiedeln. Das variierende Vorkommen von *S. epidermidis* geht auf den engen Kontakt mit dem Menschen zurück. Es soll

in diesem Zusammenhang auch darauf hingewiesen werden, dass das **Personal von Pferdekliniken zunehmend durch Hautinfektionen mit Methicillin-resistenten *S. aureus* bedroht ist**. Zwei oft nachgewiesene Micrococcus-Arten, nämlich *M. varians* und *M. luteus*, scheinen generell charakteristisch für die Hautoberfläche von Säugetieren zu sein. Es ist zu erwähnen, dass bei gesunden Pferden Cocci nicht in den Haarfollikeln auftreten. Weiterhin kommen auf dem Stratum corneum bestimmte **Pilze**, Dermatophyten, vor, von denen als wichtigste Spezies *Trichophyton equinum* ausschließlich auf das Pferd beschränkt ist, während *Microsporum canis* eher bei Hund und Katze auffällt. Beide Arten können zu einer beträchtlichen Schädigung der Epidermis beitragen. Darüber hinaus finden sich häufig Hefepilze wie *Malassezia* spp. oder auch Schwärzepilze (*Alternaria* spp. und *Cladosporium* spp.) sowie Schimmelpilze (*Aspergillus* spp. und *Penicillium* spp.). Durch den pferdetypischen Hautpilz *Trichophyton equinum* zeigen sich z. B. oberflächliche, schuppige, haarlose und meist kreisrunde Läsionen an exponierten Körperregionen wie Kopf, Nacken und Sattellage.

Beachte: Um im Biotop **Oberflächenfilm** die Lebensbedingungen insgesamt relativ konstant zu halten, und so einer Proliferation von Mikroorganismen vorzubeugen, muss eine **übermäßige und länger andauernde Durchfeuchtung der oberflächlichen Zellschichten der Epidermis unbedingt vermieden werden**. Bakterien und Dermatophyten werden oft durch fremdes Sattelzeug und wechselndes Pflegepersonal übertragen. **Ein zu langes Abdecken des Pferdes im Stall ist zu vermeiden**, denn es verhindert ein schnelles Abtrocknen der Hautoberfläche und begünstigt so die Proliferation der Mikroorganismen.

Vor der **Entnahme einer Hautprobe** ist es auf jeden Fall angebracht, die Hautoberfläche intensiv zu reinigen! Zur Herstellung aseptischer Hautbedingungen, z. B. für eine Gelenkpunktion, *Arthrozentese*, ist es nicht erforderlich, die Haare über den entsprechenden Regionen abzuscheren. Bei Hauttransplantationen muss allerdings die Keimbesiedlung so gering wie möglich gehalten werden. Antimikrobielle Vorbehandlung nach Resistenztest ist somit Voraussetzung für eine erfolgreiche Hautverpflanzung in vorher sezernierende oder eiternde Wunden.

2.2.1.3 Immunabwehr

Im Besonderen zur Abwehr von Attacken der allerdings überwiegend kommensalen Mikroorganismen auf der Hautoberfläche war es wichtig, ein eigenes Subsystem der Immunabwehr zu entwickeln, das alle mikrobiellen Hautinvasoren und ihre aggressiven Produkte binden, präsentieren und, falls notwendig, beseitigen konnte. Obwohl sie

die Hauptfunktion eines primären Immunsystems (Unterscheidung körperfremder von körpereigenen Substanzen) besitzt, muss die Säugerhaut, und hierbei speziell die Epidermis, als erste Barriere gegen Antigene daher auch als tertiäres Abwehrorgan bezeichnet werden. Im Rahmen der angeborenen Abwehr tragen dabei in erster Linie **Keratinocyten** und **Langerhans-Zellen** durch die Produktion und Sekretion von chemotaktischen Zytokinen (IL-8, MCP-1, MCAF, MGSA/gro) mit der Attraktion von hauptsächlich neutrophilen Granulozyten, Monozyten und T-Lymphozyten (Sekretion von Neuropeptiden) bei Verletzungen und Kontakten mit Antigenen maßgeblich zur unspezifischen und spezifischen Immunabwehr der Haut bei. In diesem Rahmen bieten die Substanzen (Proteine) der **angeborenen Abwehr** den ersten Schutz vor mikrobiellen Attacken. Hierzu gehören die Gruppe der *toll-like* Rezeptoren zur spezifischen Pathogenerkennung (meist Bakterien) sowie wie diejenige der β -Glukan (C-Type-Lektin)-Rezeptoren, die besonders der Erkennung und Tötung von Hautpilzen dienen. Weitere wichtige Gruppen stellen die antimikrobiellen Peptide (Defensine, Cathelicidin) und das Enzym Lysozym dar, die Mikroorganismen direkt zerstören oder inaktivieren. Als zentrale epidermale Komponente der **erworbenen Abwehr** sind die bei Kontakt mit Antigenen sich dendritisch stark verzweigenden, Antigen-präsentierenden Langerhans-Zellen vom Typ Klasse II MHC vorhanden. Sie liegen in einer gleichmäßigen Verteilung von drei bis zehn Zellen pro 200 Keratinozyten in den oberen Lagen der vitalen Epidermis, besonders im Stratum spinosum vor ($50\text{--}70/\text{cm}^2$), aber auch, mit geringeren Mengen, im Übergangsbereich von Epidermis und Dermis ($10\text{--}15/\text{cm}^2$), oder in der Dermis (ca. $15/\text{cm}^2$). Ein Nachweis von interzellulären Immunglobulinen, als Produkte von Monozyten und Makrophagen, deutet auf eine Erkrankung oder unphysiologische Belastung der Haut hin.

Weitere zelluläre Anteile des Immunsystems der Haut sind Mastzellen (Sekretion von Fibrinolytinen und Produkte der Koagulationskaskade) sowie die Endothelzellen von Lymph- und Blutgefäßen (Sekretion von Eicosanoiden und Prostaglandinen).

Beachte: **Gnitzen**, *Ceratopogoniden*, saugen vorwiegend an den Prädelektionsstellen des **Sommerekzems** (Mähnenbereich, Widerrist, Unterbauch, Schweifrübe), wobei der Gnitzen-Speichel – offenbar in Relation zu einer gewissen genetischen Prädisposition – allergene Wirkung hat. Eine gute Maßnahme zur Verhütung des Sommerekzems ist daher während der Flugzeiten der Gnitzen die Aufstallung erkrankter Pferde in dunklen Gebäuden, da Gnitzen diese meiden. Stechmücken haben im Zusammenhang mit dem Sommerekzem keine allergene Bedeutung.

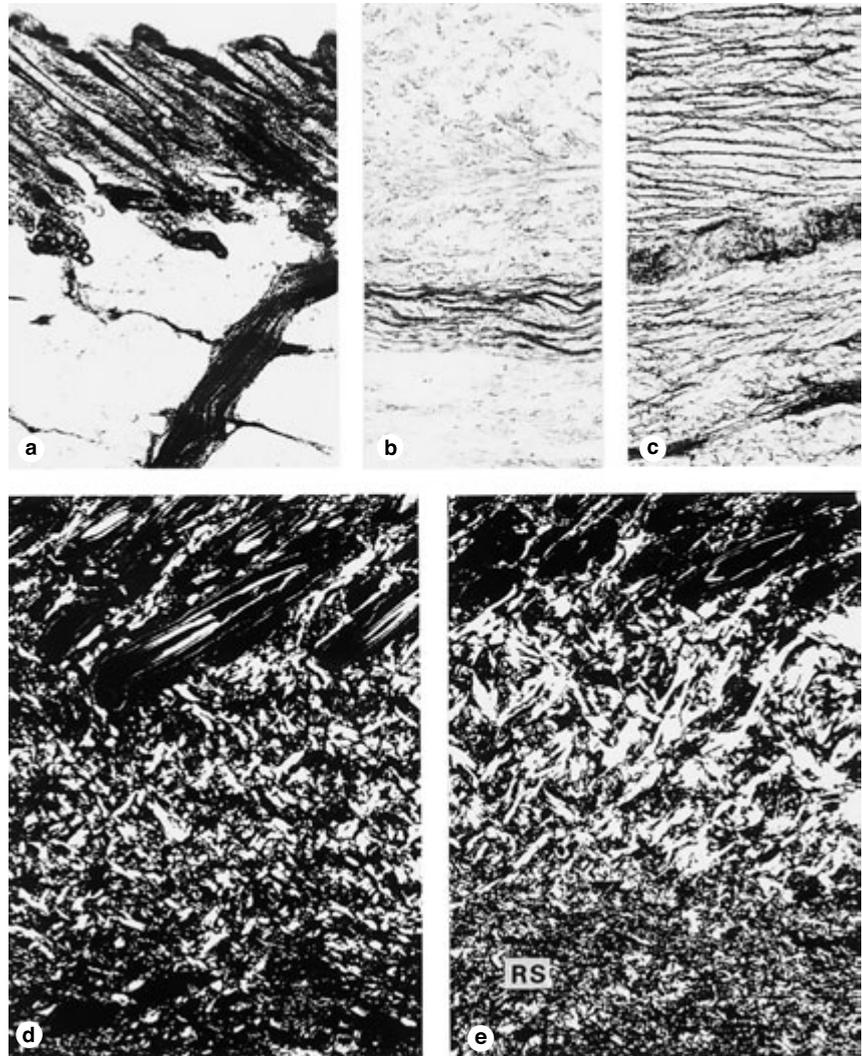


Abb. 2-3a-e Dermis: Verteilung und Anordnung von elastischen und kollagenen Fasern.

- a:** Rücken, obere Dermis mit vielen elastischen Fasern und mittlere Dermis, Orcein-Färbung, $\times 35$.
b: Rücken, tiefe Dermis, Magneson-Färbung, $\times 100$.
c: Bauch, tiefe Dermis, Orcein-Färbung, $\times 85$.
d: Rücken, mittlere Dermis, kollagene Fasern, Pikrosiriusrot-Färbung, $\times 53$, Polarisierung.
e: Hinterer Rücken, mittlere Dermis und tiefe Dermis = Rosenthal'sche Linie, RS, kollagene Fasern, Pikrosiriusrot-Färbung, $\times 53$, Polarisierung.

2.2.2 Lederhaut



NAV Dermis, Corium

Die Lederhaut des Pferdes gliedert sich in folgende Schichten:

- oberflächliche Dermis, Stratum superficiale dermidis, die die Haarfollikel und Hautdrüsen sowie viele elastische Fasern enthält, aber keine Dermispapillen gegen die Epidermis bildet,
- mittlere Dermis, Stratum mediale dermidis, Stratum reticulare, die durch ihre kräftigen Kollagenfaserbündel recht dick ausgebildet ist,
- tiefe Dermis, Stratum profundum dermidis, die zwar dünn ist, jedoch in engem Kontakt mit der Hypodermis oder der Muskelfaszie steht.

Bindegewebsfasern und Zellen der Dermis sind von einer **wasserbindenden Grundsubstanz** aus komplexen Glykokonjugaten (GAGs) umgeben, die primär der Erhaltung des Hautturgors dient. Zwischen den Fasern wird über viele GAGs das Wasser dabei aber nicht gebunden, sondern beweglich eingelagert, so dass es bei Druckbelastung leicht verschoben werden kann.

Die **oberflächliche Dermis** weist ein locker verwebtes System von dünneren Kollagenfaserbündeln auf und enthält das die Epidermis versorgende dichte Kapillargeflecht; zudem findet sich ein dichtes und gleichmäßiges Netzwerk von vielen elastischen Fasern. Dieses elastische System dient in erster Linie zur beweglichen Aufhängung der Haarfollikel und deren Anhangsdrüsen.

Speziell die oberflächliche Dermis enthält viele **freie Zellen**, wie z.B. Fibroblasten, Mastzellen, Makrophagen oder Melanozyten. Der letztere Zelltyp tritt nicht nur regel-

mäßig unter stark pigmentierter Epidermis, sondern gelegentlich auch entlang von Blutgefäßen und Ausführungsgängen der apokrinen Schweißdrüsen auf.

Beachte: Mastzellen sind nur in der oberflächlichen Schicht der Dermis zahlreich anzutreffen, dabei vermehrt in Nachbarschaft der Blutgefäße.

Die **mittlere Dermis** besteht aus größeren, matten- bzw. scherenförmig miteinander verflochtenen, dicken Kollagenfaserbündeln, zwischen denen sich nur sehr wenige elastische Fasern finden (Abb. 2-3d). Eine Ausnahme in dieser Hinsicht stellen große Blutgefäße dar, die diese Schicht durchdringen und von einem dichten Netz elastischer Fasern umkleidet sind (Abb. 2-3a).

Die **tiefe Dermis** zeigt eine sehr enge Verflechtung von eher horizontal ausgerichteten kollagenen und elastischen Fasern, wobei der elastische Anteil besonders im gesamten Abdominalbereich recht hoch ist (Abb. 2-3b, c). Die hieraus resultierende Interaktion beider Fasertypen gewährleistet neben der notwendigen Festigkeit immer auch eine hohe Elastizität der Haut. Dies ist speziell in Beziehung zu den wechselnden und ggf. stark unterschiedlichen Füllungszuständen des Darmtraktes von Bedeutung. Elastische Fasern arbeiten praktisch energiefrei und beugen einer übermäßigen Hautdehnung vor. Der **Elastin-Gehalt** der Haut beläuft sich beim Pferd auf 0,5–1,1 % des Trockengewichts, was deutlich geringer ist als bei kleineren, dichtbehaarten Säugern. Die größte Elastin-Menge liegt im Bauchbereich vor.

Beachte: Die Gesamtausrichtung des komplexen Systems der Bindegewebsfaserbündel der Dermis über den gesamten Körper hin – das **Spaltlinien-System** – ist für den praktizierenden Tierarzt von Bedeutung, und zwar für die Schnittführung bei Operationen. Beim Pferd liegt eine insgesamt recht konstante Längsausrichtung vor, jedoch ergeben sich in der straffgespannten Haut auch markante Regionen mit scharf abgesetzter Linienführung, wie z. B. an Kopf, Hals, Widerrist und Brust (Abb. 2-5b).

Bei **Verletzung der Haut** führt die Retraktion der elastischen Fasern, aber auch die der Kollagenfaserbündel, zum Zurückweichen der Wundränder und so zum Klaffen der Wunde.

Im Kruppenbereich tritt auf der gesamten dorsalen Fläche des Beckens, von den Hüfthöckern bis zu der Schwanzwurzel – andeutungsweise aber ebenfalls im dorsalen Brustbereich – eine markante Verdickung der tiefen Schicht der Dermis hervor. Die hier horizontal ausgerichteten Kollagenfaserbündel sind in der Zahl vermehrt und haben an Dicke zugenommen, so dass der tiefe Anteil der Dermis nun mehr als ein Drittel der gesamten Dermisdicke

ausmacht und sehr massiv und äußerst zugfest wirkt (Abb. 2-3e; 2-4a bis f).

Beachte: Bei der Verdickung der tiefen Schicht der Dermis handelt es sich um den aus der Gerberindustrie bekannten sog. »Rossspiegel« oder »Spiegel«, denn die Kollagenfaserbündel leuchten bei der Verarbeitung zu Leder aufgrund ihrer flächenhaft horizontalen Anordnung im Licht auf bzw. reflektieren das Licht.

2.2.3 Unterhaut



NAV Hypodermis, Subcutis,
Tela subcutanea

Die Hypodermis gliedert sich in zwei Schichten:

- Stratum adiposum hypodermidis mit zahlreichen Fettzellen,
- Stratum fibrosum hypodermidis mit vielen Kollagenfaserbündeln.

Die Bindegewebsfaserbündel der Dermis gehen direkt in das locker strukturierte Geflecht des Unterhautbindegewebes über, das sich zunächst als **Stratum adiposum hypodermidis** in Form eines groben dreidimensionalen Netzwerks von Kollagenfaserbündeln darstellt, zwischen die das Fettgewebe in Kammern mit univakuolären Fettzellen als **Depotfett** eingelagert ist. Grundsätzlich sammelt sich bei Equiden Fett deutlich in der Hypodermis des Abdominalbereichs an, und zwar zunächst im seitlichen Bauchbereich. Fetteinlagerung wird zudem im Mähnenkammbereich deutlich, wo das univakuoläre Fett als **Energiereserve** für das mehrjährige Wachstum der Mähnenhaare in den hier sehr langen und dicken Haarfollikeln von Wichtigkeit ist.

Die mengenmäßig wichtigste **Fettsäure des Fettgewebes** stellt mit 32 % die Ölsäure dar, gefolgt von 25 % der Palmitinsäure, womit sich das Pferd nicht von anderen Haussäugetieren unterscheidet. Die Gesamtmenge des Unterhautfetts steht in direkter Beziehung zur Ernährungslage bzw. zur Dauer und Intensität von energiefordernden Leistungen und hierbei oft in Abhängigkeit von der Rasse. Die Hypodermis dient aber nicht nur als Energiespeicher, sondern ebenso der Wärmeisolation des Körpers sowie als wichtiger Steroidspeicher und Ort der Produktion von Leptin. Dies ist ein wichtiges Hormon des Energiestoffwechsels, das bei der Regulation der Nahrungsaufnahme und der Energie-Homöostase sowie bei der Modulation vieler anderer neuroendokriner Mechanismen von Bedeutung ist!

Auf die Fettschicht folgt das stark bindegewebige, d. h. viele kollagene Faserbündel enthaltende und dünnere **Stratum**

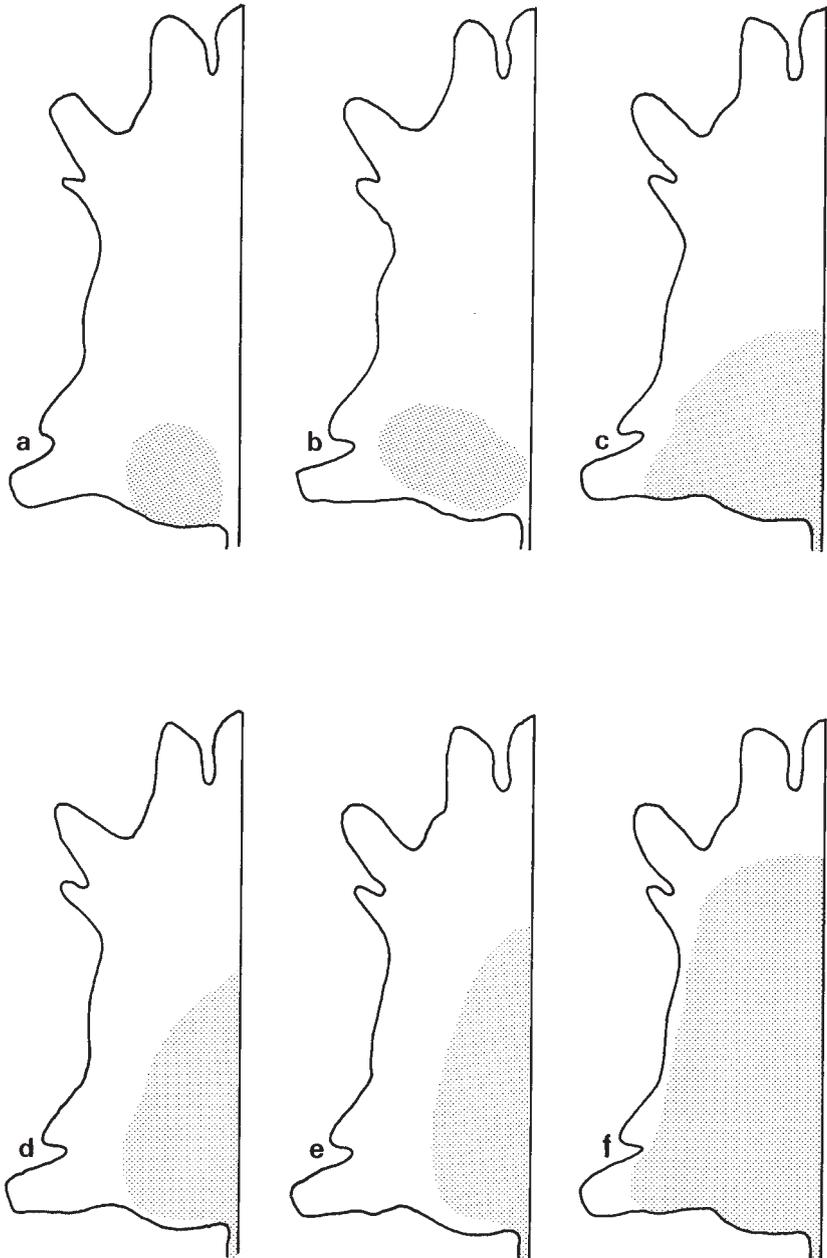


Abb. 2-4a-f Regionale Ausbreitung des Rossspiegels in der Dermis, nach Mohr (1960).

- a: Przewalski-Pferd.
- b: Hauspferd.
- c: Shetland-Pony.
- d: Großer Esel.
- e: Mittelgroßer Esel.
- f: Zwergesel.

fibrosum hypodermidis. Es breitet sich vorwiegend horizontal aus und verbindet die Haut mit der angrenzenden Faszie oder dem Periost.

Im Stratum fibrosum hypodermidis liegt beim Pferd im Gesichts-, Hals-, Schulter- und Bauchbereich die **Hautmuskulatur**. Durch den Schulterhautmuskel, *M. cutaneus omobrachialis*, entstehen in der Haut Horizontalfalten; durch den Bauchhautmuskel, *M. cutaneus trunci*, der am größten und kräftigsten entwickelt ist, werden Vertikalfalten gebildet. Die Hautmuskulatur dient mit ihrer Bewe-

gung vornehmlich der Befreiung von Arthropoden, Haarlingen und Milben, oder Verunreinigungen und ist so eine wichtige Grundlage des Hautpflegeverhaltens der Equiden. Außerdem werden die Faszien durch die Hautmuskulatur angespannt.

Beachte: Die in Relation zur festen Dermis auch als **Verschlebeschicht** gestaltete **Unterhaut**, *Hypodermis*, früher als Subkutis bezeichnet, wird besonders in der Sattellage übermäßig und unnormale mechanisch belastet. Dies kann

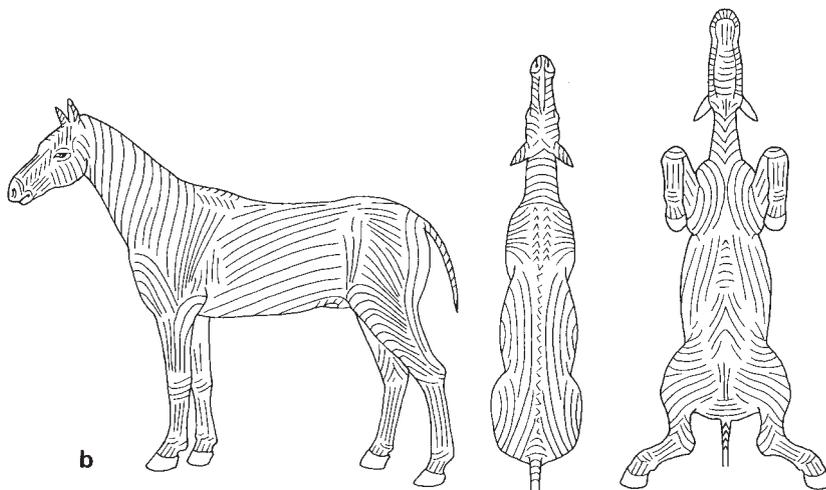
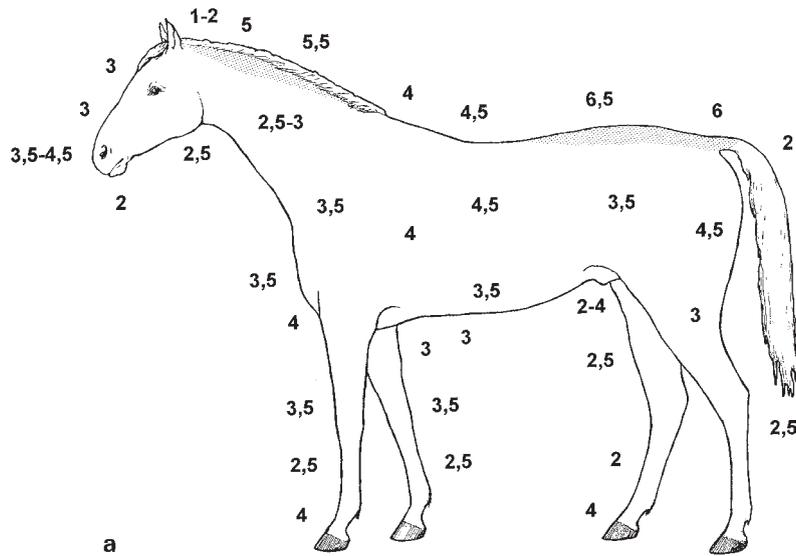


Abb. 2-5a, b Hautdicke und Spaltlinienmuster.

a: Regionale Verteilung der Hautdicke in mm, eigene Befunde.

b: Struktur des Spaltlinienmusters der Dermis, nach Ewert (1944).

im Übergangsbereich beider Hautschichten zu krankhafter Bindegewebsvermehrung, z. B. **Knötchenbildung**, *noduläre*, *dermale Fibrose*, führen.

Als Ursache für Knötchenbildung in der Sattellage ist nicht unbedingt nur der Satteldruck anzusehen, der allerdings die Blutversorgung stark einschränkt, sondern ein örtlich limitiertes Rutschen von Reiter und Sattel, das dann ggf. allein durch die wenigen verbindenden Kollagenfaserbündel zwischen Dermis und Hypodermis aufgefangen werden muss. Dies führt sicher zu Zerreißen von einzelnen Fasergruppen und entsprechenden Gewebeantworten.

2.2.3.1 Subkutane Injektion

In die beweglich strukturierte Unterhaut können, nach Bildung einer Hautfalte, sowohl in der Mitte des Halses als auch im Vorderbrustbereich Medikamente subkutan injiziert werden (Abb. 3-157A; 5-1C).

2.2.3.2 Hautdicke

Die Hautdicke zeigt regionale Variationen (Abb. 2-5a). Im Allgemeinen nimmt sie vom Rücken zum Abdominalbereich hin ab. Die Messwerte liegen in der gesamten Dorsalregion zwischen 4 und 7 mm, wobei die Haut im Mähnen-



kambereich mit 5,5 mm sowie an Lende, Kruppe und Schwanzregion mit 6–7 mm am mächtigsten entwickelt ist. Die Haut an Widerrist und Rücken ist mit 4–4,5 mm deutlich dünner. Die Dicke der Haut an der Körperseite liegt zwischen 3,5 mm an Oberarm und Oberschenkel sowie 4–4,5 mm an der Flanke. In Brust- und Bauchbereich weist die Haut eine Stärke zwischen 2,5 und 3,5 mm auf sowie an Kopf und Hals 2,5–4,5 mm. Die Hautdicke kann allerdings in Abhängigkeit von Geschlecht, Alter und Rasse deutlich variieren. Die Haut von Vollblütern, wie etwa Rennpferden, ist z. B. besonders dünn und fein im Vergleich zu derjenigen von schwereren Zugpferd-Rassen, entsprechend ist das Integument älterer Pferde dicker als bei jüngeren Pferden.

Beachte: Bei **Kaufuntersuchungen** ist auf das Vorhandensein von Narben besonderes Augenmerk zu richten.



Sektionshinweis: **Laparotomiewunden** finden sich meistens in der Medianen, daher wird bei der Obduktion eine paramediane Eröffnung der Bauchhöhle vorgenommen, um Narbengewebe und bei Fohlen den Nabel zu schonen.

Das Pferd besitzt aufgrund seiner relativ geringen Haardichte und der eng anliegenden Haut eine eher glatte Körperoberfläche. Nur in den Regionen, in denen die Haarfollikel sehr schräg eingepflanzt sind, treten regelmäßige Hautfalten auf, die von der Epidermis und der oberflächlichen Lage der Dermis gebildet werden. Dies ist an der Ohrmuschelbasis, am Nabel, in der Achsel, im Ellbogenbereich, im Kniefaltenbereich und im Augenlidbereich der Fall.

Beachte: **Hautfalten** im Bereich der **Augenlider** können nicht zur Altersschätzung herangezogen werden.

2.3 Haarwurzel, Haare und Haarkleid

2.3.1 Haarfollikel und Haarwurzel



NAV Folliculus pili et Radix pili

Der **Haarfollikel**, der das Haar bildet und enthält, ist in seiner ganzen Ausdehnung umhüllt von:

- inneren und äußeren epithelialen Wurzelscheiden,
- einer bindegewebigen Wurzelscheide.

Er ist beim Pferd über ein dichtes Netz von elastischen Fasern in dem lockeren System von kollagenen Faserbündeln der oberflächlichen Dermis befestigt.

Am proximalen Ende des Haarfollikels liegt der **Haarbulbus**, Bulbus pili; er bildet eine Verdickung und enthält basal die

- einschichtige Haarmatrix, **Matrix pili**, die regenerative Struktur des Haarfollikels, die wiederum die
- Haarpapille, **Papilla pili**, eine ektomesodermale Bildung, umgibt.

Der **Haarfollikel** ist je nach Haartyp und Körperregion unterschiedlich tief und in einem bestimmten Winkel in die Haut eingesenkt. Der Insertionswinkel ist an der Allgemeinen Körperdecke mit 60–70° recht steil, wird aber mit ca. 20° speziell an Nüstern, Ohr, Hals, Mähnenkamm, Euter, der Innenfläche der Schenkel und in der Lendenregion, z. B. in der Hungergrube, sehr flach. Am Körper reichen die Haarfollikel 0,8–1 mm tief, bei Stirnlocke, Mähne und Schwanz ergeben sich sogar Werte von 3–4 mm. Auf diese Weise werden die Haarfollikel hier nicht nur sehr effektiv in der Dermis verankert, sondern sie durchdringen diese komplett und liegen so in enger Nachbarschaft zu den energieliefernden Fettzellen der Hypodermis.

Beachte: Nur die **zellulären Anteile des anagenen Haarfollikels** können dem **Abstammungsnachweis** bei Pferden dienen (s. Kap. 2.3.2.6).

Die einschichtige **Haarmatrix**, die als wichtigster Anteil des **Haarbulbus** anzusehen ist, produziert alle Zellen für Mark, Rinde und Kutikula des Haares sowie für die äußeren und inneren epithelialen Wurzelscheiden des Haarfollikels. Die Haarmatrix wird von der **Haarpapille** aus ernährt, die, neben vielen aktiven Bindegewebszellen (Fibroblasten), Blutkapillaren und Nervenfasern enthält. Die Haarpapille unterscheidet sich von der umgebenden Dermis in erste Linie dadurch, dass ihre Bindegewebsanteile in eine extrazelluläre Matrix eingebettet sind, die in ihrer Zusammensetzung derjenigen der Basalmembran der Epidermis gleicht (viele Pro-teoglykane, Fibronectin) und damit Kommunikationsleistungen möglich macht. Während der Wachstumsphase des Haarfollikels können so die **Fibroblasten** in der Peripherie der Haarpapille durch Zellfortsätze in direkten Kontakt mit den Keratinozyten der Haarmatrix treten und ihre induktiven Fähigkeiten zur Aktivierung des Haarwachstums nutzen.

Beachte: Die **vollständige Unversehrtheit der Haarmatrix** ist Vorbedingung für normalgestaltete und leistungsfähige Haare. In diesem Zusammenhang sollte man das Herausreißen von Haaren vermeiden, weil im Besonderen bei anagenen, d. h. wachsenden Haarfollikeln die Haarmatrix irreversibel zerstört werden kann!

