

Justus-Liebig-Universität Gießen

Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und Andrologie
der Groß- und Kleintiere mit tierärztlicher Ambulanz

SONOGRAPHISCHE UNTERSUCHUNG AM HODEN DES ALPAKA (*Vicugna pacos*)



Florian Heß
Gießen, 2020

Bibliografische Informationen der Deutschen Bibliothek

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

© 2020 by Verlag:

Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft Service GmbH, Gießen
Printed in Germany

Foto Titelseite:

„Wildflower Bismark“, Petra Borrmann, Windeck

ISBN 978-3-86345-532-3

1. Auflage 2020

Verlag:

DVG Service GmbH
Friedrichstraße 17
35392 Gießen
Tel.: 0641/24466
info@dvg.de
www.dvg.de

Aus dem Klinikum Veterinärmedizin, Klinik für Geburtshilfe, Gynäkologie und
Andrologie der Groß- und Kleintiere mit tierärztlicher Ambulanz der
Justus-Liebig-Universität
Gießen

Betreuer: Prof. Dr. A. Wehrend

SONOGRAPHISCHE UNTERSUCHUNGEN AM HODEN DES ALPAKA (*Vicugna pacos*)

INAUGURAL-DISSERTATION

zur Erlangung des Grades eines

Dr. med. vet.

beim Fachbereich Veterinärmedizin
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

Florian Heß

Tierarzt aus Hünfeld

Gießen 2020

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

Dekan: Prof. Dr. Dr. h.c. M. Kramer

Gutachter: Prof. Dr. A. Wehrend

Prof. Dr. M. Kressin

PD. Dr. M. Gerwing

Tag der Disputation: 13.01.2020

Meinen

Eltern

&

Großeltern

***„Die Größe und den moralischen Fortschritt
einer Nation kann man daran messen,
wie sie ihre Tiere behandelt.“***

- Mahatma Gandhi -

INHALTSVERZEICHNIS

INHALTSVERZEICHNIS	I
TABELLENVERZEICHNIS.....	V
ABBILDUNGSVERZEICHNIS	VII
ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS	XI
1 EINLEITUNG.....	1
2 LITERATUR.....	1
2.1 Makroskopischer Aufbau des Alpakahodens	2
2.2 Hodenentwicklungen beim Alpaka	4
2.3 Klinische und weiterführende Untersuchungen des Alpakahodens.....	5
2.4 Ultrasonographische Untersuchung des Alpakahodens	7
2.4.1 Grundlagen der Sonographie	7
2.4.1.1 Pre-Processing.....	10
2.4.1.2 Post-Processing	11
2.4.2 Sonographie von Skrotum und Testis.....	11
2.4.3 Quantitative Graustufenanalyse	12
2.4.4 Physiologische Befunde der Hodenuntersuchung.....	18
2.4.5 Pathologische Befunde am Hoden	19
2.4.5.1 Kryptorchismus	19
2.4.5.2 Hodenhypoplasie	20
2.4.5.3 Testikuläre Zysten.....	20
2.4.5.4 Ektopische Hoden	21
2.4.5.5 Hydrocele	22
2.4.5.6 Spermatozele	23
2.4.5.7 Hodendegeneration.....	23
2.4.5.8 Orchitis	24
2.4.5.9 Hodenneoplasien	25
2.4.5.10 Skrotalödem	26
2.5 Histologie des Alpakahodens.....	26
3 MATERIAL UND METHODEN.....	29

3.1 Tiere	29
3.2 Ultraschallgeräte.....	30
3.3 Chirurgische Kastration	32
3.3.1 Allgemeine klinische und spezielle klinisch-andrologische Untersuchung.	32
3.3.2 Narkose	32
3.3.3 Operations-Vorbereitung	33
3.3.4 Chirurgische Kastration	33
3.3.5 Medikamentöse Versorgung.....	35
3.4 Untersuchung der Hoden	35
3.4.1 Ultrasonographische Untersuchung	35
3.4.2 Quantitative Graustufenanalyse	37
3.4.3 Makroskopische Untersuchung	38
3.4.3.1 Hodenlänge.....	38
3.4.3.2 Hodenbreite und Hodentiefe	38
3.4.3.3 Hodenvolumen.....	38
3.4.3.4 Hodengewicht	39
3.4.3.5 Hodendichte	39
3.4.4 Histologische Untersuchung.....	39
3.4.4.1 Probenbearbeitung und Fixierung	39
3.4.4.2 Objektträgerbeschichtung	40
3.4.4.3 Herstellung histologischer Schnitte	41
3.4.4.4 Färbung der Gewebeschnitte	42
3.4.4.5 Lichtmikroskopische Auswertung der Gewebeschnitte	43
3.5 Fragestellungen	43
3.6 Statistische Methode	43
4 ERGEBNISSE	46
4.1 Sonographische Darstellung der Hoden	46
4.1.1 Physiologisches Hodengewebe.....	46
4.1.2 Pathologisches Hodengewebe	47
4.2 Quantitative Graustufenanalyse	49
4.2.1 Ergebnisse der quantitativen Graustufenanalyse	49
4.2.2 Vergleich des mittleren Grauwertes im Längs- und Querschnitt am gesunden Alpakahoden.....	50
4.2.3 Vergleich des mittleren Grauwertes von gesunden mit pathologisch	

veränderten Hoden.....	52
4.3 Hodenmaße	54
4.3.1 Sonographie	54
4.3.2 Schublehre	54
4.4 Volumen.....	56
4.4.1 Berechnung des Hodenvolumens.....	56
4.4.2 Wasserverdrängung	56
4.4.3 Vergleich der Verfahren zur Hodenvermessung.....	57
4.4.4 Vergleich der Verfahren zur Hodenvolumenbestimmung	62
4.5 Gewicht.....	68
4.6 Dichte.....	69
4.6.1 Berechnung der Hodendichte.....	69
4.6.2 Vergleich der Dichte von gesunden und pathologisch veränderten Alpakahoden	70
4.6.3 Korrelation von Dichte und Grauwerten beim Alpakahoden.....	71
4.7 Hodenparameter im Verhältnis zum Alter.....	74
4.7.1 Beziehung zwischen dem Alter der Tiere und den Hodenmaßen.....	74
4.7.2 Beziehung zwischen dem Alter und den ermittelten Grauwerten im Vergleich gesunder mit pathologisch veränderten Hoden	82
4.8 Histologische Befunde	85
5 DISKUSSION	86
5.1 Diskussion der Fragestellung.....	86
5.2 Bewertung der Tiere	87
5.3 Diskussion der Methodik	87
5.3.1 Sonographische Untersuchung	87
5.4 Diskussion der Ergebnisse.....	90
5.4.1 Klinisch-andrologische Befunde	90
5.4.2 Sonographische Befunde	90
5.4.3 Maße, Volumen, Gewicht	91
5.4.4 Dichte	95
5.4.5 Graustufenanalyse	95
5.4.6 Alter.....	98
5.4.7 Histologie.....	100
5.4.8 Weiterführende Fragestellung	100

INHALTSVERZEICHNIS

6	ZUSAMMENFASSUNG	102
7	SUMMARY.....	104
8	LITERATURVERZEICHNIS	106
9	ANHANG.....	127
10	DANKSAGUNG	142
11	ERKLÄRUNG	143

TABELLENVERZEICHNIS

Tabelle 1: Hodenentwicklung beim Alpaka	5
Tabelle 2: Auflösungsvermögen und Eindringtiefe von Ultraschallwellen	9
Tabelle 3: Altersstruktur der kastrierten Alpakahengste.....	29
Tabelle 4: Untersuchungsverfahren	30
Tabelle 5: Zusammensetzung von Formol nach Lillie:	39
Tabelle 6: Fixierung der Proben.....	40
Tabelle 7: APES-Beschichtung der Objektträger	41
Tabelle 8: Hämatoxylin-Eosin-Färbung.....	42
Tabelle 9: Angewandte Korrelationsanalysen mit BMDP6D	44
Tabelle 10: Angewandte nicht-lineare Regressionsanalysen	45
Tabelle 11: Mittlerer Grauwert (L_{mean}) des linken und rechten Alpakahodens.....	50
Tabelle 12: Vergleich der mittleren Grauwerte am gesunden Alpakahoden	51
Tabelle 13: Vergleich des mittleren Grauwerts von gesunden und pathologisch veränderten Alpakahoden	53
Tabelle 14: Ergebnisse der Vermessung und Volumenberechnung	54
Tabelle 15: Vergleich der Längenmessergebnisse durch Ultraschallvermessung und Schublehre nach Kastration	57
Tabelle 16: Vergleich der Breitenmessergebnisse durch Ultraschallvermessung und Schublehre nach Kastration	57
Tabelle 17: Vergleich der Höhenmessergebnisse durch Ultraschallvermessung und Schublehre nach Kastration	57
Tabelle 18: Vergleich von Ergebnissen der Volumenbestimmung nach Ultraschall- vermessung mit dem nach Kastration berechneten Volumen	63
Tabelle 19: Vergleich von Ergebnissen der Volumenbestimmung nach Ultraschall- vermessung mit dem nach Kastration verdrängten Volumen	63
Tabelle 20: Vergleich von Ergebnissen des nach Kastration berechneten mit dem verdrängten Volumen.....	63
Tabelle 21: Ergebnisse der Gewichtsmessung von Alpakahoden nach Kastration...	68
Tabelle 22: Ergebnisse der Dichtebestimmung bei Alpakahoden	69
Tabelle 23: Vergleich der Dichte von gesunden und pathologisch veränderten Alpakahoden	70

TABELLENVERZEICHNIS

Tabelle 24: Vergleich der Dichte mit den Grauwerte am Alpakahoden	72
Tabelle 25: Ergebnisse der nichtlinearen Regression zur Beschreibung der	
Altersabhängigkeit verschiedener Hodenparameter von Alpakas	75
Tabelle 26: Mittlerer Grauwert (L_{mean}) des linken und rechten Alpakahodens im Längsschnitt.....	127
Tabelle 27: Mittlerer Grauwert (L_{mean}) des linken und rechten Alpakahodens im Querschnitt.....	129
Tabelle 28: Länge des linken und rechten Alpakahodens gemessen mit Schublehre und per Soographie.....	130
Tabelle 29: Breite des linken und rechten Alpakahodens gemessen mit Schublehre und per Sonographie.....	132
Tabelle 30: Höhe des linken und rechten Alpakahodens gemessen mit Schublehre und per Sonographie.....	134
Tabelle 31: Berechnetes Hodenvolumen	136
Tabelle 32: Verdrängungsvolumen	138
Tabelle 33: Gewicht des linken und rechten Alpakahodens.....	139
Tabelle 34: Vorhandensein von Spermien und Vorläuferzellen in histologischen Präparaten des linken und rechten Alpakahodens.....	140

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abbildung 1: Schematische Darstellung von Hoden und Nebenhoden
beim Alpakahengst 3

Abbildung 2: Schwarz-Weiß-Bilder mit identischen Grauwert-Histogrammen
(eindimensional) nach HERMES (1998) 13

Abbildung 3: Portables Ultraschallgerät Honda HS-1500 31

Abbildung 4: Ultraschallgerät ZONARE z.on 31

Abbildung 5: Venenverweilkatheter in der rechten Vena femoralis 33

Abbildung 6: Chirurgische Kastration eines Alpakahengstes 34

Abbildung 7: Vermessenes B-Mode-Standbild eines rechten Alpakahodens
im Längsschnitt..... 36

Abbildung 8: Ultrasonographische Untersuchung des rechten Hodens
am liegenden Alpakahengst..... 36

Abbildung 9: B-Mode-Standbild vom Hoden eines Alpakahengstes
im Längsschnitt..... 37

Abbildung 10: B-Mode-Standbilder des physiologischen Alpakahoden
im Längs- und Querschnitt 47

Abbildung 11: B-Mode-Standbilder einer linksseitig Hodenhypoplasie
im Längs- und Querschnitt..... 48

Abbildung 12: B-Mode-Standbilder eines Alpakahoden mit Rete-testis Neoplasie
im sonographischen Querschnitt und in der makroskopischen
Aufnahme nach Kastration..... 48

Abbildung 13: B-Mode-Standbilder von bilateraler Hodenparenchymatrophie..... 49

Abbildung 14: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der mittleren
Grauwerte von gesunden Alpakahoden im Vergleich Längs-
und Querschnitt 51

Abbildung 15: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der mittleren
Grauwerte im Längs- und Querschnitt gesunder und pathologisch
veränderter Hoden im Vergleich 53

Abbildung 16: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der
Parameter der Hodenvermessung 55

Abbildung 17: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der

Volumenermittlung am Alpakahoden	56
Abbildung 18: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen vom Vergleich der Ultraschallmessergebnisse und der Messergebnisse per Schublehre	58
Abbildung 19: Korrelation zwischen der Ultraschall-Längenmessung und der Messung der Hodenlänge nach Kastration per Schublehre.....	59
Abbildung 20: Korrelation zwischen der Ultraschall-Breitenmessung und der Breitenmessung der Hoden nach Kastration per Schublehre	59
Abbildung 21: Korrelation zwischen der Ultraschall-Höhenmessung und der Höhenmessung der Hoden nach Kastration per Schublehre	60
Abbildung 22: Bland-Altman-Plot der Korrelation von Mittelwert und Differenz der per Ultraschall gemessenen Hodenlänge und der Messung der Hodenlänge nach Kastration	61
Abbildung 23: Bland-Altman-Plot der Korrelation von Mittelwert und Differenz der per Ultraschall gemessenen Hodenbreite und der Messung der Hodenbreite nach Kastration	61
Abbildung 24: Bland-Altman-Plot der Korrelation von Mittelwert und Differenz der per Ultraschall gemessenen Hodenhöhe und der Messung der Hodenhöhe nach Kastration	62
Abbildung 25: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen des Vergleichs der Volumenberechnung nach Ultraschallvermessung mit dem aus Vermessung nach Kastration berechneten sowie dem verdrängten Volumen.....	64
Abbildung 26: Korrelation zwischen dem durch Ultraschallvermessung errechneten und dem errechneten Volumen nach Kastration.....	65
Abbildung 27: Korrelation zwischen dem durch Ultraschallvermessung errechneten und dem nach Kastration verdrängten Volumen.....	65
Abbildung 28: Korrelation zwischen dem nach Kastration berechneten und dem verdrängten Volumen	66
Abbildung 29: Bland-Altman-Plot der Korrelation der Differenz von Ultraschallvolumen und berechnetem Volumen nach Kastration mit dem Mittelwert des berechneten Volumens	67
Abbildung 30: Bland-Altman-Plot der Korrelation der Differenz von Ultraschallvolumen und verdrängtem Volumen nach Kastration	

mit dem Mittelwert des verdrängten Volumens	67
Abbildung 31: Bland-Altman-Plot der Korrelation der Differenz von verdrängtem und berechnetem Volumen nach Kastration mit dem Mittelwert des verdrängten Volumens	68
Abbildung 32: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der berechneten und der verdrängten Dichte von Alpakahoden.....	70
Abbildung 33: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der berechneten und der verdrängten Dichte beim gesunden und pathologisch veränderten Alpakahoden	71
Abbildung 34: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Längsschnitts und der berechneten Dichte beim Alpakahoden	72
Abbildung 35: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Längsschnitts und der verdrängten Dichte beim Alpakahoden	73
Abbildung 36: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Querschnitts und berechneter Dichte beim Alpakahoden	73
Abbildung 37: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Querschnitts und der verdrängten Dichte beim Alpakahoden	74
Abbildung 38: Zusammenhang zwischen der per Ultraschall gemessenen Länge der Hoden und dem Alter der Alpakahengste	77
Abbildung 39: Zusammenhang zwischen der per Ultraschall gemessenen Breite der Hoden und dem Alter der Alpakahengste	77
Abbildung 40: Zusammenhang zwischen der per Ultraschall gemessenen Höhe der Hoden und dem Alter der Alpakahengste.....	78
Abbildung 41: Zusammenhang zwischen der nach Kastration gemessenen Länge der Hoden und dem Alter der Alpakahengste	78
Abbildung 42: Zusammenhang zwischen der nach Kastration gemessenen Breite der Hoden und dem Alter der Alpakahengste	79
Abbildung 43: Zusammenhang zwischen der nach Kastration gemessenen Höhe der Hoden und dem Alter der Alpakahengste	79
Abbildung 44: Zusammenhang zwischen dem nach Ultraschallvermessung berechneten Volumen der Hoden und dem Alter der Hengste	80
Abbildung 45: Zusammenhang zwischen dem nach Kastration berechneten Volumen der Hoden und dem Alter der Alpakahengste	81
Abbildung 46: Zusammenhang zwischen dem nach Kastration verdrängten	

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Volumen der Hoden und dem Alter der Alpakahengste	81
Abbildung 47: Zusammenhang zwischen dem Hodengewicht nach Kastration und dem Alter der Alpakahengste.....	82
Abbildung 48: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Längsschnitt gesunder Hoden und dem Alter der Alpakahengste	83
Abbildung 49: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Längsschnitt pathologisch veränderter Hoden und dem Alter der Hengste	83
Abbildung 50: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Querschnitt gesunder Hoden und dem Alter der Alpakahengste	84
Abbildung 51: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Querschnitt pathologisch veränderter Hoden und dem Alter der Hengste	84
Abbildung 52: Alpakahoden, Hämatoxylin-Eosin-Färbung	85

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

ad. us. vet.	ad usum veterinarium
APES	3-Aminopropyltriethoxysilan
B / b	Breite
B-Mode	brightness modulation
cm	Zentimeter
EDV	Elektronische Datenverarbeitung
et al.	et alii
g	Gramm
GSA	Graustufenanalyse
H / h	Höhe
Hz	Hertz
I.E.	Internationale Einheiten
jpeg / jpg	joint photographers expert group - File interchance Format
kg	Kilogramm
KGW	Körpergewicht
L / l	Länge
L_{mean}	Mittelwert der Grauwertverteilung
m	Masse
MHz	Megahertz
ml	Milliliter
mm	Millimeter
MW	Mittelwert
n	Anzahl / Stichprobenumfänge
N_{all}	Maximalwert von Grauwertpixel (vom Gerät festgelegt)
N_{most}	Modalwert der meistaufgefundenen Grauwertpixel
p	Dichte
p (-Wert)	Irrtumswahrscheinlichkeit
R / r / Range	Spannweite zwischen Minima und Maxima
ROI(s)	Region(s) of interest
SD / s	Standardabweichung
SEM	Standardfehler des Mittelwertes

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

V	Volumen
\bar{x}	arithmetischer Mittelwert
X_{\max}	Maxima
X_{\min}	Minima
α	Signifikanzniveau
μm	Mikrometer
μs	Mikrosekunde

1 EINLEITUNG

Bei Alpakas handelt es sich um domestizierte südamerikanische Kleinkamele. Sie gehören zur Gruppe der Neuweltkamele (Neuweltkameliden) und erfreuen sich in Deutschland zunehmender Beliebtheit. Sie werden als Schau- und Hobbytiere, zur Garten- und Landschaftspflege sowie zur Gewinnung von Wolle und als Therapietiere genutzt. Laut ROTH und GANTER (2007) sind Alpakas in Deutschland als landwirtschaftliche Nutztiere im Sinne von § 51 des Bewertungsgesetzes anerkannt. Damit einhergehend steigt auch die Bedeutung als veterinärmedizinischer Patient. Gerade die tierärztliche Leistung der andrologischen Untersuchung von Zuchthengsten wird aufgrund der immer gezielter werdenden Zucht vermehrt nachgefragt. Bisher liegen kaum wissenschaftliche Studien über die klinische und sonographische Untersuchung der Hoden des Alpakas vor. In den vergangenen Jahren hat sich die Sonographie nahezu in jedem Fachgebiet der Veterinärmedizin etabliert. Durch CARTEE et al. (1986) hielt die Ultraschalluntersuchung erstmals als diagnostisches Hilfsmittel Einzug in die veterinärmedizinische Andrologie. So liegen Studien über die sonographische Darstellung der Hoden von Ziegenböcken (EILTS et al., 1989; AHMAD et al., 1991), Hengsten (LOVE, 1992), Schafböcken (CARTEE et al., 1990; AHMAD et al., 1991; GOULETSOU et al., 2003), Bullen (EILTS und PECHMANN, 1988; CARTEE et al., 1989; GRAUE, 2002;), auch von Ebern (CARTEE et al., 1986; BRASS, 1987; BECK, 1990; CLARK et al., 2003; KEßLER, 2010) vor. Die Hoden des Alpakas blieben jedoch hinsichtlich ihrer sonographischen Darstellbarkeit und möglicher Rückschlüsse auf Krankheiten oder auch die Fertilität weitgehend unberücksichtigt. Des Weiteren fehlen Ergebnisse über die objektive Echotextur des Alpakahodens, welche mittels der quantitativen Graustufenanalyse bestimmt wird.

Ziel dieser Arbeit war es daher folgende Fragestellung zu beantworten:

- Wie stellt sich der Hoden beim Alpaka sonographisch dar?
- Eignet sich die Sonographie zur Bestimmung des Hodenvolumens beim Alpaka?
- Unterscheidet sich der mittlere Grauwert von Längs- und Querschnitt am gesunden Hoden?
- Wie unterscheidet sich der mittlere Grauwert von gesunden und pathologisch veränderten Hoden?

2 LITERATUR

2.1 Makroskopischer Aufbau des Alpakahodens

Der Hoden ist keimbereitendes Organ, somit Bildungsstätte der Spermatozoen (GAULY, 2002). Die paarigen Hoden befinden sich mit den Nebenhoden extraabdominal im Skrotum, das eng dem Perineum auf Höhe des *Arcus ischiadicus* etwa 6-9 cm unterhalb des Anus anliegt (SMITH et al., 1994). Das nicht hängende Skrotum der Neuweltkameliden ist im Gegensatz zu den meisten Wiederkäuern sehr klein (WEITZE, K.-F., 2001A). Die Haut des Skrotums ist sehr dick und bietet dadurch und durch seine Lage, die der bei Eber, Rüde und Nagetier entspricht (SMITH, 1985), einen guten mechanischen Schutz, vor allem vor Bissen rivalisierender männlicher Artgenossen. Durch die Körpernähe ist der Temperaturunterschied zwischen Körper und Hoden bei Neuweltkameliden nicht so gegeben wie bei anderen heimischen Nutztieren. Diese Besonderheit ist sicherlich mit den klimatischen Bedingungen ihres Ursprungslandes zu begründen. In der physiologischen Lage zeigt der Nebenhodenkopf, anders als bei Bulle, Schafbock und Hengst (dorsal), beim Alpaka (genau wie beim Eber) nach kranioventral und der Nebenhodenschwanz nach kaudodorsal (FOWLER, 2010) (Abbildung 1).

Die Hoden können allerdings zur Thermoregulation bei kälteren klimatischen Außenbedingungen in senkrechter Position an das vertikale Perineum herangezogen werden. Bei Wärme wird das Skrotum verlängert, der Hoden ist dann ventral verlagert, wodurch seine Lage mehr horizontal ist. In der vertikalen Position befindet sich der Nebenhoden an der kranialen und medialen Seite des Hodens. Der Nebenhodenkopf ist am ventralen Ende zu finden, der Nebenhodenkörper zieht entlang der Medianen des Hodens und der Schwanz des Nebenhodens befindet sich auf der Dorsalseite des Hodens. Liegt der Hoden in der horizontalen Position, sind die Nebenhodenanteile im dorsalen und medialen Bereich der Hoden lokalisiert. Der Kopf des Nebenhodens befindet sich dann am kranialen Ende, der Nebenhodenkörper entlang der Medianen und der Nebenhodenschwanz ist kaudal am Hoden zu finden. Die Hoden von Alpaka und Lama sind annähernd ovoid, können aber auch eine Kugelform aufweisen. Hoden und Skrotum ragen nur leicht über das sie umgebende Gewebe hervor (FOWLER, 2010).

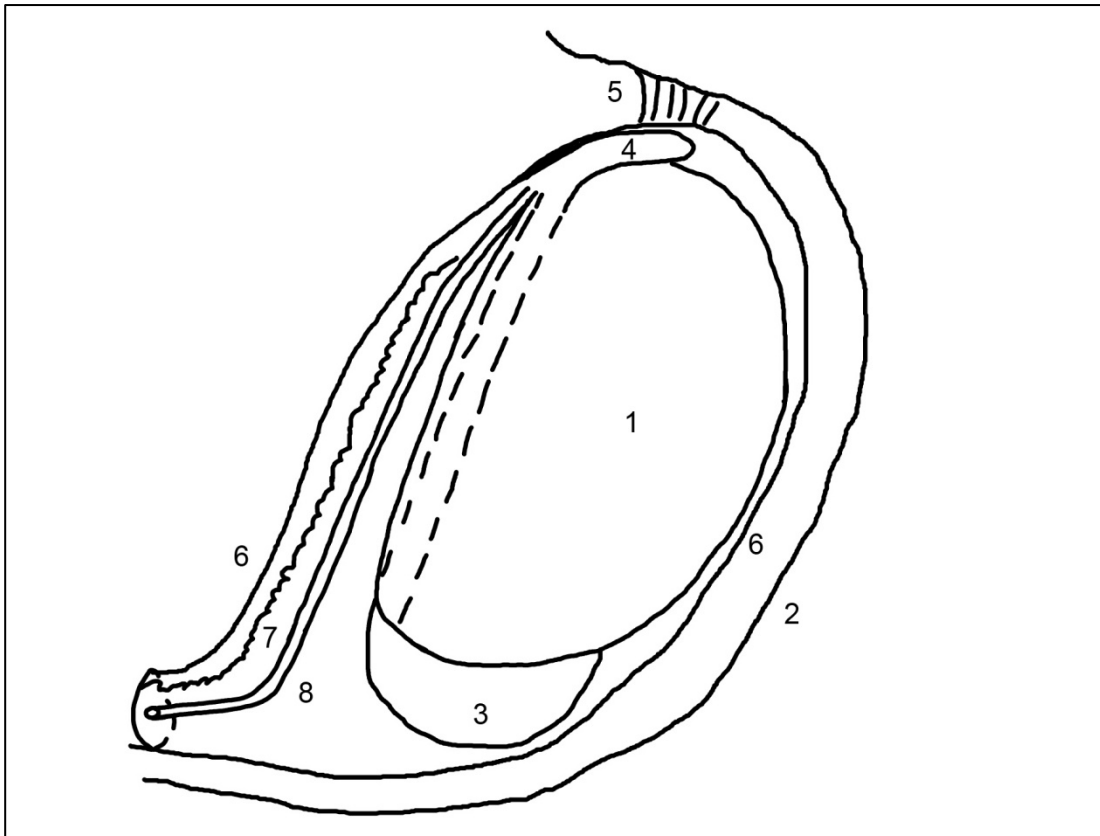


Abbildung 1: Schematische Darstellung von Hoden und Nebenhoden beim Alpakahengst nach FOWLER (2010)

(1) Testis, (2) Skrotum, (3) *Caput epididymidis*, (4) *Cauda epididymidis*, (5) *Ligamenta scroti*, (6) *Tunica vaginalis communis*, (7) *Plexus pampiniformis*, (8) *Ductus deferens*

Beim gesunden adulten Tier sind die Hoden prallelastisch und im Skrotum verschieblich. Der Nebenhoden ist eng mit dem Hoden verbunden und Kopf, Körper und Schwanz sind je nach Erfahrung des Untersuchers palpierbar.

Hoden und Nebenhoden müssen in Form und Konsistenz dem kontralateralen Gegenstück identisch sein (ANDERSON und JONES, 2013). Der Nebenhoden sollte elastisch sein und ohne palpierbare Knoten. Die äußere Haut, die Unterhaut, die äußere Rumpffaszie, eine Muskelschicht (*M. cremaster*), die innere Rumpffaszie und das viszerale Blatt des Bauchfells umgeben als Hüllen die Hoden. Innere Rumpffaszie und Wandblatt des Bauchfells bilden den *Processus vaginalis*, in dem Hoden, Nebenhoden und Samenleiter zum Liegen kommen. Die Hoden sind von einer Serosa, dem parietalen Blatt des Bauchfells überzogen. Darunter findet sich eine straffe Bindegewebskapsel (*Tunica albuginea*), von der aus Septen (*Septula testis*) ins Hodeninnere zum in der Längsachse des Hodens verlaufenden *Mediastinum testis*

ziehen und so das Parenchym des Hodens unterteilen. Im *Mediastinum testis* ist das Hohlraumsystem des *Rete testis* lokalisiert, aus dem die *Ductuli efferentes* entspringen, die die Verbindung zwischen Hoden und *Ductus epididymidis* (Nebenhodenkanal) herstellen. In den *Septula testis* verlaufen Blutgefäße, Lymphgefäße und Nerven. Durch die Bindegewebssepten wird das Hodenparenchym in einzelne Läppchen (*Lobuli testis*) gegliedert. Sie enthalten die geschlängelt verlaufenden *Tubuli seminiferi contorti* (Samenkanälchen) und das intertubuläre Gewebe. Die *Tubuli seminiferi contorti* münden über speziell differenzierte Endstücke, in die kurzen *Tubuli reti*, die ihrerseits dann in das *Rete testis* übergehen (SINOWATZ, 2001). Der *Ductus deferens*, so BRAVO et al. (2000), besitzt extraabdominal einen Durchmesser zwischen einem und zwei Millimeter und kann im Einzelfall palpatorisch angesprochen werden. Anders als bei anderen Spezies endet der *Ductus deferens* beim Alpakahengst nicht in der charakteristischen *Ampulla deferens* (SUMAR, 1985). Die Gesamtlänge des Samenleiters beträgt etwa 40 cm. Das Hodenparenchym ist makroskopisch von gelbbräunlicher Farbe. In der *Tunica albuginea* verzweigen sich die Äste der *Arteria* und *Vena testicularis* arttypisch. Durch die festgespannte Organkapsel steht das Hodenparenchym unter Druck. Es wird angenommen, dass dieser Druck für den physiologischen Verlauf der Spermatogenese von Bedeutung ist (SINOWATZ, 2001). Im Hoden findet neben der Bildung der Spermatozoen auch die Bildung des männlichen Geschlechtshormons Testosteron statt.

2.2 Hodenentwicklungen beim Alpaka

Der *Descensus testes* ist nach GAULY (2002), HATT und ISENBÜGEL, (2001), FOWLER (2010) sowie SMITH et al. (1994) bei den Neuweltkameliden bereits vor der Geburt abgeschlossen. Die Hoden seien zu diesem Zeitpunkt allerdings von kleiner Gestalt, schlaff und schwer zu palpieren bzw. vom Epididymidis zu unterscheiden. Erst ab dem Absetzalter von ca. 4 – 6 Monaten sei eine Differenzierung von Hoden und Nebenhoden im Allgemeinen möglich (ANDERSON und JONES, 2013). Ab einem Alter von 12 Monaten sollten die Hoden einfach im Skrotum zu palpieren sein, ebenso wie der Nebenhodenschwanz.

Der Hoden von Alpaka und Lama scheint langsam und mit dem Alter konstant steigend zu wachsen (BRAVO, 2014).

Das durchschnittliche Hodengewicht von Lamahengsten liegt laut GAULY (2002) bei ca. 24 g. Die Hodengröße von geschlechtsreifen männlichen Lamas und Alpakas ist

in etwa identisch und liegt bei 5 - 7 cm Länge und 2,5 – 3,5 cm Breite (BRAVO et al., 1992), damit kommen sie auf geringgradig andere Werte als BRAVO (2014) (Tabelle 1). Infolge mangelhafter Selektionsmaßnahmen weisen europäische Hengste gelegentlich kleinere Hoden auf, was zu einer deutlichen Reduzierung der Fruchtbarkeitsleistung führen kann (FOWLER, 2010). ABRAHAM et al. (2016) ermittelten in einer in Schweden durchgeführten Studie am Alpakahengst Hodenlängen von 2,97 cm bis 4,96 cm.

Tabelle 1: Hodenentwicklung beim Alpaka (BRAVO, 2014)

Alter (Monate)	Größe (cm)	Gewicht (g)
6	1,0 x 0,4	0,6
12	2,3 x 1,5	2,9
18	2,8 x 1,9	6,6
24	3,3 x 2,2	9,9
30	3,6 x 2,4	13,9
36	3,6 x 2,4	13,6
Zuchthengst	3,7 x 2,5	17,2

2.3 Klinische und weiterführende Untersuchungen des Alpakahodens

Skrotum, Hoden und Nebenhoden werden gewöhnlich zur Zuchthengstauswahl, vor Zuchteinsatz und vor dem Verkauf von Zuchthengsten untersucht. Wichtiger Bestandteil der Untersuchung ist die Prüfung von Hodengröße, Beschaffenheit des Gewebes und Beweglichkeit der Strukturen (ANDERSON und JONES, 2013). So werden in Peru laut BRAVO et al. (1992) zukünftige Vatertiere schon im Alter von einem Jahr anhand ihrer Hodengröße ausgewählt. Ihre Länge liegt in diesem Alter zwischen 1,1 und 1,4 cm.

Der klinische Untersuchungsgang der Hoden des Alpakahengstes beginnt mit der Adspektion, dabei werden Schwellungen oder Rötungen bzw. Verletzungen des Skrotums und damit verbundene mögliche Vergrößerungen, aber auch Umfangsverminderungen der Hoden festgestellt. Es folgt die palpatorische Untersuchung, bei der Hoden und Skrotum durchtastet werden, um Zubildungen oder das Fehlen eines oder beider Hoden zu diagnostizieren. Im Rahmen der

andrologischen Untersuchung, erläutert BRAVO (1996, 2007), sollte die Hodengröße erfasst werden, da Hoden unter der angegebenen Mindestgröße mit Sub- und Infertilität des Hengstes assoziiert sein können. Zur Überprüfung der Fertilität im geschlechtsreifen Alter wird deshalb unter anderem die Hodengröße als Prüfparameter herangezogen. Hierfür gibt BRAVO (2014) zwei Prüfverfahren an. Zum einen die Ermittlung der Länge und Breite der Hoden durch Messung per Schieblehre, zum anderen durch Ausmessen der Testikel per Ultrasonographie, wobei hier die Problematik besteht, dass die Sonde nicht immer die gesamte Länge des Hodens erfasst und damit eine Längenmessung nicht in allen Fällen adäquat möglich ist (FOWLER, 2010). Die Ultraschalluntersuchung ist eines der wichtigsten Verfahren zur Diagnostik von Hodenerkrankungen. Diese wird hierbei nach PEARSON, RODRIGUEZ und TIBARY (2014) unter Zuhilfenahme eines linearen 7,5 Megahertz-Schallkopfes durchgeführt. Das Parenchym wird dabei longitudinal (sagittal) und transversal angeschnitten betrachtet. Die Hoden sollten sich als homogenes Gewebe auf dem Ultraschallbild darstellen. Hyperechogene oder hypoechogene Bereiche im Hoden oder Nebenhoden können auf Traumata, Infektionen, Zysten oder andere pathologische Zustände hindeuten, die möglicherweise auch die Fertilität beeinflussen (BRAVO, 2002). Auf Abnormitäten und insbesondere das Vorhandensein von Zysten im *Rete testis* sollte geachtet werden. Vorhandene Zysten werden ausgemessen. Des Weiteren kann eine Hodenbiopsie oder Feinnadelaspiration durchgeführt werden, um den histologischen Aufbau zu beurteilen und eine Prognose für die Fertilität des Hengstes stellen zu können. Eine Hodenbiopsie erlaubt eine pathohistologische Untersuchung der Hodengewebesarchitektur und kann bei Abnormitäten des Hodens wie zum Beispiel Neoplasien, divergierende Größe der beiden Hoden, Auffälligkeiten des Hodens im Ultraschall (Zysten im *Rete testis*), Azoospermie, Oligozoospermie, Kryptorchismus, Hodenektopie, testikuläre Hypoplasie, Hodendegeneration, Hodenparenchymzysten und Orchitis herangezogen werden. Diese Methode wird bei der Untersuchung des Nebenhodens aufgrund des Risikos einer Fibrose und Obstruktion der Tubuli nicht empfohlen. Beim Hoden hingegen bestehe hier nur minimales Risiko für diese Komplikationen (BRAVO, 2002). Die Technik der Feinnadelaspiration hat weder negativen Einfluss auf die Spermienqualität noch kommt es zu Verletzungen des Hodenparenchyms, dennoch wird sie in der veterinärmedizinischen Andrologie nur in sehr geringem Umfang zur

Infertilitätsdiagnostik eingesetzt. Berichte vom Einsatz dieser Technik beim Neuweltkameliden sind sehr limitiert (STELLETTA et al., 2011).

2.4 Ultrasonographische Untersuchung des Alpakahodens

2.4.1 Grundlagen der Sonographie

Als Grundstein für die Ultraschalltechnik wird der von den Brüdern Curie 1880 entdeckte piezoelektrische Effekt von Kristallen angesehen. Bei der Einwirkung von Kompression auf Piezomaterialien (Zirkonate, Titanate und künstliche Kristalle) findet eine mechanische Deformation statt, welche eine Ladungsverschiebung und damit elektrische Spannung erzeugt. DOBRINSKY und KREMER (1982) erwähnen eine Umkehrung dieses Phänomens, dies wird als reziproker Piezoeffekt bezeichnet. Dabei werden die elektrischen Schwingungen des Wechselstroms in mechanische Schwingungen der Kristalle konvertiert. GINTHER (1986) berichtet über die Möglichkeit der Übertragung dieser mechanischen Schwingungen auf angrenzende Medien, in welchen sie sich als Schallwellen fortpflanzen. Mechanische Schwingungen bzw. Dichtewellen, deren Frequenz sich über dem menschlich hörbaren Bereich von etwa 20.000 Hertz (1 Hz = 1 Schwingung pro Sekunde) befinden, werden als Ultraschall bezeichnet (KIEFER und KIEFER, 2003). Die Fortleitung von Ultraschallwellen ist immer an Materie gebunden. Die Fort- oder Schallleitungsgeschwindigkeit (v), mit welcher sich die Schallwelle im Medium ausbreitet, ist von der Dichte des Mediums (ρ) und dessen Elastizität abhängig (GERWING, 1993). Das Produkt aus Dichte des Mediums und Fortleitungsgeschwindigkeit der Schallwelle ist als akustischer Schallwiderstand oder akustische Impedanz (z) definiert ($z = \rho \cdot v$), so GLADISCH (1993). WIGGER und KRAMER (2008) weisen darauf hin, dass die akustische Impedanz angibt, welcher Widerstand in einem bestimmten Medium überwunden werden muss, um deren Moleküle in Schwingung zu versetzen. Falls sich dieser Widerstand innerhalb von gleichen oder zwischen unterschiedlichen Medien ändert, das heißt sofern ein Impedanzunterschied an einer Grenzfläche besteht, kommt es je nach Höhe des Impedanzunterschiedes zur partiellen oder totalen Reflexion der Ultraschallwellen (GLADISCH, 1993). Schallwellen, die nicht reflektiert werden, werden nach den physikalischen Gesetzmäßigkeiten der Optik gestreut, gebrochen, gebeugt oder absorbiert. Es ist letztendlich möglich, nahezu jedes Gewebe hinsichtlich seiner

akustischen Eigenschaften charakterisieren zu können. POULSEN NAUTRUP (1996) weist darauf hin, dass beim bildgebenden Ultraschall nur reflektierte und rückgestreute Schallwellen zur Darstellung von Geweben genutzt werden können.

Neben den Eigenschaften von unterschiedlichem Gewebe spielt die Frequenz (f) des Ultraschallimpulses bei der Entstehung von sonographischen Darstellungen eine wichtige Rolle. Diese Anzahl von sich wiederholenden Wellen (Zyklen) pro Sekunde wird in Hertz (Hz) angegeben und steht mit Fortleitungsgeschwindigkeit (v) und Wellenlänge (λ) im Verhältnis $f = v / \lambda$. Die Wellenlänge definiert dabei die Länge eines Zyklus im Gewebe. Da Wellenlänge und Frequenz umgekehrt proportional zueinanderstehen, nimmt bei höherer Frequenz die Wellenlänge ab und die Verweildauer des Ultraschallimpulses im Gewebe ist demnach kürzer. Daraus folgt, dass eine hohe Frequenz eine gute Auflösung bietet, aber gleichzeitig eine geringe Eindringtiefe aufweist (WIGGER und KRAMER, 2008). Aufgrund dieser gegensätzlichen physikalischen Eigenschaften von Schallwellen bei der Anwendung des Ultraschalls in der Bildgebung muss immer ein Kompromiss zwischen Eindringtiefe und Auflösung gefunden werden (HERMES, 1998). Die Bildqualität einer sonographischen Darstellung wird vom Auflösungsvermögen und von der Dämpfung des Schallstrahls im Gewebe beeinflusst (GLADISCH, 1992). Unter der Auflösung wird der Mindestabstand zwischen zwei Punkten verstanden, bei dem diese noch als separate Objekte erkennbar sind (KUCHLING, 1972). Die Auflösung in Richtung der Schallwellenachse wird als axiale Auflösung bezeichnet (WIGGER und KRAMER, 2008). Sie wird von Frequenz und Dauer des Ultraschallimpulses bestimmt (GLADISCH, 1992). Eine Verbesserung der axialen Auflösung wird durch kürzere Impulse möglich. Diese lässt sich nach LORENZ und DELORME (2001) mittels schnellerer Schwingungen (höherer Frequenz) erzeugen. Die laterale Auflösung bezeichnet die Auflösung senkrecht zur Schallwellenachse. Sie hängt von der Weite des ausgesendeten Ultraschallstrahls ab, welcher je nach Ultraschallsonde, Frequenz und Entfernung der Schallwelle vom Schallkopf variiert (WIGGER und KRAMER, 2008). Der Ultraschallstrahl setzt sich aus mehreren Ultraschallkeulen zusammen, die durch die Aktivierung von benachbarten Kristallgruppen im Schallkopf entstehen. Die laterale Auflösung ist laut umso höher, je geringer die Abstände dieser Kristallgruppen und je größer die Überlappungen der nacheinander aktivierten Kristallgruppen sind (LORENZ und DELORME, 2001). Das laterale Auflösungsvermögen ist neben der Bauart des Schallkopfs vom Fokus abhängig. Im Fokusbereich weist das

Ultraschallbündel die geringste laterale Ausdehnung auf, wodurch die beste laterale Auflösung gewährleistet ist. Dementsprechend, so stellen WIGGER und KRAMER (2008) dar, nimmt die Auflösung mit der Entfernung vom Fokus ab (Tabelle 2).

Tabelle 2: Auflösungsvermögen und Eindringtiefe von Ultraschallwellen in Abhängigkeit von der Frequenz (STEIN und MARTIN, 2004)

Frequenz (MHz)	Auflösung (mm)		Eindringtiefe (mm)
	axial ¹	lateral ²	
3,5	1	2	160
5	0,6	1,2	100
7,5	0,4	0,8	50
10	0,3	0,6	40

¹ in Richtung der Schallausbreitung; ² senkrecht zur Schallausbreitung

Als Dämpfung bezeichnet man in der Sonographie die kontinuierliche Abschwächung der Schallintensität, die bei der axialen Ausdehnung des Schalls im Gewebe auftritt. Sie wird in Dezibel pro Zentimeter (dB/cm) angegeben (GLADISCH, 1992) und steigt proportional zur wachsenden Entfernung vom Schallkopf und zur Erhöhung der Frequenz an (GINTHER, 1986). Darüber hinaus ist die Dämpfung vom beschallten Gewebe abhängig und wird durch die Halbwertsschicht bestimmt. Sie bezeichnet die Wegstrecke, auf der die Schallintensität um die Hälfte ihres Ausgangswertes reduziert wird. Um Dämpfungsverluste im sonographischen Bild entgegenzuwirken, sind moderne Ultraschallgeräte mit einem elektronischen Tiefenausgleich ausgestattet, der auch als „depth- / time gain compensation“ (DGC/TGC) bezeichnet wird (GLADISCH, 1992; LORENZ und DELORME, 2001). Die Wirkungsweise des Tiefenausgleichs beruht hierbei auf dem Prinzip, dass Echos umso mehr verstärkt werden, je später sie beim Schallkopf eintreffen, da sie auf ihrem längeren Laufweg eine stärkere Dämpfung erfahren haben, und damit auf ihre wahre Amplitude angehoben werden müssen.

Die Grundlage des diagnostischen Ultraschalls ist das Impuls-Echo-Verfahren. Dabei werden durch piezoelektrische Kristalle Ultraschallimpulse mit einer Dauer von 0,8 – 1,5 µs ausgesandt. Dieselben Kristalle dienen den zurückkehrenden Echosignalen gleichzeitig als Empfänger. Als Relation Impulsdauer (Sendezeit) zu Impulsintervall

(Empfangszeit) gibt GINTHER (1986) etwa 1 zu 1000 an. Durch Ultraschallkopf und -gerät werden die rückläufigen Impulse je nach Laufzeit (Echolotprinzip) und Intensität ausgewertet (HERMES, 1998). Anders ausgedrückt wandeln die im Schallkopf integrierten Kristalle Echosignale in elektrische Energie um, wobei elektrische Radio-Frequenz-Signale (RF-Signale) entstehen. Anschließend werden diese vom Ultraschallgerät in verschiedene Grauwertpunkte konvertiert (EBERSPÄCHER, 1991). Jedem Grauwertpunkt, auch als Pixel (Picture Elements) bezeichnet, wird dabei eine bestimmte Koordinate (X/Y) und ein bestimmter Helligkeitswert zugeteilt. Die Entfernung der Reflexion vom Schallkopf wird auf der Y-Achse abgetragen, während die Zuordnung eines Echos zu einer bestimmten Kristallgruppe auf der X-Achse erfolgt (STÜTZEL, 1994).