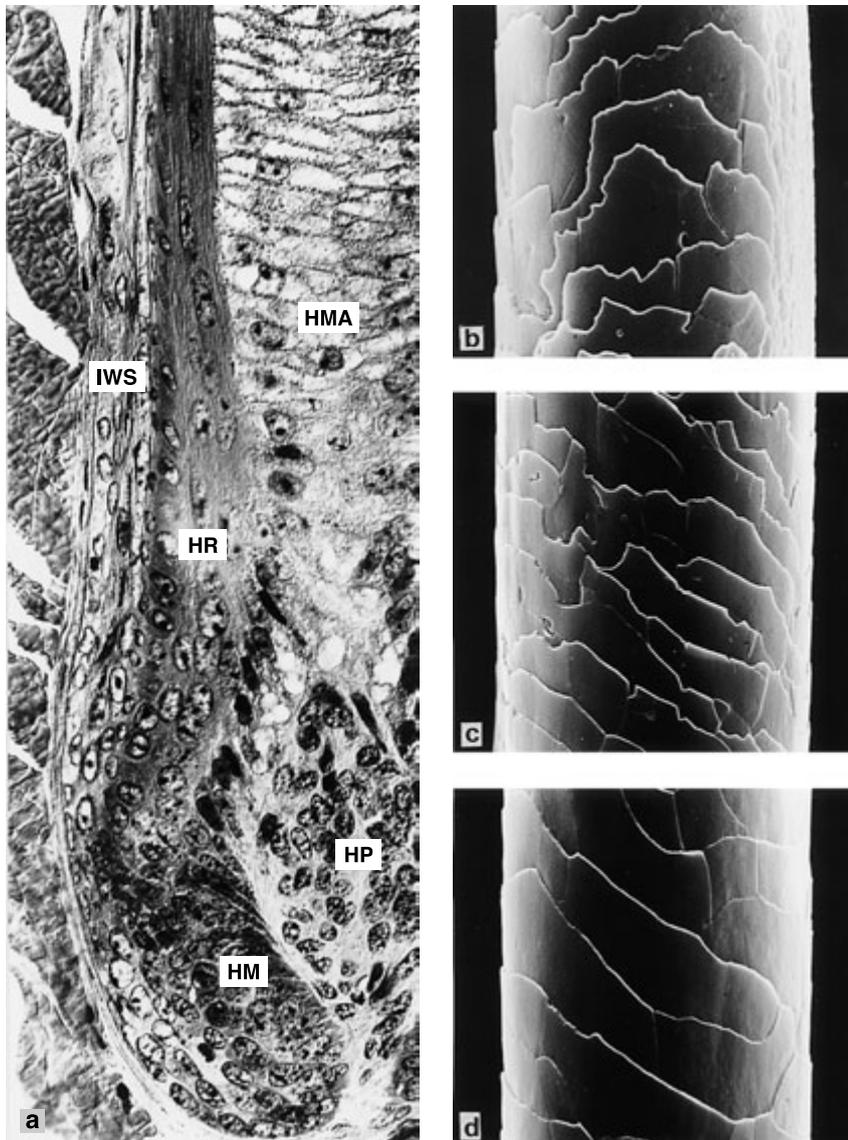


Abb. 2-6a-d Haarfollikel und Haar mit histologischer Struktur.

a: Längsschnitt, HE-Färbung, $\times 590$;
 HM = Haarmatrix, HP = Haarpapille,
 HR = Haarrinde, HMA = Haarmark,
 IWS = innere epitheliale Wurzelscheide.
b-d: Haarkutikula-Muster eines Vollblutpferdes.
b: Haarspitze, $\times 1300$.
c: Haarmitte, $\times 975$.
d: Haarbasis, $\times 1300$; REM.

Von besonderer Bedeutung für die Form des Haares sind die Anteile der **inneren epithelialen Wurzelscheide**, d. h. nach innen die Wurzelscheidenkutikula und die Huxley-Schicht sowie nach außen die Henle-Schicht (Abb. 2-6a). Alle drei verhornen und schaffen so ein Epithelrohr, in dem sich das wachsende Haar emporschiebt und geleitet wird. Die Zellen der **äußeren epithelialen Wurzelscheide**, die in die Basalschicht der Epidermis übergeht, enthalten bei Hauspferden stets unterschiedliche Mengen an Glykogen. Die Keratinozyten innerhalb jeder dieser Wurzelscheiden sind durch *gap junctions* (Nexus) zu funktionellen Einheiten verschaltet. In diesem Rahmen und mit Hilfe spezieller Durchlasszellen in der Henle-Schicht kann auch die in-

nere epitheliale Wurzelscheide durch die äußere epitheliale Wurzelscheide ernährt und stoffwechselphysiologisch reguliert werden.

Beachte: Im Haarfollikel mehrjährig wachsender Haare (Mähnenhaare, Schweifhaare) wird kein Glykogen gespeichert, da hier ein kontinuierlich hoher Energiebedarf vorliegt.

Die **bindegewebige Haarfollikelscheide** (früher Haarwurzelscheide) aus feineren Kollagenfaserbündeln und elastischen Fasern beherbergt Fibroblasten und, besonders in der unteren Hälfte des Haarfollikels, ein dichtes Blutkapill-



larsystem sowie bei den Primärhaarfollikeln auch ein dichtes Nervennetz.

Jeder Haarfollikel hat zudem einen kräftigen **Haarbalgmuskel**, *M. arrector pili*, aus glatter Muskulatur, der in der Schwanzwurzel sogar Längen von 2 mm erreichen kann. Er ist beim Pferd über kräftige elastische Fasern mit der Basalmembran der Epidermis verbunden und tritt dann ohne weitere bindegewebige Kontakte an den Haarfollikel, wo er distal der Talgdrüsen ebenfalls elastisch verankert ist.

Beachte: Zur Verbesserung der Isolationswirkung des Fells im Winter dient der Haarbalgmuskel im Besonderen der Aufrechterstellung der Primärhaarfollikel (s. Kap. 2.3.2.2).

Anhand des fetalen Entwicklungsablaufes der für die Haarbildung verantwortlichen Haarfollikel, wie auch deren Ausstattung mit Anhangsdrüsen, lassen sich eindeutig **drei Haarfollikelformen** darstellen:

- zentrale Primärhaarfollikel (entstehen im Rahmen der Ontogenese zuerst),
- laterale Primärhaarfollikel,
- dünnere Sekundärhaarfollikel.

Die beiden ersten Haarfollikelformen sind außer mit Talgdrüsen jeweils mit einer apokrinen Schlauchdrüse versehen. Die Sekundärhaarfollikel besitzen nur Talgdrüsen und keine apokrinen Schlauchdrüsen.

Die **Primärhaarfollikel** sind jeweils zu einer **Dreiergruppe** (Trio) angeordnet, in der die zentrale, seitlich davon bzw. etwas frontal verschoben jeweils ein lateraler Primärhaarfollikel. Eine derartige Gruppe ist ein phylogenetisch altes Merkmal der Säugetierhaut. Die Dreiergruppen der Primärhaarfollikel sind beim Pferd gleichmäßig über den Körper verteilt. Zwischen ihnen liegen die einzeln stehenden **Sekundärhaarfollikel**, wodurch ein insgesamt recht homogenes Verteilungsmuster vorliegt, denn die Abstände zwischen den Haarfollikeln sind in etwa gleich. Dieses Muster geht an speziellen Körperregionen oft vollständig verloren, z. B. Kopf, Anogenitalregion, Inguinalregion, zeigt bei Hauspferden in der behaarten Haut aber auch, domestikationsbedingt, gewisse Unregelmäßigkeiten.

Die ersten Haare werden schon in der Fetalphase gebildet, wobei dies zunächst für die Tastaare der Lippenregion vom Ende des 4. bis 7. Monats post coitum (p. c.) gilt. Kräftige Haare an Augenbrauen, Nase, Mähne und Schwanzspitze sowie Lidhaare entstehen ab dem 6. Monat p. c. Die eigentliche Körperbehaarung entwickelt sich erst ab dem 8. Monat p. c. und liegt gegen Ende des 10. Monats p. c. vollständig vor.

Beachte: Die **Haarfollikelmilbe**, *Demodex folliculorum* findet sich zunehmend auch beim Pferd im Haarfollikel

bzw. im Haarkanal. Zur Erkennung dieses lästigen Ektoparasiten ist es notwendig, ein Biopat zu entnehmen und ein Quetschpräparat anzufertigen! Die Untersuchung von Hautgeschabsel ist nicht erfolgreich!

2.3.2 Haare



NAV Pili

Die Haare des Pferdes zeigen in ihrem Aufbau die säugetierspezifischen Merkmale und treten in drei verschiedenen Typen auf:

- Deckhaare, Primärhaare, aus zentralen Primärhaarfollikeln,
- Langhaare, Primärhaare aus lateralen Primärhaarfollikeln,
- Wollhaare, Sekundärhaare, aus Sekundärhaarfollikeln.

Jedes Einzelhaar wird durch den Haarschaft, **Scapus pili**, charakterisiert, der die Hautoberfläche überragt und oft eine typisch strukturierte Haarspitze, **Apex pili**, besitzt.

Der Haarschaft besteht von außen nach innen aus:

- Haarkutikula, Cuticula pili, Epidermicula,
- Haarrinde, Cortex pili,
- Haarmark, Medulla pili.

Die **Haarkutikula** der Pferdehaare besteht aus platten, stark verhornten Zellen, die sich in einem artspezifischen Muster dachziegelartig überlagern (Abb. 2-6b bis d). Entlang des gesamten Haarschaftes befinden sich meist flache Schuppen mit glatten bzw. leicht gezackten Rändern, die dicht beieinander liegen und die ein unregelmäßiges Mosaikmuster gestalten. Die Schuppen sind oft so breit, dass sie um mehr als die Hälfte des Haarschaftes herumreichen. Bei Warmblütern und Ponys umschließen die gezackten Schuppen an der Haarspitze den Haarschaft vollständig, bei Island-Pferden und Kaltblütern fehlt z. B. dieses Erscheinungsbild, denn die Haarspitzen sind bei diesen Rassen dicker, so dass ein abgeflachtes, unregelmäßiges Wellenmuster entsteht. Die Flächen und Umfänge der Einzelschuppen sowie die Anzahl der Schuppen pro Quadratmillimeter variieren sehr stark, und zwar nicht nur entlang des Haarschaftes, sondern auch in Abhängigkeit von der Rasse.

Die **Haarrinde** ist sehr gut entwickelt und macht etwa die Hälfte bis zu Zweidrittel des Gesamtdurchmessers der Haare aus. Die schmalspindelförmigen 60–70 µm langen und extrem verhornten Rindenzellen sind parallel zur Haarlängsachse ausgerichtet und enthalten mehr oder weniger viel Melanin.

Das zentral liegende **Haarmark** ist ebenfalls mikroskopisch

sehr deutlich sichtbar, variiert in seinen Ausmaßen und in seiner Form im Vergleich verschiedener Pferderassen wenig und kann bei den Wollhaaren auch fehlen. Die im Längsschnitt flach rechteckigen Markzellen haben eine Höhe von 10–15 µm und können Melaningranula enthalten. Die Haarspitzen und der kolbennahe Bereich von telogenen Primärhaaren und Sekundärhaaren sind in der Regel markfrei.

Beachte: Unter Einbeziehung des oben beschriebenen **Haarkutikulamusters** und seiner domestikationsbedingten Variationen muss betont werden, dass eine Differenzierung bzw. Bestimmung von verschiedenen Pferderassen mit Hilfe von Haarmerkmalen nicht möglich ist.

Haaranalysen, die Befunde zur genetischen Charakterisierung von Einzeltieren bzw. Pferderassen erbringen sollen, sind nur möglich, wenn es sich um ausgezupfte Haare von anagenen, also wachsenden Haarfollikeln handelt, weil nur in solchen Fällen genügend Zellreste zur Analyse zur Verfügung stehen!

Eine Auswertung von Haaren, die durch Scheren gewonnen worden sind, kann allerdings nicht nur zum **Nachweis von Massenelementen und Schwermetallen**, sondern ebenso zum **Drogennachweis beim Pferd (Doping)** verwendet werden, da Stoffwechselzwischenprodukte oder z. T. Reste der Drogen im Haar irreversibel eingelagert werden.

2.3.2.1 Haarlänge und Haardicke

Haarlänge und Haardicke sind keinen großen rassespezifischen Schwankungen unterworfen. Entsprechend sind auch regionale Unterschiede relativ schwach ausgeprägt. In der allgemeinen Körperdecke liegt die Haarlänge bei den meist aufgestellten Pferden für Deckhaare und Langhaare bei 10–20 mm und für Wollhaare um 20 mm. Die Primärhaare erreichen – unabhängig von dünnen Spitzenanteilen – eine Dicke von 70–100 µm, die Sekundärhaare eine solche von 35–50 µm. Sehr feine Haare mit einem Durchmesser um 10 µm kommen besonders in der Anogenitalregion vor.

Beachte: Beim Pferd unterscheiden sich **Primärhaare und Sekundärhaare** in Form, Länge und Dicke sowie in ihrem Aufbau nicht stark voneinander.

Neben der Körperbehaarung finden sich beim Pferd 80–180 µm dicke, permanent, d. h., **mehrfährig wachsende Haare** mit unterschiedlichen Längen von 10–200 cm an der Stirn, im Mähnenbereich, im vorderen Anteil des Widerrists, dorsal und lateral am Schweif und am Kronsaum. Beim Fohlen werden diese Haare gegen Ende des ersten Lebensjahres gebildet. Die kurze Wildpferd-Stehmähne ist bei

den meisten Pferderassen im Rahmen der Domestikation von einer dominanten **Langhaarmähne** verdrängt worden. Stehmähnen von Hauspferderassen, wie z. B. beim Norwegischen Fjordpferd und Dülmener Wildpferd erkennbar, sind entweder Frisuren oder genetisch nicht fest verankerte Bildungen. Die bei einigen Rassen besonders ausgeprägte Langhaarbildung, *Hypertrichie*, von Mähne, Schweif oder Kötenschopf, z. B. bei Arabischen Vollblütern, Shire-Horses, Belgiern, Friesen, Island-Pferden oder verschiedenen anderen Ponyrassen, tritt als genetisch bedingte Abnormalität des Haarwuchses offenbar schon seit über 1000 Jahren bei Hauspferden auf. Aus Skandinavien kommend und über Osteuropa nach Mitteleuropa vordringend, war ohne *Hypertrichie* bei Pferdezüchtern zur Barockzeit sehr beliebt.

Lockenbildung am ganzen Körper lassen nur Neugeborene und junge Fohlen erkennen. Diese charakteristische domestikationsbedingte Fellstruktur ist bei adulten Hauspferden sehr selten zu finden, mit Ausnahme von Pendletonians und Curly Horses bzw. Bashkir Curlies.

Bei etwa 2,5 % der Hauspferde ist an der Oberlippe zudem ein »**Schnurrbart**« zu beobachten, wobei die mechanorezeptiven Schnurrbarthaare ebenfalls zu den mehrjährig wachsenden Primärhaaren zählen. Schnurrbartbildung ist am häufigsten bei Kaltblutpferden und Füchsen, seltener oder gar nicht bei Vollblütern bzw. Ponys festzustellen.

Beachte: Der **Schnurrbart**, der bei beiden Geschlechtern zu finden ist, zeigt individuelle Unterschiede in Lage, Form, Farbe, Länge und Dichte. Er ist für die Identifizierung eines Tieres von Bedeutung.

2.3.2.2 Haarkleid

Das Haarkleid aus kräftigen Primärhaaren, den Deckhaaren und Langhaaren, sowie dünnen, z. T. leicht gekräuselten Sekundärhaaren, den Wollhaaren, ist bei den meisten Hauspferderassen aufgrund von Stallhaltung bzw. Domestikationseinflüssen strukturell vereinheitlicht worden und wirkt relativ leicht. Dennoch kann das Haarkleid bei niedrigen Temperaturen, aufgrund der Verlängerung beider Haartypen, seiner Hauptaufgabe als Isolationsschicht gegen Wärmeverlust bei den meisten Rassen noch nachkommen. Im Sommer dient das leichtere Fell in erster Linie einer besseren Wärmeabgabe über die Hautblutgefäße, um einen Hitzestau zu vermeiden. Dies äußert sich auch in einer höheren Rate der Wärmeabstrahlung, wobei es eigentlich nur unter diesen Bedingungen möglich ist, thermographische Methoden diagnostisch einzusetzen. Im letzteren Fall wird die Durchblutungsrate der Haut ohne invasive Eingriffe gemessen.

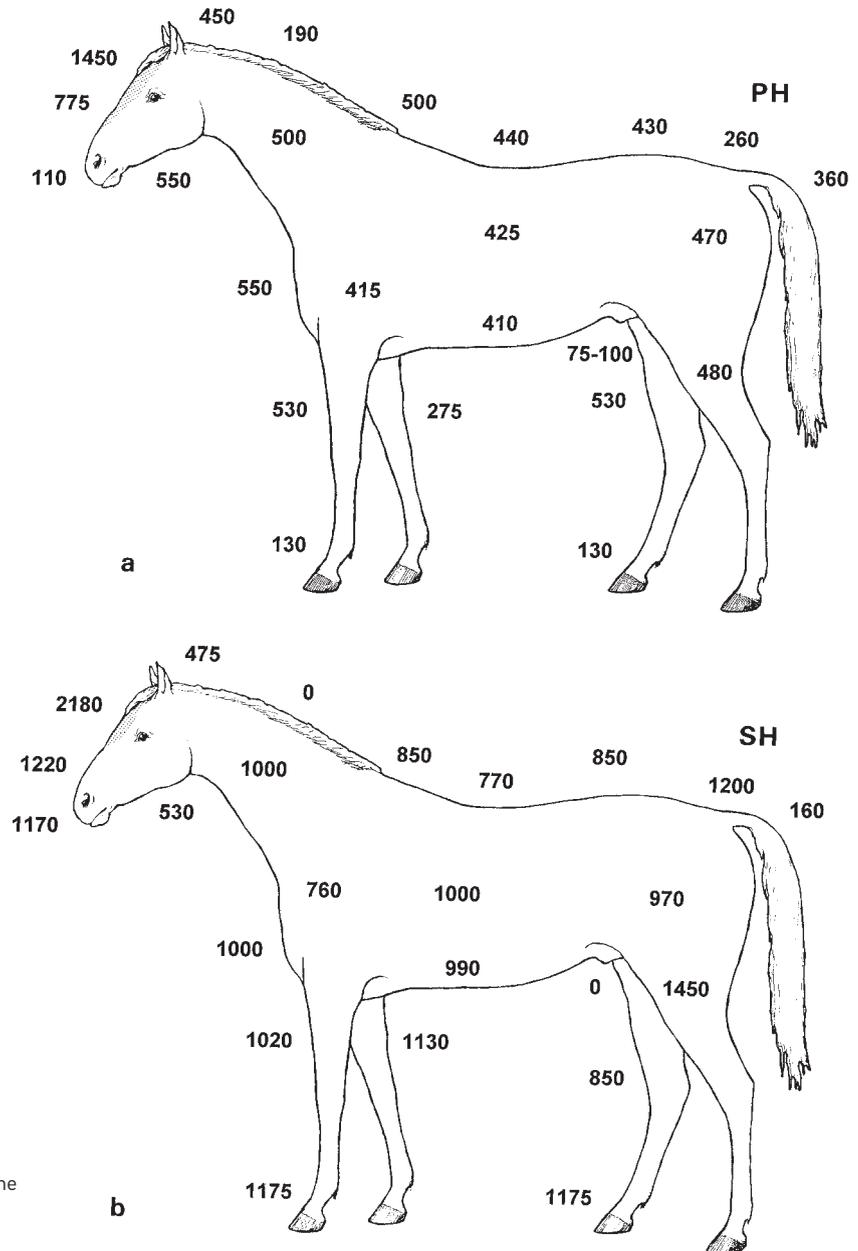


Abb. 2-7a, b Regionale Haardichte in Haaren pro cm².

a: Dichte der Primärhaare, PH, eigene Befunde.
b: Dichte der Sekundärhaare, Wollhaare, SH, eigene Befunde.

Domestikationsbedingte Haarkleidveränderungen sind besonders bei den eigentlich sehr robusten Curly Horses offenkundig, deren überall gelocktes Fell sehr weich und glatt erscheint und aufgrund von hyperaktiven Talgdrüsen sehr stark eingefettet ist. Trotz dieser Veränderungen des Haarkleids wird das längere Winterfell meist noch gewechselt, was auf die lange Entstehungsgeschichte dieser Rasse in Nordamerika hinweist, die erst Mitte des 19. Jahrhundert in eine systematische Zucht führte.

Beachte: Das übliche **Trockenreiben** des Pferdes nach größerer Anstrengung ist im Besonderen deshalb notwendig, weil durch eine Vernässung des Haarkleides dessen Isolationswirkung gegen Wärmeverlust entscheidend herabgesetzt wird. Die durch ein rassebedingt variabel strukturiertes Fell hervorgerufenen Unterschiede in der Isolationswirkung können bei niedrigen Temperaturen – zumindest beim Fohlen – offenbar durch gute thermoregulatorische Fähigkeiten der Haut ausgeglichen werden.

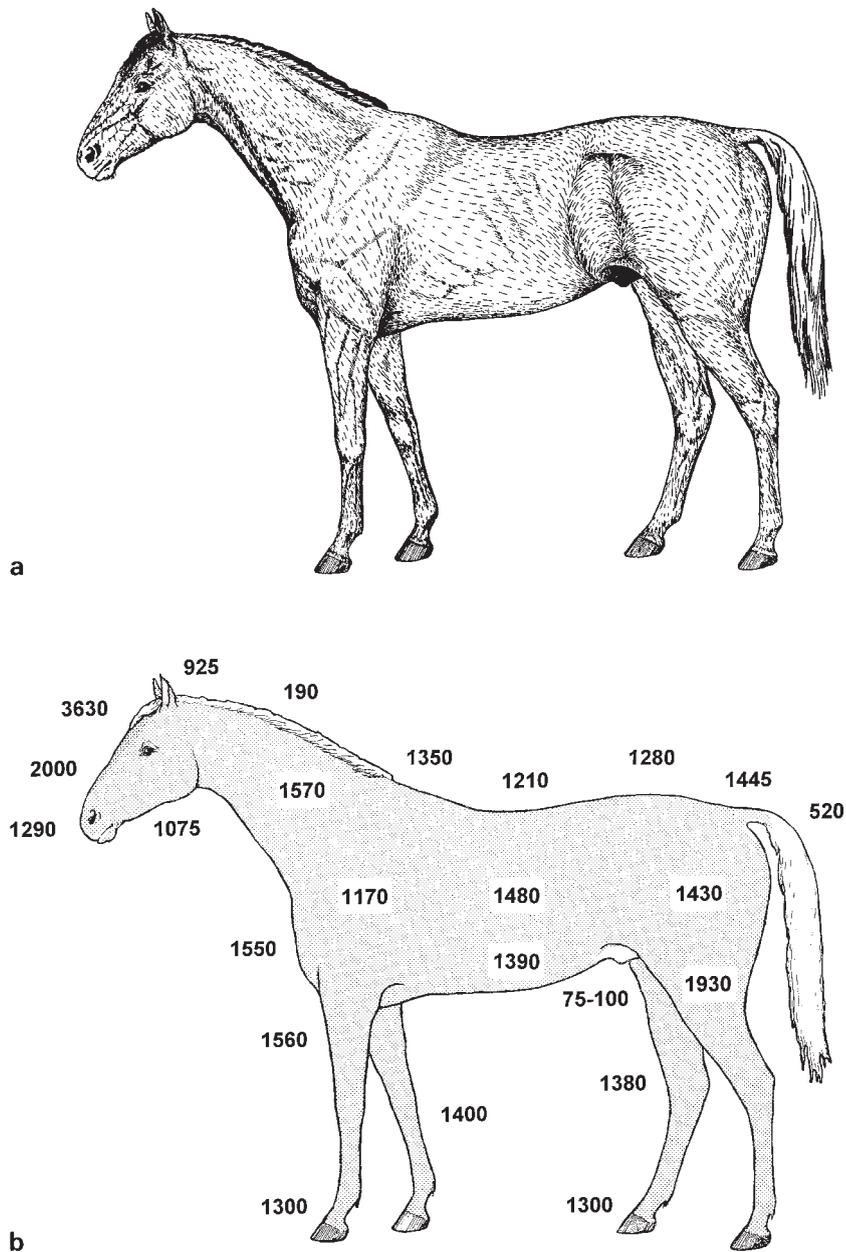


Abb. 2-8a, b Struktur des Haarstrichs und allgemeine Haardichte.

a: Struktur des Haarstrichs, nach Martin [1915].
b: Allgemeine Haardichte in Haaren pro cm², eigene Befunde.

2.3.2.3 Haardichte

Die Haardichte ist am gesamten Körper mit 1300–1600 Haaren/cm² relativ einheitlich entwickelt (Abb. 2-8b). Nur am Kopf mit 900–3600 Haaren/cm² und in der Anogenitalregion mit etwa 500 Haaren/cm² sowie an Skrotum und Euter mit 75–100 Haaren/cm² treten regional abweichende Werte auf. Unter Berücksichtigung der beiden Haartypen gilt ein ähnliches Verteilungsmuster, d. h. der Körper ist gleichmäßig mit 400–500 Primärhaaren (PH)/cm² be-

deckt, wobei sich Unterschiede für den Kopf mit 100–1450 PH/cm² den Mähnenkamm, mit ca. 190 PH/cm² die Anogenitalregion mit ca. 350 PH/cm², den Kronsaum mit ca. 130 PH/cm² sowie Skrotum und Euter mit 75–100 PH/cm² ergeben (Abb. 2-7a, b). Die Wollhaare bzw. Sekundärhaare (SH) sind entsprechend verteilt, der gesamte Körper ist mit 850–1200 SH/cm² bedeckt, die an der Stirn mit ca. 2200 SH/cm² etwas dichter, an Wange und Ohr mit ca. 500 SH/cm² etwas spärlicher sowie in der Anogenitalregion mit ca. 160 SH/cm² noch spärlicher ausgebildet sind.



An Mähnenkamm, Skrotum und Euter fehlen die Sekundärhaare. Die oben angegebenen Werte beziehen sich auf adulte Hauspferde normaler Körpergröße.

Beachte: Die **Haardichte** nimmt mit ansteigender Körpergröße vom Fohlen zum erwachsenen Pferd ab, da nach der Geburt keine neuen Haarfollikel mehr angelegt werden.

2.3.2.4 Haarstrich

Das äußere Erscheinungsbild des Haarkleides wird meist durch den Haarstrich bestimmt, dessen Ausrichtung in Beziehung zur normalen Bewegungsrichtung des Tieres steht und an den einzelnen Körperpartien wechselt (Abb. 2-8a). Es handelt sich dabei um typisch von vorn nach hinten gerichtete Haarströme, die Haarfelder bilden, an deren Grenzen Haarwirbel, Haarscheiden oder Haarleisten auftreten. Die Spitzen der Haare an Nase und Stirn sind nach vorn unten, vom Nacken und der Regio parotidea sowie am Hals gegen die Brust zu und an der Brust gegen den Bauch gerichtet. An der Kruppe und an den Gliedmaßen sind die Haare nach hinten-abwärts gekehrt. Dadurch wird das Haarkleid bei der Vorwärtsbewegung nicht aufgerichtet und bei Regen fließt das Wasser besser ab.

Beachte: Der **Haarstrich** bleibt während des ganzen Lebens gleich strukturiert und ist unabhängig von Rasse und Geschlecht.

2.3.2.5 Haarwirbel

An Stirn, Hinterhaupt, Brust und Leiste liegen konstant auftretende, größere divergierende Haarwirbel sowie zahlreich und individuell variierend bis über 100 inkonstante Haarwirbel.

Beachte: Eine **Nutzung der Lage und Form von Haarwirbeln** ist nicht zur Rassenkennzeichnung, sondern nur zur Identitätsfeststellung einzelner Pferde möglich und kann in deren Signalement aufgenommen werden, denn die Position von Haarwirbeln am Kopf ist bei vielen Rassen im hohen Grade vererbbar.



Sektionshinweis: Auch bei **forensischen Sektionen** ist die Aufnahme der Haarwirbel zur Identitätsfeststellung notwendig.

2.3.2.6 Haarzyklus und Haarwechsel

Das Haarkleid bildet zusammen mit den Hautschichten eine enge Entwicklungs-, Struktur- und Funktionsgemeinschaft. Durch zyklisch ablaufende Auf-, Um- und Rückbildungsvorgänge ist es in der Lage, sich saisonal veränderlichen oder haltungsbedingten Umwelteinflüssen anzupassen. Hierfür laufen in den Haarfollikeln der allgemeinen Körperdecke charakteristische Auf-, Um- und Rückbildungsvorgänge ab. Sie wiederholen sich kontinuierlich in aufeinanderfolgenden Haarzyklen.

Dabei muss unterschieden werden zwischen:

- anagenen, aktiven oder wachsenden,
- katagenen, d. h. sich in einer Abbauphase befindlichen,
- telogenen, ruhenden, Haarfollikeln.

Die Wachstums- oder **Anagen-Phase** ist zeitlich der längste Anteil der Haarentwicklung. Sie kann beim Pferd, rasseabhängig, wahrscheinlich drei bis sieben Monate andauern. Die Abbau- oder **Katagen-Phase** ist mit nur wenigen Wochen am kürzesten. Der aus dem Abbau hervorgehende, energetisch unaufwändige Haarfollikel in der **Telogen-Phase** enthält das Kolbenhaar, das ein bis mehrere Monate funktioneller Teil des Haarkleides bleiben kann, bevor es im Zusammenhang mit dem Haarwechsel ausfällt.

Der **Umbau eines anagenen zum telogenen Haarfollikel** findet im Rahmen der Haarfollikelinvolution in einem durch Apoptose kontrollierten und mit Hilfe von Makrophagen durchgeführten Abbau des Haarbulbus und eines Teiles des Haarfollikels unterhalb des Ansatzes des Haarbalgmuskels statt. Hierbei verbleiben Fibroblasten der Haarpapille in der Nähe des Unterendes des Telogen-Follikels und wandern später wieder in die neue anagene Papille ein. Darüber hinaus bleibt das umgebende Nervennetz des Haarfollikels erhalten und dient als Leitstruktur, in die der neue proximale Anteil des Haarfollikels hineinwächst.

Der neue anagene Haarfollikel entsteht aus **Stammzellen**, die bei **Primärhaarfollikeln** in der äußeren epithelialen Wurzelscheide in einem kurzen, verdickten Bereich unterhalb des Ansatzes des Haarfollikelmuskels liegen (Stammzellnische) und die zudem die interfollikuläre Epidermis regenerieren. Aber auch die unmittelbare Umgebung des Haarfollikels, einschließlich seiner bindegewebigen Wurzelscheide, enthält uni-, multi- und pluripotente Stammzellpopulationen, z. B. mesenchymale Zellen (Fibroblasten) oder Melanozyten-Stammzellen, die in verschiedenster Weise die Biologie des Haarfollikels regulieren. Unter Bezug darauf, dass bei Sekundärhaarfollikeln (Wollhaarfollikeln) der Haarbalgmuskel fehlt, ist gerade der letztgenannte Aspekt von Bedeutung, jedoch sind die Haarfollikel-Stammzellen eher im basalen Anteil dieses Haarfollikeltyps zu finden.

Der Haarzyklus wird durch zahlreiche **endogene Faktoren** wie Rasse, Geschlecht, Alter, Gesundheitszustand und Ge-

schlechtshormonspiegel sowie durch **exogene Faktoren** wie Licht, Temperatur, Ernährung, Haltung und Pflege beeinflusst. Entscheidende steuernde Bedeutung hat die **Photoperiodizität** anhand der jahreszeitlichen Entwicklung der **Tageslängen**, während **Temperaturveränderungen** lediglich ergänzenden Charakter besitzen und den Haarwechsel vorzulegen oder zu verzögern vermögen.

Die eigentliche »**Haarzyklusuhr**« ist im Haarfollikel selbst lokalisiert und wird unter anderem durch lokal produzierte Wachstumsfaktoren (TGF- α , NGF), *substance P* (Anagen-Induktion), durch Interaktionen mit der sensorischen und autonomen Innervation des Haarfollikels sowie durch verschiedene Hormone (u. a. Katagen-Induktion) reguliert. Von spezieller Bedeutung ist hierbei das jahreszyklisch wirksame **Melatonin**, das **als dominanter Regulator** anzusehen ist!

Beachte: Durch **Domestikationseinflüsse** in Form einer überwiegenden Stallhaltung mit eher gleichmäßigen Licht- und Dunkelphasen und konstanten Umgebungstemperaturen können die saisonal bedingten, periodischen Haarwechseltermine auch beim Pferd zugunsten einer kontinuierlichen, diffusen Haarkleiderneuerung im Rahmen des »Mosaikmusters« der Haarfollikelentwicklung unterdrückt werden. Beim Mosaikmuster finden sich innerhalb einer Körperregion unterschiedliche Stadien der Haarfollikelentwicklung nebeneinander.

Unter **Robusthaltung** zeigen Hauspferde normalerweise jährlich zwei Haarwechsel, d. h. im Frühjahr und Herbst, wobei der **Frühjahrshaarwechsel** oft rassebedingt wesentlich auffälliger ist. In seinem Ablauf fallen zunächst die langen Winterfellhaare aus, um dann für etwa drei Monate – Juni bis August – durch 10 bis 20 mm lange, etwas dickere, oft heller wirkende Sommerfellhaare ersetzt zu werden. Für die restlichen Monate des Jahres liegt ein schnell wachsendes Winterkleid vor.

Im Rahmen des **Herbsthaarwechsels** kommt es dabei zum Ausfall der kürzeren und gröberen Deckhaare des Sommers sowie zum nachfolgenden, erhöhten Längenwachstum beider Primärhaartypen, mit Längen von 20 bis 40 mm, als Winterfellhaare. Hierdurch erhält das Haarkleid insgesamt ein z. T. zotteliges Aussehen. Dies gilt besonders für Ponys, doch zeigen auch Vollblutrassen haltungsabhängig noch Tendenzen zur Produktion längerer Fellhaare im Winter. Verbleiben Vertreter solcher Rassen, wie z. B. Englisches Vollblut, vorwiegend im Stall, tritt der Haarwechsel früher und weniger ausgeprägt hervor. Bei Fohlen erfolgt mit ca. drei Monaten *post natum* noch zusätzlich ein **Geburtshaarwechsel**. Bei Ponys unter Freilandhaltung sollen im Leben bis zu fünf Haarkleidtypen auftreten, doch sind solche Entwicklungen immer in Beziehung zur Rasse und den großen Zuchtregionen zu interpretieren!

Beachte: Das **Längenwachstum der Fellhaare** ist zwar genetisch festgelegt, doch gilt dies jeweils nur für die einzelnen Rassen! Es gibt keine umfassenden Untersuchungen, die domestikationsbedingte Unterschiede in der Haarkleidstruktur in Bezug zu sog. alten oder robusten und modernen Pferderassen offen gelegt haben.

Mit Hilfe einer **keratolytisch wirkenden Thioglykolat-Creme** ist es auch beim Pferd möglich, eine relativ einfache, präoperative Enthaarung vorzunehmen.

Der **topographische Ablauf** des Haarwechsels ist für das Pferd nur spärlich dokumentiert. Lediglich für das Exmoor-Pony wird kurz beschrieben, dass die Ausbreitung des neuen Haarkleides im Frühjahr an den Beinen und der Unterseite des Halses beginnt und auf dem Rücken endet. Dieser Verlauf ist sicher nicht für alle Hauspferderassen typisch, es sind domestikationsbedingt oft Unregelmäßigkeiten vorhanden. Das Grundmuster der Topographie des Haarwechsels findet sich andererseits beim Przewalski-Pferd. Hier folgt der Frühjahrshaarwechsel einem bilateral-symmetrischen Schema. Er beginnt am Kopf in der Augenregion, etwas verzögert im Wangenbereich sowie einige Tage später in der Schulter- und Kruppenregion. Die so entstandenen »Inseln« vergrößern sich und gehen ineinander über. Zuletzt werden die Haare im Bauchbereich gewechselt. Der Ablauf des **Jugendhaarwechsels (Jährlingshaarwechsel)**, der in einem Alter von ca. einem Jahr abgeschlossen ist, folgt grundsätzlich dem Adultmuster, d. h. er beginnt ebenfalls am Kopf und endet in der Bauchregion.

Die Mähnen- und Schweifhaare wechseln bei Hauspferderassen kontinuierlich diffus ohne jahreszeitliche Abhängigkeit. Der Wachstumszyklus eines Einzelhaares von Mähne und Schweif dauert mehrere Jahre. Im Unterschied dazu vollzieht sich bei Wildpferden ein jährlicher Wechsel der Mähnenhaare!

Beachte: Verschiedene **toxische Substanzen**, wie z. B. Selen, Thallium, oder pflanzliche Gifte wie Mimosin können zu unspezifischem Haarausfall, speziell auch an Mähne und Schweif, führen. Für das **Ansprechen des Haarzyklus** anhand von histologischen Präparaten ist es erforderlich, dass die zu untersuchenden Schnittebenen parallel zum Haarstrich verlaufen.

2.3.2.7 Zeichnung und Färbung von Haut und Haarkleid

Die Farbe bzw. Zeichnung der Haut und des Haarkleides wird hauptsächlich durch die unterschiedliche Menge und Verteilung von Melanin in der Epidermis und in den Haaren hervorgerufen. Die Gesamtfärbung des Wildpferdes,

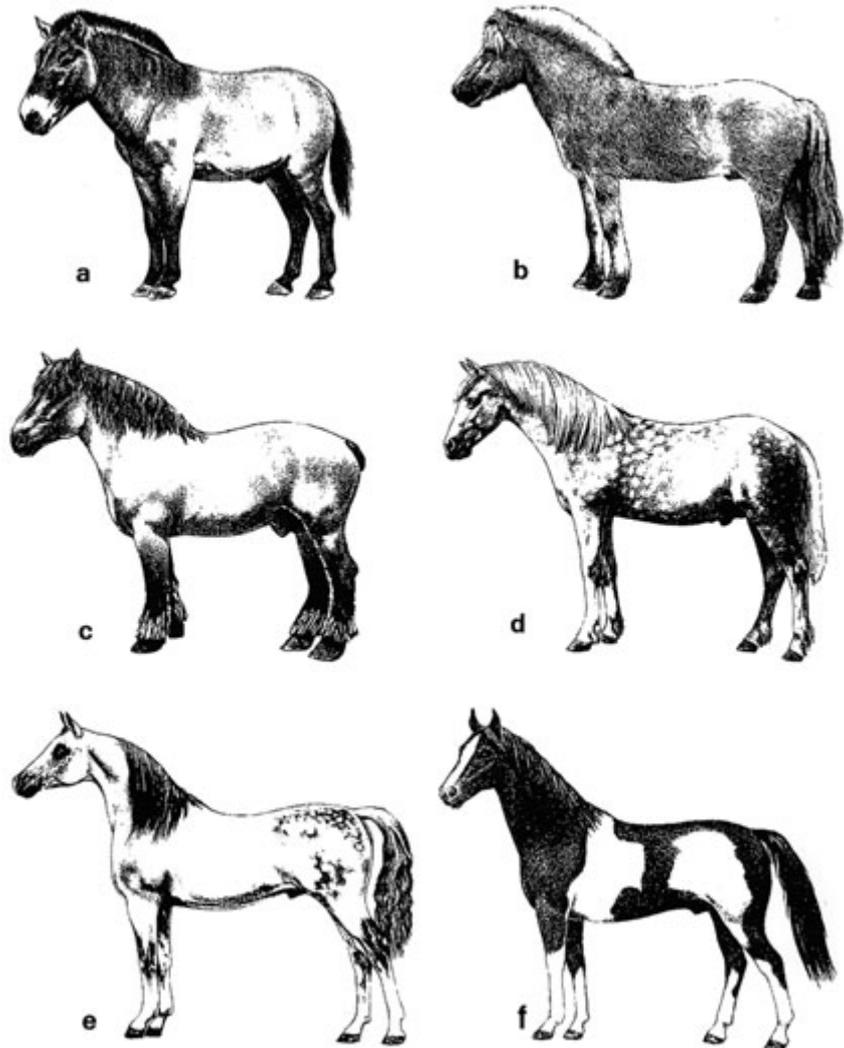


Abb. 2-9a-f Färbung, Zeichnung und Körperbehang bei verschiedenen Pferderassen, nach Hintnaus (1988).

- a: Przewalski-Pferd.
- b: Norwegisches Fjordpferd.
- c: Belgisches Kaltblut, Ardenner Pferd.
- d: Orlov-Traber.
- e: Arabisches Vollblut.
- f: Pinto, Piebald.

Equus przewalskii, stellt sich dabei wie folgt dar: Der Körper ist insgesamt gelb bis fuchsrötlich-gelb mit heller bis einfarbig grauer Unterseite, Mähne und Schweif sowie distale Gliedmaßenanteile sind schwarz bis schwarzbraun, die Vorderbeine tragen eine schwache Querstreifung. Es existiert ein ununterbrochener schwarzer bis brauner Aalstrich und daneben tritt immer ein helles Maul, Mehlmaul, auf. Gesamtfärbung und Musterung des Przewalski-Pferdes werden bei der Vielzahl an Hauspferderassen in mannigfacher Weise variiert.

Beachte: Eine grundsätzliche **Beziehung** zwischen der **Färbung der Haare** und der **Leistungsfähigkeit** von Pferden ist nicht gegeben.

»Wildzeichnung« ist bei einem Teil der Pferderassen noch als Rest einer Streifenzeichnung im Fell erkennbar. Am

häufigsten und klarsten ist diese bei Falben, dann in absteigender Reihenfolge bei Füchsen, Braunen, Isabellen und Schimmeln oder ebenso den vielfarbigem Curly Horses sichtbar. Neben einem Aalstrich können quer zur Körperlängsachse verlaufende Schulter-, Hals-, Brust- oder Lendenstreifen, unregelmäßige Kruppenstreifen sowie Bänderung, »Querstreifung«, an Unterarm, Vorderfußwurzel, Unterschenkel und Sprunggelenk, »geflammt«, auftreten. Der Aalstrich ist stets am deutlichsten. Auffallend sind die meist in ein bis drei Zahl vorkommenden Schulterstreifen und die Bänderung der Vorderbeine. Die Wildzeichnung erscheint allgemein asymmetrisch und ist so mit derjenigen von Zebras vergleichbar.

Bei **Abzeichen** (Abb. 2-9g bis i) handelt es sich um angeborene, regional eng begrenzte Körperbereiche mit pigmentfreier Epidermis und Behaarung am Kopf, z.B. Flocke, Stern, Strich, Blesse, Schnippe, Oberlippe weiß, Unterlippe

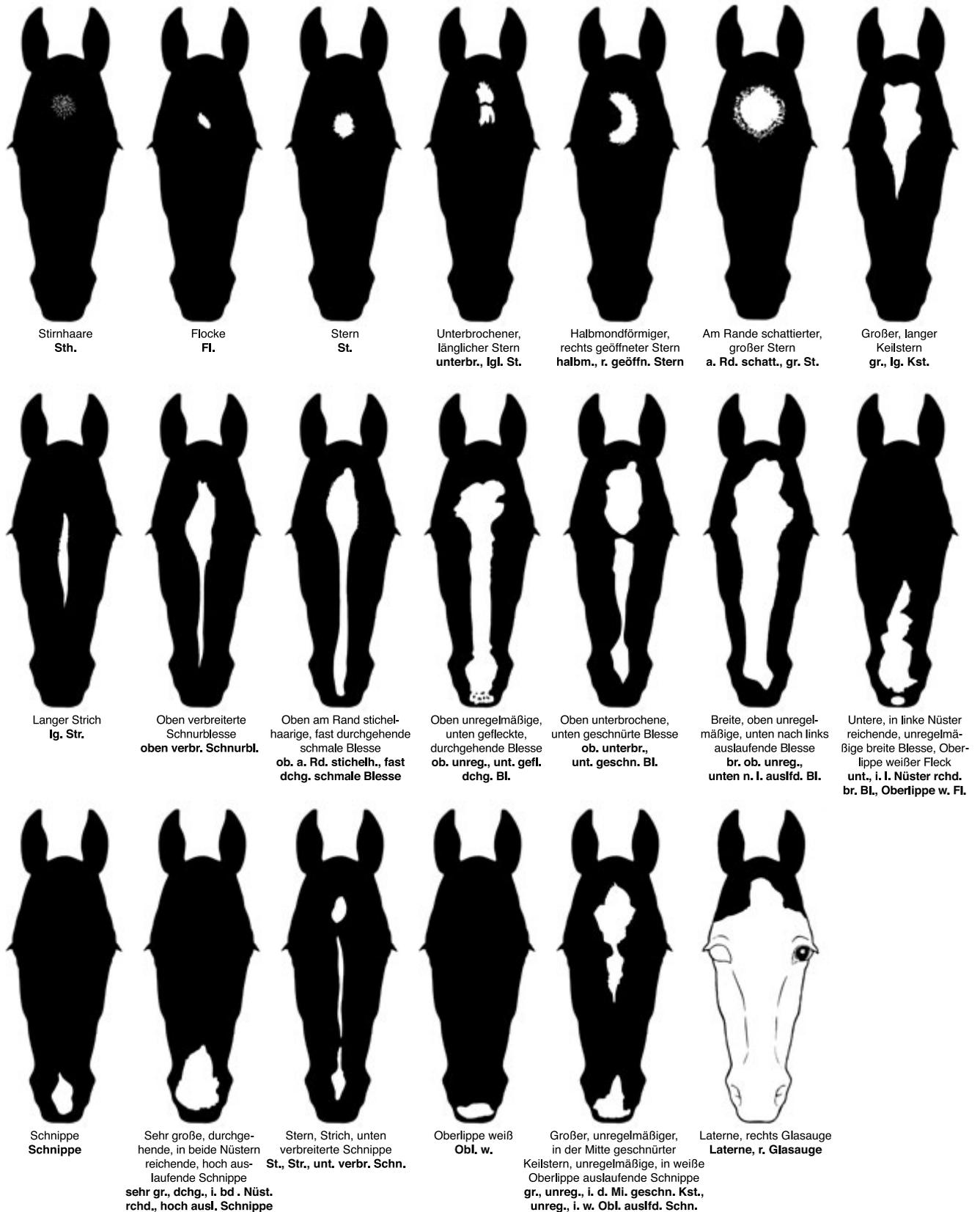
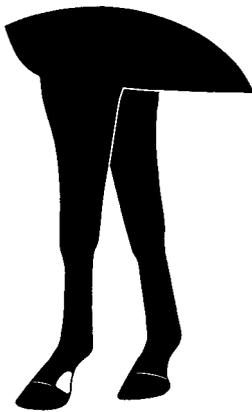
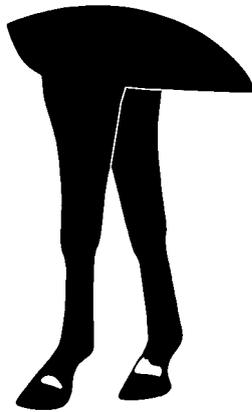


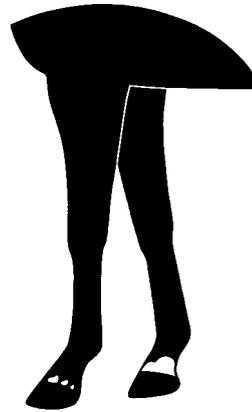
Abb. 2-9g Abzeichen am Kopf von Pferden, nach E. Meyer (1981), umgezeichnet.



Linker Vorderballen weiß
l. Vbln. w.



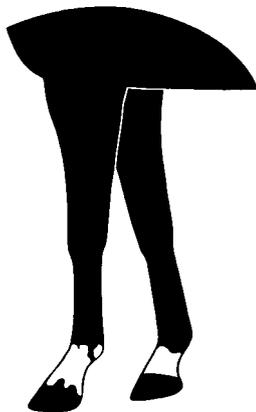
Linke Vorderkrone außen weißer
Fleck, rechte Vorderkrone weiß
l. Vkr. auß. w. Fleck, r. Vkr. w.



Linke Vorderkrone außen gefleckt
weiß, rechte Vorderkrone und
Vorderballen weiß
l. Vkr. auß. gefl. w., r. Vkr. u. Vbln. w.



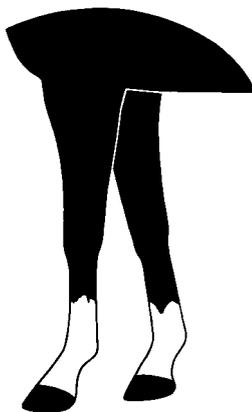
Linke Vorderfessel weiß, rechte
Vorderfessel unregelmäßig
gefleckt weiß
l. Vfsl. w., r. Vfsl. unreg. gefl. w.



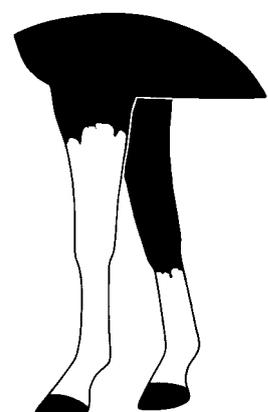
Linke Vorderfessel weiß, außen
Kronenflecke, Kötenfleck, rechte
Vorderfessel halb weiß
**l. Vfsl. w., auß. Krflecke,
Kötenfleck, r. Vfsl. halb. w.**



Linker Vorderfuß unregelmäßig
hoch weiß, rechte Vorderfessel
weiß
l. Vf. unreg. h. w., r. Vfsl. w.



Beide Vorderfüße unregelmäßig
halb weiß
bd. Vf. unreg. halb w.



Linkes Vorderbein unregelmäßig,
rechter Vorderfuß hoch weiß
l. Vb. unreg., r. Vf. hoch w.

Abb. 2-9h Abzeichen an den Schultergliedmaßen von Pferden, nach E. Meyer (1981), umgezeichnet.



Linke Hinterfessel, schattiert,
rechte Hinterfessel weiß
l. Hfsl. schatt., re. Hfs. w.



Beide Hinterfüße unregelmäßig
hoch weiß, an der Vorderseite
über Sprunggelenk spitz auslaufend
**bd. Hf. unreg. hoch w.,
a. d. Vs. üb. Sprunggel. spitz ausfld.**



Linke Hinterfessel unregelmäßig
halb weiß, rechter Hinterfuß innen
unregelmäßig halb weiß
**l. Hfsl. unreg. halb w.,
r. Hf. inn. unreg. halb w.**



Linker Hinterballen weiß, rechter
Hinterfuß unregelmäßig halb weiß
l. Hbn. w., r. Hf. unreg. halb w.

Abb. 2-9i Abzeichen an den Beckengliedmaßen von Pferden, nach E. Meyer (1981), umgezeichnet.

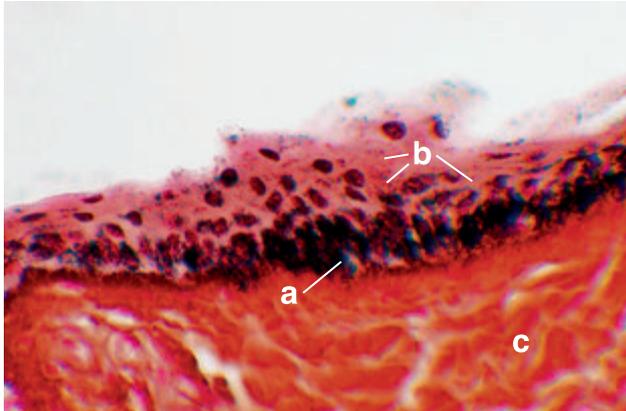


Abb. 2-10 Epidermis Pferd, Färbung: Versilberung.

- a Melanozyten im Strat. basale der Epidermis;
- b Melaningranula in allen Keratinozyten;
- c Dermis, Strat. superficiale



Abb. 2-10b Malignes Melanom (1) im Bereich des medialen Augenwinkels am Unterlid eines rechten Pferdeauges mit einem Durchmesser von ca. 3 cm. Es handelt sich um eine typische Lokalisation von Primärtumoren.

Aufnahme: Prof. Dr. K. Feige, Klinik für Pferde, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

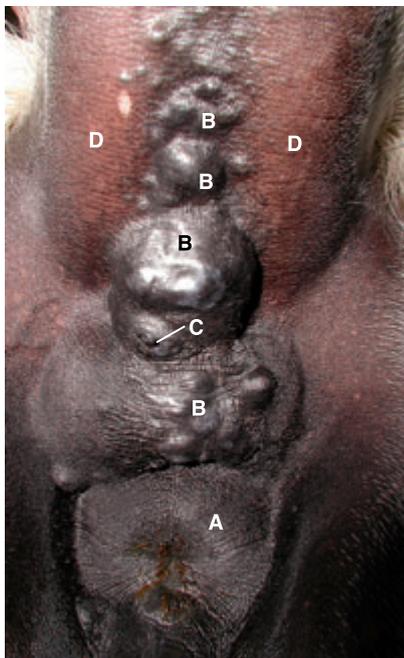


Abb. 2-10a Melanome im Dammbereich. Aufnahme: Prof. Dr. K. Feige, Klinik für Pferde, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

- A After;
- B Multiple noduläre Melanome;
- C beginnender Aufbruch eines Melanoms;
- D Ventralfläche des Schweifs

weiß, Laterne, sowie distal an den Gliedmaßen, z. B. Saumband weiß, bis über das Krongelenk weiß, bis über die Fessel weiß, bis halbes Röhrbein weiß. Hauspferde können im Übrigen anhand ihrer Abzeichen nicht nur rassebezogen, sondern ebenso individuell unterschieden werden.

Beachte: Die Abzeichen der Pferde sind von den durch Sattel- oder Geschirrdruck erworbenen pigmentlosen Bezirken anderer Körperstellen zu unterscheiden.

Während die Einzelhaare beim Przewalski-Pferd apikal stets dunkler als basal getönt sind, erscheint die Färbung der Einzelhaare bei den Hauspferderassen durchgehend einheitlich. Es muss jedoch darauf hingewiesen werden, dass die Varianten in der Haarfärbung immer auf genetische Defekte der Melanozyten zurückgehen, die sich im Haarbulbus bzw. Haarpapillenbereich befinden. Es handelt sich dabei um eine mehr oder weniger deutlich ausgeprägte Aufhellung des ursprünglich schwarzen Melanins, das in die Haarkeratinozyten aufgenommen wird.

Nach den wichtigsten **Grundfarben der Primärhaare** werden dabei Füchse, Rappen, Braune und Schimmel sowie in Verbindung mit Schimmelhaaren noch Fuchsschimmel, d. h. Rotschimmel, Rappschimmel und Braunschimmel, differenziert. Beim Fuchs sind zentrale Primärhaare, Deckhaare, rotfarbig, laterale Primärhaare, Langhaare, hingegen, fuchsfarben oder hell. Rappen haben schwarze Deck- und Langhaare, Braune ein braunes Deckhaarkleid und schwarze Langhaare, Schimmel besitzen durchgehend



weiße Behaarung am ganzen Körper; es treten hierbei jedoch erhebliche Varianten in der Intensität der Pigmentierung von Haut und Haarkleid auf. Isabell entspricht dem Fuchs, jedoch ist die Deckhaarfarbe gelb statt rot bis zur Schimmelfärbung, z. B. Dunkelisabell; Falbe entspricht dem Braunen, jedoch ist die Deckhaarfärbung gelb bis grau, die Beine und Hufe sind schwarz.

Echte Schimmel sind keine Albinos, sie werden dunkelhaarig geboren und färben erst später um; Epidermis, Hufe und Iris sind immer pigmentiert. Das »Apfelschimmel«-Muster ist ein vorübergehendes Stadium eines sich fokal entwickelnden Depigmentierungsprozesses, z. B. beim Appaloosa, ähnlich der Scheckhaut, *Vitiligo*, beim Menschen.

Beachte: Vorwiegend **Rappschimmel**, z. B. Grauschimmel bei Arabern, Percheron und Lippizanern, neigen zur Bildung von Pigmentzellgeschwulsten, *Melanomen* (Abb. 2-10; 2-10a; 2-10b).

Scheckung und Fleckung treten in unterschiedlicher Form besonders bei einigen nordamerikanischen Rassen auf, z. B. Mustang, Piebald, Skewbald, Pinto, Appaloosa, sowie ebenfalls bei Arabischen Vollblütern. Häufig wird bei den nordamerikanischen Rassen noch zwischen zwei Typen der Fleckung differenziert, d. h. dem **Overo-Muster**, farbig mit weißen Flecken, und dem **Tobiano-Muster**, weiß mit Farbflecken. Die Tigerflecken des Pferdes sind keine Elemente oder Teile der Grundfärbung, sondern stellen ein Muster dar und haben genetisch nähere Beziehungen zu einer meist dunklen Zeichnung, wie Beinstreifen, Schulterkreuz oder Aalstrich.

Beachte: Es gibt zahlreiche **genetische wie krankheitsbedingte Weiß- oder Schwarzfleckung** sowie Streifung oder Ausbleichung des Haarkleides, z. B. das *Pinky Syndrome* mit zunehmender Aufhellung des Fells und Rosafärbung, das dem *Arabian Fading Syndrome*, AFS, bei Arabern entspricht. Zudem existiert eine Aufhellung durch ein Erbleichen einzelner Haare, *Leukotrichie*, verbunden mit Tigerstreifung bei verschiedenen Halbblut- und Vollblutrassen oder Quarter-Horses. In diesem Rahmen sei auch das *Silver Coat Syndrome* oder *Silver Dapple Syndrome* erwähnt, dass sich bei vielen Pferderassen findet und primär zur »Verdünnung«, d. h. einem zunehmenden Anteil von weißen Haaren in Mähne und Schweif führt.

Weiterhin kann **Depigmentierung** auch durch **Kaltbrand**, kryochirurgische Eingriffe, Ektoparasiten, Traumata verschiedenster Genese oder durch chemische Substanzen hervorgerufen werden.

Farbvererbung hat in der Pferdezucht immer eine erhebliche Rolle gespielt. Eine einheitliche Farbklassifizierung

sollte daher praktikabel sein und die Ursachen der Farb- und Zeichnungsvarianten berücksichtigen, wobei vier Dimensionen definiert werden können:

Pigmentmuster:	eumelanisch (schwarz oder braun), eumelanisch und gelbbraun, Rückenstreifen, phäomelanisch mit eumelanischen Extremitäten, phäomelanisch.
Typ des Eumelanins:	schwarz, braun.
Pigmentveränderung:	Verdünnung, Vermischung.
Weißer Fleckung:	Abzeichen, regelmäßige Fleckung, unregelmäßige Fleckung, Appaloosa, vollständiges Weiß.

Diese Dimensionen geben jedoch keine direkten Informationen über die Struktur des Genotyps, dies kann nur über ein System der **Allelserien** erfolgen. Mit einem solchen System sind die praktischen Erfahrungen der Pferdezüchter zu erklären, dass z. B. die Anpaarungen Brauner × Brauner sowie Fuchs × Brauner, Fuchse, Braune und Rappen bzw. ihre Farbkombinationen hervorbringen können, während aus der Anpaarung Rappe × Fuchs nur Fuchse hervorgehen. Grundsätzlich ist es heute außerdem möglich, die Fellfärbungsproblematik bei Pferden auch quantitativ-genetisch zu erfassen; für graue und nicht-graue Pferde wurde z. B. eine stark negative lineare Beziehung im Zusammenhang mit dem Gesamtmelaningehalt erkannt.

2.4 Hautdrüsen

2.4.1 Apokrine Schlauchdrüsen



NAV Gll. tubuliformes apocrinae

Die apokrinen Schlauchdrüsen bestehen aus:

- Drüsenendstück,
- Ausführungsgang.

Das **Drüsenendstück** als sekretorische Einheit ist mehr oder weniger stark aufgeknäuel, mit einem Durchmesser zwischen 50 und 120 µm. Seine Wand setzt sich aus einer einfachen Lage iso- bis hochprismatischer Drüsenzellen, einer nicht kontinuierlich vorhandenen Schicht von ca. 80 µm langen **Myoepithelzellen** und einer etwa 0,5 µm dicken **Basalmembran** zusammen, die eng mit dem umgebenden Bindegewebe verwoben ist (Abb. 2-11a). Drüsen der Anogenitalregion besitzen vielfach **Melanozyten**, weiterhin sind hier manchmal Langerhans-Zellen nachweisbar. Die Zellen des sekretorischen Epithels zeigen einen

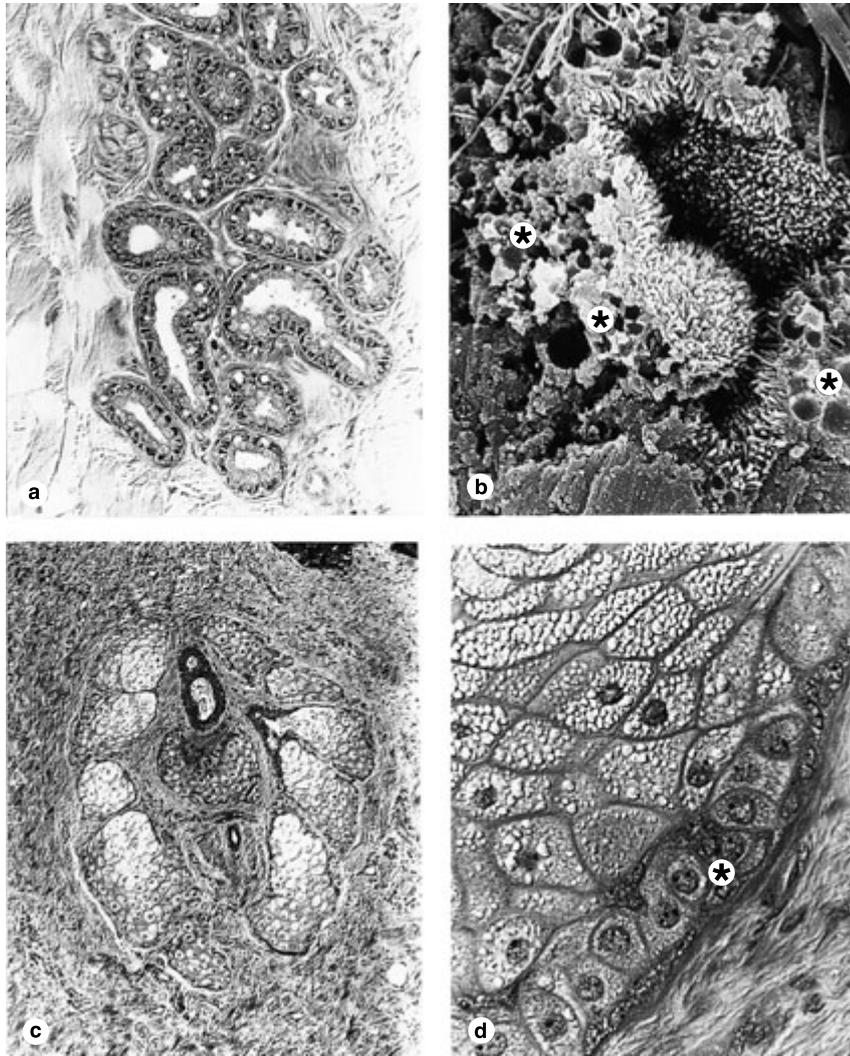


Abb. 2-11a-d Hautdrüsen.

a-b: Apokrine Schlauchdrüsen:

a: Rücken, Drüsenendstück, HE-Färbung, $\times 210$.

b: Sekretorische Zellen mit Vesikeln (Sterne), und dichtem Mikrovillibesatz, Gefrierbruch-REM, $\times 5600$.

c-d: Talgdrüsen:

c: Vulva, Talgdrüsenkranz um Haarfollikel, HE-Färbung, $\times 55$.

d: Rücken, Drüsenläppchen mit zentralen, lipidgefüllten Zellen und peripheren Zellen (Stern), HE-Färbung, $\times 570$.

basal liegenden Kern und eine unterschiedlich stark ausgeprägte Vorwölbung des apikalen Zellanteils als Merkmal des **apokrinen Sekretionsmodus**. Das Zytoplasma der aktiven Zellen ist oft vollständig mit Sekretvesikeln angefüllt, die dem gesamten sekretorischen Epithel lichtmikroskopisch ein helles Aussehen verleihen (Abb. 2-11b). Bei hochaktiven Drüsen scheint sich die Sekretabgabe von der Abschnürung einzelner Vesikel über mikroapokrine Sekretion bis zum stressbedingt nekrotisch holokrinen Zellverlust zu entwickeln.