Die Intensität des Echos wird für jedes Pixel durch unterschiedliche Graustufen dargestellt ($n = 0 - 256$), wobei der Wert 0 der Graustufe Schwarz und 256 der Graustufe Weiß entspricht (BADER et al., 1994). Damit ist es möglich, eine zweidimensionale Abbildung des zu untersuchenden Gewebes mittels unterschiedlicher Helligkeitspunkte zu erzeugen. Diese Modulation von Echoimpulsen in Helligkeitsabstufungen der Bildpunkte wird als B-Mode-Verfahren (B = brightness) bezeichnet. Es stellt das gebräuchlichste Bildwiedergabeverfahren in der diagnostischen Ultrasonographie dar, erklärt EBERSPÄCHER (1991). Während die B-Bild-Darstellung früher auf dem Compound-Contact-Verfahren basierte, welches statische Bilder erzeugte, wird heutzutage das Echtzeit-Verfahren („real time ultrasonography“) eingesetzt (KRAMER, 2004).

2.4.1.1 Pre-Processing

Neben der Wahl des Schallkopfes stehen der Untersuchungsperson weitere Möglichkeiten zur Modifikation des Ultraschallbildes zur Verfügung. Durch unterschiedliche Geräteeinstellungen kann das Bild vor und nach der Signalverarbeitung beeinflusst werden. Als „Pre-Processing“ (Signalvorbereitung) werden alle Veränderungen des Signals vor der Digitalisierung und Speicherung des Bildes bezeichnet (EBERSPÄCHER, 1991). Dazu zählen die Wahl der Tiefenausgleichverstärkung, die Enhancement-Einstellung (Gesamtverstärkung) und die Modulation des Dynamikbereichs. Die beiden zuletzt erwähnten ermöglichen eine Kantenanhebung im Ultraschallbild, was zu einer Kontrastverstärkung und damit zur

Verdeutlichung von Bilddetails führt. Diese Prozesse sind allerdings mit einer Änderung der Homogenität verbunden (LIEBACK-ZIMMERMANN, 1993).

2.4.1.2 Post-Processing

Die Signalnachbearbeitung („Post-Processing“) umfasst alle Veränderungen des Bildes nach der Digitalisierung. Dabei muss die Reject-Funktion genutzt werden, die die Unterdrückung kleinster Echosignale ermöglicht. Je nach Einstellung kann sie ein Hintergrundrauschen verhindern oder schwache Signale der tatsächlichen Echos herausfiltern (DELORME und ZUNA, 1995). Eine weitere Möglichkeit des „Post-Processing“ stellt die Gamma-Korrektur dar. Mit ihrer Hilfe kann der nichtlineare Zusammenhang zwischen Eingangsspannung und Helligkeitswiedergabe auf dem Bildschirm ausgeglichen werden (HERMES, 1998).

Zur Beschreibung des Befundes werden in der Sonographie, neben den gebräuchlichen Begriffen der Diagnostik, die Bezeichnungen Echogenität und Textur verwendet. Die Echogenität beschreibt den Helligkeitsgrad eines Bereiches bzw. Gewebes in der sonographischen Abbildung. Stellt sich das Areal sehr hell dar, wird es als hyperechogen oder reflexreich bezeichnet, wohingegen Bezirke mit geringer Helligkeit die Bezeichnung hypoechogen oder reflexarm tragen. Für Gewebe, dessen Echogenität sich zwischen diesen beiden Begriffen bewegt, hat sich der Ausdruck mittelechodicht durchgesetzt. Falls ein Bereich kein Reflexionsmuster aufweist und sich demnach auf dem Bildschirm schwarz darstellt, wird er als anechogen oder reflexlos bezeichnet. Die Textur bezeichnet den Abstand der einzelnen Bildpunkte innerhalb eines Organs. Sie kann als fein und klein oder grob und groß beschrieben werden (WIGGER und KRAMER, 2008).

2.4.2 Sonographie von Skrotum und Testis

Erstmals wurde der Einsatz der B-Bild-Sonographie in der humanmedizinischen Andrologie durch KRATOCHWIL et al. (1970) beschrieben. In den folgenden Jahrzehnten erfuhr die Ultraschalluntersuchung breitflächige Anwendung bei der Diagnose von akuten und chronischen skrotalen Erkrankungen. Durch die Entwicklung des Real-Time-Verfahrens in Verbindung mit hochauflösenden Schallköpfen (7,5 - 17 MHz) ist die Ultrasonographie heutzutage bei der Abklärung von Schmerzpatienten

nicht mehr weg zu denken. MUNDEN und TRAUTWEIN (2000) geben einen Überblick über den Einsatz des Ultraschalls bei häufigen skrotalen Erkrankungen.

In der Veterinärmedizin kam erstmals 1986 die Sonographie im andrologischen Sektor zum Einsatz, um die intraskrotalen Geschlechtsorgane näher zu untersuchen. So setzten CARTEE et al. (1986) die B-Bild-Sonographie am physiologischen Eberhoden ein. Im gleichen Jahr beschrieben RATH et al. (1986) im Rahmen der Zuchttauglichkeitsuntersuchung die zweidimensionale Ultraschallbilddarstellung des Skrotalinhalts beim Bullen. Die Untersuchung von Skrotum und Hoden per Ultraschall findet bei Neuweltkameliden am stehenden oder am seitlich bzw. sternal liegenden Tier statt. Zum besseren Kontakt des Ultraschallkopfes mit der Haut wird Ultraschallgel oder Alkohol bzw. das (schleim-)hautverträgliche und ultraschallkopfschonende Desinfektionsmittel Spitacid® verwendet, dadurch ergeben sich qualitativ bessere Ultraschallbilder. Bei weniger kooperativen Tieren sollte die Untersuchung in einem speziellen Neuweltkameliden-Pflegestand erfolgen oder das Tier sollte zwischen zwei stabilen Barrieren positioniert werden. In ganz schwierigen Fällen kann auch eine Sedation des Tieres sinnvoll sein (ANDERSON und JONES, 2013).

2.4.3 Quantitative Graustufenanalyse

Die Graustufenanalyse ist ein Verfahren zur objektiven Auswertung sonographischer Bilder. Die Anwendung von Bildverarbeitungssystemen hat in vielen Bereichen der Medizin, Biologie und anderer Fachgebiete eine weite Verbreitung erfahren. Grundlage des Verfahrens ist die Annahme einer homogenen Verteilung von Inhomogenität im Gewebe, die zu gewebespezifischen und messbaren akustischen Eigenschaften führen, so GÄRTNER et al. (1998). Die Echosignale werden im B-Mode intensitätsproportional in Grauwerten dargestellt, wobei die höchste Intensität als weiß und ein fehlendes Echo als schwarz wiedergegeben wird. Die Ultraschallgeräte bieten in der 8-Bit Darstellung Bilder mit 256 möglichen Grauwerten an. Das menschliche Auge ist aber nur in der Lage, etwa 20 bis 30 Grauwerte zu differenzieren (WOZNER et al., 1984; CLAUSSEN und LOCHNER 1985; ZINK, 1996). Dies verdeutlicht den enormen Informationsverlust bei der visuellen Auswertung von Ultraschallbildern. Das Ziel der Graustufenanalyse sei es somit, durch die Bestimmung quantitativer Parameter die Aussagesicherheit der Sonographie durch die Nutzung von Detailinformationen zu erhöhen (GÄRTNER et al, 1998). Die Übertragung von Bildinformationen in numerische Daten erlaubt die Anwendung quantitativer

statistischer Verfahren zur Objektivierung der Ergebnisse (GINTHER, 1986). Die Graustufenanalyse ermöglicht somit eine Quantifizierung der Diagnose, eine Verlaufskontrolle und einen Vergleich mit anderen Diagnoseverfahren. Zudem können belastende Untersuchungen vermieden werden (KEßLER, 2010).

Allen Analysesystemen ist gleich, dass sie digitale Bilder nutzen, um aus ihnen einen hohen Informationsgehalt zu erlangen. Das analoge Bild muss also zuerst digitalisiert werden. Darunter versteht man eine Rasterung in diskrete Bildpunkte (Pixel = Picture Element). Bei den schwarzweißen Ultraschallbildern wird dabei jedem Pixel ein Grauwert zugeordnet. Die meisten Ultraschallgeräte arbeiten in der 8-Bit Darstellung und bieten 256 mögliche verschiedenen Grauwerte an. Hierbei wird Schwarz der Wert 0 und Weiß der Wert 256 zugeordnet. In dem digitalisierten Ultraschallbild wird nun eine region of interest (ROI) festgelegt, die bei standardisierten Geräteparametern reproduzierbar sein muss. Die ROI kann dabei eine festgelegte Größe (Quadrat) umfassen oder frei umfahren werden (Polygonzug) (BADER et al., 1994). Zur Auswertung kommen die in dieser ROI gemessenen Grauwerte. Zur Berechnung der Grauerthäufigkeit oder des Histogramms eines Bildes werden die einzelnen Bildpunkte einer bestimmten Graustufe gezählt und in einer Statistik erster Ordnung aufgetragen. Diese Analyse ist eindimensional und berücksichtigt nicht die räumliche Anordnung der Bildpunkte.

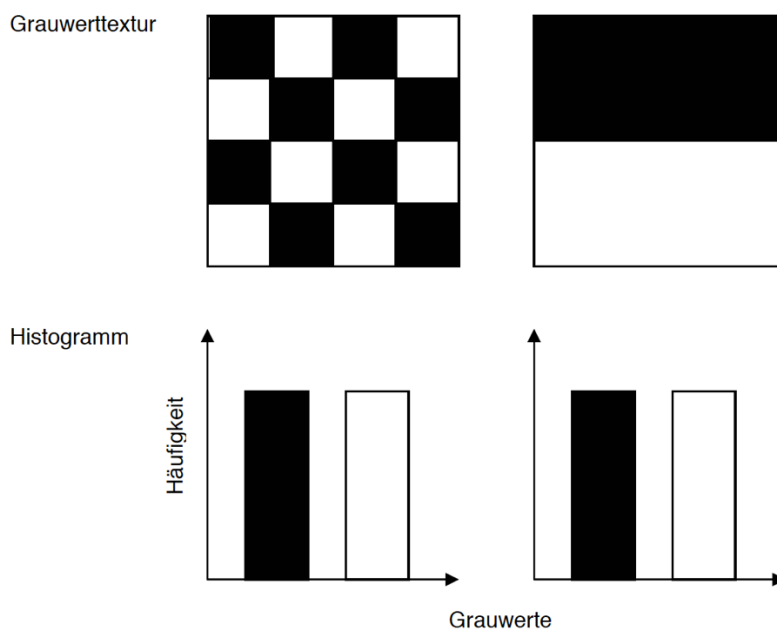


Abbildung 2: Zwei unterschiedliche Schwarz-Weiß-Bilder mit identischen Grauwert-Histogrammen (eindimensional) nach HERMES (1998)

Mehrdimensionale Analysen nutzen neben der Häufigkeitsverteilung der Grauwerte auch deren räumliche Verteilung. Daraus ergeben sich Aussagen über die Gewebetextur und die Quantität pathologischer Veränderungen, wie sie in der humanmedizinischen Diagnostik genutzt wird (PINAMONTI et al., 1989). Der Einsatz morphometrischer Bildanalysetechniken lässt eine quantitative und objektive Beurteilung monographischer Strukturen im direkten Vergleich morphologischer Phänomene zu (BARTELS, 1988). Besonders kleine Veränderungen können so untersucherunabhängig beurteilt werden. Es sind allerdings auch Fehlerquellen der Graustufenanalyse bekannt. So zeigt HÖHNE (2002), dass bereits die Veränderung einer Variablen bei der Bildentstehung die Ergebnisse der rechnerunterstützten Bildauswertung so beeinflussen kann, dass die versuchte Objektivierung der Daten keine identischen Ergebnisse für denselben Befund liefert. GEBEL et al. (1984) beschreiben als weitere Fehlerquellen dieser Methode Beeinträchtigungen der Bildqualität, die zu einer Verbreiterung der Grauwertstreuung führen. Ein Beispiel einer solchen Beeinträchtigung ist die unruhige manuelle Führung des Schallkopfes und damit verbunden ein Verwackeln während der Aufnahme des Ultraschallbildes. Ebenso entscheidend ist der Druck, mit dem die Ultraschallsonde aufgebracht wird, da auch die Kompression des Gewebes Streuungen in den Grauwerten verursacht. Eine ungenügende Ankopplung des Schallkopfes an die Haut und die Beschaffenheit des vor dem untersuchten Organ liegenden Gewebes kann zusätzlich zu Schwankungen in den Grauwerten führen (KEßLER, 2010). Aus den zuvor genannten Gründen sind die in der Literatur aufgeführten Untersuchungen bei gleicher Geräteeinstellung durchgeführt worden. Eine Übertragung der Ergebnisse zwischen verschiedenen Gerätetypen und Schallköpfen ist dabei ebenso wissenschaftlich ungenau, wie der Vergleich der durch verschiedene Untersucher ermittelten Ergebnisse.

Erste Versuche zur Quantifizierung von Bildern durch Graustufenanalyse wurden in der Humanmedizin schon relativ früh unternommen (HÖHNE, 2002; WELLS et al., 1969; MOUNTFORD und WELLS, 1972). Diese Methodik beruhte auf der Auswertung einzelner A-Scans, die vom Oszilloskop abfotografiert und von Hand vermessen wurden. GEBEL und KUBALE (1982) erklären, dass erst der Einsatz von Realtime Ultraschallscannern die artefaktfreie Auswahl von Ultraschallbildern zur optimalen Positionierung der ROI ermöglichte. Die eindimensionale Häufigkeitsverteilung der

Graustufen eines B-Bildes wurde mit Einführung der Computertechnologie möglich (GEISSLER et al., 1975). Die zweidimensionale Texturanalyse wurde von HARALICK (1979) zunächst für die Analyse des Bildmusters von Satellitenaufnahmen verwendet. Bis heute ist dies gültiger Standard der medizinischen Bildanalyse. Die erste rechnergestützte Analyse von Grauwerten in der Sonographie wurde von RÄTH et al. (1984) durchgeführt. Sie umrandeten im Compoundbild ein Gebiet (ROI), in dem jeder Bildpunkt entsprechend seiner Helligkeit auf einer Skala von 256 (8 bit) einem bestimmten Grauwert zugeordnet wurde. Die Häufigkeit jeder Graustufe wurde in Form eines Histogramms dargestellt. Der Begriff der Echogenität konnte so objektiviert werden. Die Autoren stellten außerdem fest, dass eine Aufteilung mit 64 Graustufen (6 bit) die gleichen Ergebnisse lieferte.

Inzwischen haben nichtinvasive quantitative Methoden Anwendung in vielen Disziplinen der Humanmedizin Einzug gehalten. Das Spektrum der eingesetzten Analysemethoden reicht dabei von eindimensionalen Graustufenanalysen bis zu aufwendigen, rechenintensiven Prozeduren. HAMM und FOBBE (1995) nutzten eine eindimensionale Graustufenanalyse andrologisch, um präpubertale von geschlechtsreifen Hoden abzugrenzen. Darüber hinaus setzten FERDEGHINI et al. (1995) eine mehrdimensionale Texturanalyse ein, um die verschiedenen physiologischen Entwicklungsstadien des Hodens vom Neonaten bis zum Alter von 65 Jahren objektiv zu definieren.

Auch in der Veterinärmedizin hielt die quantitative Analyse ultrasonographischer Bilder in zunehmendem Maß Einzug. Der routinemäßige Einsatz dieser Methode in der sonographischen Diagnostik hat jedoch bis heute nicht den Stellenwert wie in der Humanmedizin. So setzten EVANS et al. (1996) die eindimensionale Graustufenanalyse zur Darstellung testikulärer Gewebeveränderungen bei Bullenkälbern während der geschlechtlichen Reifung ein. Dabei dokumentierten sie einen Anstieg der Grauwerte, welcher mit der Zunahme der Tubulusdurchmesser und der Proliferation des Keimepithels korrelierte. Die Autoren sahen in dieser Analysemethode eine Möglichkeit zur differenzierten und quantifizierten Darstellung der postnatalen Umbauprozesse am Hodengewebe des Bullen. In einer ähnlichen Studie gelang es CHANDOLIA et al. (1997), den Verlauf der mittleren Grauwerte am Hoden von Bullenkälbern *in vivo* präziser zu skizzieren. Bereits in der sechsten bis achten Lebenswoche war ein geringgradiger Anstieg der testikulären Grauwerte zu

erkennen. Es folgte eine „Plateauphase“, die bis zur 20. Lebenswoche anhielt. Diese endete in einem stetigen Anstieg der Helligkeitswerte, um schließlich im Alter von ca. zehn Monaten das Maximum zu erreichen. CHANDOLIA et al. (1997) sahen in der Quantifizierung der Sonogramme eine nicht invasive Methode, um die Maturität des Hodenparenchyms während der postnatalen Entwicklung zu ermitteln. GRAUE (2002) wies beim Bullen mit Hilfe der sonographischen Texturanalyse einen kontinuierlichen Anstieg der Grauwerte mit Beginn der geschlechtlichen Beanspruchung nach und dokumentierte die mit dem Lebensalter ansteigende Echodichte des Parenchyms, welche in Bezug zum Kollagenanteil des Hodengewebes stand. Des Weiteren konnte sie eine Korrelation der Grauwerte zur Spermien Gesamtzahl nachweisen. Auf der Basis dieser Ergebnisse beurteilte sie die eindimensionale Graustufenanalyse als geeignete Methode zur quantitativen Darstellung sonographisch darstellbarer entwicklungsbedingter Veränderungen am Hodengewebe des Bullen im Rahmen der andrologischen Diagnostik.

KASTELIC et al. (2001) untersuchten an einer definierten Altersgruppe von Mastbullen den Einfluss des täglichen Spermienausstoßes auf die Echodichte des Hodens und konnten einen linearen Zusammenhang dieser beiden Parameter aufzeigen.

HÖHNE (2002) prüfte die Anwendbarkeit der Graustufenanalyse zur Objektivierung sonographischer Befunde von Prostata und Hoden beim Rüden. Eine Korrelation zwischen Lebensalter und Grauerthäufigkeit des Hodenparenchyms ließ sich anhand der statistischen Ergebnisse nicht nachweisen. Ein Zusammenhang zwischen Grauwerten und Hodenvolumen sowie Grauwerten und Spermien Gesamtzahl konnte ebenfalls nicht nachgewiesen werden. Allerdings ergab die Untersuchung der Rüdenpopulation von 56 Tieren einen nahezu konstanten Grauwert der Hoden ($80,6 \pm 6,7$). Obwohl kein Grauwert für eine bestimmte gewebliche Veränderung erarbeitet werden konnte, erwies sich die Analyse der Grauerthäufigkeit als eine Methode zur Quantifizierung von sonographisch darstellbaren Veränderungen des caninen Hodens. Nach einer Untersuchung an Besamungsbullen unterschiedlichen Alters stellte LIGNER (2009) fest, dass die Graustufenanalyse sonographischer Bilder des Genitaltraktes beim Bullen geeignet ist, die Befunde andrologischer Untersuchungen zu objektivieren. KEßLER (2010) stellte die drei Anteile des porzinen Epididymis sonographisch dar und quantifizierte die Unterschiede in der Echogenität hinsichtlich Lokalisation und zeitlichem Abstand zur Ejakulation mittels Graustufenanalyse. Ferner wurde überprüft, ob Beziehungen zwischen den Ergebnissen der sonographischen

Gewebecharakterisierung und ausgewählten Befunden der andrologischen / spermatologischen Untersuchung vorliegen. Es zeigte sich, dass die B-Bild Sonographie als Methode zur Darstellung der Anteile des porzines Epididymis im Rahmen der andrologischen Untersuchung geeignet ist. Die eindimensionale Graustufenanalyse wurde als sinnvolle Ergänzung zur Objektivierung der sonographischen Befunde ermittelt.

BANGEN (2011) zeigte im Gegensatz zu KEßLER (2010) beim Eber, dass die quantitative Graustufenanalyse am Hoden des Pferdehengstes keinen zusätzlichen Informationsgewinn gegenüber der konventionellen B-Mode-Sonographie bringt. Die histologische Untersuchung einer Hodenbiopsie kann nicht durch die quantitative Graustufenanalyse ersetzt werden.

Auch in der veterinärmedizinischen Gynäkologie, im Bereich der Untersuchung von Ovar und Endometrium, fand die Graustufenanalyse Einzug. So analysierte HERMES (1998) beim europäischen Reh (*Capreolus capreolus*) zyklusbedingte Änderungen des Endometriums, welche visuell nicht erkennbar waren. Anhand seiner Untersuchungen konnte er die Zunahme flüssigkeitsassoziiertes (dunkler) Graustufen ab dem dritten Monat der embryonalen Diapause nachweisen. Eindeutige zyklusabhängige Veränderungen des equinen Endometriums stellte LORBER (1999) mit Hilfe der eindimensionalen Graustufenanalyse dar. Zusätzlich konnte eine positive Korrelation zwischen der Progesteronkonzentration im Blutserum und dem mittleren Grauwert sowie eine negative Korrelation zwischen mittlerem Grauwert und der Konzentration von Östradiol 17 β nachgewiesen werden. Beim Rind stellte SCHMAUDER (2003) mittels mehrdimensionaler Graustufenanalyse zyklus- und entzündungsbedingte Veränderungen der Gewebestruktur des Endometriums dar. TOM et al. (1998a) beobachteten bei der Beurteilung der *Corpora lutea* bei Jungkühen zyklusabhängige Schwankungen des mittleren Grauwertes. Dabei wurden im Metöstrus die höchsten Werte gemessen, im frühen und mittleren Diöstrus mittlere und im Proöstrus die niedrigsten Werte. Zusätzlich stellten sie eine negative Korrelation zwischen den mittleren Grauwerten und der Progesteronkonzentration im Blutplasma fest. In einer anderen Arbeit untersuchten TOM et al. (1998b) die Follikelwand im Verlauf des Zyklus beim Rind und wiesen eine Abnahme der Echogenität bei erhöhter Vaskularisation der *Theca interna* nach. BERTMANN (2005) analysierte an der uterinen Schleimhaut des Rindes mehrere Echotexturen in der Frühträchtigkeit und kam zu dem Ergebnis, dass die Echostrukturanalyse des Endometriums beim Rind

geeignet ist, um eine Gravidität vor Sichtbarwerden des Embryos zu diagnostizieren. Beim Schwein kann dieses Verfahren ebenfalls bereits am zwölften Tag *post ovulationem* zur Trächtigkeitsdiagnose genutzt werden (VON DEM BUSSCHE-HÜNNEFELD, 2007; KAUFFOLD et al., 2010).