Beachte: Glykogen ist nur in schwach aktiven sekretorischen Drüsenzellen nachzuweisen. Glykogenspeicherung steht also in Beziehung zur Intensität der Sekretproduktionsrate.

Der **Ausführungsgang** mit einem Durchmesser von 20–40 μm zieht sich mehr oder weniger gestreckt entlang des Haarfollikels, durchtritt den Haarbalgmuskel und mündet distal des Ausführungsgangs der Talgdrüsen in den Haarkanal ein. Der Ausführungsgang der apokrinen Schlauchdrüsen wird durch zwei Lagen isoprismatisch bis flacher Zellen gebildet.

Beachte: Nur bei den **ekkrinen Schlauchdrüsen im Balmbereich** liegt ein gewundener Ausführungsgang vor.

Regionale Unterschiede in der **Drüsendichte** und **Drüsenverteilung** ergeben sich aus der Tatsache, dass die apokrinen Schlauchdrüsen der behaarten Haut des Pferdes ausschließlich an Primärhaarfollikel gebunden sind. Es ist dabei im Bereich der allgemeinen Körperdecke von ca. 400–500 Drüsen/ cm^2 auszugehen. Am Kopf ist dieser Drü-



sentyp dabei besonders zahlreich an der Stirn und im Kehlgang vorhanden. Recht groß entwickelte Drüsen befinden sich am Mähnenkamm sowie lateroventral am Hals. Das Gleiche gilt für den gesamten ventrolateralen Körperbereich, in dem die Drüsen unterhalb der Haarfollikel ein regelrechtes »Stratum« bilden; eine vergleichbare Drüsenkonzentration ist auch im Kehlgang anzutreffen. Besonders große Schlauchdrüsen fallen in der Haut des Zirkumanalbereichs, des äußeren Gehörgangs, der Nüstern, der Unterlippe, des Präputiums und der Vulva auf.

Das **Sekret** der apokrinen Schlauchdrüsen enthält in erster Linie saure Glykokonjugate mit erheblichen Mengen an Sialinsäuren und verschiedenen Zuckerresten. Das Vorkommen von Serum-Albumin ist nicht von Bedeutung. Darüber hinaus ist mit 97–99 % ein hoher Gehalt an Wasser auffällig, unter Einschluss eines breiten Spektrums an Elektrolyten wie Na^+ , K^+ , Cl^- und Mg^{2+} . Das Sekret reagiert vornehmlich alkalisch, was letztlich den pH-Wert des Milieus der Hautoberfläche unphysiologisch stark anhebt. Unter Belastung werden z. B. bei 18–20 °C in zwei Stunden im Mittel 17–19 ml Sekret (Schweiß) pro kg Lebendmasse abgegeben, wobei selbst ständiger Wasserentzug die Sekretbildung zwar verringert, aber nicht unterdrückt. Bei Berücksichtigung individueller Unterschiede bedeutet dies, dass für die physische Belastbarkeit von Hauspferden enge Grenzen gesetzt sind, da der Körper – im Unterschied zu Wildequiden – nicht biologisch angepasst auf bestimmte Stress-Situationen reagieren kann. Neben der enormen Wasserabgabe über die Haut ist noch der Verlust von unphysiologisch hohen Proteinmengen über das Sekret einzubeziehen. Andererseits kann bei **Sekretabgabe im Zwischenschenkelspalt** ein proteinbedingtes Schäumen des Sekretes die Bewegung der Schenkel durch Hervorrufen eines Gleiteffektes fördern. Unabhängig von diesen Aspekten muss darauf verwiesen werden, dass das Sekret über seine freigesetzten terminalen Zuckerreste die Anheftung von Bakterien auf der Hautoberfläche behindert sowie **antimikrobielle Substanzen** (z. B. β -Defensine, Lysozym) enthält, die die Mikroben direkt attackieren.

Beachte: Die **Sekretmenge** steht eindeutig in Abhängigkeit von der Dauer und Intensität der Bewegungsaktivität der Tiere, zudem unter dem Einfluss der Fütterung, d. h. deren Quantität und Qualität.

Die letzten Aspekte machen deutlich, dass der Effekt einer evaporativen Kühlung durch das Sekret der apokrinen Schlauchdrüsen, dem **Schwitzen**, als ein domestikationsbedingt sekundäres Phänomen einzustufen ist. Die bei vielen Rassen feststellbaren außergewöhnlichen Sekretionsraten sind durch Zucht auf **Hochleistung** verursacht, wobei hohe Arbeitsleistung, aber auch stressbedingte Situationen, wie z. B. beim Wettkampf, mit einem entsprechenden Stoff-

wechsel und sekretorischer Hyperaktivität gekoppelt sind. Bei Wildequiden zeigen sich derartige energetische Defekte der Drüsenfunktion nicht, hier scheint die Wärmeabgabe über den Atmungstrakt und das subepidermale Blutkapillarsystem maßgeblicher und ausreichend zu sein. Hinzu kommt, dass diese Tiere nie über längere Zeit unter hoher Belastung laufen.

Die apokrinen Schlauchdrüsen stehen in ihrer Stoffwechselintensität primär unter **β -adrenerger Kontrolle**.

Beachte: Eine **direkte Innervation der apokrinen Schlauchdrüsen** beim Pferd ist nicht nachgewiesen worden. Man geht davon aus, dass es sich bei der Kontrolle der Sekretion und der Sekretbildung um ein komplexes Zusammenspiel von neuronalen, humoralen und parakrinen Faktoren handelt.

Das Netz an cholinergen Fasern, das die Drüsen umgibt, bezieht sich auf das dichte Blutkapillargeflecht und die Myoepithelzellen. Neuere Untersuchungen haben diese Ansicht untermauert, denn weder Acetylcholin noch cholinerge Agonisten stimulieren die Sekretabgabe.

Eine allgemein hohe Stoffwechselintensität wird durch starke Reaktionen für alkalische Phosphatase am Drüsenendstück bestätigt, die auf die Aufrechterhaltung eines hohen Antransports von Substanzen zur Sekretbildung verweisen.

Eine genetisch bedingte, geringe oder fehlende Sensitivität des Drüsenepithels für Adrenalin ist sicher eine der Hauptursachen für die *Anhidrose*, das sog. *Dry Coat Syndrome*, bei Pferden. Darüber hinaus ist davon auszugehen, dass, bedingt durch weitere genetische Defekte, beide für die Sekretbildung wichtigen Ionentransportmechanismen gestört sind und auch die Expression des Wasserkanalproteins Aquaporin nur reduziert auftritt. Auf jeden Fall muss den betroffenen Tieren immer genügend Schatten und viel Wasser zur Verfügung stehen. Auch sollte nur unter kühlen Bedingungen gearbeitet sowie unter Umständen ein dichtes Haarkleid durch **Scheren** ausgedünnt werden. Die letztere Maßnahme **trägt nachweislich zur Stressreduktion** bei hoch aktiven Pferden bei.

Beachte: Die **stimulierende Wirkung verschiedener Pharmaka** auf die Sekretionsrate und die Sekretzusammensetzung ist für die Festlegung einer normalen biologischen Funktion aller Drüsenanteile nicht maßgebend. Unabhängig davon kann angenommen werden, dass die Extrusion des Sekretes aus dem Lumen des Drüsenendstücks grundsätzlich auf der relaxierenden Wirkung von Stickstoffmonoxid (NO) auf die Myoepithelzellen beruht. Wechselnde Mengen an NO-Synthase in den sekretorischen Zellen der apokrinen Schlauchdrüsen des Pferdes bestätigen diese Überlegung.

2.4.2 Talgdrüsen



NAV Gll. sebaceae

Die Talgdrüsen der behaarten Haut befinden sich nahezu auf einer Ebene im oberflächlichen Anteil der Dermis. Jede einzelne Drüse hat einen Durchmesser von 40–80 µm und setzt sich – je nach Größe des zugehörigen Haarfollikels – aus **zwei bis acht Läppchen** zusammen, die oft durch kräftige Bindegewebssepten getrennt sind (Abb. 2-11c). **Periphere Zellen**, die sehr teilungsaktiv sind und ca. 35 % des Drüsenvolumens ausmachen, liegen der bindegewebig verstärkten Basalmembran auf. Diese Zellen sammeln im Zytoplasma nach und nach Lipidtröpfchen an, wandern unter Volumenzunahme langsam ins Drüsenzentrum und nehmen dort nun ca. 55 % des Drüsenvolumens ein. Die äußerst lipidreichen Zellen zerfallen schließlich am Beginn des kurzen **Ausführungsgangs**, wo sie noch ca. 10 % des Drüsenvolumens erreichen, und bilden *in toto* im Rahmen ihres **holokrinen Sekretionsmodus** das talgartige Sekret, das in den Haarkanal abgegeben wird.

Talgdrüsen kommen an beiden Haarfollikeltypen vor. Die **zentralen Primärhaarfollikel** besitzen normalerweise zwei Talgdrüsen mit je zwei bis drei Läppchen, **laterale Primärhaarfollikel** und **Sekundärhaarfollikel** weisen dagegen oft nur eine Talgdrüse auf. Primärhaarfollikel, die über mehrere Jahre kräftige und lange Haare produzieren, wie z. B. für Mähne und Schweif, zeigen nicht nur ca. 1 mm lange und große Talgdrüsen mit einem Durchmesser von bis zu 2 mm, sondern zudem auch deutliche Erweiterungen des Ausführungsgangs als Speichereinrichtungen für Talg. An diesen Haarfollikeln treten außerdem häufig zwei Talgdrüsen in Serie übereinanderliegend auf.

Sehr große und stark aufgezwigte Talgdrüsen mit 8 bis 20 Läppchen finden sich an den Lippen, den oberen Augenlidern, dem Kehlgang, dem Euter, der Vulva, dem Präputium, der Zirkumanalregion, dem Kronsaum und dem Sporn.

Das **Sekret** enthält beim Pferd im Wesentlichen **Laktone** in Form von 47 % Equoliden, d. h., verzweigten *Acylglucosylceramiden* von hohem Molekulargewicht, die im ER produziert werden. Weiterhin finden sich anteilig 14 % Cholesterol, 38 % Cholesterylester und ca. 1 % Wachdiester. Beim Vergleich des Sekrets von Hauspferden mit denjenigen des Przewalski-Pferds und anderer Spezies der Equiden liegen gewisse Varianten vor. Die Produktion der beiden Hauptlipidgruppen vollzieht sich offenbar in einer bestimmten zeitlichen Folge, in der zuerst Cholesterylester und später Laktone erscheinen (Abb. 2-11d). Dies basiert z. T. darauf, dass Phospholipide primär der Herstellung von zellulären bzw. intrazellulären Membransystemen während der Vergrößerung der Talgdrüsenzellen dienen, bevor Equo-

lide synthetisiert werden. Weiterhin treten im Sekret der Talgdrüsen des Pferdes deutliche Mengen an neutralen Glykokonjugaten auf, die sich auf eine allgemein sehr hohe Sekretionsaktivität und eine damit verbundene, unvollständige Zersetzung der interlobulären Bindegewebssepten zurückführen lassen.

Der **Talg** oder das **Sebum** wird in den Haarkanal abgegeben und mischt sich dort nur wenig mit dem wässrigen Sekret der apokrinen Schlauchdrüsen. Auf der Haut bildet die Mischsubstanz einen klebrigen, hydrophoben Lipidfilm, der die Elastizität von Haut und Haar unterstützt.

Beachte: Der **Lipidfilm** schützt die Epidermis zusätzlich vor einer zu starken und andauernden Vernässung durch das stark wasserhaltige Sekret der apokrinen Schlauchdrüsen.

Die Stoffwechselintensität der Talgdrüsen wird zwar grundsätzlich adrenerg, aber darüber hinaus durch **Androgene** beeinflusst. Veränderungen im hormonellen Geschehen, wie sie z. B. während des Geschlechtszyklus, aber ebenso bei Stress oder intensiver Arbeit auftreten, können die Sekretproduktionsrate dieser Drüsen spürbar erhöhen oder absenken.

2.5 Vaskularisation

Über die Blutgefäßversorgung der Haut des Pferdes ist speziell wenig bekannt. Von der Grundstruktur her ergeben sich jedoch deutliche Parallelen zu allen anderen Säugerarten, d. h. es existiert ein Basisstrukturmuster (in Richtung auf die Epidermis) für alle Mammalia:

- Rete arteriosum hypodermidis und Plexus venosus hypodermidis (im Kontakt mit der Faszie) gefolgt von
- Rete arteriosum dermidis und Plexus venosus dermidis (in der Übergangszone von Dermis und Hypodermis).

Aus diesem System steigen stärkere Blutgefäße zur Peripherie auf bzw. es ziehen entsprechende Gefäße von der Peripherie kommend hinein. Etwa auf Höhe der Talgdrüsen oder auch erst im proximalen Anteil der Haarfollikel, in der Nähe der apokrinen Schlauchdrüsen, d. h., im unteren Bereich der oberflächlichen Dermis findet sich ein weiteres Blutgefäßnetz:

- Rete arteriosum intradermale und Plexus venosus intradermalis, das im Wesentlichen den Haarfollikelkomplex mit allen Anhängen versorgt.

Dieses System steht wiederum mit dem sehr dichten subepidermalen System in Verbindung:



- Rete arteriosum subepidermale und Plexus venosus subepidermalis, zur Versorgung der Epidermis folgt dann die
- Ansa capillaris.

Die **Gefäßdichte der Haut** ist nur in der oberflächlichen Dermis sehr hoch, die massiv kollagen-bindegewebige mittlere Dermis und die dünnere, mit elastischen Fasern durchsetzte tiefe Dermis sind dagegen gering kapillarisiert. Gewisse regionale Unterschiede im Grad der arteriellen Versorgung der Haut ergeben sich im Vergleich von proximalen und distalen Anteilen der Extremitäten.

Beachte: Ein **intaktes Hautblutgefäßsystem** ist die einzige Basis, um isolierte und perfundierte Hautlappen für physiologische, pharmakologische oder toxikologische Untersuchungen zu nutzen oder z. B. Hautlappen zur Fistelabdeckung anzuwenden bzw. Hauttransplantationen erfolgreich durchzuführen.

Darüber hinaus zeigt das Pferd in der Haut, und unregelmäßig über den Körper verteilt, spezialisierte arteriovenöse Anastomosen. Hierbei sind die arteriellen Anteile recht dickwandig, besitzen mehrere Schichten an epitheloiden Zellen sowie ein enges Lumen und bilden ein Gefäßknäuel, Glomus. Solche Gefäßstrukturen finden sich vermehrt an Ohr, Schweifrübenspitze und Kronsaum. Mit Hilfe dieser Differenzierungen des peripheren Hautblutkapillarnetzes ist es möglich, die Blutzirkulation großflächig zu verringern und dadurch einem unphysiologischen Wärmeverlust vorzubeugen, der sich z. B. nach stärkerer Arbeit bei erhöhter Durchblutungsrate der Haut ergeben kann. Dieser Aspekt, der erhebliche Variationen von Kapillarweiten und hydrostatischem Druck beinhaltet, ist zu berücksichtigen, wenn **Hautblutproben** vom Pferd aus der Standardregion Vorderbrust entnommen werden sollen.

Beachte: Zur **Gewinnung von venösem Blut** in einer ausreichenden Menge muss aufgrund der Massivität und Stärke der mittleren Dermis die Lanzette sehr kräftig (!) eingestoßen werden, da anderenfalls der tiefliegende Venenplexus der Haut nicht erreicht wird.

2.6 Innervation und Sensorik

Die Kenntnis der Innervation der Dermis beim Pferd bezieht sich im Wesentlichen auf den Haarfollikelkomplex. Grundsätzlich wird die behaarte Haut durch ein Nervenfasernetz versorgt, dessen Hauptstränge aus der tiefen Lage der Dermis aufsteigen. Diese Nerven geben Äste ab, die mit

zwei bis fünf Fasern parallel zu den größeren Blutgefäßen verlaufen und die sich speziell um den oberen Anteil des Haarfollikels, unterhalb der Epidermis, und um die kleineren Blutgefäße der oberflächlichen Dermis aufzweigen. Die hier vorhandenen Nervenfasern sind meist cholinerg, seltener adrenerg. Die Primärhaarfollikel zeigen ein **palisadenförmiges Nervengeflecht** mit zirkulär und längs ausgerichteten Fasern, das auch den Haarbalgmuskel innerviert. Die Epidermis wird durch sub- und intraepitheliale **freie Nervenendigungen** sensorisch versorgt. Dieses System enthält je etwa zur Hälfte Wärme- bzw. Kälterezeptoren, d. h. Thermorezeptoren und Schmerzrezeptoren, Nozizeptoren.

Beachte: Das **regelmäßige Vorkommen von Nozizeptoren** soll z. B. beim Heißbrand von Pferden berücksichtigt werden, denn Schmerzempfindung über die Körperperipherie ist ein wesentlicher biologischer Schutzfaktor.

Neben den oben genannten Sinnesempfindungen werden über die allgemeine Körperdecke des Pferdes noch Berührungsreize durch Mechanorezeption vermittelt, allerdings im Wesentlichen über die Nervenetze der Primärhaarfollikel (s. Kap. 2.3.1).

Das Pferd weist nur in der Haut spezieller Körperregionen, wie z. B. Augenlid, Nasenrücken und Fesselbeuge, Epidermispapillen oder **Haarscheiben mit Merkel-Tastzellen als hochsensible Mechanorezeptoren** auf, die ursprünglich in Beziehung zu jeweils einem Primärhaarfollikel (Tylotrichhaarfollikel) standen. Bei großen Säugetieren ist dieser Bezug zum Tylotrichhaarfollikel als Basisstruktur der integumentalen Mechanorezeption allerdings oft verlorengegangen. So auch beim Pferd!

Als spezielle sensorische Einrichtungen besitzt das Pferd weiterhin am Kopf zahlreiche **Tast- oder Sinushaare, Pili tactiles** (Abb. 2-12/a), deren Anzahl in der jeweiligen Lokalisation domestikationsbedingt allerdings schwanken kann. An Ober- und Unterlippe sind jederseits über 50 Tastaare in Fluren angeordnet, **Pili tactiles supralabiales bzw. infralabiales**. Am dichtesten stehen sie – unregelmäßig verstreut – entlang der Lippen, gegen den Mundwinkel laufen sie reihenartig aus. Auch kaudal der Nasenöffnungen ist noch ein Feld mit Tastaaren besetzt. Sie überschreiten in nuchaler Richtung jedoch nicht die Mundwinkelhöhe.

Am oberen Augenlid schwankt die Zahl der Tastaare, **Pili tactiles supraorbitales**, zwischen zwei und fünf. Davon liegt ein sehr langes Tastaar, das **Supercilium**, equidentypisch über dem nasalen Augenwinkel, wobei meist bis zu drei Tastaare nebeneinander stehen, während das vierte und fünfte etwas unterhalb dieser drei Haare angeordnet ist.

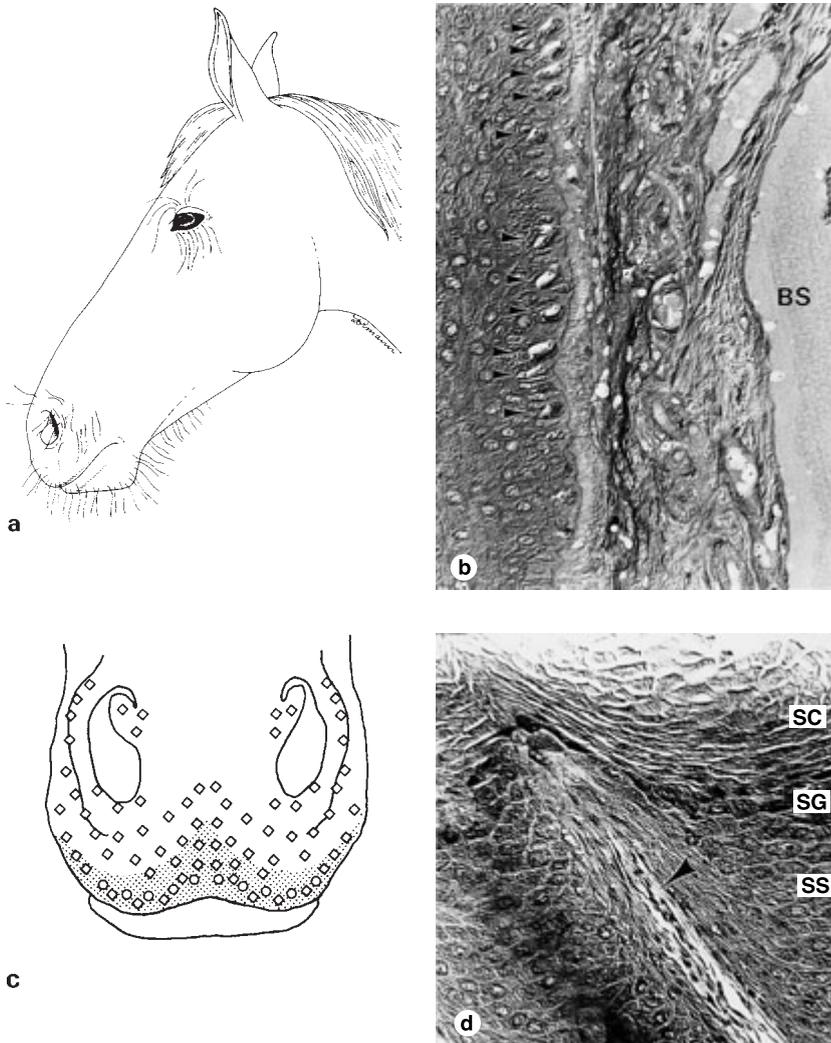


Abb. 2-12a-d Sensorische Ausstattung der Nasen-Lippen-Region.

a: Lokale Verteilung von Sinushaaren, nach Müller (1919) und Mazak (1961).
b: Unregelmäßige Anordnung von Merkel-Tastzellen, Pfeile, im Sinushaarfollikel, Längsschnitt, HE-Färbung, $\times 320$; BS = Blutsinus.
c: Verteilung von Sinneseinrichtungen an der Oberlippe, nach Walter (1961) und Talukdar et al. (1970a): Quadrate = Gruppen von jeweils 5–10 mechanorezeptiven Haaren. Kreise = sensorische Endkörperchen, Punktraster = freie Nervenendigungen.
d: Freie Nervenendigung, in der Lippenepidermis (Pfeil), HE-Färbung, $\times 215$; SC = Str. corneum, SG = Str. granulosum, SS = Str. spinosum.

Am unteren Augenlid kommen dagegen zwei Reihen von bis zu 12 cm langen Sinushaaren vor, **Pili tactiles infraorbitales**, deren Zahl zwischen 9 und 18 liegt. Sehr selten können Tasthaare im Kehlgang oder an der Wange gefunden werden.

Die Farbe der Tasthaare ist weitgehend der Fellfarbe angepasst oder dunkler. Die Tasthaare wachsen wahrscheinlich mehrjährig und unterliegen einem Haarwechsel.

Der **Haarfollikel der Sinushaare** enthält einen unregelmäßig gekammerten Blutsinusraum, wobei innere und äußere Sinuswand durch Bindegewebstrabekel verbunden sind. Die für den Sinushaarfollikel typischen, speziellen Bildungen seiner Bindegewebsscheide, d. h. Ringwulst und Sinuskissen, sind nicht gleichmäßig stark entwickelt. Zudem tritt eine mächtige **Glashaut**, d. h. eine speziell verdickte Basal-

membran, nur im Bereich des Sinuskisses selbst und proximal davon hervor. **Merkel-Tastzellen** finden sich im Stratum basale der äußeren epithelialen Wurzelscheide in unregelmäßiger Anordnung und Zahl oberhalb sowie unterhalb des Ringwulstes (Abb. 2-12/b). In der bindegewebigen Wurzelscheide liegt ein weitmaschiges Netz von Nervenfasern vor, das den Sinushaarfollikel vom distalen Bulbusanteil bis unterhalb der Einmündung der Ausführungsgänge der Talgdrüsen mantelartig umhüllt.

Beachte: Der **Sinushaarfollikel** ist aufgrund seiner differenzierten nervösen Ausstattung ein hochsensibler **mechanorezeptiver Komplex**. Das bei Westernturnieren außerhalb Deutschlands und der Schweiz übliche Scheren der Sinushaare verstößt gegen das Tierschutzgesetz.



2.7 Haut spezieller Körperregionen

2.7.1 Lippen-Nasen-Region

Im Unterschied zu den anderen Haussäugetierarten fehlt dem Pferd im gesamten Lippen- und Nasenbereich eine oberflächliche Gliederung in Felder oder Areale. Die Epidermis ist durchgehend 300–410 µm dick, mit tiefen epidermalen Papillen und Leisten. Die Papillen können gerade am Lippenrand eine Länge von 1–3,5 mm erreichen. Das Stratum corneum wirkt mächtig und besitzt ein Stratum corneum conjunctum mit 10 bis 12 Lagen. Das Stratum granulosum ist kontinuierlich mit zwei bis drei Zellschichten vertreten, gefolgt von einem Stratum spinosum mit wenigstens acht bis zehn extrapapillären Zellschichten sowie dem einschichtigen, mehr oder weniger stark pigmentierten Stratum basale. Die oberflächliche Dermis ist reich an elastischen Fasern, die unterhalb der dermoepithelialen Grenze ein dichtes Netz formen. Im Bereich der Nüstern enthält die Dermis kräftige Hautmuskeln und Kollagenfaserbündel, darunter liegen Fettzellen der Hypodermis. Die vielen feinen Haare bzw. Haarfollikel zeigen beide Typen von Anhangsdrüsen in mittlerer Größe. Nur an der Oberlippe und an den Nüstern sind zusätzlich viele kräftige, kurze und feste Primärhaare mit einem Durchmesser von 75–90 µm auffällig. Diese Haare gehören zu den für das Pferd in der Lippen- und Nasenregion charakteristischen zahlreichen **mechanosensiblen Einrichtungen** (Abb. 2-12c). Ihre Haarfollikel besitzen eine komplexe Innervation.

Die Oberlippe birgt noch etliche, ebenfalls mechanorezeptiv fungierende, sensible Endkörperchen, **Krause-Endkolben**, deren nicht lamellärer Typ in der oberen Dermis und deren lamellärer Typ in der tiefen Dermis liegt. Die sensorischen Möglichkeiten der Oberlippe werden letztlich durch viele epidermale und intrapapilläre freie Nervenendigungen ergänzt (Abb. 2-12/c, d).

2.7.2 Analregion

Die Analregion besitzt eine 260–310 µm dicke Epidermis mit einem relativ dünnen Stratum corneum, jedoch gut entwickelten, tief in die Dermis abgesenkten epidermalen Papillen. Feine Haare mit einer Dicke von ca. 10 µm aus beiden Primärhaarfollikeltypen und einer geringen Dichte von ca. 520 Haaren/cm² fehlen nur direkt um die Afteröffnung. Die starken Haarfollikel sind mit kräftigen Haar-

balgmuskeln ausgestattet. Die zahlreichen Läppchen der großen assoziierten **Talgdrüsen** münden über einen gemeinsamen kurzen Gang in den Haarkanal. **Apokrine Schlauchdrüsen** zeigen meist sehr lange, enorm aufgeknäuelte Endstücke, deren Sekret neutrale und saure Glykokonjugate enthält. Der jeweils zugehörige Ausführungsgang öffnet sich oft direkt auf der Hautoberfläche. Da das Stratum adiposum der Hypodermis fehlt, steht die Dermis in engem Kontakt mit der unter ihr liegenden Skelettmuskulatur. Die gesamte Region ist stark pigmentiert. Melanin granula treten in den Zellen des Stratum basale der Epidermis und auch regelmäßig in peripheren Talgdrüsenzellen, in sekretorischen Zellen der apokrinen Schlauchdrüsen und in dermalen Melanozyten auf. In Richtung auf die Unterseite der Schweifrübe nimmt der Pigmentierungsgrad zu (Abb. 2-10a).

2.7.3 Skrotum

Das Integument des Skrotums ist weitgehend durch eine ca. 40–60 µm dünne Epidermis gekennzeichnet, die sich in den peripheren Organbereichen mit ca. 120–300 µm deutlich verdickt. Es existiert eine nur geringe Behaarung von ca. 100 PH/cm² aus 10–40 mm langen, 40–80 µm dicken Primärhaaren, während Wollhaare fehlen. Die Primärhaarfollikel weisen sehr große, stark aufgeknäuelte apokrine Schlauchdrüsen und Talgdrüsen mit zahlreichen Läppchen normalen Ausmaßes und hoher Sekretionstätigkeit auf. Das Gemisch aus dem Sekret beider Drüsentypen liegt zwischen und auf den verhornten Lamellen des Stratum corneum disjunctum und enthält erhebliche Mengen an neutralen Glykoproteinen. Durch ihre bakterielle Zersetzung können Geruchssubstanzen und antimikrobielle wirkende terminale Zucker freigesetzt werden. Weiterhin können die Glykokonjugate Wasser binden, um eine gleichmäßige evaporative Kühlung der Skrotumoberfläche zu gewährleisten, denn die skrotale Thermoregulation läuft wahrscheinlich unabhängig von derjenigen der allgemeinen Körperdecke ab. Darüber hinaus enthält auch das Sekret der großen apokrinen Schlauchdrüsen des Skrotums direkt attackierende antimikrobielle Substanzen, wie **Defensine** oder **Lysozym**.

Die Dermis ist in ihrem oberen Anteil reich an Blutgefäßen und besteht insgesamt aus locker verflochtenen elastischen Fasern und relativ dünnen Kollagenfaserbündeln, die in die Tunica dartos übergehen.

2.7.4 Präputium

Die Haut des Präputiums zeigt eine 250–300 µm dicke Epidermis mit tiefen und verzweigten Papillen. Entsprechend gestaltet sich die papilläre Dermis mit gleichzeitiger, guter Kapillarisation. Häufig sind die Zellen des Stratum basale stark pigmentiert. Die Dermis ist durch viele vertikal orientierte elastische Fasern gekennzeichnet, die wenigen Haarfollikel sind mit großen Talgdrüsen ausgerüstet. Die weiten, säckchenförmigen Endstücke der apokrinen Schlauchdrüsen formen eine fast ununterbrochene dichte Lage unterhalb der Haarfollikel.

2.7.5 Vulva

Die Vulva besitzt eine ca. 200 µm dicke, schwach pigmentierte Epidermis. Diese Körperregion ist durch zahlreiche mächtige Hautdrüsen charakterisiert, deren Größe im Gegensatz zu dem schütterten und feinen Haarkleid mit 200–300 Haaren/cm² und Haardurchmessern von 5–8 µm steht. Die zugehörigen Haarfollikel erreichen dagegen eine bemerkenswerte Dicke von 25–60 µm und besitzen viele große und **stark gelappte Talgdrüsen**, die quirlartig in zwei Reihen untereinander liegen. Passend dazu finden sich **große apokrine Schlauchdrüsen**, die über eine lockere Dermis bis tief in die Hypodermis hinunterziehen und deren Endstücke eine ausgesprochene Knäuelbildung zeigen. Im Zytoplasma der sekretorischen Zellen fallen regelmäßig **Melaningranula** auf.

Beachte: Die **Entartung der Melanozyten** dieser Region ist bei Schimmeln häufig Ursache von spezifischen Tumoren, *Melanomen*.

2.7.6 Euter und Zitzen

Euter und Zitzen haben eine deutliche, mit Papillen versehene Epidermis, die ca. 120–250 µm dick und in der Regel stark melanisiert ist. Bei Schimmeln und gescheckten oder getigerten Hauspferderassen ist das Euter pigmentfrei, fleischfarben oder fleckig pigmentiert. In der aus eng verflochtenen kollagenen Faserbündeln bestehenden Dermis sind im mittleren Anteil viele arteriovenöse Anastomosen und Venenplexus zu erkennen. Die mit ca. 75 PH/cm² wenigen, etwa 10 mm langen Primärhaare bzw. deren Primärhaarfollikel weisen gut entwickelte Anhangsdrüsen auf, wo-

bei die apokrinen Schlauchdrüsen der distalen Euterhälfte eine fast kontinuierliche Drüsenschicht formen. Außerdem besitzen die Primärhaarfollikel starke Haarbalgmuskeln. Große Talgdrüsen beschränken sich auf die Zitze selbst.

Beachte: Aus jeder der beiden **Strichkanalöffnungen einer Zitze** ragen bei neugeborenen Stutfohlen fünf bis acht zu einem Büschel angeordnete Haare hervor. Sie sind nur wenig im Gewebe verankert und daher an Eutern, die bereits laktiert haben, nicht mehr vorhanden.

2.7.7 Hufkapsel

siehe Kapitel 7.1.1.1.3

2.7.8 Kastanie



NAV Torus carpeus bzw. Torus tarseus

Die Kastanien stellen an den Schulter- und Beckengliedmaßen des Pferdes stark verhornte, längliche und unterschiedlich weit hervorragende haar- und drüsenlose Hautgebilde dar (s. Kap. 7.6.8 u. Kap. 8.5.1.11). An den Schultergliedmaßen sitzen sie handbreit proximal des Karpus an der medialen Fläche des Unterarms, an den Beckengliedmaßen an der medioplantaren Seite im distalen Bereich des Tarsalgelenks. Ihre Größe ist im Rassenvergleich sehr variabel; sie sind 10–45 mm breit und 10–100 mm lang sowie 10–90 mm dick, von einer grauschwarzen bis gelblich-grauweißen Farbe und mit einer glatten oder etwas zerklüfteten Oberfläche versehen. Die Kastanien sind am deutlichsten bei 6 bis 19 Jahre alten Tieren ausgeprägt, danach verringert sich im Besonderen ihre sichtbare Oberfläche.

Beachte: Die **Kastanien der Schultergliedmaßen** sind stets etwas größer als diejenigen der Beckengliedmaßen oder können ganz fehlen. Die Form der Kastanien kann zur Identifizierung eines Pferdes herangezogen werden.

Bei den Kastanien handelt es sich um **Rudimente von Fußwurzelballen** der 1. Zehe. Sie werden ontogenetisch an typischer Stelle angelegt und erst während des Wachstums proximal auf die mediale Seite des Fußes verschoben. Die Epidermis der Kastanien ist mit ca. 4–12 mm extrem dick und besitzt ein sehr mächtiges Stratum corneum. Es sind lange bzw. tiefe epidermale Papillen ausgebildet, die die Basis für eine Hornröhrenstruktur liefern. Die dazugehörigen Dermispapillen sind gut vaskularisiert, der darunterliegende, vorwiegend bindegewebige Dermisanteil bleibt mit 25 mm recht dünn.



2.7.9 Sporn



NAV Calcar metacarpeum bzw.
Calcar metatarseum

Der Sporn ist ein kleines, meist grauschwarzes, bis 35 mm langes und ovales Horngebilde mittig auf der Palmar- bzw. Plantarfläche des Fesselgelenks (s. Kap. 7.3.8 u. Kap. 8.3.11). Er wird als rudimentärer Sohlenballen des 3. Strahls angesehen. Histologisch zeigt der Sporn eine ähnliche Struktur wie die Kastanie, jedoch ist die unterliegende Dermissschicht wesentlich dicker. In der ihn umgebenden Haut sind gut entwickelte, verzweigte Talgdrüsen ausgebildet.

2.7.10 Hautwülste in der Fesselbeuge

siehe Kapitel 7.2.5



NAV Tori venci

2.8 Angeborene Fehlentwicklungen

Kongenitale Fehlentwicklungen der Haut sind bei Pferden eher ungewöhnlich. Als wesentlichste Befunde können im Rahmen der Hautschichten der allgemeinen Körperdecke zunächst *Epidermolysis bullosa* (mechanobullöse Dermatopathien) und *Erythroceratoderma variabilis* genannt werden; darüber hinaus zeigt sich *Epitheliogenesis imperfecta* bei Fohlen häufig an den Extremitäten und Akren (Huflosigkeit). In allen Fällen bilden Fehler in der Interaktion von Epidermis (bes. im Bereich des Stratum basale) und darunterliegenden Fibroblasten die Ursache. Dadurch treten meist begrenzte Störungen in der Epidermisfunktion (subepidermale Ödeme, Hyperkeratose) sowie fleckenhafte Defekte in der Epidermisbildung und der Epidermisstruktur (Basalmembran) auf. Unabhängig davon erzeugen genetisch bedingte Mängel in der Kollagenproduktion von Fibroblasten der Dermis bei Pferden **hyperextensible** und **fragile** bzw. **hyperelastische Haut**, *Dermatosparaxis*. Vielleicht liegen für diesen gesamten Komplex gewisse Bezüge zum *Ehlers-Danlos-Syndrom* des Menschen vor. Insgesamt ist die Lebenserwartung der betroffenen Tiere bei allen von der Entwicklung der Hautschichten abhängigen Defekten relativ gering, da gleichzeitig meist auch Entwicklungs- und Funktionsstörungen an anderen Organen auftreten.

Von der oben genannten Themengruppe sind die **Färbungsdefekte** abzugrenzen, im Besonderen der Albinismus, die allerdings nur selten letale Folgen haben. Zu nennen wären in erster Linie das *lethal dominant white syndrome*, wobei homozygote Feten (WW) entweder resorbiert werden oder sofort nach der Geburt sterben. Das nahe verwandte *lethal white foal syndrome* tritt vorwiegend bei Fohlen der Rasse Ovaro-Paint auf und führt stets zu tödlichen Entwicklungsstörungen des Darmtrakts. Auf weitere mit dem Albinismus verbundene Färbungsveränderungen der Haut wird in Kapitel 2.3.2.7 hingewiesen. Weiterhin zeigen Pferde gelegentlich in **Körperregionen mit schwarzen Haaren** eine angeborene **Haarfollikel-Dysplasie**, die sich im Alter von etwa vier Wochen mit Haarfollikel- und Haarstrukturdefekten sowie durch Haarausfall äußert. Ursache könnten negative Einflüsse defekter Melanozyten auf die Haarmatrix sein.

2.9 Hautnarbe lateral am Unterschenkel

siehe Kapitel 8.6.9

2.10 Lymphsystem und Manuelle Lymphdrainage

D. BERENS V. RAUTENFELD, S. BRANDENBURGER,
T. HELING

In erster Linie vermittelt die traditionelle Lehrmeinung Kenntnisse über die Lymphknoten. Durch Einführung der **Manuellen Lymphdrainage (ML)** sind darüber hinaus Kenntnisse über die Topographie und Funktion der Lymphgefäße im Bereich des **Integumentum commune** erforderlich, da die Anregung der Muskelpumpe in den Lymphsammelgefäßen, Kollektoren, vornehmlich über die Haut erfolgt.

2.10.1 Initiale Lymphgefäße in der Haut

Initiale Lymphgefäße mit

- Lymphkapillaren,
- Präkollektoren.

In der Haut erfolgt die Lymphbildung durch **initiale Lymphgefäße**, die ein Netzsystem von Lymphkapillaren und Präkolektoren bilden und Gewebsflüssigkeit aufnehmen. Die initialen Lymphgefäße sind im Gegensatz zu den terminalen Blutgefäßen im Bindegewebsfasergestützte eingebunden und weisen Öffnungen in der Endothelauskleidung auf. Bei Erhöhung des interstitiellen Drucks kommt es zu einer Weitstellung der initialen Lymphgefäße. Die interendothelialen Öffnungen ermöglichen den Einstrom von Gewebsflüssigkeit in das Gefäßlumen. Den initialen Lymphgefäßen fehlt im Gegensatz zur terminalen Blutstrombahn ein Basalmembran- und ein Endothelfilter, wodurch partikuläre Substanzen und Zellen ungehindert in das initiale Lymphgefäßlumen gelangen können.

Beachte: Bei **Anwendung der ML** können durch Drainagegriffe Flüssigkeiten innerhalb des dermalen Bindegewebsraumes oder aus dem Interstitium in das initiale Lymphgefäßlumen verlagert werden. Beim Pferd sind artspezifische Griffintensitäten erforderlich, da die Lederhaut relativ derb ist.

2.10.2 Angioarchitektur und Topographie der Lymphsammelgefäße, Kollektoren

Es werden topographisch drei Etagen von Kollektoren unterschieden:

- oberflächlich (epifaszial) verlaufende dermale Kollektoren,
- oberflächlich (epifaszial) verlaufende subkutane oder hypodermale Kollektoren,
- tief verlaufende oder subfasziale Kollektoren.

Im Gegensatz zu den netzartig angeordneten initialen Lymphgefäßen und **dermalen Kollektoren** verlaufen die **subkutanen** (hypodermalen) und **subfaszialen** Kollektoren parallel zur Hautoberfläche. Die drei Kollektorenabschnitte besitzen passiv wirkende Rückflussventile, Klappen. Mit Ausnahme der dermalen Kollektoren weisen die Zwischenklappensegmente oder Lymphangione ein aktives glattmuskuläres Antriebssystem auf. Während die eine Gruppe der Kollektoren in der Subkutis auf der oberflächlichen Faszie liegt, sog. **epifasziale Kollektoren**, ist die andere Gruppe zwischen oberflächlicher Faszie und der Skelettmuskulatur als **subfasziale Kollektoren** angeordnet.

Beachte: Die **dermalen und subfaszialen Kollektoren** finden in der Folge keine Erwähnung, da die ML in Verlaufsrichtung der subkutanen Kollektoren erfolgt.

2.10.3 Bau der Lymphknoten

Das Pferd besitzt von allen bisher untersuchten Spezies die größte Anzahl an Lymphknoten. Die Lymphknoten sind allerdings vergleichsweise sehr klein. Die Anzahl der Lymphknoten beträgt etwa 8000. Die meisten Filterstationen weisen eine Größe von 2–15 mm auf. Stets drainiert eine Gruppe von Lymphknoten ein Tributär- oder Einzugsgebiet. Eine solche Gruppe von Lymphknoten wird auch Lymphozentrum genannt. Ein Lymphozentrum besteht aus mindestens 10 bis 40 Lymphknoten.

Beachte: Da jeder Lymphknoten weitaus mehr zuführende, afferente, als abführende, efferente, Kollektoren aufweist, besteht ein **lymphvaskulärer Flaschenhals**. Dadurch ergibt sich bei der großen Anzahl von Lymphknoten eine besondere Neigung zu Lymphknotenschwellungen bei einem gesteigerten Lymphfluss oder bei einer Blockade des efferenten Lymphdrainageweges.

2.10.4 Territorien und Wasserscheiden

Die Haut lässt sich auf jeder Körperseite in sieben Einzugsgebiete, Territorien, (Tab. 2-1, Abb. 2-13a/I–VII) gliedern, deren Lymphe jeweils über subkutan verlaufende Kollektoren eine regionale Lymphknotengruppe erreicht.

2.10.5 Territorien und Lymphknoten

Beachte: Bei **Anwendung der ML** bildet die Verlaufsrichtung der subkutanen afferenten Kollektoren zu den territorialen Lymphozentren die anatomische Grundlage für die Richtung der Grifffolgen.

Der klinische Begriff der **Wasserscheiden** fehlt in den NAV (1994). Wasserscheiden (Abb. 2-13a, b/weiße Linien) markieren streifenförmige Grenzbereiche benachbarter Territorien. Während innerhalb der Wasserscheiden im Corium (Dermis) das Netzsystem initialer Lymphgefäße und dermalen Kollektoren nicht unterbrochen ist, zeigen die subkutanen Kollektoren innerhalb der Wasserscheiden ein unterschiedliches Verhalten. Deshalb sind zu unterscheiden:

- absolute Wasserscheide *ohne* interterritoriale subkutane Kollektorenverbindungen,
- relative Wasserscheiden *mit* interterritorialen subkutanen Kollektorenverbindungen.



Tab. 2-1: Für die Anwendung der ML wichtige lymphvaskuläre Territorien (I–VII) der Haut mit deren regionalen Lymphknoten.

Die Territorien III und VII besitzen jeweils zwei oder drei regionale Lymphknotenpakete. Aus anatomischer Sicht müsste den Lnn. cubitales et poplitei profundi jeweils ein eigenes Territorium der Haut zuerkannt werden.

Die Territorien III, VI und VII besitzen jeweils zwei oder drei regionale Lymphknotenpakete.

Territorium Haut	Regionale Lymphknoten
Territorium I	Lnn. mandibulares
Territorium II	Lnn. parotidei
Territorium III	Lnn. cervicales superficiales Lnn. cubitales
Territorium IV	Lnn. axillares proprii
Territorium V	Lnn. subiliaci
Territorium VI	Lnn. anorectales et hypogastrici Lnn. ischiadici
Territorium VII	Lnn. inguinales profundi Lnn. poplitei profundi Lnn. inguinales superficiales

Für die ML sind drei Wasserscheiden von besonderer Bedeutung (Abb. 2-13a, b):

- ventromediane Wasserscheide,
- dorsomediane Wasserscheide,
- transversale Wasserscheide.

Die **ventromediane Wasserscheide**, in der Linea alba gelegen, ist eine absolute Wasserscheide. Alle anderen Wasserscheiden repräsentieren relative Wasserscheiden. Die **dorsomediane Wasserscheide** reicht von der Oberlippe über die Mittellinie bis zur Schweiffrübe. Die **transversale Wasserscheide** verläuft in Höhe der 11. Rippe zwischen den Territorien VII und III, VII und IV und V und IV sowie V und III.

Beachte: Die **Wasserscheiden** grenzen unter physiologischen Bedingungen den Lymphfluss zwischen den Territorien ab, da der Strömungswiderstand zu den Lymphzentren geringer ist als in Richtung auf die Wasserscheiden. Die Wasserscheiden können zeitweise eine epifasziale Ödematisierung begrenzen. Bei Anwendung der ML wird über Wasserscheiden Gewebsflüssigkeit interstitiell und Lymphe über dermale initiale Lymphgefäße und Kollektoren interterritorial drainiert.

2.10.6 Behandlungsstrategie der Manuellen Lymphdrainage

Die vier grundsätzlichen Behandlungsschritte der ML werden am Beispiel einer Schwellung im Bereich der Beckengliedmaße distal des Kniegelenks vorgestellt, während

die Behandlungsstrategie in Bezug auf die Schultergliedmaße und den Kopf in den Tabellen 2-2 und 2-3 Berücksichtigung findet:

- Vorbehandlung des Venenwinkels im Territorium III (Abb. 2-13b/1 u. 2 rote Punkte),
- Thorako-abdominale Vorbehandlung (Abb. 2-13b/3-6, blaue Punkte),
- Behandlung der Extremitäten im ödematösen Territorium VII (Abb. 2-13b/8a-10 gelbe Punkte).

Beachte: Im Rahmen der Vorbehandlung wird zunächst die Muskelwandpumpe der zentralen Lymphgefäßstämme, **Trunci lumbales et Ductus thoracicus**, kranial des gestauten peripheren Ödembereichs zur Mehrarbeit angeregt.

Bei der **Vorbehandlung des Venenwinkels** (Abb. 2-13b/1a, 1b u. 2) muss stets der linke Venenwinkel und damit der Einmündungsbereich des Milchbrustganges, **Ductus thoracicus** (Abb. 2-15/2), aktiviert werden. Der Milchbrustgang mündet mit seiner ampullenartigen Erweiterung in Höhe der ersten Rippe in den Venenwinkel zwischen der V. jugularis externa sinistra und der V. cava cranialis oder in die V. jugularis externa sinistra ein. Über den durchschnittlich etwa 10 mm weiten Milchbrustgang gelangt die Lymphe aus dem Bauch- und Beckenbereich sowie aus den Beckengliedmaßen in den präkardialen Venenbereich.

Dem linken Venenwinkel vorgeschaltet und manuell zugänglich sind ebenfalls auf der linken Körperseite der Lymphgefäßstamm in der Drosselrinne, **Truncus jugularis**, die tiefen kaudalen Halslymphknoten, Lnn. cervicales profundi caudales, die Buglymphknoten, Lnn. cervicales superficiales, und die afferenten Kollektoren der Lnn. axillares proprii. Die Lymphknoten und Lymphdrainageverhältnisse der rechten Seite zeigt die Abb. 2-14.

Die **thorako-abdominale Vorbehandlung** (Abb. 2-13b/3-6) kann zur manuellen Anregung lymphvaskulärer Kollaterale aus dem Territorium VII über die relative transversale Wasserscheide einerseits in das Territorium III und andererseits in das Territorium IV zur Entlastung der zentralen Lymphgefäßstämme, **Trunci lumbales** (Abb. 2-15/4), und **Ductus thoracicus** (Abb. 2-15/2), genutzt werden. Andererseits können die Trunci lumbales beiderseits aus dem Territorium V über die Kniefaltenlymphknoten, Lnn. subiliaci und die Darmbeinlymphknoten, Lnn. iliaci mediales et laterales aber auch aus dem Territorium VI über die anorektalen Lymphknoten, Lnn. anorectales, aktiviert werden (Abb. 2-13b/6).

Die **Behandlung im Territorium** der Beckengliedmaße (Abb. 2-13b/8a–10) erfolgt in proximodistaler Reihenfolge (Abb. 2-17; 2-18). Zunächst werden die oberflächlichen Leistenlymphknoten, Lnn. inguinales superficiales, und ihre Afferenzen unter Einbeziehung der tiefen Leistenlymphknoten, Lnn. inguinales profundi, aktiviert.

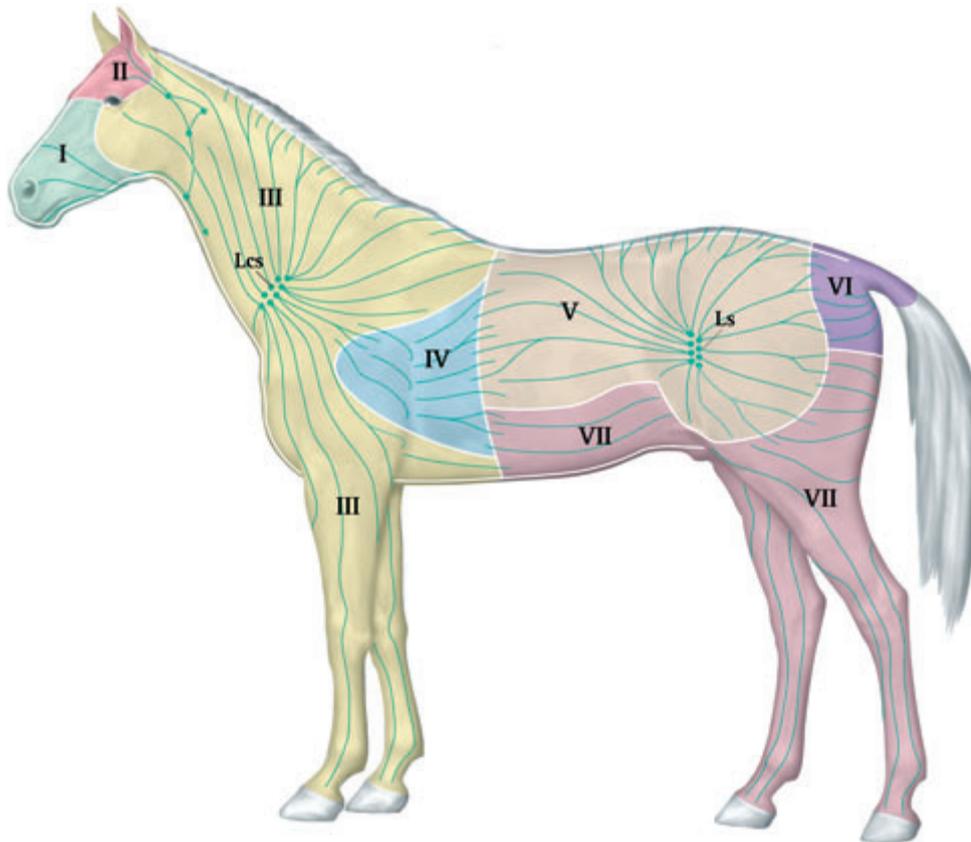


Abb. 2.13a Halbschematische Darstellung des oberflächlichen Systems afferenter Kollektoren zu ihren Lymphknoten in den sieben Territorien (I-VII) der Haut. Beachte, dass die tief bzw. verdeckt gelegenen Lymphzentren der Territorien IV, VI und VII nicht zu sehen sind. Beachte auch die relativen Wasserscheiden (weiß), welche von Kollektoren benachbarter Territorien überschritten werden. Allein die ventromediane als absolute Wasserscheide (weiß) zeigt diese Kollektoren-Übertritte nicht. Lcs = Lnn. cervicales superficiales; Ls = Lnn. subiliaci.

Tab. 2-2: **ML-Behandlungsschema der Schultergliedmaße mit Berücksichtigung der zentralen Vorbehandlung des Venenwinkels** (s. auch Abb. 2-13b)

A. Zentrale Vorbehandlung des Venenwinkels

- Aktivierung der Lnn. cervicales superficiales
- Aktivierung Territorium III Kopf/Hals
- Aktivierung Truncus jugularis (beidseitig)
- Aktivierung der Lnn. mandibulares
- Aktivierung der Lnn. parotidei

B. Behandlung der Schultergliedmaße

- Territorium III im Bereich von Schulter und Oberarm
- Territorium III am Unterarm
- Territorium III am Fuß

Tab. 2-3: **ML-Behandlungsschema des Kopfes** (s. auch Abb. 2-13b)

Behandlung des Kopfes

- Aktivierung der Lnn. cervicales superficiales
- Aktivierung Territorium III am Kopf
- Aktivierung Territorium III im Bereich Hals/Schulter
- Aktivierung Territorium II in Richtung auf die Lnn. parotidei
- Aktivierung des Truncus jugularis in der rechten und linken Drosselrinne
- Aktivierung der Lnn. mandibulares
- Aktivierung Territorium I in Richtung auf die Lnn. mandibulares

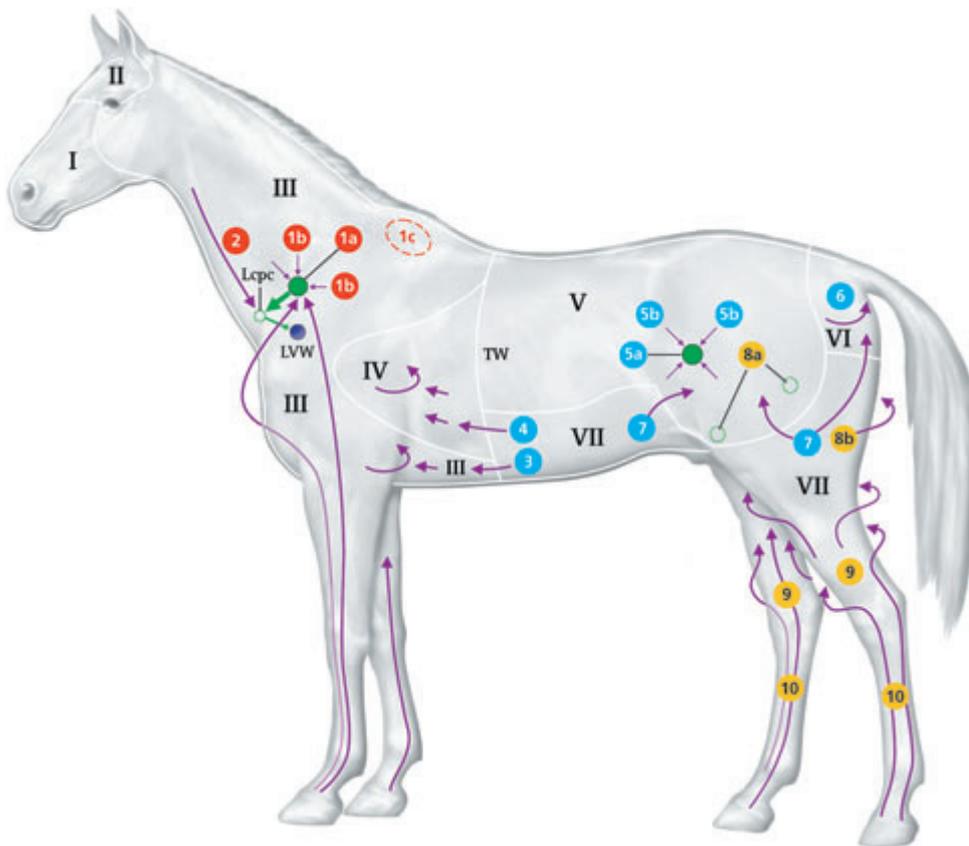


Abb. 2.13b Schrittweise Darstellung der zentralen Vorbehandlung (VBH) sowie der Behandlungsstrategie für die Beckengliedmaße. Anguläre VBH (1–2, rote Punkte): (1a) Aktivierung der Buglymphknoten (Lnn. cervicales superficiales), (1b) Afferenzen zu den Buglymphknoten, (1c) Afferenzen zu den Lnn. mediastinales craniales, (2) beidseitige Aktivierung des Truncus jugularis in der Drosselrinne in Abflussrichtung zu den Lnn. cervicales profundi caudales (Lcpc); Thorako-abdominale VBH (3–4, blaue Punkte): (3) Transterritorial über die transversale Wasserscheide (TW) aus dem Territorium VII in III, (4) Transterritorial über die TW aus dem Territorium VII in IV; Trunkuläre VBH (5–7, blaue Punkte): (5a) Aktivierung der Kniefaltenlymphknoten (Lnn. subiliaci), (5b) Afferenzen zu den Kniefaltenlymphknoten, (6) Aktivierung der Lnn. anorectales et hypogastrici, (7) Transterritorial von VII nach V; Behandlungsstrategie der Beckengliedmaße (in proximodistaler Reihenfolge, 8a–10, gelbe Punkte): (8a) Aktivierung der Leistenlymphknoten (Lnn. inguinales superficiales et Lnn. inguinales profundi), (8b) Afferenzen zu den Leistenlymphknoten, von lateral nach medial um die Kaudalkontur des Oberschenkels, (9) Afferenzen zu den tiefen Kniekehlymphknoten (Lnn. poplitei profundi) von lateral nach medial um die Kaudalkontur des Unterschenkels bzw. zu den tiefen Leistenlymphknoten (Lnn. inguinales profundi) um die Kranialkontur des Unterschenkels, (10) Aktivierung der Kollektoren im Bereich des Fußes lateral und medial.

Beachte: An den Extremitäten überwiegt die Anzahl der subfaszialen gegenüber den epifaszialen Lymphsammelgefäßen. Im gesamten Bereich der Beckengliedmaße verlaufen sowohl die epifaszialen als auch subfaszialen Kollektoren hautnah, da nur wenig subkutanes Fettgewebe ausgebildet ist.

Obwohl nur eine geringe Anzahl glatter Muskelzellen besonders in der Wand der subkutanen Kollektoren vor-

kommt, ist der Entstauungseffekt der ML beim Pferd wesentlich ausgeprägter als beim Menschen, weil mittels der ML-Griffe nicht nur die subkutanen, sondern auch die subfaszialen Kollektoren zur Kontraktion angeregt werden. Das ist auf die relativ dünn angelegte Subkutis und die oberflächliche Lage des subfaszialen Kollektorensystems nahe der oberflächlichen Gliedmaßenfaszie zurückzuführen.

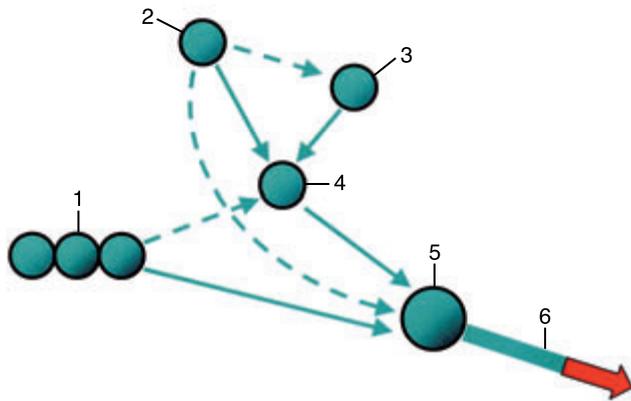


Abb. 2-14 Schema des Lymphabflusses vom Kopf: 1 Lnn. mandibulares, 2 Lnn. parotidei, 3 Lnn. retropharyngei laterales (Luftsacklymphknoten), 4 Lnn. retropharyngei mediales, 5 Lnn. cervicales profundi craniales, 6 Truncus jugularis (trachealis). Die gestrichelten Pfeile repräsentieren (inkonstant) angelegte Nebenabflusswege zwischen den Lymphozentren.

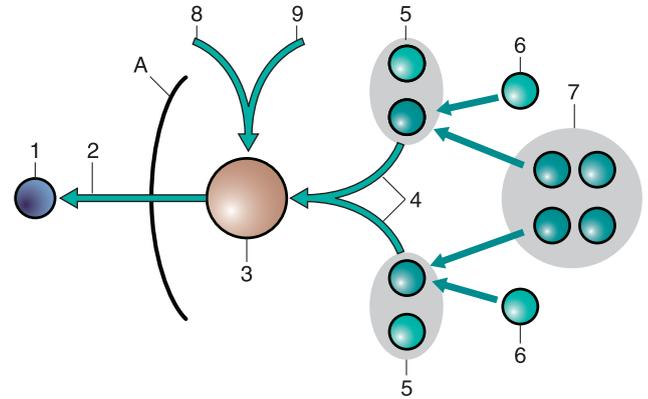


Abb. 2-15 Schema des zentralen Lymphdrainagewegs in der Becken- und Bauchhöhle aus den Territorien V, VI und VII unter Berücksichtigung des Milchbrustganges. Unberücksichtigt sind die Lnn. lumbales aortici, welche in den Verlauf der Trunci lumbales integriert sein können. Mit freundlicher Genehmigung der Pferdeheilkunde nach Berens v. Rautenfeld et al. (2000).

1 linker Venenwinkel; 2 Ductus thoracicus;
3 Cisterna chyli; 4 Trunci lumbales; 5 Lnn. iliaci;
Territorium V; 6 Lnn. inguinales profundi,
Territorium V; 7 Lnn. anorectales, Territorium VI;
8 Trunc. celiacus; 9 Trunc. intestinalis.



Abb. 2-16 Manuelle Lymphdrainage im Territorium V (s. auch Abb. 13b/5b).



Abb. 2-17 Manuelle Lymphdrainage im Territorium VII (s. auch Abb. 13b/7b).



Abb. 2-18 Manuelle Lymphdrainage im Territorium VII (s. auch Abb. 13B/10).



Abb. 2-19 Kompressionsbehandlung mittels Kurzzugbinden und Polsterwatte vom Huf bis in den Bereich des Unterschenkels.

2.10.7 Definition der komplexen physikalischen Entstauungstherapie

Zur Behandlung von Umfangsvermehrungen kommen neben der ML eine besondere Kompressions- und allgemeine Bewegungstherapie sowie Hautpflegemaßnahmen zur Anwendung. Diese Vierstufentherapie wird wie in der Humanmedizin als Komplexe Physikalische Entstauungstherapie (KPE) bezeichnet. Nach Durchführung der ML wird im Bereich der Gliedmaßen eine Kompressionsbehandlung mittels Bandagierung oder Bestrumpfung bis über das Karpal- bzw. Tarsalgelenk (Abb. 2-19) durchgeführt.