LAUFKÖTTER (2015) überprüfte unter anderem, ob durch die Nutzung der quantitativen Graustufenanalyse eine Objektivierung sonographisch erhobener Befunde des *Corpus luteum* der Pferdestute und damit Rückschlüsse auf den Zyklusstand möglich sind. Es konnte gezeigt werden, dass der Gelbkörper der Stute durch die Grauwertanalyse sicher vom umgebenden Gewebe differenziert werden kann. Es ist allerdings nicht gelungen, anhand einzelner im Zyklus erhobener Grauwerte den Zyklusstand der Stute sicher zu ermitteln.

2.4.4 Physiologische Befunde der Hodenuntersuchung

Die Skrotalhaut stellt sich beim Alpaka, genauso wie bei anderen Haussäugetier sonographisch als hyperechogene Linie dar (BECK, 1990; GOULETSOU et al., 2003, PEARSON et al., 2014). Die darunterliegende Schicht aus *Tunica dartos*, Bindegewebe und Faszien weist eine vergleichsweise geringere Echogenität auf. Es folgt der aus *Fascia spermatica interna* und parietalem Blatt der *Tunica vaginalis* bestehende *Processus vaginalis*. Er tritt laut BECK (1990) beim Eber als einheitlich reflexreiche Linie in Erscheinung. Sonographische Untersuchungen am humanen Hoden zeigten zwischen dem *Processus vaginalis* und der Organserosa (viszerales Blatt der *Tunica vaginalis*) das *Cavum vaginale*, in welchem sich meist eine echoarme bis anechogene Flüssigkeitszone befindet (LEUNG et al., 1984). Die *Tunica albuginea* und die Organserosa werden sonographisch als feine hyperechogene Linie dargestellt. Sonographisch bilden sie eine Einheit, die das Hodenparenchym umschließt (CARTEE et al., 1986). Sofern sich im *Cavum vaginale* keine Flüssigkeit befindet, sind *Processus vaginalis* und *Tunica albuginea* nicht zu differenzieren (PECHMANN und EILTS, 1988; GOULETSOU et al., 2003). Die Darstellung des *Septum scroti* (BECK, 1990) unterscheidet sich je nach Strahlengang. Im Longitudinalschnitt weist das Septum mittel- bis hochgradige Echogenität auf, während es im Transversalschnitt echofrei erscheint. Der intraskrotal gelegene Hoden besitzt eine längs- bzw. querovale Form. Das testikuläre Parenchym stellt sich beim Alpaka in allen Bereichen feinkörnig homogen mit einer mittleren Echogenität ohne hyper- oder anechogene Bereiche dar (ANDERSON und JONES, 2013). Der Grad der im Parenchym eingelagerten

Bindegewebsanteile variiert zwischen den Spezies. Das zentral lokalisierte *Mediastinum testis* durchzieht beim Alpakahengst den Hoden der Länge nach als breites hyperechogenes Band. Im Querschnitt stellt sich das Mediastinum als zentraler Reflexpunkt dar (BRAVO, 1995).

BRASS (1987) beschreibt das *Rete testis* in andrologischen Untersuchungen bei verschiedenen Haussäugetieren im transversalen Strahlengang als eine dunkle punktförmige Struktur, die von einer echoreichen Zone umgeben ist. Es ist sinnvoll mit der Ultraschallsonde die Horizontalebene zu betrachten, um alle Variationen der Echogenität zu erfassen (BRAVO, 1995). Hierdurch ist eine bessere Beurteilung des Hodengewebes möglich. Der Durchmesser des *Rete testis* scheint proportional zum Hodendurchmesser zu sein (CLARK et al., 2003).

2.4.5 Pathologische Befunde am Hoden

Funktionsstörungen des Hodens können angeboren oder erworben sein (ANDERSON und JONES, 2013). Die am häufigsten vorkommenden angeborenen Störungen der Hoden beim Alpaka sind Kryptorchismus, Hodenhypoplasie, testikuläre Zysten und ektopische (verlagerte) Hoden. Die häufigsten erworbenen Funktionsstörungen der Hoden bei dieser Spezies sind Hodendegeneration, testikuläre Neoplasien und entzündliche oder traumatische Schädigung.

2.4.5.1 Kryptorchismus

In einer Schlachthausstudie konnte SUMAR (1983) an 792 *post mortem* untersuchten männlichen Reproduktionstrakten von Alpakahengsten zeigen, dass unilateraler Kryptorchismus mit einer Inzidenz von 3% auftritt, wobei in 58,3 % der Fälle der linke und in 41,7% der rechte Hoden betroffen war. Alle von BRAVO (2014) beobachteten Fälle von Kryptorchismus bei Neuweltkameliden waren abdominaler Natur. Beim adulten Hengst kann der abdominal gelegene Hoden oft per Ultraschall auf Höhe des Leistenrings visualisiert werden. Bilateraler Kryptorchismus kommt sehr selten vor. Eine Spermatogenese findet aufgrund der Einwirkung der Körpertemperatur auf die Keimzellen im retinierten Hoden nicht statt, die Testosteronproduktion bleibt hiervon unbeeinflusst. Aufgrund der nicht bekannten Heritabilität des Kryptorchismus bei Neuweltkameliden und des Risikos der Entstehung von tumorösen Veränderungen am abdominal verbliebenen Hoden ist als Behandlung eine chirurgische Kryptorchidektomie und Kastration das Mittel der Wahl (PEARSON et al., 2014).

2.4.5.2 Hodenhypoplasie

Die Hodenhypoplasie ist eine angeborene Erkrankung. Ihre Inzidenz wird von SUMAR (1983) auf 10 % geschätzt. In den meisten Fällen liegt eine bilaterale Hodenhypoplasie vor. Sollte eine unilaterale Hypoplasie vorliegen, stellen TIBARY und VAUGHN (2006) fest, dass der linke Hoden deutlich häufiger betroffen ist als der rechte. Hengste mit Hodenhypoplasie weisen häufig eine Azoospermie auf. Die Diagnose wird durch eine Biopsie gesichert, hierbei zeigen sich verkleinerte *Tubuli seminiferi contorti* und *recti* mit wenig bis keiner Keimzellendifferenzierung bzw. Spermatogenese. Bevor eine Biopsie entnommen wird, sollten eine Ultraschalluntersuchung sowie eine Untersuchung des Blutserums auf Mineralien und Spurenelemente stattfinden (PEARSON et al., 2014). Bei Junghengsten, die bisher noch keine Trächtigkeit bei Stuten herbeiführen konnten, muss eine Hodenhypoplasie in Betracht gezogen werden, insbesondere wenn die Hoden kleiner als für das entsprechende Alter und die Größe des Tieres zu erwarten sind. Die Hodenhypoplasie muss von der bilateralen segmentalen Aplasie des Nebenhodens unterschieden werden. Diese kann durch eine Hodenbiopsie abgesichert werden. Betroffene Tiere sollten nicht weiter für die Zucht eingesetzt werden. Eine Kastration ist das therapeutische Mittel der Wahl. BRAVO (1995) fand in einer Studie zur Reproduktionsbiologie von männlichen Neuweltkameliden heraus, dass nur 45% der Stuten tragend wurden, wenn sie von Hengsten mit kleinen Hoden gedeckt wurden, im Gegensatz zu 75% Trächtigkeit bei Einsatz von Hengsten mit normal großen Hoden.

2.4.5.3 Testikuläre Zysten

Zysten im Hoden lassen sich häufig nur mittels Sonographie darstellen und diagnostizieren, da sie meist nicht zu palpieren sind, nicht zu einer Vergrößerung des Hodens führen und sich nicht schmerzhaft zeigen.

Hodenzysten werden meist bei der Ultraschalluntersuchung der Hoden während einer Zuchttauglichkeitsuntersuchung diagnostiziert. Die Ursache der Rete testis- Zysten sowie eine Heritabilität, ist nicht geklärt (BRAVO, 2014). Eine mögliche Ursache könnte eine abnormale/entartete Entwicklung der *Tubuli seminiferi* oder *Tubuli recti* bzw. ein gestörter lymphatischer Abfluss sein. Bei jüngeren Hengsten sind oftmals kleine Zysten im Ultraschall zu erkennen. Eine exakte Dokumentation und sonographische Vermessung der Zysten und des gesamten Hodens ist wichtig.

Ebenso ist es anzuraten Folgeuntersuchungen alle 6 Monate durchzuführen, um die Entwicklung der zystischen Dilatation beurteilen zu können. Jüngere Tiere im Alter von zwei bis drei Jahren werden öfter mit kleinen Zysten zur Untersuchung der Eignung als Vatertier für eine Herde vorgestellt. Dabei führt das Vorhandensein einer kleinen *Rete testis*-Zyste nicht automatisch zum Zuchtausschluss, dennoch sollten Tiere bei Vorhandensein von Zysten regelmäßig (alle 6 – 12 Monate) kontrolliert werden, um Veränderungen sofort zu bemerken. Sollte ein Hoden pathologisch verändert sein, kann dies auch zu einer Unterdrückung der normalen Funktion des kontralateralen Hodens führen, sodass die Fertilität des Hengstes beeinträchtigt ist (BRAVO, 2002). Ein progressiver Charakter von *Rete testis*-Zysten beim heranwachsenden Hengst ist nicht bekannt. In einer Studie kamen BOTT et al. (2008) zu dem Ergebnis, dass *Rete testis*-Zysten bei 18,5% der 173 zur Kastration vorgestellten Hengste vorlagen. Der Durchmesser der Zysten bewegte sich von 4 – 45 mm. Hierbei waren bei 40,6% der untersuchten Tiere die Veränderungen bilateral. Bei Tieren, bei denen nur ein Hoden betroffen war, war keine statistisch signifikante Präferenz zu erkennen, welcher der beiden Hoden häufiger zystisch verändert war. Untersuchungen von BRAVO (2014) zeigten, dass bei Althengsten mit großen testikulären Zysten in schweren Fällen sehr wenig normales Hodenparenchym zurückbleibt und die Spermatogenese zum Erliegen kommt. Dieser Prozess ist irreversibel und schwer betroffene Hengste mit einer derartigen Störung der Spermatogenese sollte von der Zucht ausgeschlossen werden. In einem Fallbericht beschreiben KUTZLER et al. (2006) *Rete testis* Zysten bei einem 9jährigen unkastrierten Alpakahengst. Der rechte Hoden zeigte im Gegensatz zum normalgroßen linken Hoden eine deutliche Umfangsvermehrung. Sekundär trat eine chronische Entzündung des Hodens und Nebenhodens auf.

2.4.5.4 Ektopische Hoden

Verlagerte / ektopische Hoden kommen seltener vor als echter Kryptorchismus. Diese Erkrankung, bei welcher der Hoden in eine unphysiologische Position absteigt, ist congenital. Der Hoden liegt hierbei nicht im Skrotum, sondern steigt subkutan in die Nähe des Präputiums oder im Bereich entlang der Hintergliedmaße ab (PEARSON et al., 2014). In einer Schlachthofstudie, die SUMAR (1983) an 792 Alpakahengsten durchführte, traten ektopische Hoden mit einer Inzidenz von 1,9% auf, wobei der linke Hoden in 73,3% der Fälle betroffen war.

Wenn keine Hoden im Skrotum zu finden sind oder eine unilaterale Kastration zu einem früheren Zeitpunkt stattgefunden hat, kann laut TIBARY (2007) mit Hilfe eines hCG-Stimulationstests eine Untersuchung auf das Vorhandensein von endokrin aktivem Hodengewebe eingeleitet werden. PEARSON et al. (2014) weisen darauf hin, dass ein ektopischer Hoden genauso wie ein kryptorchider Hoden in der Lage ist, Testosteron zu produzieren, aber wegen der erhöhten (Körper-) Temperatur, welcher der retinierte Hoden ausgesetzt ist, keine Spermatogenese stattfindet. Ein ektopischer Hoden kann, wenn dieser nicht chirurgisch entfernt wird, zu Problemen führen. Eine Torsion des Samenleiters sowie Schmerz- und Koliksymptomatik, neoplastische Veränderungen oder unerwünschtes Hengstverhalten können die Folge sein. Da eine Heritabilität nicht ausgeschlossen werden kann, sollten betroffene Tiere kastriert und damit von der Zucht ausgeschlossen werden. Das chirurgische Verfahren und der Schwierigkeitsgrad werden bestimmt von der Lokalisation des Hodens. So beschreiben BRAVO (2014) einen Fall, in dem ein ektopischer Hoden nahe an der dorsalen Penisarterie gelegen war.

2.4.5.5 Hydrocele

Bei einer Hydrocele bzw. Wasserbruch handelt es sich um eine Ansammlung seröser Flüssigkeit um den Hoden, im Skrotalfach (PEARSON et al., 2014). Eine Hydrocele kann ein- oder beidseitig auftreten. Zu unterscheiden ist die Hydrocele von einem Ödem mit Flüssigkeitsansammlungen in den Skrotalhüllen. Es handelt sich hierbei um eine pathologische Veränderung, die aufgrund des Anstiegs der skrotalen Temperatur und des daraus möglicherweise resultierenden Hitzeschocks sowie des Stillstandes der Spermatogenese einen negativen Effekt auf die Fertilität der betroffenen Hengste hat. Bei Volumenzunahme des Skrotums und palpatorisch zu diagnostizierender Flüssigkeitsansammlung muss laut BRAVO (2014) eine Hydrocele von einer Pyocele oder Hämatocele unterschieden werden. Eine Hydrocele kann durch eine Überproduktion an Flüssigkeit durch die *Tunica vaginalis* oder eine Verminderung des Abtransportes der Flüssigkeit durch den Samenleiter entstehen und kann mit einer Obstruktion des Inguinalkanals oder Aszites assoziiert sein. Ebenso tritt sie häufig entweder zusammen mit entzündlichen oder nicht-entzündlichen Ödemen des Skrotums auf. Das Skrotum ist zumeist nicht schmerzhaft und die Hoden sind typischerweise freischwimmend im Skrotum befindlich (PEARSON et al., 2014). Eine Diagnose kann durch eine Ultraschalluntersuchung des Skrotums durch Darstellung

freier Flüssigkeit im skrotalen Raum gestellt werden. Die Hydrocele erscheint als hypoechogene Flüssigkeit, welche das testikuläre Parenchym umgibt (PEARSON et al., 2014). Ein Schwirren von hyperechogenen Teilchen sind Anzeichen für eine Pyocele oder eine Hämatocele. Eine Hydrocele kann bedingt durch eine erhöhte Umgebungstemperatur auftreten, diese verschwindet typischerweise wieder, wenn die Temperatur wieder abfällt. Sollte dies nicht der Fall sein, ist die Hydrocele als pathologisch zu betrachten und weitere Untersuchungsmaßnahmen sind einzuleiten (BRAVO, 2014).

2.4.5.6 Spermatozele

Die Spermatozele ist eine zystische Erweiterung des Nebenhodens bzw. der samenleitenden Wege, die von den Samenwegen ausgeht und damit in der Regel Spermien enthält. Sie kann angeboren oder erworben sein. Als Ursachen können blind endende Tubuli sowie Entzündungen oder Traumata benannt werden. Spermatozele treten uni- oder bilateral auf, vorzugsweise im Bereich des Nebenhodenkopfes. Die Spermien treten durch das zunehmend atrophierende Epithel in das umgebende Gewebe aus und führen zu einer Fremdkörperreaktion (HÖHNE, 2002). Adspektorisch bzw. palpatorisch ist eine meist schmerzlose Neben-/Hodenschwellung zu diagnostizieren. Ultrasonographisch ist eine echofreie zystische Raumforderung festzustellen, welche vom Nebenhoden ausgeht. Mit der Spermatozele assoziiert ist meist die tubuläre Ektasie des *Rete testis* (RUBENSTEIN et al., 2004). Beim Auftreten einer Spermatozele ist eine Kastration des Tieres ratsam.

2.4.5.7 Hodendegeneration

Die Hodendegeneration ist eine erworbene Erkrankung unterschiedlicher Ätiologie. Dieser Zustand kann laut TIBARY und VAUGHN (2006) bedingt sein durch langandauernden Hitzestress, langanhaltendes hohes Fieber, skrotale oder testikuläre Entzündungsprozesse, traumatische Einwirkungen, Toxine, Imbalancen bei der Versorgung mit Spurenelementen oder Ernährungsdefiziten, hormonellen Abnormitäten, Stress sowie bei schweren akuten oder chronischen Erkrankungen. Ein Ausfall des Testikulargewebes kann evtl. zu einer Hodengrößenminderung, Fibrose und zu einer Störung bzw. zum Ausfall der Spermatogenese führen.

Nicht fibrosierte degenerativ veränderte Hoden fühlen sich bei der Palpation meist weicher an als normale Hoden. Hodendegenerationen werden meist erst diagnostiziert, wenn bei einem bisher fertilen Hengst ein starker oder über einen längeren Zeitpunkt unbemerkter, allmählicher Abfall der Fertilität auftritt (PEARSON et al., 2014). Im Hodenultraschall kann sich die Fibrosierung von Hodengewebe als Verlust der Homogenität darstellen. PEARSON et al. (2014) bezeichnen die Hodenbiopsie als probates Mittel zur Festigung der Diagnose einer Hodendegeneration. Schwerwiegende Degenerationen des Hodens können akuten Entzündungsprozessen oder Traumata folgen und enden meist in einer Atrophie bzw. Mineralisierung des testikulären Parenchyms (BRAVO, 2014).

2.4.5.8 Orchitis

Eine akute Orchitis wird in den meisten Fällen als Notfall beim Tierarzt vorstellig. Betroffene Hengste sind oft systemisch krank und zeigen starke Schmerzen. Einer oder beide Hoden können betroffen sein. Nicht selten kommt es auch zu einer Epididymitis als Begleiterscheinung (PEARSON et al., 2014). Ebenso kann es laut TIBARY et al. (2008) auch zu einer Schwellung des Skrotums kommen. Der oder die betroffenen Hoden können hochgradig erwärmt sein und Berührungsschmerz zeigen. Erkrankte Hengste können plötzlich beginnende Hinterhandlahmheit oder Desinteresse an weiblichen Sexualpartnern aufweisen, was sich möglicherweise als verminderte *Libido sexualis* oder Erektionsstörung darstellt (PEARSON et al., 2014).

Laut PEARSON et al. (2014) ist die häufigste Ursache für eine Orchitis bei Neuweltkameliden eine aufsteigende Entzündung, hervorgerufen durch den Biss eines anderen Hengstes ins Skrotum. Hengste besitzen scharfe Kampfstähne und nutzen diese zur Verteidigung ihres Harems, indem sie versuchen in das Skrotum ihres Gegners zu beißen (PEARSON et al., 2014). In einem Fall wurde nach AUBRY et al. (2000) bei einem Alpakahengst eine hämatogene Ausbreitung einer systemischen Infektion zum Hoden mit anschließender septischer Orchitis, hervorgerufen durch *Streptococcus equi ssp. zooepidemicus*, dokumentiert.

In der palpatorischen Untersuchung zeigt der Hoden Wärme, Flüssigkeitsansammlung sowie äußerliche Verletzungen wie Bisswunden und Prellungen. In der Sonographie des Hodens kann das Vorhandensein einer Hämatocele, eines Hodenabszesses oder eines Hodenödems dargestellt werden. TIBARY et al. (2008) erklären, dass es auch nach erfolgreich behandelter Infektion in den meisten Fällen zu einer Degeneration

des betroffenen Hodens und damit zu einer Einschränkung der Fertilität des Hengstes kommt. Ist nur einer der Hoden betroffen, ist eine unilaterale Kastration anzuraten, da hierdurch die reproduktive Funktion des kontralateralen Hodens erhalten bleibt. Trotzdem kann es durch eine entzündungsbedingte Erhöhung der skrotalen Temperatur zu einer gesteigerten Wärmebelastung des unbetroffenen Hodens kommen. In Abhängigkeit vom Schweregrad und der Dauer der erhöhten skrotalen Temperatur kann die Spermatogenese temporär oder permanent betroffen sein.

2.4.5.9 Hodenneoplasien

Neoplasien der Hoden sind beim Alpaka selten. Es können skrotale Vergrößerungen von testikulären Neoplasien verursacht werden. In manchen Fällen ersetzt das Tumorgewebe das normale Parenchym, ohne eine merkliche Größenzunahme des Hodens zu verursachen (PEARSON et al., 2014). Hodenneoplasien können zu einer starken Vergrößerung des Skrotums oder zu testikulärer Assymetrie führen. Zur Überprüfung werden die Hoden einer Palpation und einer sonographischen Untersuchung unterzogen, wobei bei der palpatorischen Untersuchung die Gewebequalität von fest oder weich bis hin zu prallelastisch variieren kann. In der Ultraschalluntersuchung zeigen sich einzelne abgegrenzte Bereiche mit, im Vergleich zum übrigen testikulären Parenchym, abweichender Echogenität. Hier ist eine Biopsie zu entnehmen und zu untersuchen (PEARSON et al., 2014). In einem von TIBARY und ANOUASSI (1997) beschriebenen Fall wurde ein Alpaka mit asymmetrischer Hodenvergrößerung vorgestellt. Eine Ultraschalluntersuchung des betroffenen Hodens zeigte hypoechogene Bereiche. Bei der unilateralen Kastration fiel eine Erosion durch die *Tunica albuginea* auf. Eine histologische Untersuchung des betroffenen Gewebes zeigte nicht nur ein Seminom, sondern auch eine entzündliche Reaktion um die rupturierte Stelle. In der folgenden Zuchtsaison erlangte der Hengst seine normale Zuchtaktivität zurück. Es wurde keinerlei Rückgang der Fertilität im Vergleich zum Zeitpunkt vor der Diagnosestellung festgestellt. Bei Hodenneoplasien sollten betroffene Hoden chirurgisch entfernt und der Hengst nach einer Zeit der Rekonvaleszenz erneut einer Zuchttauglichkeitsprüfung unterzogen werden (PEARSON et al., 2014). Sollte bei der spermatologischen Untersuchung die prozentuale Anzahl der normalen Spermien auf einem hohen Niveau geblieben bzw. wieder auf dieses angestiegen sein, kann der Hengst wieder zur Zucht eingesetzt werden.