Anwendungserfolge werden mittels der ML beim *Elefantenbein*, *Elephantiasis*, *chronischen Lymphödem* s. *chronische Phlegmone*, (Abb. 2-20A, B) bei *postoperativen Ödemen* (z. B. im Territorium VII nach Kolik-OP), bei *posttraumatischen Ödemen*, bei *Umfangsvermehrungen der Sehnenscheiden und Schleimbeutel*, bei *Tendopathien* unterschiedlicher Genese und bei *angelaufenen Beinen*, *Inaktivitätsödemen*, erzielt.



Abb. 2-20A, B. Zweijähriger Warmbluthengst vor (A) und nach (B) zweiwöchiger ML-Behandlung. Chronische Phlegmone seit zwei Jahren mit konservativer Vorbehandlung. Mit freundlicher Genehmigung der Pferdeheilkunde nach Rötting et al. (2000).



3 Kopf-Hals-Bereich

3.1 Kopfskelett einschließlich Zungenbein und Kiefergelenk mit Kaumuskulatur

H. WISSDORF, B. OTTO

3.1.1 Kopfskelett



NAV Ossa cranii et Ossa faciei

Für Untersuchungen am Kopf ist die Kenntnis der oberflächlich gelegenen knöchernen Anteile des Schädels von wesentlicher Bedeutung.

1. Einer **klinischen Untersuchung** zugänglich sind die Dorsalfläche und die Lateralfächen des Schädels, die durch die Unterkieferhälften ergänzt werden.
2. Die Nackenfläche und die Basalfläche lassen sich besser **röntgenologisch** darstellen, während das Zungenbein teilweise palpatorisch, teilweise nur röntgenologisch überprüft werden kann.

3.1.1.1 Dorsalfläche



NAV Facies dorsalis

Die Dorsalfläche reicht von der kaudal gelegenen und quer verlaufenden **Crista nuchae** (Abb. 3-1/1) des Hinterhauptbeins, bis zu den **Procc. rostrales** (Abb. 3-1/6) der beiden Nasenbeine. Die Dorsalfläche wird von vier Knochen gebildet:

- Hinterhauptbein, Os occipitale,
- Zwischenschädelbein, Os interparietale,
- Stirnbein, Os frontale,
- Nasenbein, Os nasale .

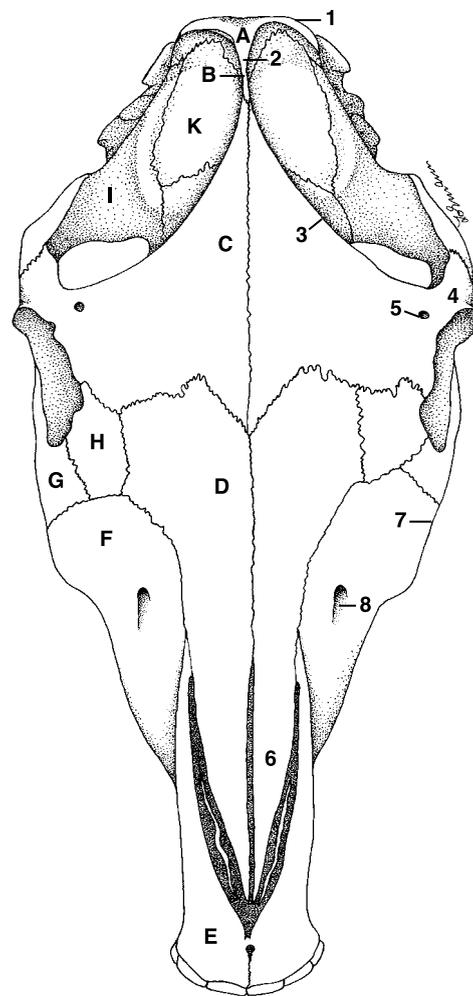


Abb. 3-1 Schädelknochen, Dorsalansicht.

A Os occipitale; B Os interparietale; C Os frontale;
D Os nasale; E Os incisivum; F Maxilla;
G Os zygomaticum; H Os lacrimale; I Os temporale;
K Os parietale
1 Crista nuchae; 2 Crista sagittalis externa; 3 Linea temporalis; 4 Proc. zygomaticus ossis frontalis; 5 For. supraorbitale; 6 Proc. rostralis ossis nasalis; 7 Crista facialis; 8 For. infraorbitale

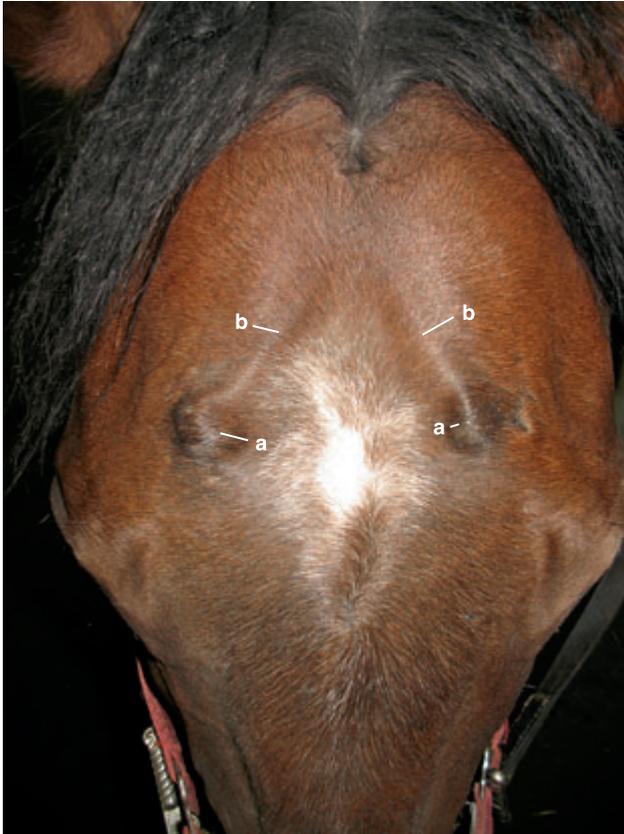
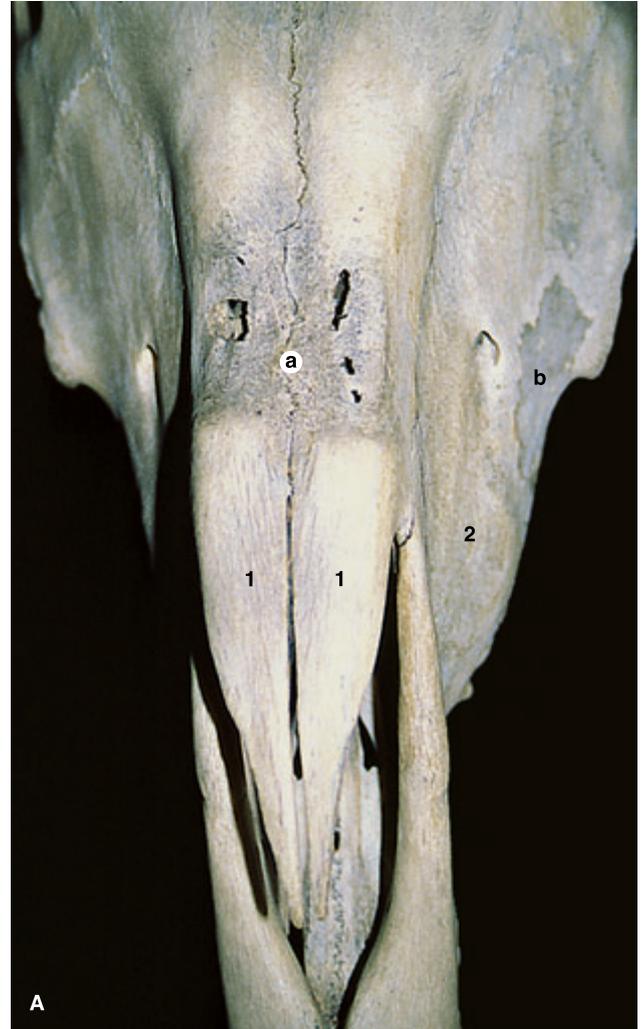


Abb. 3-1A Tubera frontalia bei einem etwa dreijährigen Pferd.
Aufnahme: Dr. F. Geburek, Klinik für Pferde,
Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

a Tuber frontale, b Linea temporalis



A

Das **Os occipitale** (Abb. 3-1/A) bildet die querverlaufende **Crista nuchae** (Abb. 3-1/1) und formt gemeinsam mit dem **Os interparietale** (Abb. 3-1/B) die im Scheitelbereich median gelegene **Crista sagittalis externa** (Abb. 3-1/2). Das paarige **Os frontale** (Abb. 3-1/C) stellt die Grundlage des breiten, zwischen den dorsalen Augenhöhlerrändern gelegenen Anteils der Dorsalfläche dar. Die beiden Knochen sind durch eine mediane Naht verbunden. Lateral markiert das Stirnbein die **Linea temporalis** (Abb. 3-1/3).

Beachte: Gelegentlich tritt bei **Fohlen** auf dem Stirnbein, paramedian und nuchal des For. supraorbitale im Bereich der Linea temporalis, eine angeborene paarige knöcherne Erhebung, **Tuber frontale**, auf, die sehr prominent werden kann (Abb. 3-1A/a).



B

Abb. 3-2A, B Nasenbeinatrophie.
Aufnahme A: Dr. D. Draehmpaehl, Berlin.

A: Atrophie (a, b) des Nasenbeins (1) und des Oberkieferbeins (2) im Bereich der Lage des Reithalters bei Condé, dem Lieblingsreitpferd Friedrichs des Großen, das 1804 mit 38 Jahren verstarb.
B: ↓ Atrophie des Nasenbeins am Kopfskelett eines Reitpferds im Bereich der korrekten Lage des Reithalters.



Abb. 3-2B₁, Friedrich der Große auf seinem Schimmel Condé im Park von Sanssouci reitend. Original im Besitz des Geheimen Staatsarchivs Preußischer Kulturbesitz, Berlin. Mit freundlicher Genehmigung übernommen. Beachte die Lage des Nasenriemens mit eingearbeitetem Schmuck im Bereich der Knochenatrophie (a) der Abb. 3-2A.



Am Übergang des Stirnbeins in seinen lateral gelegenen Jochfortsatz, **Proc. zygomaticus** (Abb. 3-1/4), der die Orbita kaudal mitbegrenzt, liegt das gelegentlich doppelt ausgebildete **For. supraorbitale** (Abb. 3-1/5; 3-16A). Seine Lagebestimmung ist in Abb. 3-16A, B dargestellt.

Beachte: Bei **Schädelverletzungen** kaudal der Verbindungslinie der beiden Procc. zygomatici der Stirnbeine besteht die Gefahr der Gehirnverletzung (Abb. 4-1)

Das ebenfalls paarige **Os nasale** (Abb. 3-1/D), dessen beide Anteile durch eine mediane Naht verbunden sind, schließt sich an das Stirnbein rostral an. Es verjüngt sich rostral zu den dicht paramedian verlaufenden **Procc. rostrales** (Abb. 3-1/6). Diese haben engen Kontakt zum Septum nasi sowie zu den Flügelknorpeln und sind deshalb nicht tastbar.

Beachte: Das **Nasenbein** kann durch den Druck eines über lange Zeit hin zu eng verschnallten Reithalters teilweise abgebaut, **atrophisch**, werden (Abb. 3-2A/a, b; Abb. 3-2B/ ↓ ; 3-2B₁).

3.1.1.1 Klinisch bedeutsame, tastbare Knochenstrukturen

- Crista nuchae (Abb. 3-1/1),
- Crista sagittalis externa (Abb. 3-1/2),
- Linea temporalis (Abb. 3-1/3; 3-1A/b),
- For. supraorbitale (Abb. 3-1/5).

3.1.1.2 Seitenflächen



NAV Facies laterales

An der Ausbildung der Seitenflächen sind zehn paarige Knochen beteiligt:

- Zwischenkieferbein, Os incisivum,
- Oberkieferbein, Maxilla,
- Jochbein, Os zygomaticum,
- Tränenbein, Os lacrimale,
- Stirnbein, Os frontale,
- Nasenbein, Os nasale,
- Schläfenbein, Os temporale,
- Hinterhauptsbein, Os occipitale,
- Scheitelbein, Os parietale,
- Unterkieferbein, Mandibula.

Die Seitenflächen werden rostral jederseits vom **Os incisivum** (Abb. 3-3/A) begrenzt und reichen kaudal bis zum **Os occipitale** (Abb. 3-3/H).

Das konvexe Corpus ossis incisivi trägt die Alveolen für die drei oberen Schneidezähne. Sein **Proc. nasalis** (Abb. 3-4/1) ist zum Nasenrücken hin gerichtet und formt mit dem Proc. rostralis des Nasenbeins (Abb. 3-4/2) jederseits den Nasenzwischenkieferausschnitt, **Inc. nasoincisiva** (Abb. 3-4/3).

Beachte: In der tastbaren **Inc. nasoincisiva** liegt die »weiche« Nase.

Kaudal folgt auf das Os incisivum die große **Maxilla** (Abb. 3-3/B). Ihr Ventralbereich bildet rostral den Zwischenzahnrand, **Margo interalveolaris** (Abb. 3-4/4), mit der Alveole für den Eckzahn.

Kaudal des Margo interalveolaris liegt der Zahnfachrand, **Margo alveolaris** (Abb. 3-4/6), der Maxilla mit drei bzw. vier Alveolen für die Prämolaren (P_{1-4}) und den sich direkt anschließenden drei Alveolen für die Molaren (M_{1-3}).

Beachte: Die Alveolen im Oberkiefer haben beim etwa sechsjährigen Pferd eine Höhe von ca. 60 mm.

Auf der Lateralfläche der Maxilla liegt das **For. infraorbitale** (Abb. 3-4/8) als Mündungsöffnung des **Can. infraorbitalis** (Abb. 3-3/1). Die Lagebestimmung des For. infraorbitale ist in Abb. 3-17A, B dargestellt.

Im kaudalen Drittel der Maxilla erhebt sich die kaudal schräg ansteigende, durch die Haut sichtbare Angesichtsleiste, **Crista facialis** (Abb. 3-4/9). Ihr rostrales Ende liegt beim ausgewachsenen Pferd an der Grenze von P_4 zu M_1 .

Beachte: An der **Crista facialis** fühlt man bei den meisten Pferden, etwa am Übergang des rostralen in das mittlere Drittel, einen deutlichen Grat (Abb. 3-4/10), der eine Ori-

entierungsmarke zur Blutgewinnung aus dem **Sinus v. transversae faciei** (Abb. 3-14/a) bzw. aus dem **Sinus v. profundae faciei** (Abb. 3-14/b) darstellt.

Die Crista facialis setzt sich kaudal auf das **Os zygomaticum** (Abb. 3-3/C) fort, das die Orbita rostroventral begrenzt, und geht weiter kaudal in den Jochbogen, **Arcus zygomaticus** (Abb. 3-3/7, 8; 3-4/11), über. Dieser wird vom **Proc. temporalis** des Jochbeins (Abb. 3-3/7) und vom **Proc. zygomaticus** der Schläfenbeinschuppe (Abb. 3-3/8) geformt.

Rostradorsal begrenzt das **Os lacrimale** (Abb. 3-3/D) die Orbita. Dieser Knochen besitzt dicht an der Orbita zwei kleine tastbare Fortsätze, den **Proc. lacrimalis rostralis** (Abb. 3-4/12) und den **Proc. lacrimalis caudalis** (Abb. 3-4/13), wobei der letzte direkt am Orbitalrand liegt und die **Inc. infratrochlearis** (Abb. 3-4/14) ventral begrenzt.

Beachte: Die **Inc. infratrochlearis** dient bei der Augenlidanästhesie als Orientierungshilfe (Abb. 3-4/14; 3-32).

Das **Os frontale** (Abb. 3-3/E) und sein Jochfortsatz, **Proc. zygomaticus** (Abb. 3-4/15), der senkrecht auf dem Proc. zygomaticus der Schläfenbeinschuppe (Abb. 3-3/8) steht, bilden den Dorsal- bzw. den Kaudalrand der Orbita.

Der Proc. zygomaticus der Schläfenbeinschuppe trägt kaudodorsal die Kiefergelenkvertiefung, **Fossa mandibularis** (Abb. 3-4/16), die rostral vom **Tuberc. articulare** und kaudal vom **Proc. retroarticularis** (Abb. 3-4/16) begrenzt wird. Kaudal schließt sich an den Proc. zygomaticus die Felsenbeinpyramide mit dem **Porus acusticus externus** (Abb. 3-4/17) an.

Die dorsal und medial des Jochfortsatzes der Schläfenbeinschuppe gelegene Schläfengrube, **Fossa temporalis** (Abb. 3-4/29), wird vom **Os temporale** (Abb. 3-3/G), vom **Os parietale** (Abb. 3-3/I) und vom **Os frontale** (Abb. 3-3/E) begrenzt. Sie ist mit Muskelgewebe und einem extraperiorbitalen Fettkörper angefüllt.

Beachte: Der extraperiorbitale Fettkörper wird, ebenso wie der intraperiorbitale Fettkörper, bei alten und chronisch kranken Pferden größtenteils abgebaut, wodurch die Fossa temporalis als Vertiefung deutlich sichtbar wird.

Im Angesichtsbereich schließt sich das **Os nasale** (Abb. 3-3/F) dorsal an die Maxilla an.

Die Nervenaustrittsöffnungen in der Orbita werden im Kapitel 3.5.1, Nebenorgane des Auges, beschrieben.



3.1.1.2.1 Klinisch bedeutsame, tastbare Knochenstrukturen

- Inc. nasoincisiva (Abb. 3-4/3),
- For. infraorbitale (Abb. 3-4/8),
- Crista facialis, meistens mit einem Grat am Übergang des rostralen in das mittlere Drittel (Abb. 3-4/9,10; 3-14/ ↓),
- Proc. lacrimalis rostralis (Abb. 3-4/12),
- Proc. lacrimalis caudalis (Abb. 3-4/13),
- Arcus zygomaticus (Abb. 3-4/11),
- Inc. infratrochlearis (Abb. 3-4/14).

3.1.1.3 Angeborene Fehlentwicklungen des Oberschädels

Gelegentlich werden Fohlen mit einer **Verkürzung des Oberschädels** im Bereich des Os incisivum geboren, wodurch die oberen Schneidezähne weiter zurückstehen als die des Unterkiefers (Abb. 3-2C). Diese Fehlstellung wird als *Brachygnathia superior*, **Mikrognathie**, oder auch als *Hechtgebiss* bezeichnet. Bei einer **Verlängerung des Oberschädels** wird der Terminus *Prognathia superior* benutzt (3-2E; 3-2F)

Beachte: Oft ist es bei **geringgradigen Veränderungen** schwierig zu entscheiden, ob eine Verlängerung des Oberkiefers oder eine Verkürzung des Unterkiefers bzw. der umgekehrte Sachverhalt vorliegt.

Selten kommen Fohlen verschiedener Vollblut- und Warmblutschläge mit **angeborener Längsachsenkrümmung des Oberschädels**, *Campylognathia superior* (Abb. 3-2D), zur Welt. Die Abknickung erfolgt rostral der Prämolaren.

Beachte: Das **Unterkieferskelett** ist bei *Campylognathia superior* fast nie beteiligt.

3.1.1.3.1 Gaumenspalte siehe Kapitel 3.8.3.1



NAV Palatochisis

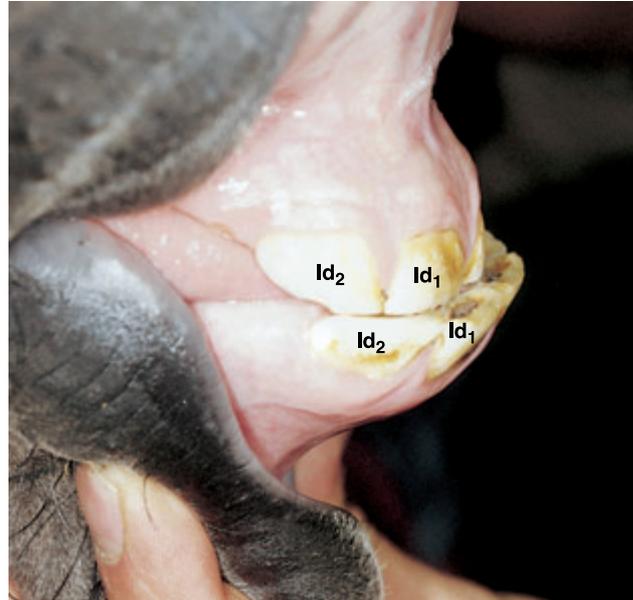


Abb. 3-2C *Brachygnathia superior*, Hechtgebiss, bei einem Fohlen.

Id₁, Id₂ Milchschnidezähne



Abb. 3-2D Angeborene Fehlentwicklung des Oberschädels, *Campylognathia superior*, bei einem Vollblutfohlen.



Abb. 3-2E Seitliche Röntgenaufnahme der Schneidezähne eines dreijährigen Pferdes mit angeborener Verkürzung des Unterkiefers, *Karpfengebiss*. Durch die fehlende Abreibung sind die Zangen des Oberkiefers ungehindert in die Länge gewachsen.

I₁ Zangen gewechselt und hochgewachsen;
 I₂ Anlage der bleibenden Mittelzähne
 Id₂ Milchzahnkappen;
 Id₃ Milchschneidezähne
 1–4 Anlagen der bleibenden Canini

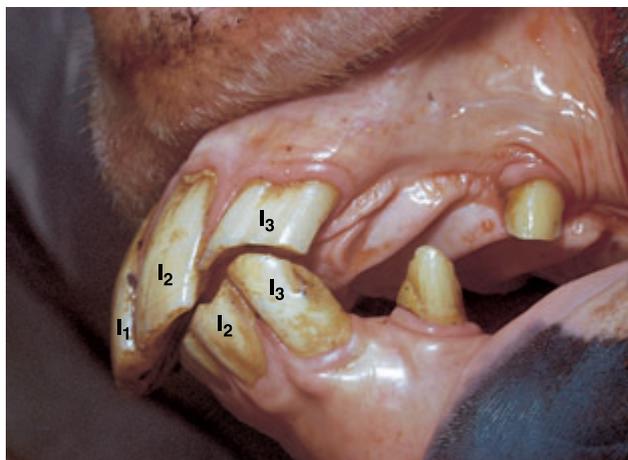


Abb. 3-2F *Brachygnathia inferior, Karpfengebiss, Parrot mouth.*

I₁–I₃ Incisivi

3.1.1.4 Nackenfläche



NAV Planum nuchale

Die knöcherne Grundlage der Nackenfläche bildet allein das Hinterhauptbein, **Os occipitale** (Abb. 3-3/H; 3-5/I). Die Schuppe des Hinterhauptbeins, **Squama occipitalis**, und ihre Seitenstücke, **Partes laterales**, formen die rostral konvexe Nackenfläche. Dorsal wird die Nackenfläche durch die **Crista nuchae** (Abb. 3-1/1) begrenzt. Auf der Hinterhauptsschuppe erhebt sich der Hinterhauptsstachel, **Protuberantia occipitalis externa** (Abb. 3-3/9; 3-4/26).

Beachte: Die **Protuberantia occipitalis externa** besitzt erhebliche individuelle Unterschiede in ihrer Form und Größe. Neben einer röntgenologischen Darstellung ist eine Ultraschalldarstellung der Oberflächenstruktur der **Protuberantia occipitalis externa** möglich. Dazu müssen die Haare beiderseits rasiert und die Mähne muss auf einer Länge von zwei Handbreiten hinter den Ohren entfernt werden.

Eine Abgrenzung normalanatomischer Strukturen gegen Knochenzubildungen im Ansatzbereich des Nackenbandes, Insertionsexostosen, kann nicht zweifelsfrei vorgenommen werden. Ausmaß und Größe der **Protuberantia occipitalis externa** sind kein Gradmesser für eine klinische Erkrankung (Abb. 3-2G₁–K₂).

Die Seitenstücke der Nackenfläche formen die Gelenkknollen, **Condyli occipitales** (Abb. 3-5/I) und begrenzen mit ihnen das Hinterhauptloch, **For. magnum** (Abb. 3-5/17). Lateral der Gelenkknollen ragt aus der Nackenfläche, unterkieferwärts gerichtet, der lange Knochenfortsatz, **Proc. paracondylaris** (Abb. 3-4/28; 3-5/14), hervor.

Beachte: Der **Proc. paracondylaris**, der keine Apophyse besitzt, kann bei Fohlen, aber auch bei erwachsenen Pferden frakturieren (Abb. 3-2L; 3-2M). Ursächlich wird in den meisten Fällen bei erwachsenen Pferden ein Festhängen im Halfter und dadurch bedingtes starkes Rückwärtsziehen beschrieben. Bei Frakturen im Bereich der Basis des **Proc. paracondylaris** kann der N. facialis geschädigt sein. Der Frakturachweis erfolgt röntgenologisch oder mit Hilfe einer Computertomographie.

3.1.1.4.1 Klinisch bedeutsame, tastbare Knochenstrukturen

- Crista nuchae (Abb. 3-1/1),
- Proc. paracondylaris (Abb. 3-4/28; 3-5/14).

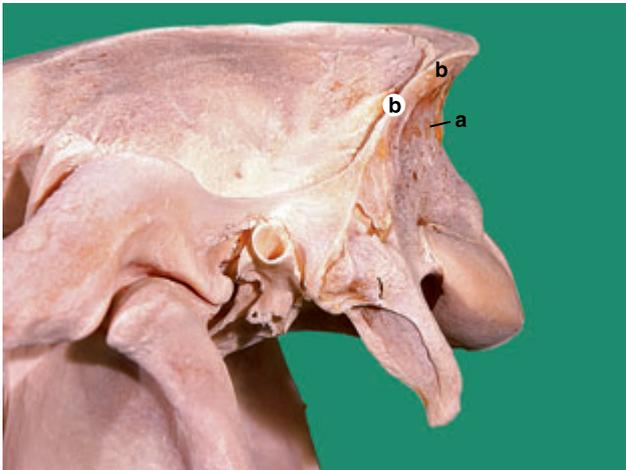


Abb. 3-2G₁, G₂ Schwach ausgebildete Protuberantia occipitalis externa (a) und deutliche Crista nuchae (b) eines Pferdeschädels, Ansicht von lateral bzw. kaudal Aufnahme: Dr. R. Koch, Anatomisches Institut, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

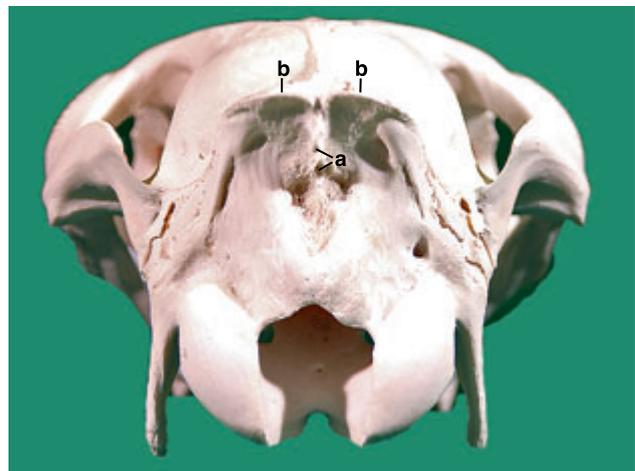
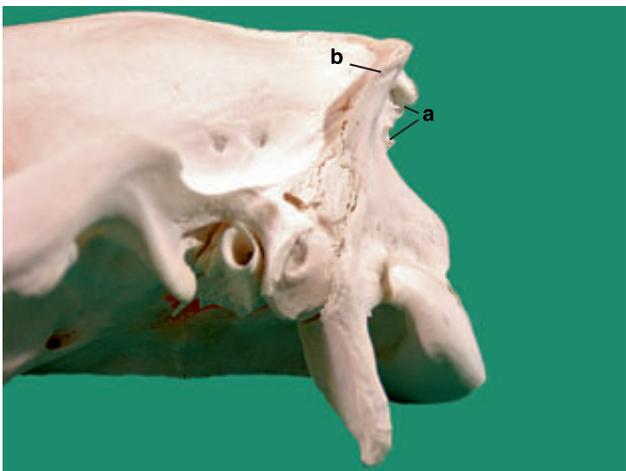


Abb. 3-2H₁, H₂ Kammartige Protuberantia occipitalis externa (a) und gratartige Crista nuchae (b) eines Pferdeschädels, Ansicht von lateral bzw. kaudal Aufnahme: Dr. R. Koch, Anatomisches Institut, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.



Abb. 3-2I₁, I₂ Zapfenartige erscheinende Protuberantia occipitalis externa (a) und deutlich verbreiterte Crista nuchae (b) eines Pferdeschädels, Ansicht von lateral bzw. kaudal
Aufnahme: Dr. R. Koch, Anatomisches Institut, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

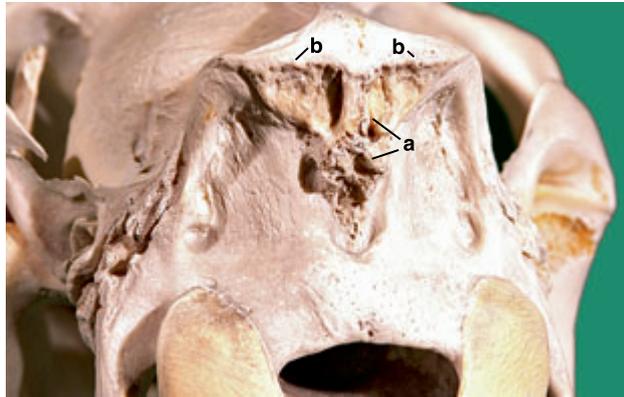


Abb. 3-2K₁, K₂ Unregelmäßig strukturierte Protuberantia occipitalis externa (a) und deutlich verbreiterte Crista nuchae (b) eines Pferdeschädels, Ansicht von lateral bzw. kaudal
Aufnahme: Dr. R. Koch, Anatomisches Institut, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

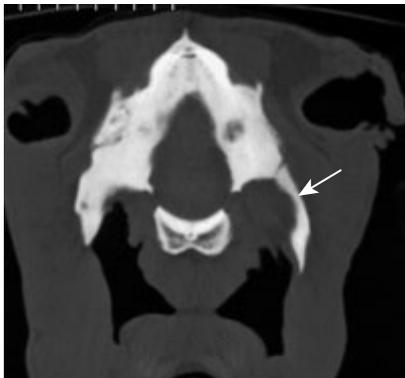


Abb. 3-2L

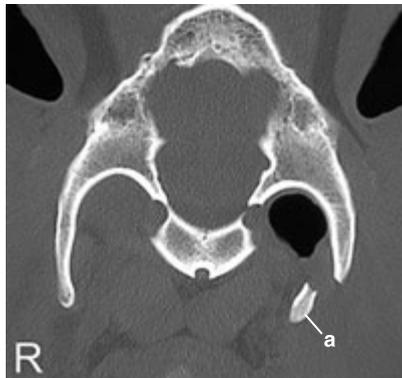


Abb. 3-2M

Abb. 3-2L Nicht dislozierte Fraktur (Pfeil) der Basis des rechten Proc. paracondylaris eines zwölf Jahre alten Warmblutwallachs. Transversales CT-Schnittbild auf Höhe des Proc. paracondylaris der Schädelbasis.
Aufnahme: Prof. Dr. C. J. Lischer, Vetsuisse-Fakultät Zürich.

Abb. 3-2M Disloziertes Frakturstück (a) des linken Proc. paracondylaris eines 16 Jahre alten Warmblutwallachs. Transversales CT-Schnittbild auf Höhe des Proc. paracondylaris.
Aufnahme: Prof. Dr. C. J. Lischer, Vetsuisse-Fakultät Zürich.



Abb. 3-3 Schädelknochen mit Atlas, Zungenbein, Kehlkopf und ersten Trachealspangen, linke Seitenansicht.