2.4.5.10 Skrotalödem

Beim Skrotalödem handelt es sich um Flüssigkeitsansammlungen in der skrotalen Haut. Diese können entzündlichen und nichtentzündlichen Ursprungs sein. Beim Neuweltkameliden können beide Formen gemeinsam mit der Hydrozele auftreten (PEARSON et al., 2014). Auch im Zusammenhang mit einer septischen Orchitis kann es zum Auftreten eines skrotalen Ödems kommen (AUBRY et al., 2000). Das Auftreten eines Skrotalödems gilt als klassisches Symptom für Hyperthermie bzw. Hitzestress bei männlichen Neuweltkameliden (FOWLER, 2010). Die genaue Pathophysiologie des Skrotalödems ist noch nicht genau erforscht. Ein beitragender Faktor könnte in der mangelhaften Fähigkeit des *Plexus pampiniformis* und der Hodengefäße liegen, dem anfallenden Flüssigkeitsaufkommen entgegenzuwirken. Möglich ist auch eine temperaturbedingte Schädigung der Gefäße, die zu einer Erhöhung der Gefäßwandpermeabilität führt, wodurch intravasale Proteine, Elektrolyte und daraus resultierend auch Flüssigkeit in das Interstitium gelangen. Zur sicheren Diagnose ist neben der Adspektion und Palpation die Sonographie das Mittel der Wahl (PEARSON et al., 2014).

2.5 Histologie des Alpakahodens

Neuweltkamelidenhoden entsprechen in ihrem mikroskopischen Aufbau dem anderer Haussäugetiere (FOWLER, 2010). Der Hoden besitzt einen Bauchfellüberzug, der mit der Organkapsel, der *Tunica albuginea testis*, verwachsen ist. In der Organkapsel verlaufen die Äste der *Arteria testicularis* und *Vena testicularis*. Von der *Tunica albuginea* ziehen *Septula testis* in das Innere des Organs und teilen das Hodenparenchym in *Lobuli testis* auf. Diese bestehen aus Samenkanälchen, *Tubuli seminiferi*, die in geraden Abschnitten, *Tubuli recti*, enden (GASSE, 2004). Die *Tubuli seminiferi* haben bei Neuweltkameliden einen Durchmesser von 174 bis 237 µm (FOWLER, 2010). Septale *Tubuli* verbinden die *Tubuli seminiferi* mehrerer Läppchen miteinander und mediastinale *Tubuli* stellen den Anschluss an das Hodennetz (*Rete testis*) her. Über das *Rete testis* erfolgt der Abtransport der Spermien zu den *Ductuli efferentes testis* in den Nebenhoden (RODRIGUEZ et al., 1999). Die *Lamina propria* von den *Tubuli seminiferi* bis zum Nebenhoden ist beim Lama fibromuskulär und unterstützt dadurch möglicherweise den Spermientransport (RODRIGUEZ et al., 1999). Im Raum zwischen den *Tubuli* liegen beim Lama ein bis zwei große, zentrale

Lymphgefäße und Kapillaren. Dazwischen befinden sich interstitielle Zellen, die Leydig-Zellen. Sie liegen in größerer Zahl zusammen und bilden längliche Gebilde aus. Der Kern der Leydig-Zellen ist rund und es können ein oder zwei prominente Nucleoli erkannt werden (DELHON und VON LAWZEWITSCH, 1987). Das relative interstitielle Zellvolumen ist beim Lamahengst größer als bei Bulle oder Schafbock (DELHON und VON LAWZEWITSCH, 1987). Die Wand der Samenkanälchen wird einerseits durch eine bindegewebige Hülle und andererseits durch Sertoli-Zellen gebildet (DELHON und VON LAWZEWITSCH, 1987). Der Spermatogenesezyklus läuft in den *Tubuli seminiferi* nicht überall zeitlich synchron ab. Im Querschnitt durch einen Tubulus ist jeweils nur eine Entwicklungsstufe anzutreffen, während im Tubuluslängsschnitt verschiedene charakteristische Zellbilder der Spermatogenese aufeinander folgen. Die verschiedenen Phasen des Keimepithelzyklus werden vor allem durch die unterschiedlichen Entwicklungsstufen und die Lage der Spermatozoen bei der Transformation hervorgerufen (SCHNORR und KRESSIN, 2001). Dies gilt auch für die Hoden vom Lama (DELHON und VON LAWZEWITSCH, 1987). Die Definition der Phasen des Keimepithelzyklus wird unterschiedlich gehandhabt. Für die Beurteilung des Keimepithels der Haussäugetiere eignet sich eine Einteilung des Keimepithelzyklus in acht Phasen.

Hierbei kann entweder die zweite Reifeteilung als Endpunkt eines Zyklus angesehen werden oder es werden die Spermiation (die transepitheliale Wanderung und Abgabe der Spermien in das Hodenkanälchenlumen) (LIEBICH, 2003) als Endpunkt eines Zyklus angenommen, so dass z.B. Stadium I dem Stadium 5 entspricht.

Der Keimepithelzyklus von Neuweltkameliden lässt sich ebenfalls in acht Stadien untergliedern, wobei die Stadieneinteilung bei DELHON und VON LAWZEWITSCH (1987) die Spermiation als Endpunkt eines Zyklus annimmt. Die Stadien 1 bis 8 sind im histologischen Bild in 9,9%, 12,5%, 17,7%, 14,1%, 5,8%, 8,1%, 13,0% und 18,9% der quergeschnittenen Tubuli zu finden (DELHON und VON LAWZEWITSCH, 1987). Das interstitielle Gewebe des Neuweltkameldienhodens umfasst Blutgefäße, Lymphgefäße, Bindegewebe und Leydig-Zellen. Die geringe Anzahl an Kapillaren sowie die Lymphgefäße werden manchmal in enger Verbindung mit dem umgebenden interstitiellen Gewebe gefunden. Durch das Vorhandensein von Lymphgefäßen und Bindegewebe im Interstitium ist der Neuweltkameldienhoden strukturell dem Schafbock- und Bullenhoden ähnlich, mit dem Unterschied, dass das Volumen der

interstitiellen Zellen bei Neuweltkameliden größer ist als bei den beiden anderen genannten Tierarten (BROWN, 2000).

3 MATERIAL UND METHODEN

Alle Untersuchungen wurden im Rahmen der Versorgung von Patienten durchgeführt. Die Nutzung der durch Kastration gewonnenen Hoden wurde dem Regierungspräsidium Gießen angezeigt (kTV-7-2017).

3.1 Tiere

Alle Daten wurden im Rahmen der Kastration von Hengsten oder bei Zuchttauglichkeitsuntersuchungen gewonnen. Zur Verfügung standen die Hoden von 61 Alpakahengste im Alter zwischen 9 Monaten und 8 Jahren. Bei 30 Hengsten wurden die Hoden *in vivo* ultrasonographisch untersucht, anschließend die Hengste chirurgisch kastriert, die Hoden *ex situ* vermessen und im Anschluss ein histologisches Präparat der Hoden angelegt. Bei 26 Alpakahengsten wurden die Hoden ausschließlich sonographisch untersucht und vermessen. Bei zwei Hengsten fand lediglich eine *in vitro* Sonographie zur Vermessung der Hoden statt, auch hier wurden *ex situ* Daten erhoben und eine histologische Untersuchung durchgeführt. Von drei Tieren wurde ausschließlich ein histologisches Präparat der Hoden angefertigt. Die Altersstruktur der Hengste ist in Tabelle 3 dargestellt. In Tabelle 4 sind die Übersicht der angewendeten Verfahren und die jeweilige Anzahl der untersuchten Alpakahengste wiedergegeben.

Tabelle 3: Altersstruktur der kastrierten Alpakahengste

Alter (Jahre)	Anzahl der Hengste (n = 61)
< 2	37
3 – 4	12
> 4	8
unbekannt	4

Tabelle 4: Untersuchungsverfahren und jeweilige Anzahl der Alpakahengste

Angewendete Verfahren	<i>In vivo</i> Sonographie + Kastration + Histologie	Ausschließlich Sonographie	Ausschließlich Histologie	<i>In vitro</i> Sonographie + Histologie
Anzahl der Alpakahengste	30	26	3	2

3.2 Ultraschallgeräte

Die sonographischen Untersuchungen wurden mit dem Ultraschallgerät Honda HS-1500 (Honda Electronics Co., Ltd., Toyohashi Aichi Prefecture, Tokio, 441-3193 Japan) Abbildung 3 sowie mit dem ZONARE z.one ultra (ZONARE Medical Systems Inc., 420 N. Bernardo Avenue, Mountain View, CA 94043) Abbildung 4 durchgeführt. Der verwendete Schallkopf richtete sich nach der Art der Untersuchung. Beim Honda HS-1500, welches zur Graustufenanalyse herangezogen wurde, wurde eine 50mm Multifrequenz-Transrektalsonde (HLV-375M) genutzt. Hier wurden B-Mode-Bilder mit einer eingestellten Frequenz von 7,5 MHz anfertigt. Die Geräteeinstellungen waren bei den gesamten Untersuchungen auf $V = 65$ dB, Dynamic Range = 75 dB, Range = 60 mm sowie γ -Correction = 1 festgelegt.

Beim Ultraschallgerät ZONARE z.one ultra kam die Multifrequenz-Transrektalsonde (L12-4v Linear Array) zum Einsatz, hiermit wurde die Größe der Hoden ultrasonographisch vermessen.

Das Ultraschallgerät war auf eine Frequenz zwischen 7.0 MHz und 12.0 MHz eingestellt. Dabei kam auch die Kombination des Tissue Harmonic Imaging Verfahrens mit dem Frequenz Compounding Verfahren zum Einsatz. Hierbei wird sowohl die gesendete Frequenz (Unterwelle) sowie die im Gewebe erzeugte Oberwelle in Addition genutzt.

Die Eindringtiefe betrug je nach Gewicht und Größe des Hengstes 3,5 - 10 cm.

Alle festgehaltenen B-Mode-Standbilder wurden im .jpeg-Format archiviert. Als primäres Speichermedium diente dabei der geräteinterne Flashspeicher. Die

gesicherten Aufnahmen wurden im Falle des Honda HS-1500 über eine serielle Schnittstelle auf die Festplatte eines Personal Computers transferiert, dadurch war eine kontinuierliche Nutzung des Gerätes möglich, weil dessen maximale Speicherkapazität bei 60 Bildern lag. Beim Zonare z.one konnten die vom Gerät zum .jpeg-Format umgewandelten Ultraschallaufnahmen per USB-Schnittstelle auf ein USB-Speichermedium transferiert werden



Abbildung 3: Portables Ultraschallgerät Honda HS-1500 der Firma Honda Electronics Co. zur Durchführung der Graustufenanalyse



Abbildung 4: Ultraschallgerät ZONARE z.one der Firma ZONARE Medical Systems Inc. zur Vermessung der Hoden nach Erstellung von Aufnahmen im B-Mode

3.3 Chirurgische Kastration

3.3.1 Allgemeine klinische und spezielle klinisch-andrologische Untersuchung

Alle Tiere wurden vor der Kastration allgemein klinisch und speziell andrologisch untersucht. Dazu gehörte die Untersuchung der allgemeinen Vitalparameter (Herzfrequenz, Atemfrequenz, Temperatur, Kompartimentkontraktionen und Schleimhäute) sowie die adspektorische und palpatorische Untersuchung von Hoden und Skrotum.

3.3.2 Narkose

Für die Kastration wurden die Alpakahengste 12 – 24 Stunden vor dem Eingriff unter Nahrungskarenz gehalten. Vor der Operation wurde für die Injektionsnarkose zunächst X 2%® (Xylazin 20 mg/ml, Serumwerk Bernburg AG, Bernburg, D) in der Dosierung 0,5 mg/kg KGW i. m. als Prämedikation eingesetzt. Nach 10 Minuten wurde Ketamin® (Ketamin 100 mg/ml, CP Pharma Handelsgesellschaft mbH, Burgdorf, D) in der Dosierung 5 mg/kg KGW i. m. injiziert, dies führte zu einem ruhigen, kontrollierten Niedergehen des Tieres. Im Anschluss wurde den Hengsten ein Venenverweilkatheter (18G x 1 3/4“, 1,3 x 45mm, 96ml/min (grün) bzw. 20G x 1 1/4“, 1,1 x 33mm, 61ml/min (rosa) oder 22G x 1“, 0,9 x 25mm, 36ml/min (blau); B. BRAUN®, B. Braun Melsungen AG, Melsungen, D) geschoben, dies entweder im ersten Drittel der lateralen Halsseite in die *Vena jugularis externa* oder auf der Medialseite des Oberschenkels in die *Vena femoralis* (Abbildung 5). Direkt vor Operationsbeginn erhielten die Tiere noch einmal die Hälfte der Initialdosis Ketamin® als intravenöse Narkosevertiefung appliziert, wodurch ein operationsfähiges Narkosestadium erreicht wurde. Zur Verlängerung der Anästhesie wurde *intra operationem* Ketamin® nachdosiert.



Abbildung 5: Verweilkanüle in der rechten *Vena femoralis* am liegenden Alpakahengst

3.3.3 Operations-Vorbereitung

Die Alpakahengste wurden nach Eintritt der Narkose in der rechten Seitenlage gelagert und alle vier Gliedmaßen ausgebunden, wobei die hintere linke (obenliegende) Gliedmaße abduziert ausgebunden wurde, um einen ungestörten und optimalen Zugriff auf den Operationsbereich zu ermöglichen. Im Anschluss wurde das Untersuchungs- bzw. Operationsfeld vorbereitet. Die Haut des Skrotums wurde mit Wasser und Seife gewaschen, rasiert und entfettet, um für die ultrasonographische Untersuchung einen einwandfreien Kontakt der Sonde mit der Haut zu gewährleisten. Im Anschluss an die sonographische Untersuchung wurde das Skrotum für den operativen Eingriff steril vorbereitet. Hierzu wurde mit Alkohol (UN 1993 Ethanol/Isopropanol) sowie ECOLAB Skinsept® G - Lösung (46g Ethanol 96 %, 27g 2-Propanol), ECOLAB Deutschland GmbH, Düsseldorf) als Hautantiseptikum desinfiziert.

3.3.4 Chirurgische Kastration

Unter Anwendung steriler Kautelen und der skrotalen Schnitfführung wurde zunächst der obenliegende (linke) Hoden im Skrotum mit Zeigefinger und Daumen fixiert und ca. 2 cm lateral der *Raphe scroti* ein ca. 3 cm langer Hautschnitt über dem unter der gespannten Skrotalhaut befindlichen Hoden angelegt (Abbildung 6-A). Durch Druckausübung von dorsal und lateral wurde das Hodenkonvolut stumpf unter Zuhilfenahme von sterilen Mullkompressen durch die Inzisionsstelle vorgelagert. Eine Arterienklemme wurde möglichst weit proximal auf dem Samenstrang fixiert. Im Anschluss wurde der *Funiculus spermaticus* mit einer Durchstichligatur (Monosyn®, 4

metric, B.Braun Melsungen AG, Melsungen) durch den *Musculus cremaster* möglichst weit proximal doppelt abgebunden. Darauffolgend wurde eine zweite Ligatur ca. 2 cm distal der Doppelligatur gesetzt und der Funiculus ein zweites Mal abgebunden (Abbildung 6-B). Es wurden zwei weitere Klemmen dicht an den Ligaturen angesetzt und zwischen den Klemmen der Samenstrang unter Zuhilfenahme eines Skalpellts bzw. einer Schere nach Metzenbaum durchtrennt (Abbildung 6-C). In einigen Fällen wurde ein Emaskulator ca. 1-2 cm distal der Ligatur angesetzt, wodurch der Samenstrang gequetscht und proximal des Emaskulators durchtrennt wurde. Zur Aufrechterhaltung der Quetschwirkung wurde der Emaskulator eine Minute arretiert. Der Samenstrangstumpf wurde nach Öffnung der Kastrationszange bzw. der an ihm befindlichen Klemme auf Nachblutungen kontrolliert und zurück ins Skrotum verlagert. Darauffolgend wurde das Skrotum (äußere Haut und Subkutis) mit 2 - 3 liegenden U-Heften (Abbildung 6-D) verschlossen (Monosyn®, 4 metric, B.Braun Melsungen AG, Melsungen). Der zweite Hoden ist in gleicher Weise entfernt worden. Zur Wundabdeckung wurde auf die vernähte Wunde Aluminium-Spray® (Selectavet, Dr. Otto Fischer GmbH, Weyarn-Holzolling) aufgetragen (Abbildung 6-E).

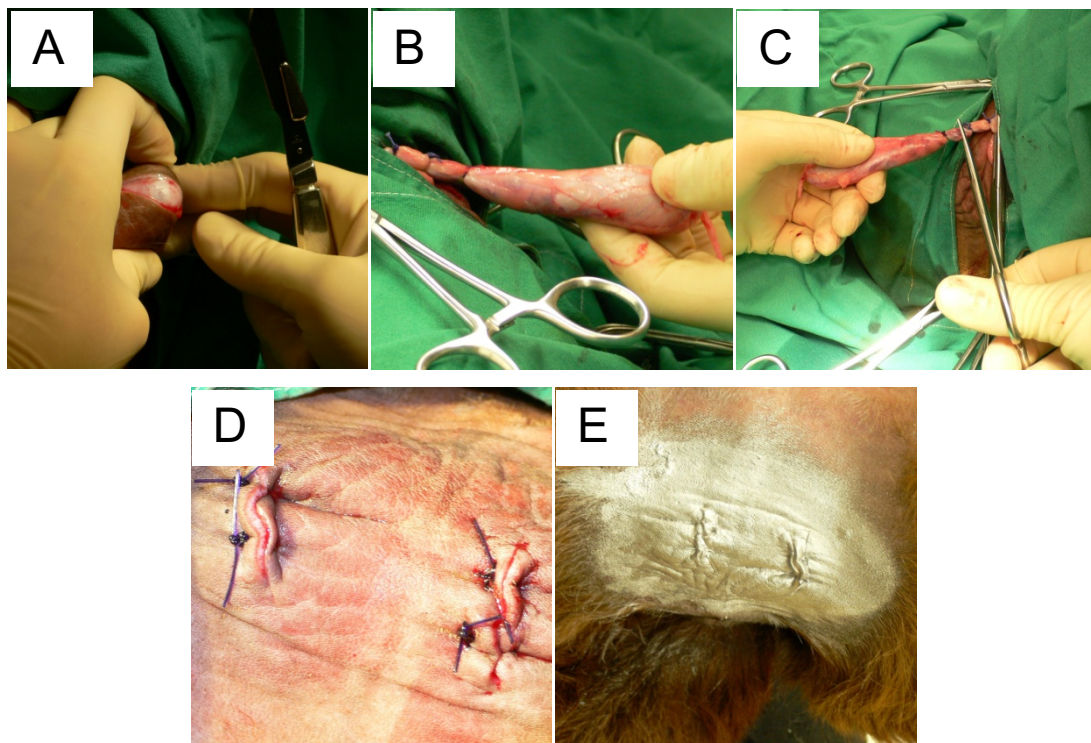


Abbildung 6: Chirurgische Kastration eines Alpakahengstes

(A) Skrotalschnitt, (B) doppelt ligierter Hoden, (C) Absetzen des Hodens,
(D) Wundverschluss, (E) Wundabdeckung

3.3.5 Medikamentöse Versorgung

Vor der Operation erhielten die Tiere als Analgetikum Metacam® (Meloxicam 20 mg/ml Injektionslösung, Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, Ingelheim/Rhein) bzw. Recocam® (Meloxicam 20 mg/ml Injektionslösung, alfabet Tierarzneimittel GmbH, Neumünster) in der Dosierung 0,5 mg/kg als subcutane Injektion sowie Tetanusserum (Tetanusantitoxin min. 1000 I.E./ml, Wirtschaftsgenossenschaft deutscher Tierärzte eG (WDT), Garbsen) in der Dosierung 4.000 – 5.000 I.E. subkutan und Vetrिमoxin® L.A. (Amoxicillin-Trihydrat 150mg/ml Injektionslösung, CEVA Tiergesundheit GmbH, Düsseldorf) ebenfalls subcutan in der Dosierung 15 mg/kg Körpergewicht. Nach 48 Stunden wurden Antibiotika- sowie Schmerzmittelgabe wiederholt.

3.4 Untersuchung der Hoden

3.4.1 Ultrasonographische Untersuchung

Mit einem Multifrequenz-Linear-Transrektalschallkopf (L12-4v Linear Array) des Ultraschalldiagnosegerätes Zonare z.one ultra (Zonare Medical Systems GmbH, Erlangen) und ECOLAB Spitacid®-Lösung als Kontaktmittel (46 % Ethanol 96 %, 27 % 2-Propanol (Ph.Eur.), 1,0 % Benzylalkohol (ECOLAB Deutschland GmbH, Düsseldorf), zur besseren Ankopplung der Sonde an die Haut und zur Schonung der Ultraschallsonde, wurden im B-Mode die Hoden ultrasonographisch untersucht. Es wurde ein Standbild im Sagittal- und Horizontalanschnitt erstellt und die Abbildung des Hodens anschließend vermessen, um Länge, Breite und Höhe der Hoden zu ermitteln. Außerdem konnten hiermit eventuelle pathologische Veränderungen aufgezeigt werden. Zur Untersuchung des Hodens wurde der Hoden manuell in der ventralen Position im Skrotum fixiert. Der Scanner wurde zunächst in Längsrichtung auf der Ventralseite des Hodens angesetzt. Dabei zeigten das Sonden-Vorderende nach cranial und das hintere Ende des Schallkopfs nach caudal. Dadurch ließ sich das Hodenparenchym sowie das hyperechogene *Rete testis* im Längsschnitt betrachten und die Länge sowie die Tiefe des Hodens im Anschluss vermessen (Abbildung 7). Im Folgenden wurde die Sonde horizontal zum Hoden aufgesetzt (Abbildung 8), dadurch ergab sich ein Querschnitt des Hodengewebes und des *Rete testis*. Hierdurch war es möglich, die Breite bzw. Tiefe des Hodens zu erfassen und zu vermessen. Aus den gemessenen Daten wurde unter Anwendung der Formel für Ellipsoide (Länge (l) x Breite (w) x Höhe (h) x 0,5236) (GOULETSOU, 2008) das Volumen der Hoden

errechnet und ein Vergleich zwischen linkem und rechtem errechneten Volumen sowie den errechneten ex situ gemessenen Volumina und den mit Hilfe der Verdrängung von Wasser aus einem Glaszylinders gemessenen Volumina angestellt.

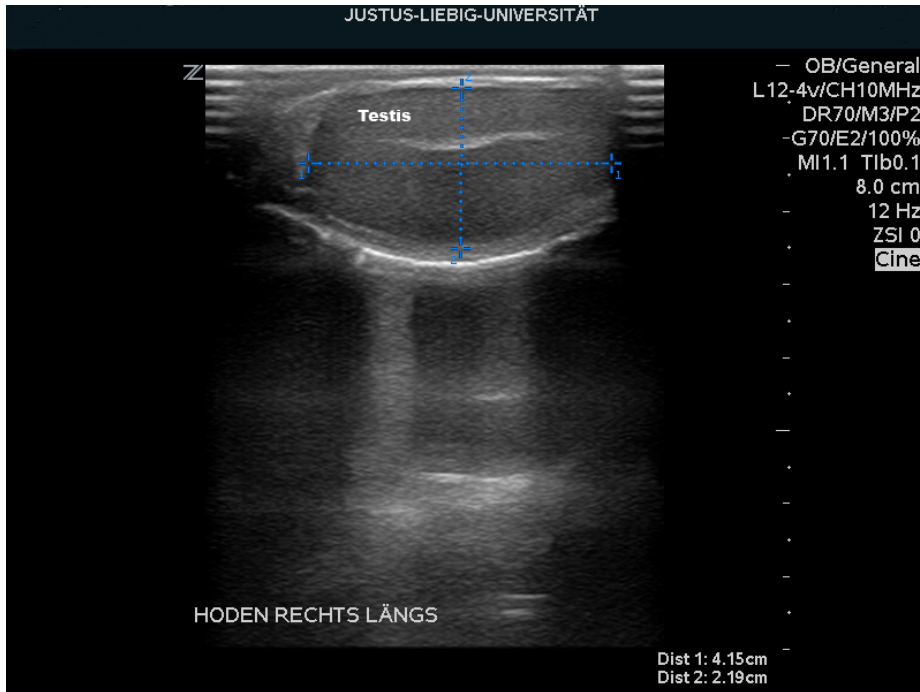


Abbildung 7: Vermessenes B-Mode-Standbild des rechten Hodens eines Alpakas im Längsschnitt



Abbildung 8: Ultrasonographische Untersuchung des rechten Hodens am liegenden Alpakahengst

3.4.2 Quantitative Graustufenanalyse

Die Graustufenanalyse wurde mithilfe des Honda HS-1500 Ultraschallgerätes unter Verwendung der Transrektalsonde (HLV-375M) durchgeführt. Dabei wurden die Hoden sonographisch erfasst und ein artefaktfreies B-Mode-Standbild auf Sagittal- und Horizontalebene generiert und jeweils zwei Regions of Interest (ROIs) analysiert. Die Werte der quantitativen Graustufenanalyse wurden direkt nach der Bildaufzeichnung vom Ultraschallgerät selbst berechnet und sind in jedem sonographischen Standbild eingeblendet.

Als ROI wurden innerhalb des Fokusbereiches zwei quadratische Messboxen in das Bild eingefügt. Für die Grundfläche der Boxen errechnete das Ultraschallgerät jeweils eine Grauwertverteilung in Form eines Histogramms, den Mittelwert dieser Verteilung (L_{mean}), die Standardabweichung (SD), den Modalwert für die meist aufgefundenen Grauwertpixel (N_{most}) und einen Quotienten aus N_{most} und N_{all} . Dabei ist N_{all} ein vom Gerät festgesetzter Maximalwert von Grauwertpixeln, der je nach Einstellung des Ultraschallgerätes variieren kann (Abbildung 9).

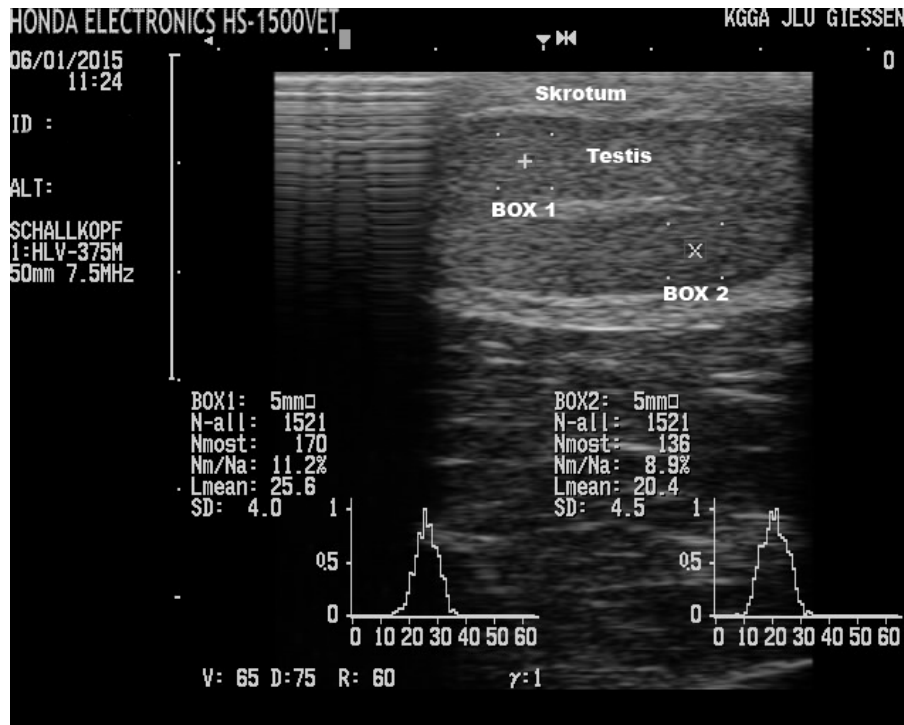


Abbildung 9: B-Mode-Standbild vom Hoden eines Alpakahengstes im Längsschnitt. ROIs definiert (BOX 1 und BOX 2), dazugehörige Histogramme und Ergebnisse der Graustufenanalyse in unterer Bildhälfte eingeblendet.

3.4.3 Makroskopische Untersuchung

Die Hoden wurden entweder direkt nach Kastration weiteren Untersuchungen unterzogen oder im Falle von nicht in der Klinik durchgeführten Operationen in mit isotonischer Natriumchlorid-Infusionslösung (0,9 %ige Natriumchlorid-Lösung ad us. Vet., B. Braun Melsungen AG, Melsungen) benetzte sterile Kompressen gewickelt, in Probengefäßen transportiert und anschließend untersucht. Für die folgenden Messungen wurde der Nebenhoden vom Hoden getrennt, um möglichst exakte Daten vom Hoden gewinnen zu können.

3.4.3.1 Hodenlänge

Zur Messung der Hodenlänge wurde eine digitale Schieblehre (Capiller DIGITAL, Bochem Instrumente GmbH, Weilburg) verwendet. Es ist der Abstand zwischen dem cranialen und caudalen Pol des Hodens gemessen worden. Die Angaben erfolgten in Zentimetern.

3.4.3.2 Hodenbreite und Hodentiefe

Die Hodenbreite und -tiefe wurde an der breitesten bzw. tiefsten Stelle des Hodens mit Hilfe oben genannter Schieblehre in Zentimetern gemessen.

3.4.3.3 Hodenvolumen

Das Hodenvolumen wurde sowohl berechnet als auch bestimmt. Bei der Volumenbestimmung wurde ein mit Wasser gefüllter Glaszylinder (Messzylinder DURAN®, Kl. A., blau grad. 100:1 ml, H 260mm, mit Schellbachstreifen, Hirschmann Laborgeräte GmbH & Co. KG, Eberstadt) verwendet. Das Volumen ist anhand der Veränderung des Wasserpegels ohne und mit Hoden durch Ablesen der Skala eruiert worden. Bei der Volumenberechnung wurden zum einen die Werte für Länge, Breite und Tiefe aus der Ultraschallvermessung und zum anderen die entsprechenden Werte aus der Hodenvermessung *post operationem* verwendet, um das jeweilige Volumen zu berechnen. Zur Berechnung des Hodenvolumens nach Ultraschall wurde für die gewonnenen Daten die Volumenformel nach Lambert (1951) (Länge (l) * Breite (b) * Höhe (h) * 0,71) herangezogen. Das Volumen nach Kastration wurde mit den per Schieblehre ermittelten Daten anhand der Formel für ellipsoide Körper (Länge (l) * Breite (b) * Höhe (h) * 0,5236) berechnet. Durch diese Vorgehensweise ist eine

exaktere Ermittlung des jeweiligen Hodenvolumens möglich (GOULETSOU et al., 2008). Dieses Ergebnis erzielten die Autoren am Hoden des Rüden.

3.4.3.4 Hodengewicht

Das Gewicht des jeweiligen Hodens wurde durch Wiegen auf einer Präzisionswaage (Mettler Toledo PB1501, Mettler-Toledo GmbH, Gießen) ermittelt. Die Angabe erfolgte in Gramm.

3.4.3.5 Hodendichte

Die Dichte wurde anhand der Formel Dichte (ρ) = Masse (m) / Volumen (V) berechnet. Hierbei wurde jeweils das ermittelte Gewicht als Masse-Wert (m) und die Werte des berechneten Volumens (ultraschallermittelte Werte bzw. Schublehren Messwerte nach Kastration) sowie des verdrängten Volumens nach Kastration als Volumen-Wert (V) herangezogen, wodurch drei Dichtewerte ermittelt werden konnten.

3.4.4 Histologische Untersuchung

3.4.4.1 Probenbearbeitung und Fixierung

Die zuvor untersuchten Hoden wurden mit einer Skalpellklinge in der Längsebene halbiert und ein Teilstück herausgeschnitten. Die entnommenen Teile wurden in vorbeschriftete Einbettkassetten überführt und in Formol nach Lillie (Tabelle 5) fixiert. Die Proben wurden über mindestens vier Tage in Formol nach Lillie aufbewahrt. Danach wurden die Proben über weitere mindestens 48 Stunden in 0,1 molare Natriumphosphatpuffer-Lösung gelagert, welche zwei- bis dreimal gewechselt wurde. Zum Abschluss wurden die Proben in einer aufsteigenden Alkoholreihe gewaschen (Tabelle 6).

Tabelle 5: Zusammensetzung von Formol nach Lillie zur Fixation der Proben:

Formol (ca. 40 %)	500 ml
NaH ₂ PO ₄ x H ₂ O	20 g
NaH ₂ PO ₄	32,5 g
Aqua destillata	4500 ml

Tabelle 6: Vorgang zur Fixierung der Proben

Lösungsmittel	Dauer der Fixierung
Formol nach Lillie	96 Stunden
Natriumphosphatpuffer	48 Stunden (2 - 3 maliger Wechsel)
Aufsteigend Alkoholreihe: Isopropanol 70%, Isopropanol 80%, Isopropanol 96%, Isopropanol 100%	Jeweils 15 Minuten
Xylol	Zweimal 15 Minuten

Im Institut für Veterinär-Anatomie, -Histologie und –Embryologie der Justus-Liebig-Universität Gießen erfolgte die Einbettung der Gewebeproben. Hierfür wurde ein halbautomatischer Histoembeeder (Leica EG 1160, Leica Biosystem GmbH, Nussloch) verwendet. Das gewaschene Probenmaterial wurde dreimal 15 Minuten in auf 60°C temperiertes Paraffin getaucht. Anschließend wurden die Gewebeproben in Bleiformen gelegt und mit flüssigem, erhitztem Paraffin übergossen. Im Anschluss wurden die befüllten Bleiformen auf eine auf -4 °C abgekühlte Kühlplatte platziert, um das Paraffin auszuhärten.

3.4.4.2 Objektträgerbeschichtung

Vor dem Auftragen der Gewebeschnitte wurden handelsübliche Objektträger mit Mattrand (76 x 26 mm, Gerhard Menzel GmbH, Braunschweig) mit 3-Aminopropyltriethoxysilan (APES) beschichtet (Tabelle 7).

Tabelle 7: Protokoll der APES-Beschichtung der Objektträger

Schritt	Vorgang	Dauer
1	Waschen mit Aqua destillata	Kurz 1-2 s
2	Entfetten mit Ethanol $\geq 99,8\%$	
3	Trocknen	
4	Eintauchen in APES/Aceton-Mischung (1:50)	20 Sekunden
5	Waschen in Aceton reinst	2x
6	Waschen in Aqua bidestillata	2x
7	Trocknen im Trockenschrank bei 37°C	24 Stunden

3.4.4.3 Herstellung histologischer Schnitte

Für die Herstellung der histologischen Schnitte kam ein Rotationsmikrotom (Leica RM 2125 RT, Fabr. Nr. 8493/09 2004, Kat. Nr. 04573987, Leica Microsystems Nussloch GmbH, Nussloch) zum Einsatz. Vor dem Schneiden wurden die in Paraffin eingebetteten Gewebestücke auf Gefrierakkus abgelegt. Nach dem Einspannen der Paraffinblöcke in das Rotationsmikrotom sind mit Hilfe einer Einmalklinge (Disposable Microtom Blade, Model 81950 PCS, Leica, Wetzlar) 4 -7 μm starke Gewebeschnitte hergestellt worden. Zur Glättung und Entfaltung wurden die Gewebeschnitte in ein mit *Aqua destillata* befülltes 35 - 38°C warmes Wasserbad (Tissue Flotation Bath TFB 45.000, Medite Medizintechnik, S N 902 995 124, Burgdorf) überführt. Anschließend sind die Gewebeschnitte auf die vorbeschrifteten APES-Objektträger aufgezogen und zum Trocknen über 24 Stunden in einem Trockenschrank bei 37°C gelagert worden. Danach wurden die Objektträger bis zur Färbung bei Raumtemperatur aufbewahrt.

3.4.4.4 Färbung der Gewebeschnitte

Zur Färbung der Gewebsschnitte kam eine Hämatoxylin-Eosin-Färbung zum Einsatz. Mit Hilfe von Hämatoxylin (natürlicher Farbstoff) können saure bzw. basophile Strukturen (z.B. DNA, Zellkerne, Ribosomen und rER) blau eingefärbt werden, wohingegen Eosin (synthetischer Farbstoff) alle Zellstrukturen rot färbt, die basisch bzw. acidophil sind (Proteine des Zytoplasmas, Mitochondrien, das sER und Kollagen). Das Färbeprotokoll ist in Tabelle 8 aufgeführt.

Tabelle 8: Durchführung der Hämatoxylin-Eosin-Färbung

Lösungsmittel	Dauer
Xylol	20 Minuten
Absoluter Alkohol	5 Minuten
96% Alkohol	5 Minuten
80% Alkohol	5 Minuten
70% Alkohol	5 Minuten
60% Alkohol	5 Minuten
50% Alkohol	5 Minuten
<i>Aqua destillata</i>	5 Minuten
Hämatoxylin nach Meyer	5-6 Minuten
Wässern mit Leitungswasser	10-15 Minuten
Eosin	5 Minuten
Spülen mit Leitungswasser	Kurz
80% Alkohol	Kurz
96% Alkohol	Kurz
Absoluter Alkohol I	2,5 Minuten
Absoluter Alkohol II	2,5 Minuten
Xylol I	10 Minuten
Xylol II	10 Minuten

Anschließend wurden die gefärbten Gewebeschnitte mit Eukitt (Fixierkleber, ENTELAN, Merck, Darmstadt) und IDL Deckgläser (24 x 50 mm, Art. Nr. 190002450, MAGV, Rabenau-Londorf) eingedeckelt. Nach ca. 20 Minuten wurden die eingedeckelten Objektträger mit Bleiklötzen für 24 Stunden beschwert.

3.4.4.5 Lichtmikroskopische Auswertung der Gewebeschnitte

Die histologische Untersuchung der Gewebeschnitte erfolgte mit Hilfe eines Lichtmikroskops (DMR, Leica, Wetzlar). Außerdem wurden die Präparate digitalphotographisch (Leica, MC170 HD, Wetzlar) erfasst und die Bilder auf einem Personal Computer gespeichert. In der 100 – 400fachen Vergrößerung wurde erhoben, ob sich Spermien im Hoden befinden.

3.5 Fragestellungen

Folgende Fragestellungen sollten mit der vorliegenden Arbeit anhand der gewonnenen Daten beantwortet werden:

- Wie stellt sich der Hoden des Alpakas sonographisch dar?
- Eignet sich die Sonographie zur Bestimmung des Hodenvolumens beim Alpaka?
- Unterscheidet sich der mittlere Grauwert von Längs- und Querschnitt am gesunden Hoden?
- Wie unterscheidet sich der mittlere Grauwert von gesunden und pathologisch veränderten Hoden?

3.6 Statistische Methoden

Die Datenauswertung fand zusammen mit der Arbeitsgruppe Biomathematik und Datenverarbeitung des Fachbereichs Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen im lokalen Rechnernetzwerk (LAN) statt. Für die statistischen Auswertungen wurde das Statistikprogrammpaket BMDP/Dynamic, Release 8.1 (DIXON, 1993) verwendet. Die graphischen Abbildungen wurden an einem Personal-Computer mit dem Programm Office® Excel® 2010 (Microsoft® Corporation) erstellt.

Zur Deskription der Daten wurden arithmetische Mittelwerte (\bar{x}) mit Standardabweichungen (s), Standardfehler des Mittelwertes (SEM, s / \sqrt{n}), Variationskoeffizienten (s / \bar{x}), Minima (X_{\min}), Maxima (X_{\max}), Spannweite (R) und Stichprobenumfänge (n) erarbeitet und tabellarisch wiedergegeben.

Die Mittelwerte der quantitativen Merkmale wurden hinsichtlich möglicher signifikanter Unterschiede der einzelnen Parameter und Methoden miteinander verglichen (t-Test für abhängige Stichproben, Wilcoxon-Mann-Whitney-Test).

Des Weiteren wurden die quantitativen Merkmale auf einen linearen oder nichtlinearen Zusammenhang bzw. Korrelation hin analysiert (Bland-Altman-Analyse, paarweise Korrelationsanalyse, modifizierte Bateman-Funktion).

Die Berechnung der Testverfahren wurde mit dem Programm BMDP3D durchgeführt. Die Untersuchung der Zusammenhänge erfolgte mit Hilfe von Korrelations- bzw. nichtlinearen Regressionsanalysen mit den Programmen BMDP6D und BMDPAR unter Angabe des Korrelationskoeffizienten (r) und der Regressionsgerade ($y = m \cdot x + b$) (Tabelle 9, Tabelle 10).

Die einzelnen Ergebnisse wurden mit zwei Nachkommastellen angegeben. Bei der Bewertung der Signifikanzen wurde das Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$ zugrunde gelegt, das heißt: Ergebnisse mit $p \leq 0,05$ wurden als statistisch signifikant angesehen.

Tabelle 9: Angewandte Korrelationsanalysen mit BMDP6D

Korrelation zwischen		
Parameter 1	Parameter 2	Verfahren
Differenz zwischen Vermessungsergebnis nach Kastration und der sonographischen Vermessung bei den Parametern: Länge (Dif_L), Breite (Dif_B), Höhe (Dif_H), berechnetem Volumen (Dif_{bVol}), verdrängtem Volumen (Dif_{vVol})	Quotient von Vermessungsergebnis nach Kastration und sonographischer Vermessung bei den Parametern: Länge ($Quot_L$), Breite ($Quot_B$), Höhe ($Quot_H$), berechnetem Volumen ($Quot_{bVol}$), verdrängtem Volumen ($Quot_{vVol}$)	Bland-Altman-Analyse
Vermessungsergebnis per Ultraschall Länge (L_{US}), Breite (B_{US}), Höhe (H_{US}), Volumen (VOL_{US})	Vermessungsergebnis nach Kastration Länge (L_K), Breite (K_B), Höhe (K_H), berechnetes Volumen (Vol_{ber}), verdrängtes Volumen (Vol_{ver})	Paarweise Korrelationsanalyse

Korrelation zwischen		
Parameter 1	Parameter 2	Verfahren
Alter	Hodenmaße gesunder Tiere Länge (L_{US}), Breite (B_{US}), Höhe (H_{US}), Volumen (Vol_{US}), Länge (L_K), Breite (B_K), Höhe (H_K), berechnetes Volumen (Vol_{ber}), verdrängtes Volumen (Vol_{ver})	Korrelationsanalyse
Dichte Berechnete Dichte ($Dichte_b$), verdrängte Dichte ($Dichte_{ver}$)	Mittlere Grauwerte des Längs- und Querschnitts Mittlerer Grauwert im Längsschnitt (MW_{GrauL}), Mittlerer Grauwert im Querschnitt (MW_{GrauQ})	Korrelationsanalyse

Tabelle 10: Angewandte nicht-lineare Regressionsanalysen mit BMDPAR

Gegenüberstellung		
Parameter 1	Parameter 2	Verfahren
Ultraschallver-messungsergebnisse der Länge (L_{US}), Breite (B_{US}), Höhe (H_{US}) und Messergebnisse nach Kastration der Länge (L_K), Breite (B_K), Höhe (H_K)	Alter	Nichtlineare Regressionsanalyse (angepasste Bateman-Funktion)
Volumen (berechnetes Volumen nach Ultraschallvermessung (Vol_{US}), berechnetes Volumen nach Vermessung nach Kastration (Vol_{ber}), Wasserverdrängungsvolumen nach Kastration (Vol_{ver}))	Alter	Nichtlineare Regressionsanalyse (angepasste Bateman-Funktion mit Sockel)

4 ERGEBNISSE

4.1 Sonographische Darstellung der Hoden

Um die sonographischen Charakteristika des Hodens beim Alpaka darzustellen, wurde mit einer Linearsonde der Längs- und Querschnitt des Hodens unter Verwendung einer Frequenz von 7,5 bis 12 MHz abgebildet.

Insgesamt wurden 116 Alpakahoden sonographisch dargestellt. 86 der untersuchten Hoden wurden als physiologisch und 21 als pathologisch verändert eingestuft.

Neun Hoden konnten aufgrund der Datenlage nicht ausgewertet und deshalb nicht berücksichtigt werden.