A Os incisivum; B Maxilla; C Os zygomaticum; Ca Caninus; D Os lacrimale; E Os frontale; F Os nasale; G Os temporale; H Os occipitale; I Os parietale; J Incisivi; K, K' Mandibula, K Corpus mandibulae, K' Ramus [R.] mandibulae; L Atlas; M Ringknorpel; N Trachealspangen; O-V Zungenbein: O Basihyoid mit P Proc. lingualis, Q Thyrohyoid, R Keratohyoid, S Epihyoid, T Stylohyoid mit U Angulus stylohyoideus, V Tympanohyoid
 1 Can. infraorbitalis; 2 For. infraorbitale; 3 Can. mandibulae; 4 For. mandibulae; 5 For. mentale; 6 Angulus mentalis; 7 u. 8 Arcus zygomaticus: 7 Proc. temporalis ossis zygomatici, 8 Proc. zygomaticus ossis temporalis; 9 Protuberantia occipitalis externa; 10 Inc. mandibulae

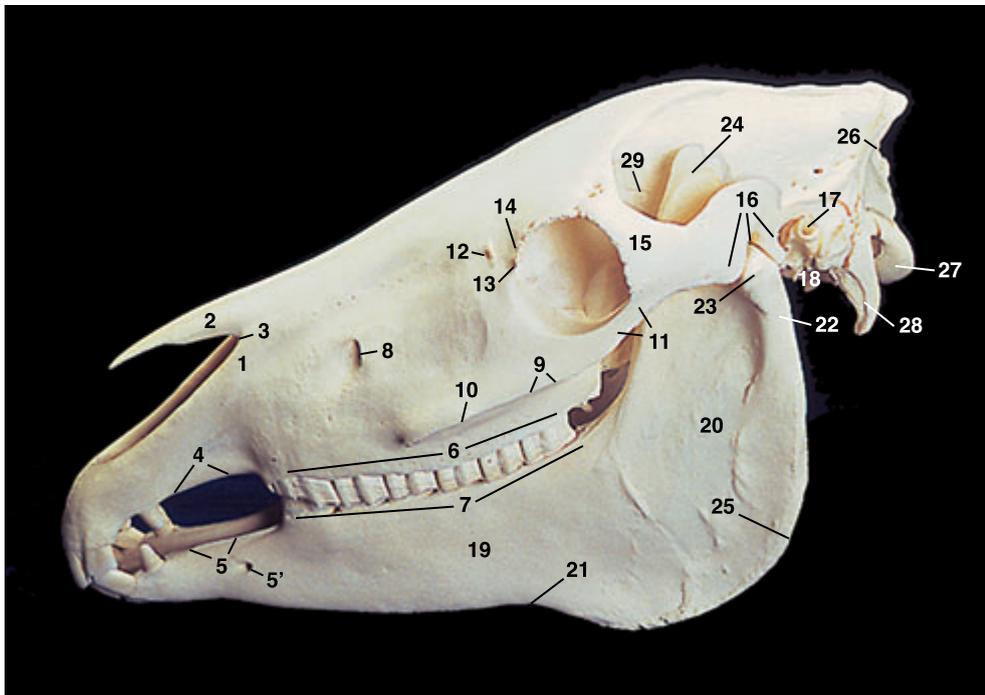
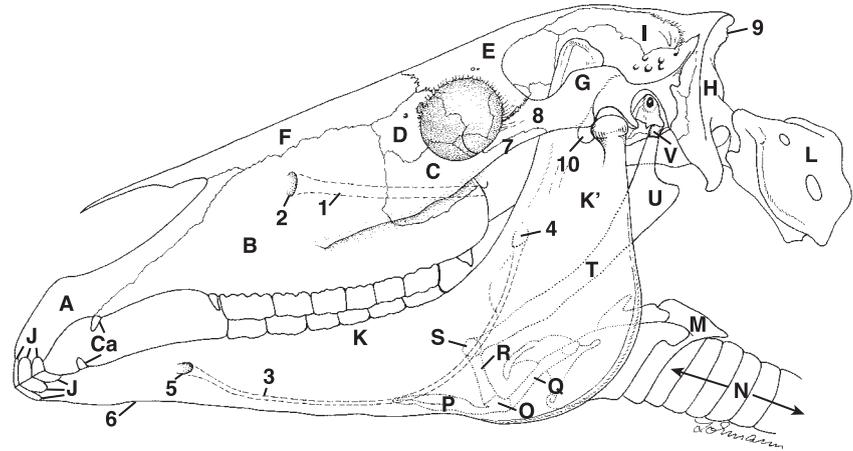


Abb. 3-4 Schädelknochen, linke Seitenansicht. Klinisch bedeutsame Strukturen.

1 Proc. nasalis ossis incisivi; 2 Proc. rostralis ossis nasalis; 3 Inc. nasoincisiva; 4, 5 Margo interalveolaris; 5' For. mentale; 6, 7 Margo alveolaris; 8 For. infraorbitale; 9 Crista facialis, 10 ihr schmaler Grat; 11 Arcus zygomaticus; 12 Proc. lacrimalis rostralis; 13 Proc. lacrimalis caudalis; 14 Inc. infratrochlearis; 15 Proc. zygomaticus ossis frontalis; 16 Tuberc. articulare (rostral), Fossa mandibularis (mittig) und Proc. retroarticularis (kaudal); 17 Porus acusticus externus; 18 Proc. styloideus ossis temporalis; 19 Corpus mandibulae; 20 Ramus (R.) mandibulae; 21 Inc. vasorum facialis; 22 Proc. condylaris mit 23 Caput mandibulae; 24 Proc. coronoideus; 25 Tuberos. m. sternomandibularis; 26 Protuberantia occipitalis externa; 27 Condylus occipitalis; 28 Proc. paracondylaris; 29 Fossa temporalis

3.1.1.5 Basalfläche



NAV Planum basale

Die Basalfläche gliedert sich in den rostral gelegenen knöchernen Gaumen und in die sich kaudal anschließende Schädelbasis.

3.1.1.5.1 Knöcherner Gaumen



NAV Palatum durum

An der Ausbildung des knöchernen Gaumens sind drei paarige Knochen beteiligt:

- Zwischenkieferbein, Os incisivum,
- Oberkieferbein, Maxilla,
- Gaumenbein, Os palatinum.

Den rostralen Abschnitt des knöchernen Gaumens bilden jederseits die drei Alveolarfortsätze des Zwischenkieferbeins.

Der kaudal gerichtete, schmale und dünne **Proc. palatinus** des **Os incisivum** (Abb. 3-5/2) verbindet sich mit dem kaudal folgenden, breiten **Proc. palatinus** der **Maxilla** (Abb. 3-5/3), mit dem die Lamina horizontalis des **Os palatinum** (Abb. 3-5/4) abschließend in Höhe des M_2 verwachsen ist. Die paarigen Gaumenfortsätze der drei Knochen sind in der Medianen durch eine Knochennaht verbunden.

Zwischen dem schmalen Proc. palatinus des Os incisivum und dem Margo interalveolaris der Maxilla liegt jederseits die **Fiss. palatina** (Abb. 3-5/7).

Beachte: Die dünnen **Procc. palatini** der Ossa incisiva brechen bei Querfrakturen im Diastema des Oberkiefers ebenfalls.

Der knöcherne Gaumen wird seitlich jederseits durch den Zwischenzahnrand, **Margo interalveolaris**, **Diastema** (Abb. 3-5/5) sowie den kaudal anschließenden Zahnfachrand, **Margo alveolaris**, der **Maxilla** begrenzt.

In Höhe des M_3 liegt zwischen dem Margo alveolaris der Maxilla und der Lamina horizontalis des Os palatinum das **For. palatinum majus** (Abb. 3-5/6). Von diesem Loch aus verläuft der **Sulcus palatinus** (Abb. 3-5/8) rostral bis vor den ersten Backenzahn.

Beachte: Im **Sulcus palatinus** verläuft die klinisch bedeutsame **A. palatina major** (Abb. 3-70/a).

3.1.1.5.2 Choane

Die beiden Choanen (Abb. 3-5/D) bilden eine einheitliche Öffnung, die durch das Pflugscharbein, Vomer (Abb. 3-5/C), nur andeutungsweise zweigeteilt wird. Sie stellen die trichterförmige Verbindung der zweigeteilten Nasenhöhle mit dem einheitlichen Nasenrachen dar. Seitlich wird die Choanenwand durch die senkrechte Platte, **Lamina perpendicularis ossis palatini**, und das Flügelbein, **Os pterygoideum** (Abb. 3-5/E), begrenzt.

Beachte: Jedes Flügelbein entlässt ventral am Choanenrand das Häkchen, **Hamulus** (Abb. 3-5/10), das als Umlenkrolle für den Gaumensegelspannmuskel fungiert. Zwischen der Sehne und dem Knochen ist an dieser Stelle ein Schleimbeutel ausgebildet.

Nur kaudal besitzt die Choane ein knöchernes Dach, das von den Flügeln des Pflugscharbeins, **Alae vomeris**, und dem Keilbein, **Sphenoid** (Abb. 3-5/F, G), gebildet wird.

3.1.1.5.3 Schädelbasis



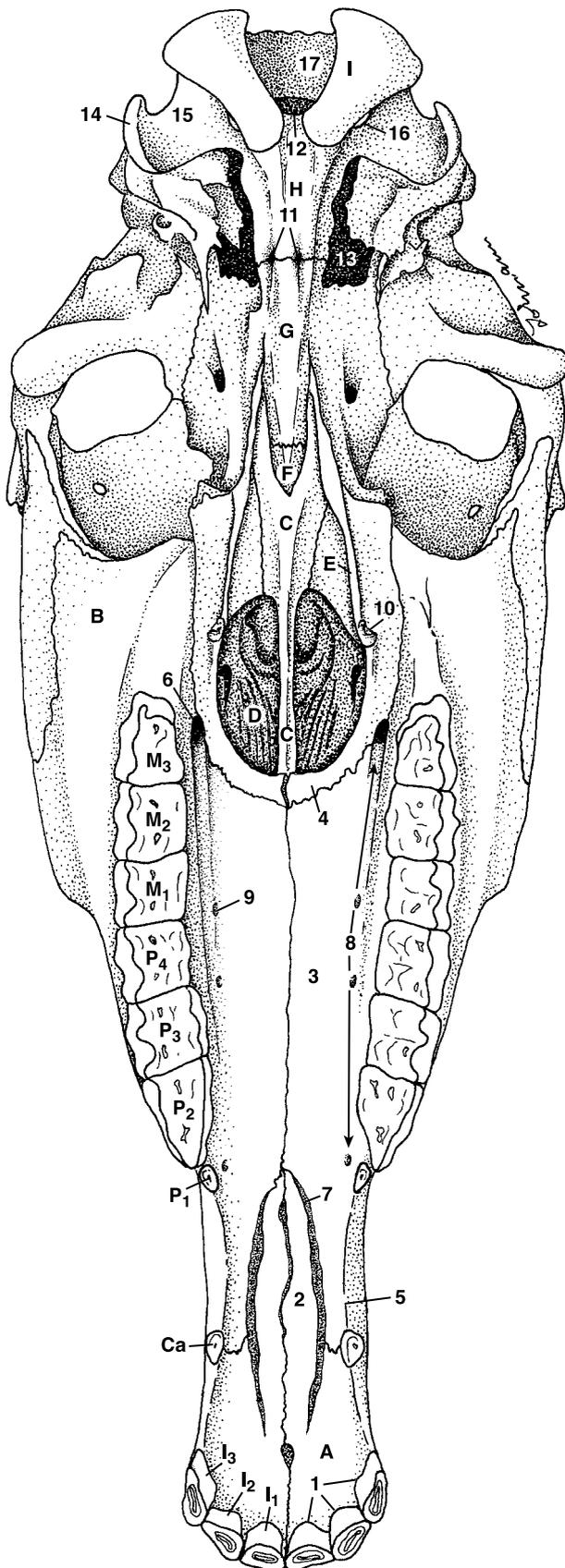
NAV Basis cranii externa

Die Schädelbasis reicht von den Flügeln des Pflugscharbeins bis zum großen Hinterhauptsloch. An der Ausbildung der Schädelbasis sind beteiligt:

- Körper des Präsphenoïd, Corpus ossis presphenoidalis,
- Körper des Basisphenoïd, Corpus ossis basisphenoidalis,
- Flügel des Basisphenoïd, Alae ossis basisphenoidalis,
- Flügelbeinfortsätze des Basisphenoïd, Procc. pterygoidei ossis basisphenoidalis,
- Körper des Hinterhauptsbeins, Pars basilaris ossis occipitalis,
- basalen Anteile der Gelenkknollen des Hinterhauptsbeins, Condylus occipitales.

Abb. 3-5 Schädelknochen, Basalansicht.

A Os incisivum; B Maxilla; C Vomer; D Choane;
E Os pterygoideum; F Corpus ossis presphenoidalis;
G Corpus ossis basisphenoidalis; H Os occipitale;
I Condylus occipitalis; I₁-I₃ Incisivi; Ca Caninus;
P₁-P₄ Prämolaren; M₁-M₃ Molaren
1 Procc. alveolares, 2 Proc. palatinus ossis incisivi;
3 Proc. palatinus der Maxilla; 4 Lamina horizontalis ossis palatini; 5 Diastema; 6 For. palatinum majus;
7 Fiss. palatina; 8 Sulcus palatinus; 9 For. nutricium;
10 Hamulus des Pterygoïds; 11 paariges Tuberc. musculare; 12 Inc. intercondylaris;
13 For. lacerum; 14 Proc. paracondylaris; 15 Fossa condylaris ventralis; 16 Can. n. hypoglossi;
17 For. magnum



An der Ventralfläche der Schädelbasis kennzeichnet das individuell unterschiedlich kräftig ausgeformte paarige **Tuberc. musculare** (Abb. 3-5/11) die Grenze zwischen Basisphenoid und Basiokzipitale.

Beachte: Bei jungen Pferden kann es, z.B. bei Stürzen, zum **Schädelbasisbruch** an der Verwachsungsstelle zwischen Basisphenoid (Abb. 3-5/G) und Basiokzipitale (Abb. 3-5/H) kommen.

Ein tiefer Einschnitt, **Inc. intercondylaris** (Abb. 3-5/12), trennt die Kondylen des Hinterhaupts ventral und reicht weit rostral.

Seitlich des Basiokzipitale liegt das **For. lacerum** (Abb. 3-5/13), das lateral von der Pars tympanica des Os temporale begrenzt wird.

Zwischen jedem Kondylus und dem gleichseitigen **Proc. paracondylaris** (Abb. 3-5/14) ist die **Fossa condylaris ventralis** (Abb. 3-5/15) gelegen, in die der weite **Can. n. hypoglossi** (Abb. 3-5/16) mündet.

3.1.1.6 Unterkieferbein



NAV Mandibula

Der paarige Knochen gliedert sich jederseits in:

- Unterkieferkörper, *Corpus mandibulae*,
- Unterkieferast, *Ramus (R.) mandibulae*.

Der Unterkiefer besteht aus zwei Hälften, deren rostral gelegene knorpelartige Verbindung verknöchert.

Beachte: Die **Verknöcherung** der rostral gelegenen knorpelhaften Verbindung am Unterkiefer erfolgt in Abhängigkeit von der Rasse, im 2. oder 3. Lebensmonat, soll nach anderen Angaben aber oft erst im Alter von zwei bis drei Jahren abgeschlossen sein.

Die verwachsenen Hälften formen den Kinnwinkel, **Angulus mentalis** (Abb. 3-3/6), und gleichzeitig das rostrale Ende des Kehlgangs.

Im mehr oder weniger waagrecht verlaufenden **Corpus mandibulae** (Abb. 3-3/K; Abb. 3-4/19) liegen jederseits rostral die im Bogen angeordneten drei Alveolen für die Schneidezähne. Kaudal folgt der lange Zwischenzahnrand, **Margo interalveolaris** (Abb. 3-4/5), mit der Zwischenzahnluke, **Diastema** oder *Lade*, in dem dicht an den Schneidezähnen die Alveole für den Eckzahn liegt. Auf der Außenfläche des *Corpus mandibulae* liegt in Höhe des Diastemas das **For. mentale** (Abb. 3-4/5').

Kaudal schließt sich an den Margo interalveolaris der Zahnfachrand, **Margo alveolaris** (Abb. 3-4/7), an, der die

drei bzw. vier Alveolen für die Prämolaren und die drei Alveolen für die Molaren aufweist. An der Grenze zwischen Unterkieferkörper und Unterkieferast befindet sich am Ventralrand der klinisch bedeutende Gefäßeschnitt, **Inc. vasorum facialium** (Abb. 3-4/21).

An dem bei älteren Pferden senkrecht aufsteigenden **Ramus (R.) mandibulae** (Abb. 3-3/K'; 3-4/20) liegt der beulig verdickte **Angulus mandibulae**, an dem kaudodorsal die **Tuberos. m. sternomandibularis** (Abb. 3-4/25) ausgebildet ist. An seinem dorsalen Ende trägt der Ramus mandibulae **kaudal** den kurzen **Proc. condylaris** (Abb. 3-4/22) mit der deutlich lateral vorgewölbten, querstehenden, konvexen Gelenkwalze, **Caput mandibulae** (Abb. 3-4/23). Durch den Unterkiefereschnitt, **Inc. mandibulae** (Abb. 3-3/10), wird der **rostral** gelegene, abgeplattete, lange Kronfortsatz, **Proc. coronoideus** (Abb. 3-4/24), der in die **Fossa temporalis** (Abb. 3-4/29) ragt, von dem Caput mandibulae (Abb. 3-4/23) abgegrenzt.

Der Unterkieferkanal, **Can. mandibulae** (Abb. 3-3/3), beginnt **medial** und **rostral** am Unterkieferast mit dem Unterkieferloch, **For. mandibulae** (Abb. 3-3/4), und endet **lateral** am Unterkieferkörper im Diastemabereich, dicht rostral oder in Höhe des Kinnwinkels mit dem Kinnloch, **For. mentale** (Abb. 3-3/5; 3-4/5'). Die Lagebestimmung des For. mentale ist in der Abb. 3-18A, B) dargestellt.

3.1.1.6.1 Klinisch bedeutsame, tastbare Knochenstrukturen

- For. mentale (Abb. 3-3/5; 3-4/5'),
- Inc. vasorum facialium (Abb. 3-4/21),
- Caput mandibulae (Abb. 3-4/23).

3.1.1.6.2 Ladendruck

Sowohl bei Reit – als auch bei Fahrpferden kann es durch die Trense bzw. Kandarre zu Verletzungen der Schleimhaut im Bereich des **Diastemas**, *Lade*, kommen.

Auch durch zu lange Zeit liegende Maulgatter namentlich bei der Zahnextraktion bei älteren Pferden mit kurzen Schneidezähnen kann es zum Ladendruck kommen.

Beachte: Beim **Ladendruck** kann die Quetschung nicht nur die Maulschleimhaut betreffen, sondern auch das Periost und die Mandibula, wobei schmerzhafte Knochenaufreibungen oder sogar Knochensplitter, *Knochensequester*, *Totenlade*, auftreten können (Abb.3-5A).

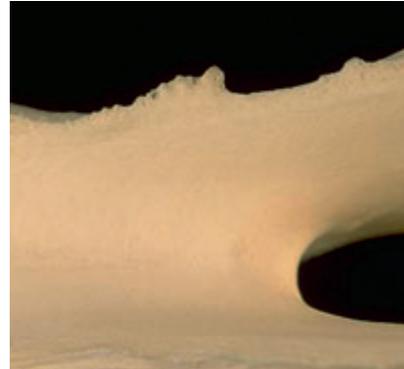


Abb. 3-5A Teilansicht des Skelettpräparates eines Unterkiefers mit im rechten Diastema gelegenen, durch Ladendruck entstandenen, Knochenzubildung. Es lag eine durch eine scharfe Trense verursachte offene Verletzung vor.

Aufnahme: PD Dr. A. Fürst, Tierspital, Vetsuisse-Fakultät Zürich.

3.1.1.6.3 Angeborene Fehlentwicklungen

Gelegentlich werden Fohlen mit einer **Verkürzung des Unterkiefer** geboren, wodurch die Unterkieferschneidezähne weiter zurückstehen als die des Oberkiefers. Diese Unterkieferverkürzung wird als *Brachygnathia inferior*, *Überbeißer*, *Karpfengebiss*, im englischen Sprachgebrauch als *parrot mouth* bezeichnet (Abb. 3-2E; 3-2F). Als erblicher Gebissfehler spielt diese Fehlentwicklung in der Vollblut- und in der Warmblutzucht eine bedeutende Rolle. Die Fehlentwicklung kann chirurgisch durch eine *Verlängerungsosteotomie* des Unterkiefers erfolgreich behandelt werden. Die schräge Durchtrennung des Unterkiefers im Bereich des Diastemas mit anschließender perkutaner Fixation mittels eines *Fixateur externe* führt zu einem kosmetisch und funktionell sehr guten Ergebnis.

Eine angeborene Verlängerung des Unterkiefers tritt selten auf und wird *Prognathia inferior* genannt.

Oft ist es bei geringgradigen Veränderungen schwierig zu entscheiden, ob eine Verlängerung des Oberkiefers oder eine Verkürzung des Unterkiefers bzw. der umgekehrte Sachverhalt vorliegt.

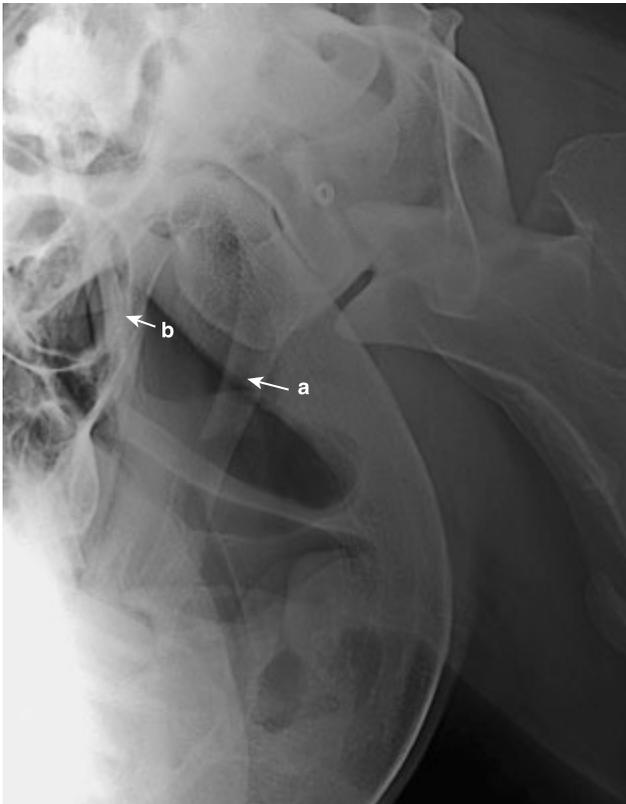


Abb. 3-5B Röntgenologische Darstellung des Zungenbeins. Aufnahmeorientierung: schräg kaudo-kranial.
Aufnahme: Prof. Dr. K. Feige, Klinik für Pferde, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

a linkes Stylohyoid; b rechtes Stylohyoid

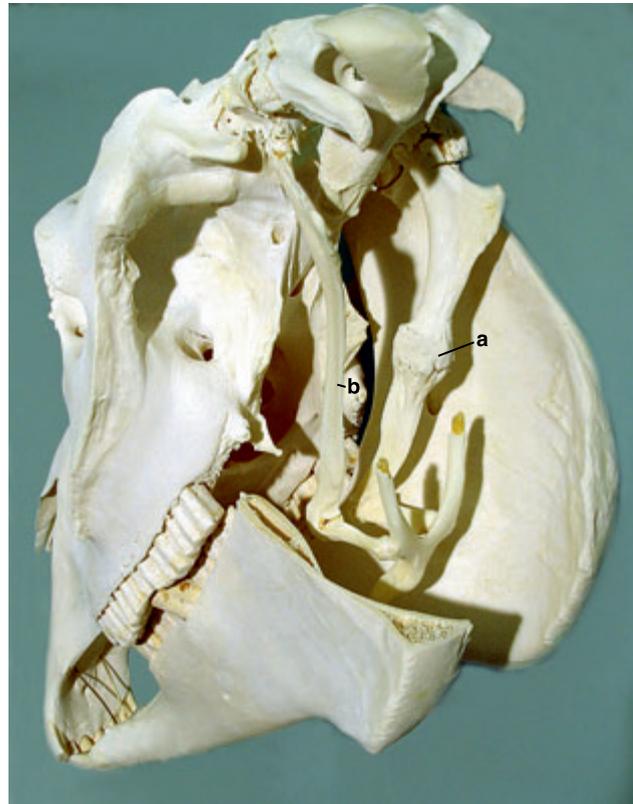


Abb. 3-5C Schädelpräparat einer abgeheilten Fraktur des rechten Stylohyoids bei einer 22 Jahre alten Freiburger Stute.
Aufnahme: Prof. Dr. H. Geyer u. Präparator U. Müller, Veterinäranatomisches Institut, Vetsuisse-Fakultät Zürich.

a verheilte Fraktur des rechten Stylohyoids;
b linkes Stylohyoid

3.1.1.7 Lymphsystem der Kopfknochen

siehe Kapitel 3.3.3

3.1.2 Zungenbein



NAV Apparatus hyoideus

Das Zungenbein gliedert sich in das eigentliche Zungenbein, das zwischen Zunge und Kehlkopf gelegen ist und in den Aufhängeapparat des Zungenbeins, der die Verbindung zum Schläfenbein herstellt. Das Zungenbein dient der Befestigung von Zungenwurzel, Kehlkopf und Rachen. Das **eigentliche Zungenbein** besteht aus drei Anteilen:

- dem unpaaren Zungenbeinkörper, **Corpus ossis hyoidei, Basihyoid** (Abb. 3-3/O), mit dem rostral gerichteten, seitlich komprimierten Zungenfortsatz, **Proc. lingualis** (Abb. 3-3/P; 3-10/B), dem
- paarigen Kehlkopfhorn, **Thyrohyoid** (Abb. 3-3/Q), das rostral mit dem Basihyoid verwächst und sich kaudal gelenkig mit dem Cornu rostrale des Schildknorpels verbindet, sowie dem
- paarigen Zungenhorn, **Keratohyoid** (Abb. 3-3/R), für die Befestigung des Zungenbeins an seinem Aufhängeapparat.

Beachte: Der **Proc. lingualis** ist mittig am Übergang des mittleren in das kaudale Drittel des Kehlgangs zu palpieren.

Der **Aufhängeapparat des Zungenbeins**, der jederseits aus drei Anteilen besteht, schließt sich an das Keratohyoid an.

Seine Anteile sind:

- der erbsenförmige distale Zungenbeinast, **Epiphyoid** (Abb. 3-3/S), der ventral die Verbindung zum Keratohyoid herstellt und dorsal mit dem folgenden Knochen,
- dem langen, mittleren Zungenbeinast, **Stylohyoid** (Abb. 3-3/T) verwächst und der
- proximale Zungenbeinast, **Tympanohyoid** (Abb. 3-3/V), der die Verbindung mit dem Proc. styloideus der Pars petrosa des Schläfenbeins repräsentiert. Zwischen diesen beiden Anteilen ist das Schläfenbein-Zungenbeingelenk, **Art. temporohyoidea**, (Abb. 3-123B/L) ausgebildet.

Beachte: Das 180–200 mm lange **Stylohyoid** ist ein seitlich abgeplatteter, flacher Knochen mit einem in seinem dorsalen Drittel gelegenen, kaudal gerichteten Fortsatz, **Angulus stylohyoideus** (Abb. 3-3/U). Das Stylohyoid stülpt die Luftsackwand von kaudal ein (Abb. 3-112/C).

Bei Frakturen des Basihyoids oder des Proc. lingualis hängt die Zunge schlaff aus der Maulhöhle. Futter und Wasseraufnahme sind erheblich beeinträchtigt oder gar nicht möglich. Knochenfragmente des Stylohyoids können die Mundbodenschleimhaut oder die seitliche Rachenwand perforieren sowie den Luftsack verletzen. Stylohyoid-Frakturen können wieder verheilen (Abb. 3-5C/a).

3.1.2.1 Funktion siehe Kapitel 3.15.9.2

3.1.2.2 Lymphsystem siehe Kapitel 3.3.3

3.1.2.3 Verbindung des Zungenbeins mit dem Schädel



NAV Art. temporohyoidea

Die Verbindung des Zungenbeins mit dem Schädel erfolgt in der Art. temporohyoidea. Dabei verbindet sich das Tympanohyoid (Abb. 3-3/V) mit dem Proc. styloideus der Pars petrosa des Schläfenbeins.

Die Art. temporohyoidea ist vom Luftsack aus durch dessen Wand endoskopisch sichtbar (Abb. 3-121B/L; 3-123B/L) und kann bei Mittel- oder Innenohrentzündung, *Otitis media/interna*, in Mitleidenschaft gezogen sein, wobei es zur Verknöcherung, *Ankylose*, zwischen den beiden Anteilen des Gelenks kommen kann.

Beachte: Die **Knochenzubildungen im Gelenkbereich** werden als *Temporohyoid-Osteoarthropathien* bezeichnet. Auffällig sind dabei Defizite am **N. facialis** oder am **N. vestibulocochlearis**. Frühe Symptome können sein: Kopfschütteln, Widerstand gegen das Gebiss, Juckreiz oder Schmerzen am Ohr, Fazialislähmung, Kopfschiefhaltung, *Ataxie*, sowie Schwierigkeiten bei der Nahrungsaufnahme oder Gleichgewichtsverlust.

Die Endoskopie der Luftsäcke ist zur Diagnosestellung zuverlässiger als Röntgen. Bis zur maximalen Besserung können ein Jahr oder mehr Zeit vergehen. Kommt es am Zungenbein zu einer *Knochen- oder Knorpelnekrose* die als Sekundärererscheinung auftritt, kommt es zu einer harten Schwellung im Kehlgang, die diesen völlig ausfüllen kann.



Sektionshinweis: Das **Zungenbein** muss zwischen Stylohyoid (Abb. 3-3/T) und Keratohyoid (Abb. 3-3/R), im Bereich des Epiphyoids (Abb. 3-3/S), durchtrennt werden.

3.1.3 Kiefergelenk



NAV Art. temporomandibularis

3.1.3.1 Skelettanteile

Das als inkongruentes Walzengelenk ausgebildete Kiefergelenk wird durch die **dreieggliederte Gelenkvertiefung** des Proc. zygomaticus der Schläfenbeinschuppe, nämlich rostral das **Tuberc. articulare** (Abb. 3-4/16), mittig die **Fossa mandibularis** (Abb. 3-4/16) sowie kaudal den **Proc. retroarticularis** (Abb. 3-4/16) und als **Gelenkerhöhung** durch das quer zur Längsachse des Kopfes verlaufende **Caput mandibulae** (Abb. 3-4/23) des Proc. condylaris gebildet.

Beachte: Sowohl das **Tuberc. articulare** als auch der laterale Rand des **Caput mandibulae** sind tastbar. Durch unphysiologische Kaubewegungen infolge von Zahn- oder Gebissanomalien, kann es zu Veränderungen am Caput mandibulae kommen.

3.1.3.1.1 Klinisch bedeutsame, tastbare Knochenstrukturen

- Caput mandibulae (Abb. 3-4/23),
- Tuberc. articulare (Abb. 3-4/16, rostraler Strich).



Abb. 3-6A, B Linkes Kiefergelenk, Lateralansicht.
A Kiefergelenkkapsel geschlossen, **B** Kiefergelenkkapsel z. T. entfernt.

1 Discus articularis; 2 Art. discomandibularis; 3 Art. discotemporalis; 4 Lig. laterale (in **B** gefenestert); 5 Lig. caudale

Beachte: Bei **Kieferfrakturen** ist eine vorsichtige Prognose zu stellen, da degenerative Gelenkveränderungen den Kauvorgang beeinflussen können und häufig starke Abmagerung die Folge ist.

3.1.3.2 Discus articularis und Gelenkhöhlen

Zum Ausgleich der Inkongruenz der Knochenanteile des Kiefergelenks ist ein länglicher, quer zur Körperlängsachse ausgerichteter **faserknorpeliger Discus articularis** (Abb. 3-6A/1; 3-6B/1; 3-6D–I/D) zwischen den Gelenkflächen gelegen. Seine Ventralfläche und seine Dorsalfläche sind in der Längsrichtung konkav. Dadurch ist der Außenrand dicker als das Zentrum. Durch den Discus articularis

wird das Gelenk in zwei abgeschlossene Räume, die hier aus klinischen Gründen als die ventral gelegene **Art. discomandibularis** (Abb. 3-6A/2; 3-6B/2) und die dorsal gelegene geräumigere **Art. discotemporalis** (Abb. 3-6A/3; 3-6B/3) bezeichnet werden.

Beachte: Beide Gelenkanteile **des Kiefergelenks** lassen sich **ultrasonographisch darstellen** (Abb. 3-6E; 3-6G; 3-6I).

Die kräftige Gelenkkapsel, **Membrana synovialis**, befestigt sich an den Gelenkrändern und am Discus articularis. Dabei bildet die dorsale Gelenkhöhle eine größere kaudolaterale Gelenkaussackung, die bis in den zentralen Gelenkabschnitt reicht und **hier als Rec. caudocentralis** (Abb. 3-6F/R; 3-6K/a) bezeichnet wird, während die ventrale Gelenk-

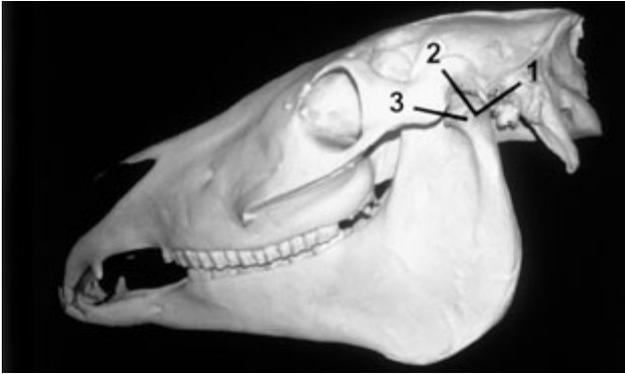


Abb. 3-6C Schallkopfpositionen für die Ultraschalluntersuchung des kaudalen (1), des zentralen (2) und des rostralen (3) Anteils des Kiefergelenks. Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

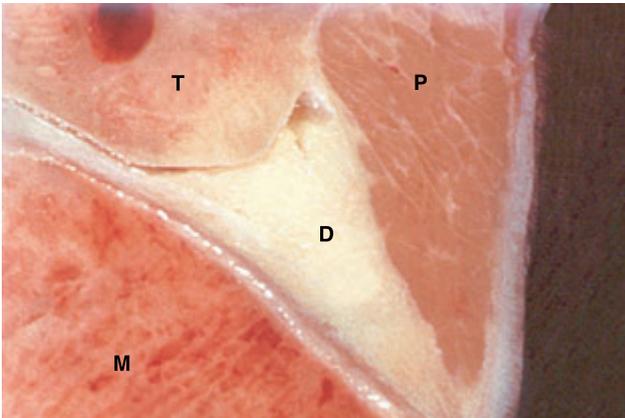


Abb. 3-6D Anatomisches Schnittbild durch den kaudalen Anteil des Kiefergelenks. Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München

D Discus articularis; M Mandibula; P Parotis; T Os temporale

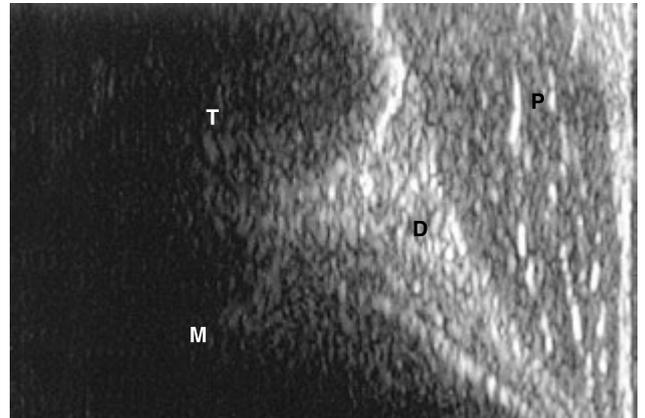


Abb. 3-6E Ultraschallbefund zu Abb. 3-6D. Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

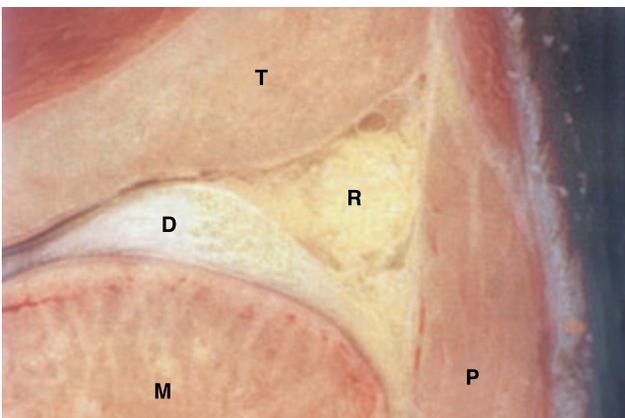


Abb. 3-6F Anatomisches Schnittbild durch den zentralen Anteil des Kiefergelenks. Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

D Discus articularis; M Mandibula; P Parotis; R Fettgewebe auf der Gelenkkapsel des bis in den zentralen Gelenkbereich sich ausdehnenden Rec. caudocentralis; T Os temporale

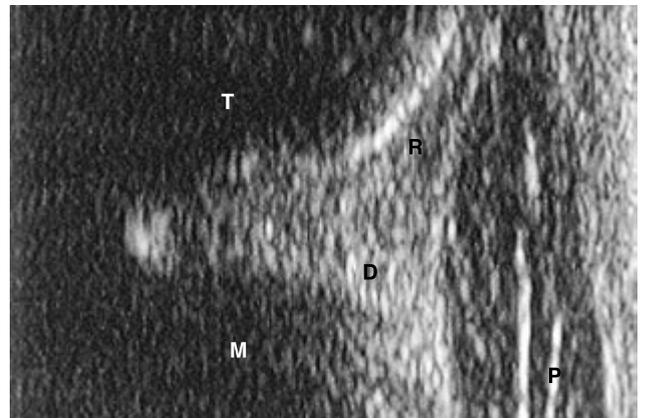


Abb. 3-6G Ultraschallbefund zu Abb. 3-6F. Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

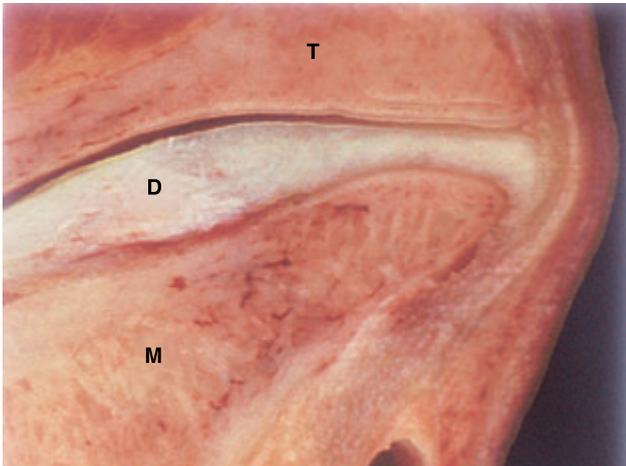


Abb. 3-6H Anatomisches Schnittbild durch den rostralen Anteil des Kiefergelenks.
Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

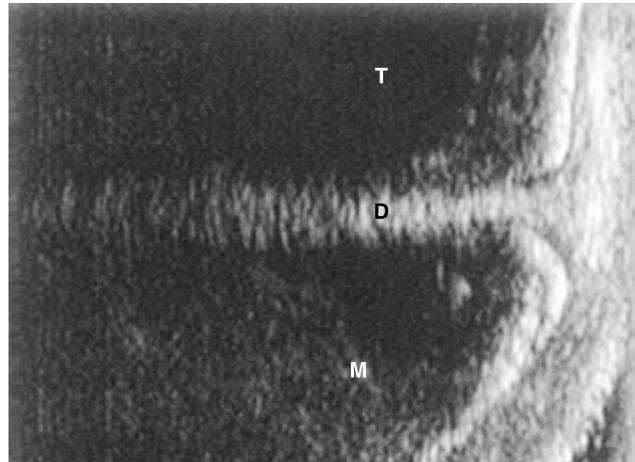


Abb. 3-6I Ultraschallbefund zu Abb. 3-6H.
Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

D Discus articularis; M Mandibula; T Os temporale. Zwischen T und D liegt die Art. discotemporalis und zwischen D und M liegt die Art. discomandibularis

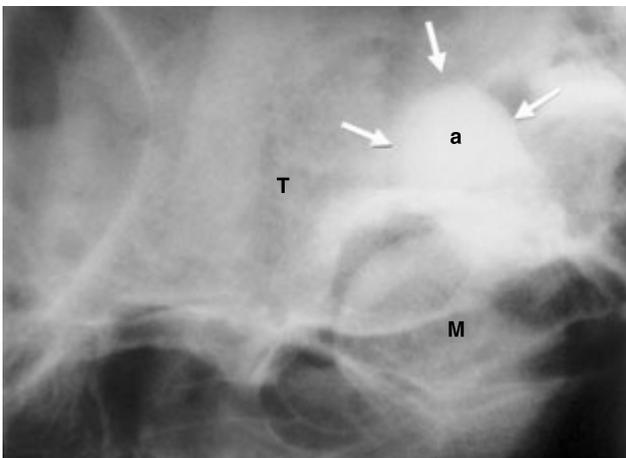


Abb. 3-6K Linkes Kiefergelenk eines Pferdes nach Kontrastmittelfüllung der Art. discotemporalis.
Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

T Os temporale; M Mandibula.
Pfeile kennzeichnen die Begrenzung des mit Kontrastmittel gefüllten Rec. caudocentralis (a)

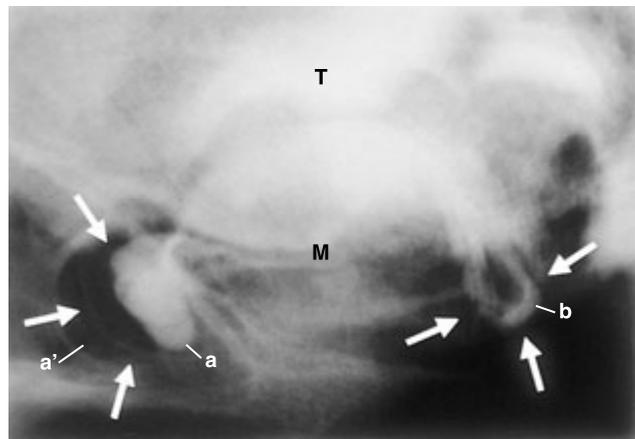


Abb. 3-6L Rechtes Kiefergelenk eines Pferdes nach Kontrastmittelfüllung der Art. discomandibularis.
Aufnahme: Dr. R. Weller, LMU München.

T Os temporale; M Mandibula.
Pfeile kennzeichnen die Begrenzung des Rec. rostralis, der mit Synovia (a') und mit Kontrastmittel (a) gefüllt ist und die Begrenzung des mit Synovia und Kontrastmittel gefüllten Rec. caudalis (b)

höhle eine kleinere rostrolateral gelegene Gelenkaussackung, **hier** als **Rec. rostralis**, (Abb. 3-6L/a, a'), und eine kaudal gelegene, **hier** als **Rec. caudalis** (Abb. 3-6L/b) bezeichnete Gelenkaussackung, aufweist.

Beachte: Die beiden Gelenkaussackungen, **Rec. caudo-centralis** und **Rec. rostralis**, können unter Ultraschallkontrolle als Portale für einen **arthroskopischen Zugang** benutzt werden. Dabei können die lateralen Anteile der Gelenkflächen, des Discus articularis und der Gelenkkapsel untersucht werden (Abb. 3-6M, 3-6N).

3.1.3.3 Bänder

Die beiden Bänder des Kiefergelenks stellen Verstärkungen der Gelenkkapsel dar.

Das **Lig. laterale** (Abb. 3-6A/4; 3-6B/4) des Kiefergelenks verkehrt zwischen dem Tuberc. articulare des Proc. zygomaticus der Schläfenbeinschuppe und dem Rostralrand des Proc. condylaris mandibulae.

Das elastische **Lig. caudale** (Abb. 3-6A/5; 3-6B/5) des Kiefergelenks kommt vom Proc. retroarticularis des Schläfenbeins und inseriert kaudal am Proc. condylaris mandibulae.

3.1.3.4 Lage

Auf der rostrolateralen Seite liegt die durch das Lig. laterale verstärkte Gelenkkapsel direkt unter der Haut. Medial reicht das Gelenk bis an den M. pterygoideus lateralis und den N. massetericus. Rostral befindet sich der **Proc. coronoideus mandibulae** (Abb. 3-4/24) mit dem an ihm inserierenden M. temporalis, während das Kiefergelenk kaudolateral vom Ohrzipfel der Gl. parotis bedeckt wird.

Beachte: **Beide Abteilungen des Kiefergelenks** sind von lateral sowohl für die Arthroskopie als auch für operative Eingriffe direkt zugänglich.

Bei **Kiefergelenkverletzungen** müssen gegebenenfalls beide Abteilungen des Gelenks punktiert werden.

3.1.3.5 Bewegungsablauf

siehe auch Kapitel 3.9.17

Bei geschlossener Maulspalte liegt das Caput mandibulae unterhalb der Fossa mandibularis. Bei Öffnung der Maulspalte wird das Caput mandibulae **rostral** bewegt in Richtung auf das Tuberc. articulare des Jochfortsatzes der Schläfenbeinschuppe und nimmt dabei den Discus articularis mit. Die wesentlich geringeren Seitwärtsbewegungsmög-

lichkeiten, d.h. Lateral- bzw. Medialbewegungen des Unterkiefers beim Kauen, erfolgen durch **Rotation** des **Caput mandibulae** um die vertikale Achse. Der eine **Discus articularis** bewegt sich dabei **rostral**, der andere **kaudal**. Hier wirken der M. masseter und die kontralateralen Mm. pterygoidei zusammen.

Beachte: **Kiefergelenkverrenkungen, Luxationen**, werden im Zusammenhang mit Frakturen im Bereich des Proc. condylaris des Unterkiefers beschrieben und treten hauptsächlich nach Stürzen und Aufschlagen auf den Unterkiefer auf.

Der motorische **N. massetericus** der den M. masseter innerviert, ist ein Ast des N. mandibularis und verläuft durch die Inc. mandibulae (Abb. 3-3/10), zwischen Caput mandibulae (Abb. 3-4/23) und Proc. coronoideus (Abb. 3-4/24) des Unterkiefers gelegen. Er kann bei Luxationen des Kiefergelenks geschädigt werden.



Sektionshinweis: Bei Vorliegen einer **Störung der Nahrungsaufnahme** müssen die Kiefergelenke eröffnet und untersucht werden.

3.1.3.6 Lymphsystem

siehe Kapitel 3.3.3

3.1.4 Kaumuskeln und Maulspaltenöffner

3.1.4.1 Kaumuskeln

- M. masseter,
- M. temporalis,
- M. pterygoideus medialis,
- M. pterygoideus lateralis.

M. masseter (Abb. 3-7/13)

Ursprung: an der Crista facialis und am Jochbogen.

Verlauf: zum freien Rand des R. mandibulae.

Ansatz: vom Kiefergelenk bis zur Inc. vasorum facialium an der Lateralfäche des Unterkiefers.

Innervation: N. massetericus n. mandibularis (V₃).

Funktion: Heber und Andrücker des Unterkiefers an den Oberkiefer und damit Schließer der Maulspalte.

Besonderheit: Der M. masseter ist der stärkste Kaumuskeln.

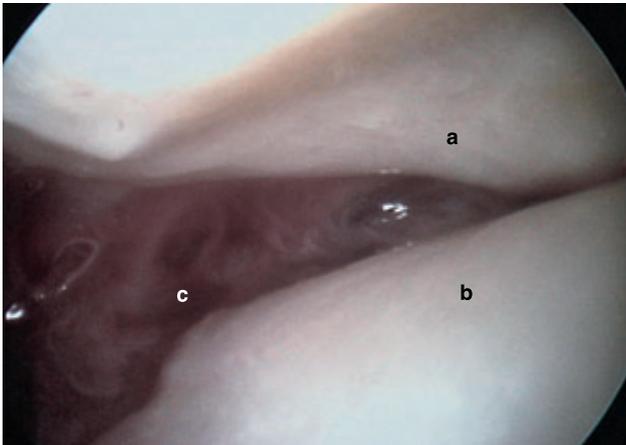


Abb. 3-6M Arthroskopie der oberen Gelenketape (Art. discotemporalis) eines linken Kiefergelenks. Aufnahme: Dr. G. Stadtbäumer, Tierklinik Telgte.

a Gelenkfläche des Os temporale; b Discus articularis; c Gelenkkapsel

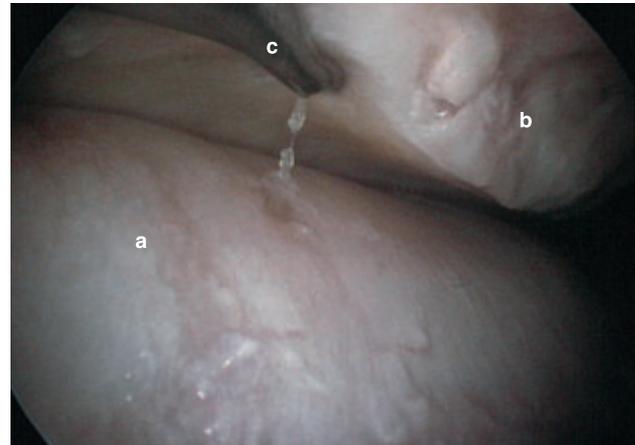


Abb. 3-6N Arthroskopie der unteren Gelenketape (Art. discomandibularis) eines linken Kiefergelenks. Aufnahme: Dr. G. Stadtbäumer, Tierklinik Telgte.

a Gelenkfläche des Caput mandibulae mit Knorpelveränderung *Chondropathie*; b Discus articularis mit Knorpeldefekt; c Instrument

M. temporalis (Abb. 3-7/12)

Ursprung: in der Schläfengrube und medial am Jochbogen.
 Verlauf: rostroventral.
 Ansatz: erfolgt rundum am Proc. coronoideus mandibulae.
 Innervation: N. massetericus n. mandibularis (V_3).
 Funktion: Hebt und drückt den Unterkiefer an den Oberkiefer und schließt so die Maulspalte.

M. pterygoideus medialis

Ursprung: Flügelbein.
 Verlauf: divergierend kaudoventral.
 Ansatz: Fossa pterygoidea medial am R. mandibulae.
 Innervation: Nn. pterygoidei n. mandibularis (V_3).
 Funktion: Schließer der Maulspalte, bei einseitiger Kontraktion: Seitwärtszieher des Unterkiefers.
 Besonderheit: Siehe M. pterygoideus lateralis.

M. pterygoideus lateralis

Ursprung: Flügelbein.
 Verlauf: kaudal.
 Ansatz: medial am Proc. condylaris mandibulae.
 Innervation: Nn. pterygoidei n. mandibularis (V_3).
 Funktion: Schließer der Maulspalte, bei einseitiger Kontraktion: Seitwärtszieher des Unterkiefers.

Besonderheit: Der M. pterygoideus lateralis ist wesentlich kleiner als der M. pterygoideus medialis. Der N. mandibularis (V_3) verläuft zwischen den beiden Mm. pterygoidei.

3.1.4.2 Maulspaltenöffner

- M. occipitomandibularis,
- M. sternomandibularis.

M. occipitomandibularis

Ursprung: Proc. paracondylaris.
 Verlauf: rostroventral.
 Ansatz: Angulus mandibulae.
 Innervation: R. digastricus des N. facialis (VII).
 Funktion: zieht den Unterkieferast kaudodorsal und öffnet so die Maulspalte.

M. sternomandibularis (Abb. 3-7/14)

Ursprung: Manubrium sterni.
 Verlauf: kraniodorsal.
 Ansatz: Kaudalrand des Unterkieferastes.
 Innervation: R. ventralis n. accessorii (XI).
 Funktion: Öffner der Maulspalte.

3.2 Angesichtsmuskeln

H. WISSDORF, B. HUSKAMP

3.2.1 Mimische Muskulatur

Die auch als mimische Muskulatur bezeichneten, oberflächlich gelegenen Angesichtsmuskeln werden hier unter Berücksichtigung ihrer motorischen Innervation durch den N. facialis tabellarisch vorgestellt, da es bei Schädigung dieses Nerven zu Ausfallserscheinungen an der Angesichtsmuskulatur kommt.

Zu der vom N. **facialis** versorgten Muskulatur gehören:

- Lippen-, Nasen- und Backenmuskeln,
- Augenlidmuskeln,
- Ohrmuschelmuskeln.

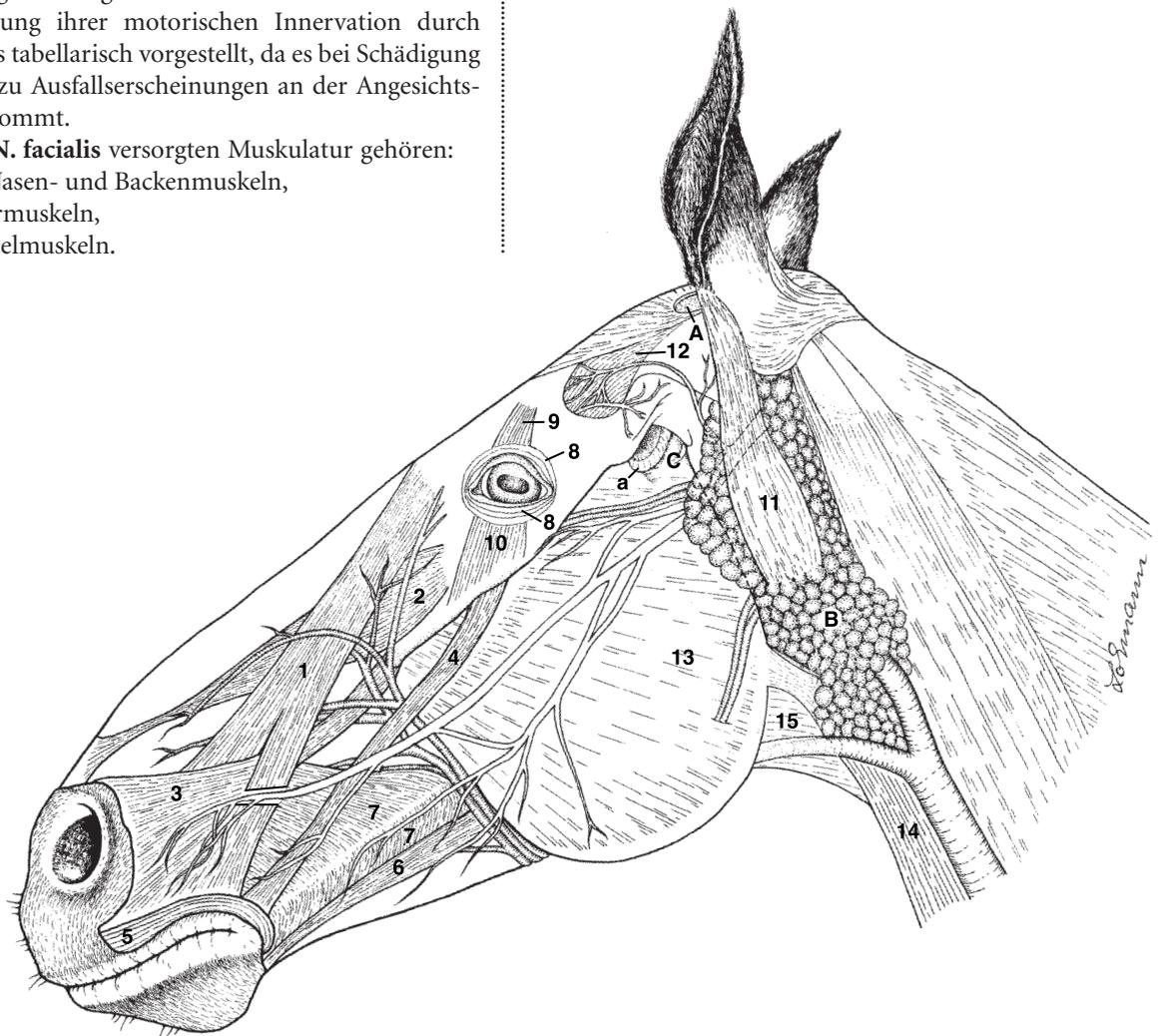


Abb. 3-7 Angesichtsmuskeln und Ohrspeicheldrüse. Linke Seitenansicht, Kiefergelenk eröffnet.

A Scutulum; B Gl. parotis; C Kiefergelenk, eröffnet, a Discus articularis
 1 M. levator nasolabialis; 2 M. levator labii superioris; 3 M. caninus; 4 M. zygomaticus;
 5 M. orbicularis oris; 6 M. depressor labii inferioris; 7 M. buccinator, Pars buccalis;
 8 M. orbicularis oculi; 9 M. levator anguli oculi medialis; 10 M. malaris; 11 M. parotidoauricularis;
 12 M. temporalis; 13 M. masseter; 14 M. sternomandibularis; 15 M. omohyoideus



3.2.1.1 Lippen-, Nasen- und Backenmuskeln

M. levator nasolabialis (Abb. 3-7/1)

- Ursprung: Os nasale sowie an der Stirnfaszie.
 Verlauf: rostroventral.
 Ansatz: mit einem oberflächlichen Schenkel am M. orbicularis oris und mit einem tiefen Schenkel, der den M. caninus unterkreuzt, an der Oberlippe.
 Innervation: R. zygomaticus bzw. N. auriculopalpebralis n. facialis.
 Funktion: Heber der Oberlippe und Erweiterer des Nasenlochs.
 Besonderheit: Zwischen den beiden Schenkeln des M. levator nasolabialis verläuft der M. caninus.

M. levator labii superioris (Abb. 3-7/2)

- Ursprung: Os lacrimale.
 Verlauf: rostral.
 Ansatz: dorsal an der Nüster.
 Innervation: Rr. buccolabiales n. facialis.
 Funktion: Rückzieher und Heber der Oberlippe.
 Besonderheit: Der M. levator labii superioris verläuft über das For. infraorbitale und wird selbst teilweise vom M. levator nasolabialis bedeckt. In Höhe der Inc. nasoincisiva geht der Muskel in seine, von einer Sehenscheide umgebenen Sehne über. Er besitzt dorsal in der Oberlippe eine gemeinsame sehnige Endplatte mit dem der anderen Seite. Diese Endplatte ermöglicht das »Flehmen«.

M. caninus (Abb. 3-7/3)

- Ursprung: rostral an der Crista facialis.
 Verlauf: rostradorsal.
 Ansatz: lateral an der Nüster und im M. orbicularis oris.
 Innervation: Rr. buccolabiales n. facialis.
 Funktion: Rückzieher der Oberlippe und Erweiterer der Nüster.

M. zygomaticus (Abb. 3-7/4)

- Ursprung: ventral an der Mitte der Crista facialis.
 Verlauf: rostroventral.
 Ansatz: Maulwinkel und im M. orbicularis oris.
 Innervation: N. auriculopalpebralis n. facialis.
 Funktion: Rückzieher des Maulwinkels.

M. orbicularis oris (Abb. 3-7/5)

- Ursprung: kreisförmiger Muskel innerhalb der Lippen.
 Verlauf: um die Maulöffnung.

- Ansatz: –
 Innervation: Rr. buccolabiales n. facialis.
 Funktion: Schließer der Lippen.
 Besonderheit: Der M. orbicularis oris hat keine Verbindung zum Skelett.

M. depressor labii inferioris (Abb. 3-7/6)

- Ursprung: Proc. coronoideus mandibulae.
 Verlauf: rostroventral.
 Ansatz: M. orbicularis oris im Kinnbereich.
 Innervation: Rr. buccolabiales n. facialis.
 Funktion: Nieder- und Rückzieher der Unterlippe.
 Besonderheit: Dieser Muskel verläuft über das For. mentale.

M. buccinator (Abb. 3-7/7)

- Ursprung: an den Alveolarfortsätzen des Oberkiefers.
 Ansatz: an den Alveolarfortsätzen des Unterkiefers.
 Verlauf: dorsoventral.
 Innervation: Rr. buccolabiales n. facialis.
 Funktion: Er begrenzt die Maulhöhle seitlich und drückt das Futter aus dem seitlich gelegenen **Vestibulum oris** zurück zwischen die Backenzähne und in die Maulhöhle.
 Besonderheit: Sein oberflächlicher Teil wird als Pars buccalis, sein tiefer Teil als Pars molaris bezeichnet. Der kaudale Abschnitt des M. buccinator wird vom M. masseter bedeckt.

Beachte: Bei **Lähmung des N. facialis** kann die innen am M. buccinator gelegene Backenschleimhaut zwischen die Zahnreihen geraten und verletzt werden.

3.2.1.2 Muskeln der Augenlider

siehe Kapitel 3.5.7.2

3.2.1.3 Muskeln der Ohrmuschel

siehe Kapitel 3.7.1.2

3.2.1.4 Lymphsystem der Angesichtsmuskeln

siehe Kapitel 3.3.3

3.2.1.5 Vaskularisation der Lippen

siehe Kapitel 3.8.1.1

Beachte: **Druse-Schutzimpfungen** werden als »**Intra-Submukosa-Injektion**« in die Oberlippe durchgeführt (Abb. 3-69A).

3.3 Subkutane Schleimbeutel, klinisch bedeutsame Kopfgefäße und oberflächliche Lymphknoten

H. WISSDORF, B. OTTO, H. GERHARDS

3.3.1 Subkutane Schleimbeutel



NAV Bursae synoviales subcutaneae

Subkutane Schleimbeutel entwickeln sich nach der Geburt an Körperstellen, die wiederholt mechanischen Insulten ausgesetzt sind oder an denen die Haut direkt von markanten Knochen unterlagert ist. An diesen Stellen muss die Haut bei Bewegung auf der Unterlage verschieblich sein. Die Ausbildung der Schleimbeutel ist in Form und Größe variabel und kann auf der rechten und linken Körperseite unterschiedlich ausgeprägt sein.

Im Kopfbereich können bis zu sechs subkutane Schleimbeutel auftreten:

- eine unpaare Bursa synovialis subcutanea über der **Crista sagittalis externa** (Abb. 3-8/1),
- jederseits eine Bursa synovialis subcutanea über dem **Proc. zygomaticus ossis temporalis** (Abb. 3-8/2) am oberen Orbitarand,
- jederseits eine Bursa synovialis subcutanea über der **Tuberos. m. sternomandibularis** (Abb. 3-8/3),
- eine unpaare Bursa synovialis subcutanea über der **Protuberantia occipitalis externa** (Abb. 3-8/4).

Beachte: Die unter der Haut gelegenen Schleimbeutel sind normalerweise nicht wahrnehmbar. Sie verändern ihre Form und Größe durch mechanische Reizung, d. h. sie sind reaktiv und fallen dann bei der Untersuchung auf.

3.3.2 Klinisch bedeutsame Kopfgefäße

3.3.2.1 Arterien

Die Hauptarterie des Angesichts ist die

- **A. facialis**, mit ihren Verzweigungen:
 - A. labialis inferior,
 - A. labialis superior,
 - A. lateralis nasi,
 - A. dorsalis nasi,
 - A. angularis oculi.



Abb. 3-8 Subkutane Schleimbeutel im Kopfbereich, linke Seitenansicht.

1 Bursa synovialis subcutanea über der Crista sagittalis externa; 2 Bursa synovialis subcutanea über dem Proc. zygomaticus ossis temporalis; 3 Bursa synovialis subcutanea über der Tuberos. m. sternomandibularis; 4 Bursa synovialis subcutanea über der Protuberantia occipitalis externa