4.1.1 Physiologisches Hodengewebe

Die Skrotalhaut stellte sich in direkter Schallkopfnähe als eine hyperechogene Linie dar. Subcutan folgten *Tunica dartos*, Bindegewebe und testikuläre Faszien als eine homogene Schicht gering bis mittelgradiger Echogenität. Zwischen dem als hyperechogene Linien erscheinenden *Processus vaginalis* und der *Tunica albuginea* war das *Cavum vaginale* als eine schmale anechogene Zone darzustellen. Das Hodenparenchym stellte sich sonographisch homogen und mittelgradig echogen als fein marmoriertes Echomuster dar. In dessen Zentrum war das hyperechogene *Mediastinum testis* abzugrenzen (Abbildung 10). Anhand der Untersuchung von 86 physiologischen Hoden zeigte sich zusammenfassend folgende charakteristische Sonoarchitektur des Alpakahodens:

Skrotalhaut: Darstellbar als hyperechogene Linie

Hodenparenchym: Homogenes, mittelgradig echogenes und fein marmoriertes Echomuster

Mediastinum testis: Zentral im Hodenparenchym gelegen, strangförmig und hyperechogen

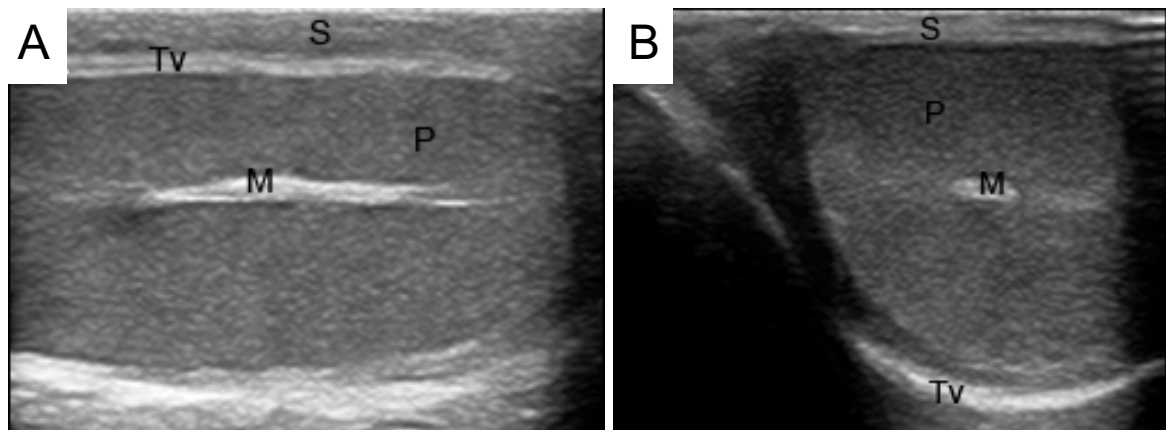


Abbildung 10: B-Mode-Standbilder des physiologischen Alpakahoden im
 (A) Längs- und (B) Querschnitt; Linear-Scan; 8 MHz
 S) Skrotum; P) Hodenparenchym; M) *Mediastinum testis* mit *Rete testis*;
 Tv) *Tunica vaginalis*

4.1.2 Pathologisches Hodengewebe

Sonographisch pathologische Befunde am Alpakahoden waren Hodenatrophie, Neoplasie des *Rete testis*, Zysten im Hodenparenchym sowie Kryptorchismus. Aufgrund dieser Befundung wurden 21 Alpakahoden als pathologisch eingestuft. Die pathologisch veränderten Hoden teilten sich wie folgt auf:

- Kryptorchismus konnte in einem Fall festgehalten werden. Bei dem 1-jährigen Tier war der rechte Hoden nicht ins Skrotum abgestiegen.
- Eine vorberichtlich bekannte Hodenatrophie war palpatorisch und sonographisch durch eine Veränderung der Größe und sonographisch der Homogenität des betroffenen Hodenparenchyms feststellbar (Abbildung 11). Im Fall des vorgestellten 4-jährigen Alpakahengstes wurde die Atrophie am linken Hoden festgestellt. Die Hoden des 4-jährigen Alpakahengstes wiesen links eine Größe von 1,64 x 1,20 x 1,17 cm und ein Gewicht von 1,2 g, sowie rechts eine Größe 5,15 x 3,41 x 3,40 cm und ein Gewicht von 31,3 g auf.
- Eine Neoplasie im Bereich des *Rete testis* zeigte eine mittel- bis hochgradige Echogenität (Abbildung 12). Die Veränderung zeigte sich unilateral rechts und trat bei einem 3-jährigen Alpakahengst auf.

- Bei 15 Alpakahoden zeigten sich im Ultraschall inhomogene wolkige Auftreibungen des Hodenparenchyms mit hypoechogenem Charakter (Abbildung 13).

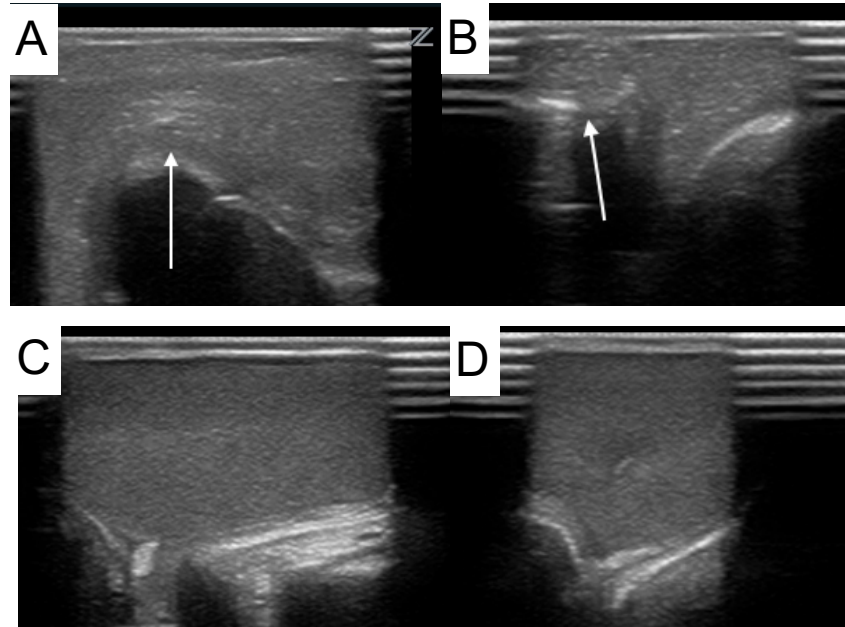


Abbildung 11: B-Mode-Standbilder einer linksseitig Hodenatrophie im Längs- und Querschnitt; Linear-Scan; 10 MHz (A) Längsschnitt links; (B) Querschnitt links; (C) Längsschnitt rechts; (D) Querschnitt rechts; weißer Pfeil) linker atrophischer Hoden eingelagert in Fettgewebe

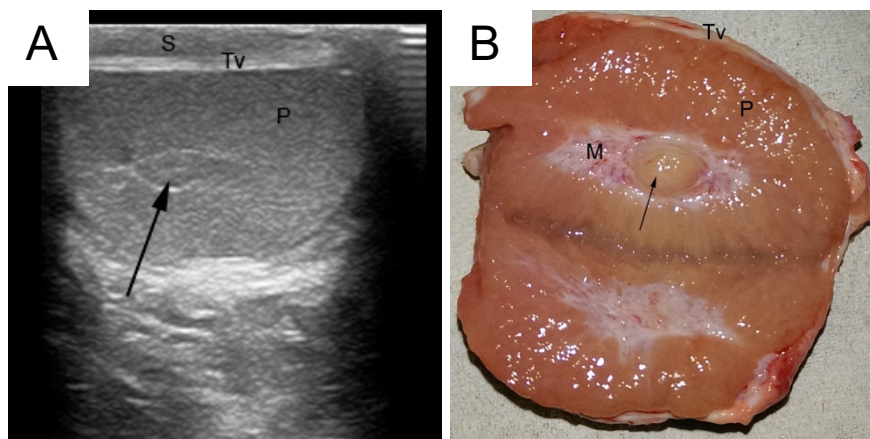


Abbildung 12: B-Mode-Standbilder eines Alpakahoden mit *Rete testis* Neoplasie
 (A) sonographischer Querschnitt (Linear-Scan; 8 MHz);
 (B) makroskopische Aufnahme; S) Skrotum; P) Hodenparenchym;
 M) *Mediastinum* mit *Rete testis*; Tv) *Tunica vaginalis*;
 Schwarzer Pfeil) Neoplasie

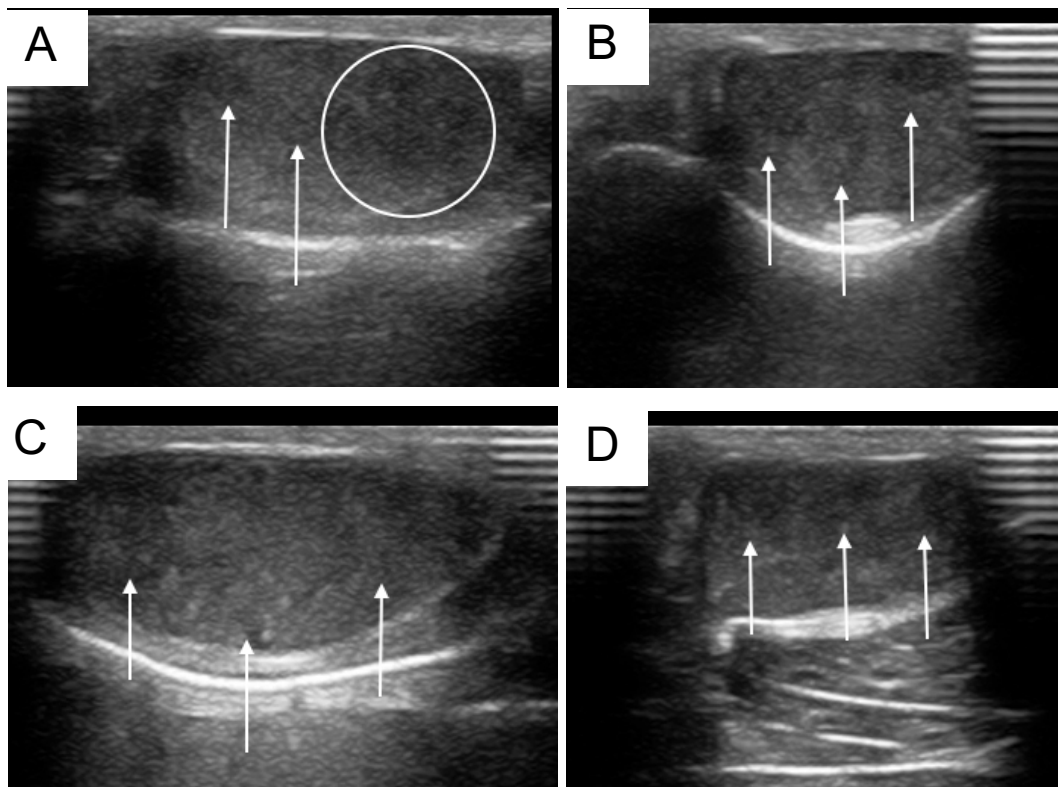


Abbildung 13: B-Mode-Standbilder von inhomogenen wolkigen Auftreibungen des Hodenparenchyms hypoechoenen Charakters beim Alpakahengst; Längs- und Querschnitt; Linear-Scan; 7 MHz
 (A) Längsschnitt links; (B) Querschnitt links; (C) Längsschnitt rechts;
 (D) Querschnitt rechts; weiße Pfeile, Kreis) wolkige Auftreibungen

4.2 Quantitative Graustufenanalyse

4.2.1 Ergebnisse der quantitativen Graustufenanalyse

Die im Folgenden aufgeführten Untersuchungsergebnisse basieren auf den Auswertungen der einstufigen Graustufenanalysen von Alpakahoden. Bei jedem untersuchten Hengst ($n = 46$) wurden pro Hoden ($n = 92$) zwei (Längs- bzw. Querschnitt), möglichst artefaktarme B-Mode-Standbilder generiert, um darin jeweils zwei Regions of Interest (ROIs) zu analysieren. Die Analysen umfassten die Erhebung der Graustufenparameter: mittlerer Grauwert (L_{mean}) und meist aufgefundener Grauwert (N_{most}) inklusive der entsprechenden Histogramme. Aus der Erhebung des mittleren Grauwertes (L_{mean}) im Längs- und Querschnitt der Alpakahoden ergaben sich die folgenden, in Tabelle 11 aufgeführten Werte.

Tabelle 11: Mittlerer Grauwert (L_{mean}) des linken und rechten Alpakahodens im Längs- und Querschnitt

	n	Mittelwert (\bar{x})	s	SEM	X_{min}	X_{max}	Range
Grau _{L1}	92	24,35	3,71	0,39	10,70	31,60	20,90
Grau _{L2}	92	24,71	3,13	0,34	15,00	31,10	16,10
Grau _{Q1}	85	24,74	3,58	0,39	12,30	31,90	19,60
Grau _{Q2}	85	24,76	3,77	0,41	12,20	30,60	18,40
MW _{Grau L}	92	24,53	3,27	0,34	12,85	31,35	18,50
MW _{Grau Q}	85	24,75	3,43	0,37	12,25	30,65	18,40

- Grau_{L 1/2}: Längsschnittgrauwert, Region of Interest (ROI) 1 / 2
 Grau_{Q 1/2}: Querschnittgrauwert, Region of Interest (ROI) 1 / 2
 MW_{Grau L/Q}: Mittelwert der ROI - Grauwerte im Längs- / Querschnitt (L_{mean})
 n: Stichprobenumfang (Anzahl der untersuchten Hoden)
 s: Standardabweichung
 SEM: Standardfehler des Mittelwertes
 X_{min} : kleinster Wert
 X_{max} : größter Wert
 Range: Spannweite

4.2.2 Vergleich des mittleren Grauwertes im Längs- und Querschnitt am gesunden Alpakahoden

Es wurden die Grauwerte von 68 gesunden, physiologischen Alpakahoden miteinander verglichen. Die ermittelte objektive Echodichte und somit die mittleren Grauwerte (L_{mean}) wiesen im Längsschnitt beim t-Test für abhängige Stichproben statistisch nicht signifikante Unterschiede zu den mittleren Grauwerten im Querschnitt auf (Tabelle 12).

Der p-Wert lag bei $p = 0,23$. In Abbildung 14 sind die arithmetische Mittelwerte und

ERGEBNISSE

Standardabweichungen der mittleren Grauwerte physiologischer Hoden im Vergleich Längs- (n = 68) und Querschnitt (n = 61) graphisch dargestellt.

Tabelle 12: Vergleich der mittleren Grauwerte (L_{mean}) im Längs (n = 68) und Querschnitt (n = 61) am gesunden Alpakahoden

	Mittelwert (\bar{x})	s	SEM	X_{min}	X_{max}	p-Wert
MW _{Grau L}	25,07	3,02	0,39	16,95	31,35	p = 0,23
MW _{Grau Q}	25,40	2,85	0,37	19,60	30,65	

MW_{Grau L/Q}: Mittelwert der ROI - Grauwerte im Längs- / Querschnitt

s: Standardabweichung

SEM: Standardfehler des Mittelwertes

X_{min} : kleinster Wert

X_{max} : größter Wert

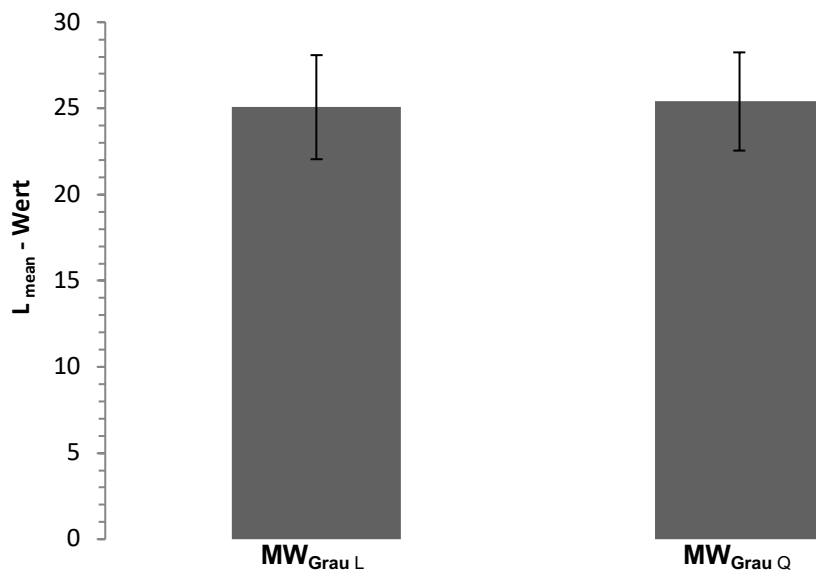


Abbildung 14: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der mittleren Grauwerte von gesunden Alpakahoden im Vergleich Längs- (n = 68) und Querschnitt (n = 61)

4.2.3 Vergleich des mittleren Grauwertes von gesunden mit pathologisch veränderten Hoden

Anhand von 87 untersuchten Alpakahoden wurden die ermittelten mittleren Grauwerte (L_{mean}) von gesunden, physiologischen ($n = 68$) und pathologisch veränderten ($n = 19$) Hoden im Längs- und Querschnitt miteinander verglichen. Die ermittelten mittleren Grauwerte im Längs- und Querschnitt zeigten im t-Test bzw. im Wilcoxon-Mann-Whitney-Test für abhängige Stichproben im Vergleich gesunder und pathologisch veränderter Alpakahoden unterschiedliche Ergebnisse (Tabelle 13). Der Vergleich der mittleren Grauwerte im Längsschnitt im gepoolten t-Test brachte einen statistisch signifikanten Unterschied zwischen gesunden und pathologisch veränderten Hoden ($p = 0,03$). Unter Verwendung des Wilcoxon-Mann-Whitney-Tests zeigte der p-Wert des Vergleichs der mittleren Grauwerte im Querschnitt einen statistisch nicht signifikanten Unterschied ($p = 0,09$). Der mittlere Grauwert im Längsschnitt lag beim gesunden Hoden bei $25,00 \pm 2,99$, wohingegen die pathologisch veränderten Hoden im Längsschnitt einen mittleren Grauwert von $23,11 \pm 3,90$ aufwiesen. Im Querschnitt verhielt es sich ähnlich. So wiesen die gesunden Hoden im Querschnitt einen mittleren Grauwert von $25,40 \pm 2,85$ auf. Der mittlere Grauwert der pathologisch veränderten Hoden im Querschnitt lag bei $23,14 \pm 4,67$. Die arithmetischen Mittelwerte und Standardabweichungen der mittleren Grauwerte im Längs- und Querschnitt gesunder und pathologisch veränderter Hoden sind in Abbildung 15 graphisch im Vergleich dargestellt. Es wurden 68 Längsschnitte und 61 Querschnitte gesunder Alpakahoden in den Vergleich einbezogen. Bei den pathologisch veränderten Hoden flossen die Daten von 19 Hoden mit in die Bewertung ein.

ERGEBNISSE

Tabelle 13: Vergleich des mittleren Grauwerts im Längs- und Querschnitt von gesunden (n = 68) und pathologisch veränderten (n = 19) Alpakahoden

	Mittelwert (\bar{x})	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	p-Wert
MW _{Grau Lg}	25,00	2,99	0,36	16,95	31,35	p = 0,03
MW _{Grau Lk}	23,11	3,90	0,89	12,85	27,65	
MW _{Grau Qg}	25,40	2,85	0,37	19,60	30,65	p = 0,09
MW _{Grau Qk}	23,14	4,67	1,07	12,25	27,90	

MW_{Grau L/Q g/k}: Mittelwert der ROI - Grauwerte im Längs- / Querschnitt beim gesunden / pathologisch veränderten Alpakahoden

s: Standardabweichung

SEM: Standardfehler des Mittelwertes

X_{\min} : kleinster Wert

X_{\max} : größter Wert

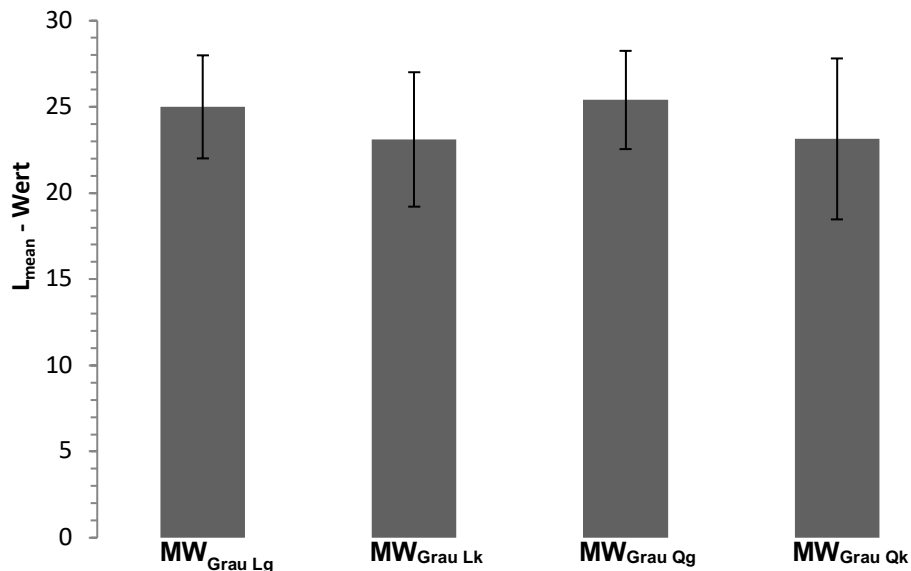


Abbildung 15: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der mittleren Grauwerte im (L) Längs- und (Q) Querschnitt gesunder (g) und pathologisch veränderter (k) Hoden im Vergleich (MW_{Grau Lg} (n = 68); MW_{Grau Qg} (n = 61); MW_{Grau Qk} und MW_{Grau Lk} (n = 19))

4.3 Hodenmaße

4.3.1 Sonographie

Die Ergebnisse von Hodenlänge, -breite und -höhe wurden anhand des aufgenommenen und vermessenen B-Mode-Standbildes erhoben. Diese sind der Tabelle 14 zu entnehmen. Hierbei ergab sich eine Hodenlänge von $3,33 \pm 0,73$ cm sowie eine Hodenbreite von $1,70 \pm 0,41$ cm und eine Höhe der Hoden von $2,13 \pm 0,52$ cm im Ultraschall.

4.3.2 Schublehre

Mit Hilfe einer digitalen Schublehre wurden Hodenlänge, -breite und -höhe nach Kastration und ohne Berücksichtigung von Nebenhoden und Skrotum ermittelt. Die Ergebnisse sind in der Tabelle 14 zusammengefasst. Die Hodenlänge betrug dabei $3,68 \pm 0,74$ cm, die Hodenbreite belief sich auf $2,57 \pm 0,53$ cm und die Höhe der Hoden betrug $2,54 \pm 0,53$ cm.

In Abbildung 16 sind die arithmetischen Mittelwerte und Standardabweichungen der Hodenvermessung graphisch dargestellt. Die Anzahl der eingegangenen Werte sind Tabelle 14 zu entnehmen.

Tabelle 14: Ergebnisse der Vermessung und Volumenberechnung an Alpakahoden (n = 113)

	n	Mittelwert (\bar{x})	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	Range
L _{US}	109	3,33	0,73	0,7	1,62	4,96	3,34
B _{US}	113	1,70	0,41	0,04	0,65	3,18	2,53
H _{US}	112	2,13	0,52	0,05	1,05	3,43	2,38
Vol _{US}	62	10,91	5,61	0,71	1,70	28,43	26,72
L _K	62	3,68	0,74	0,09	1,62	5,15	3,53
B _K	62	2,57	0,53	0,07	1,09	3,50	2,41

ERGEBNISSE

	n	Mittelwert (\bar{x})	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	Range
H _K	62	2,54	0,53	0,07	1,16	3,40	2,24
Vol _{ber}	62	13,72	6,80	0,86	1,13	31,26	30,13
Vol _{ver}	62	11,96	6,27	0,80	1,00	30,00	29,00

L/B/H_{US}: Per Sonographie gemessene Länge / Breite / Höhe in cm

L/B/H_K: Per Schublehre gemessene Länge / Breite / Höhe in cm

VOL_{US}: Berechnetes Volumen aus Ultraschallvermessung in cm³

Vol_{ber}: Berechnetes Volumen aus Messergebnissen per Schublehre in cm³

Vol_{ver}: Verdrängtes Volumen in cm³

n: Stichprobenumfang

s: Standardabweichung

SEM: Standardfehler des Mittelwertes

X_{\min} : kleinster Wert

X_{\max} : größter Wert

Range: Spannweite

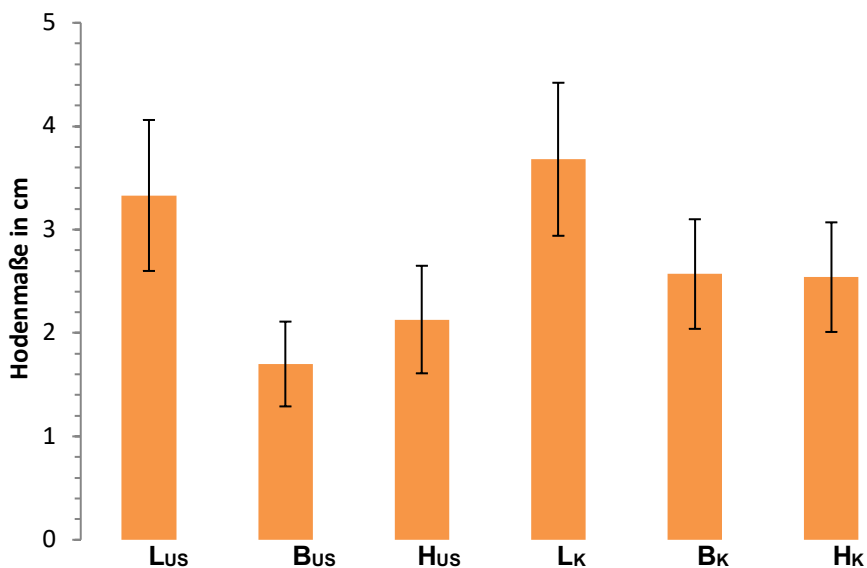


Abbildung 16: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen folgender

Parameter der Hodenvermessung (in vivo per Ultraschall: Hodenlänge (L_{US}) (n = 109), Hodenbreite (B_{US}) (n = 113), Hodenhöhe (H_{US}) (n = 112); per Schublehre nach Kastration: Hodenlänge (L_K), Hodenbreite (B_K), Hodenhöhe (H_K) (n = 62))

4.4 Volumen

4.4.1 Berechnung des Hodenvolumens

Zur Berechnung des Hodenvolumens wurde für die per Ultraschall gewonnenen Daten die Volumenformel nach Lambert (1951) (Länge (l) * Breite (b) * Höhe (h) * 0,71) herangezogen. Zur Berechnung des Volumens nach Kastration wurden die per Schublehre ermittelten Daten in die Formel für ellipsoide Körper (Länge (l) * Breite (b) * Höhe (h) * 0,5236) eingesetzt. Die Ergebnisse sind Tabelle 14 zu entnehmen. Das Volumen, welches aus den per Sonographie erhaltenen Werten errechnet wurde, betrug $10,91 \pm 5,61 \text{ cm}^3$. Das berechnete Volumen aus den Werten der Messung nach Kastration per Schublehre hatte einen Wert von $13,72 \pm 6,80 \text{ cm}^3$.

4.4.2 Wasserverdrängung

Die Ergebnisse der Volumenbestimmung sind in Tabelle 14 zusammengefasst. Dabei ergab sich ein Volumen von $11,96 \pm 6,27 \text{ cm}^3$.

In Abbildung 17 sind die arithmetischen Mittelwerte und Standardabweichungen der Volumenermittlung dargestellt. Beim aus den Ultraschallwerten berechneten Volumen sowie bei der Volumenberechnung nach Kastration und dem tatsächlich verdrängten Volumen im Wasser flossen Daten von 62 Alpakahengsthoden in die Auswertung ein.

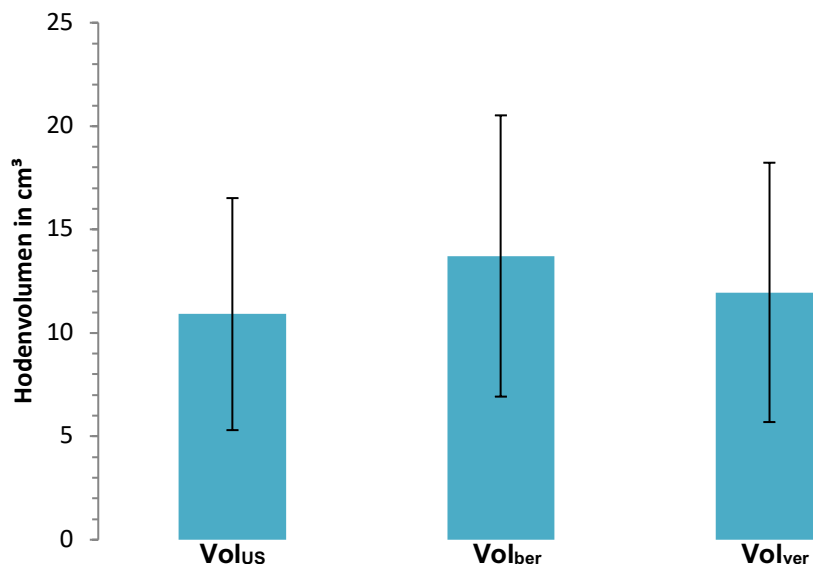


Abbildung 17: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der Volumenermittlung am Alpakahoden (ultraschallermitteltes Volumen (Vol_{US}), berechnetes Volumen (Vol_{ber}), verdrängtes Volumen (Vol_{ver})), n = 62

4.4.3 Vergleich der Verfahren zur Hodenvermessung

Der Vergleich von den per Ultraschall gewonnenen Messergebnissen und den nach Kastration erhobenen Daten zeigte im t-Test für abhängige Stichproben statistisch signifikante Unterschiede. Es ergab sich ein statistisch hochsignifikanter Unterschied der Breiten- und Höhenmessung zwischen Ultraschall und Schublehre nach Kastration ($p < 0,001$) (Tabelle 16 und Tabelle 17). Bei der Messung der Hodenlänge konnte bei den beiden genutzten Verfahren ein statistisch nicht signifikanter Unterschied festgestellt werden ($p = 0,058$) (Tabelle 15). Dabei lieferte das Verfahren der Messung per Schublehre in allen Bereichen die größeren Hodenmaße. In Abbildung 18 sind die arithmetischen Mittelwerte und Standardabweichungen des Vergleichs der Ergebnisse durch Ultraschallmessung und nach Kastration dargestellt.

Tabelle 15: Vergleich der Längenmessergebnisse durch Ultraschallvermessung und Schublehre von 62 Alpakahoden nach Kastration

	n	\bar{x}	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	p-Wert
L_{US}	62	3,55	0,67	0,08	1,99	4,96	p = 0,0583
L_K	62	3,68	0,74	0,09	1,62	5,15	

Tabelle 16: Vergleich der Breitenmessergebnisse durch Ultraschallvermessung und Schublehre von 62 Alpakahoden nach Kastration

	n	\bar{x}	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	p-Wert
B_{US}	62	1,78	0,38	0,05	0,8	2,58	p < 0,001
B_K	62	2,57	0,53	0,07	1,09	3,50	

Tabelle 17: Vergleich der Höhenmessergebnisse durch Ultraschallvermessung und Schublehre von 62 Alpakahoden nach Kastration

	n	\bar{x}	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	p-Wert
H_{US}	62	2,24	0,52	0,07	1,14	3,43	p < 0,001
H_K	62	2,54	0,53	0,07	1,16	3,40	

L/B/H_{US}: per Ultraschall vermessene Länge/Breite/Höhe in cm
 L/B/H_K: nach Kastration vermessene Länge/Breite/Höhe in cm
 n: Stichprobenumfang
 \bar{x} : Mittelwert
 s: Standardabweichung
 SEM: Standardfehler des Mittelwertes
 X_{min}: kleinster Wert der Messreihe
 X_{max}: größter Wert der Messreihe

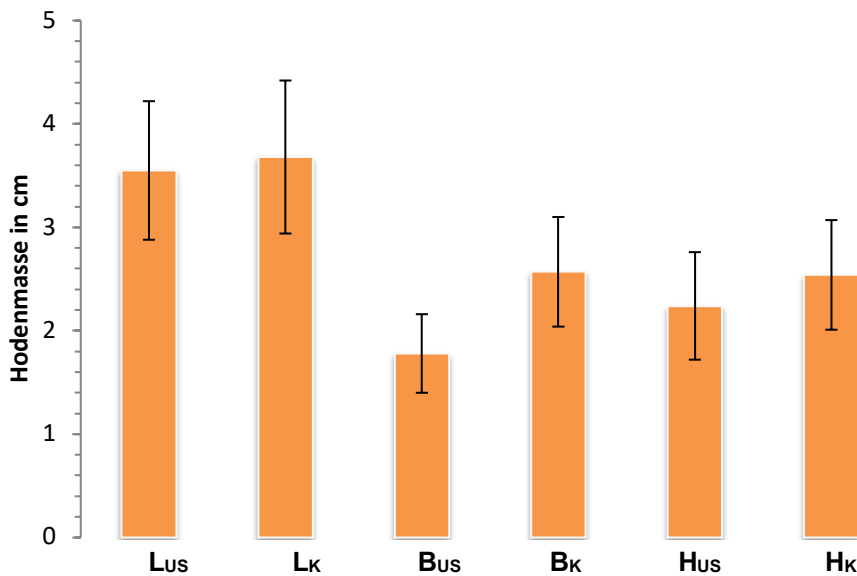


Abbildung 18: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen des Vergleichs der Ultraschallmessergebnisse von Länge (L_{US}), Breite (B_{US}) und Höhe (H_{US}) mit den Messergebnissen per Schublehre nach Kastration (Länge (L_K), Breite (B_K), Höhe (H_K)) von Alpakahoden (n = 62)

Die einzelnen Messparameter wurden paarweise in Korrelation gesetzt und wiesen im Vergleich Ultraschallmessung und Messung nach Kastration je eine statistisch hochsignifikante Korrelation zueinander auf (Länge: $r = 0,68$; $p < 0,001$; Breite: $r = 0,56$; $p < 0,001$; Höhe: $r = 0,66$; $p < 0,001$). Die Beziehungen zwischen Ultraschallmessungen und Messungen nach Kastration sind in Abbildung 19, Abbildung 20 und Abbildung 21 als Regressionsgerade aufgetragen.

ERGEBNISSE

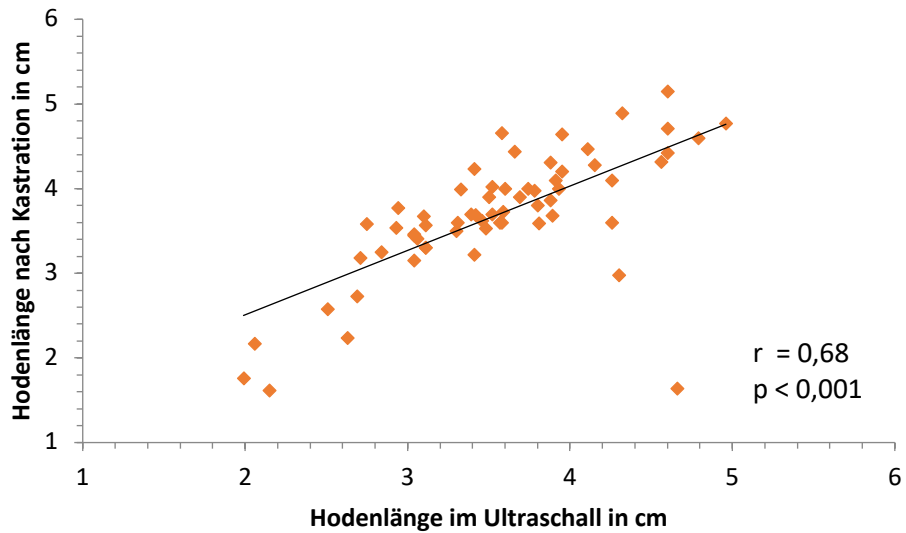


Abbildung 19: Korrelation zwischen der Ultraschall-Längenmessung und der Messung der Hodenlänge nach Kastration (n = 62) am Alpakahoden

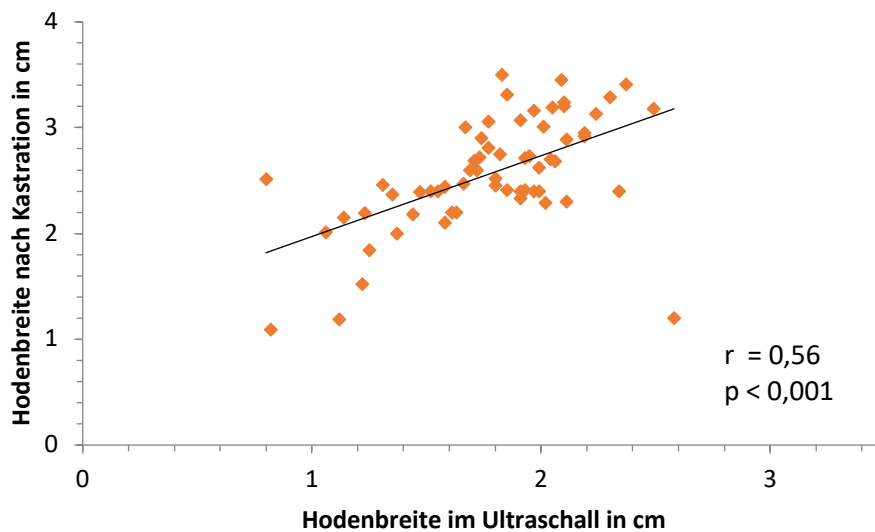


Abbildung 20: Korrelation zwischen der Ultraschall-Breitenmessung und Messung der Hodenbreite nach Kastration (n = 62) am Alpakahoden

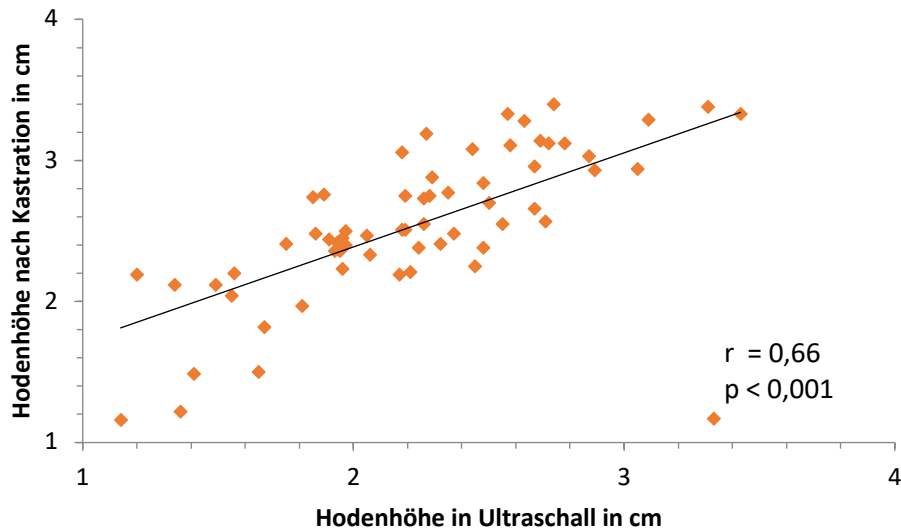


Abbildung 21: Korrelation zwischen der Ultraschall-Höhenmessung und Messung der Hodenhöhe nach Kastration (n = 62) am Alpakahoden

Ein Vergleich der Messmethoden untereinander wurde mit Hilfe der Bland-Altman-Analyse durchgeführt. Hierbei wurden die Differenz und der arithmetische Mittelwert von Länge, Breite und Höhe der entnommenen Hoden (n = 62) nach Ultraschallmessung und nach Kastration errechnet und in Korrelation gesetzt. Es zeigte sich sowohl bei den Ergebnissen des Vergleiches der Längenmessungen, als auch der Höhenmessung eine statistisch nicht signifikante Korrelation. Der Korrelationskoeffizient zwischen Mittelwert und Differenz bei der Länge lag bei $r = 0,15$ und der Signifikanzwert bei $p = 0,25$ sowie bei der Höhe bei $r = 0,04$ und $p = 0,79$. Beim Vergleich der Ergebnisse der Breitenmessungen zeigte sich eine statistisch hochsignifikante Korrelation ($p = 0,004$) und ein Korrelationskoeffizient von $r = 0,36$ zwischen den Methoden. In Abbildung 22, Abbildung 23 und Abbildung 24 sind die Ergebnisse graphisch als Bland-Altman-Plot dargestellt.

ERGEBNISSE

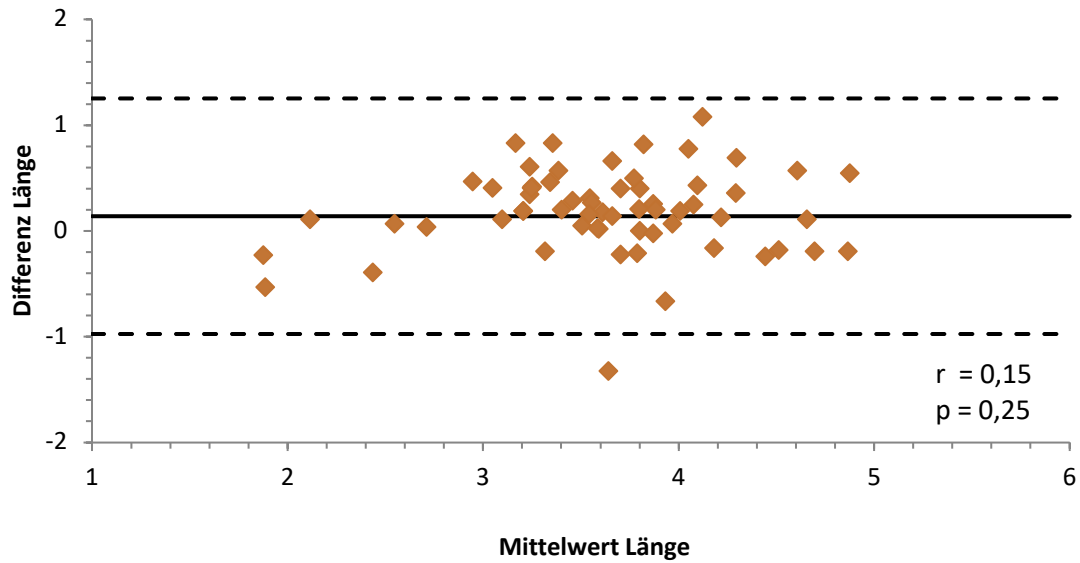


Abbildung 22: Bland-Altman-Plot der Korrelation von Mittelwert und Differenz der per Ultraschall gemessenen Hodenlänge und der Messung der Länge der Alpakahoden nach Kastration (n = 62)

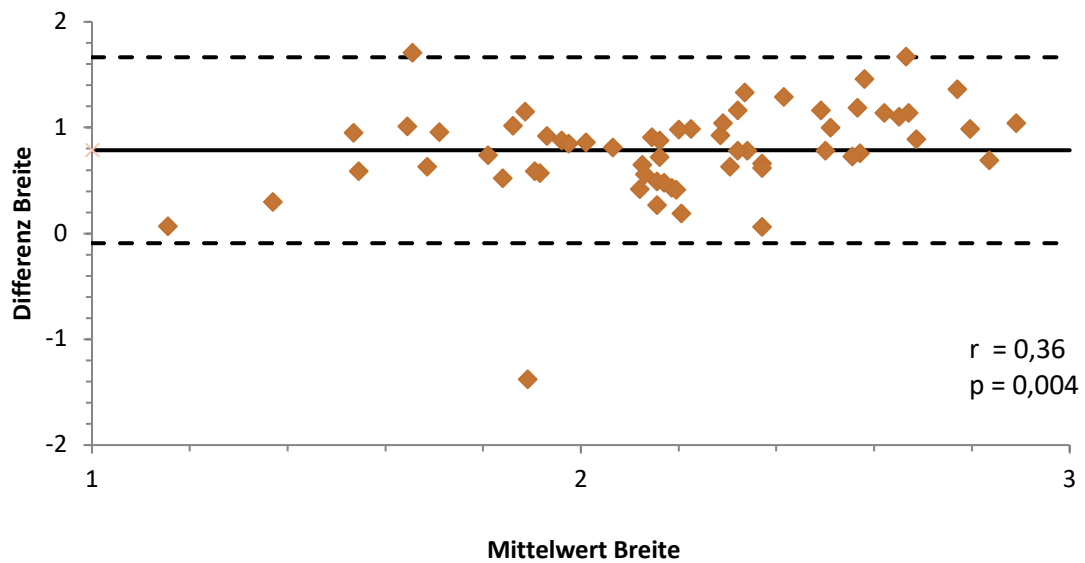


Abbildung 23: Bland-Altman-Plot der Korrelation von Mittelwert und Differenz der per Ultraschall gemessenen Hodenbreite und der Messung der Breite der Alpakahoden nach Kastration (n = 62)

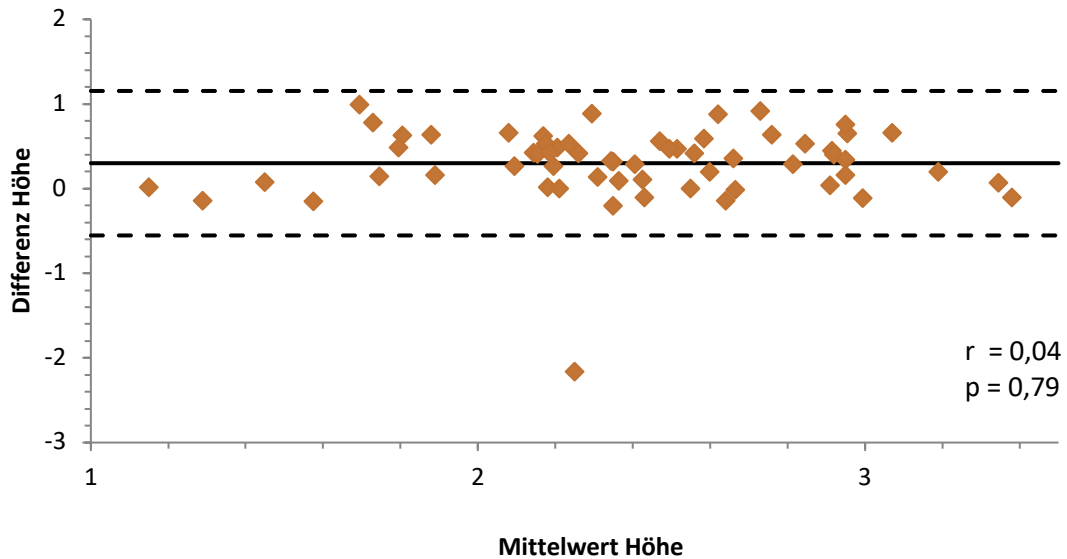


Abbildung 24: Bland-Altman-Plot der Korrelation von Mittelwert und Differenz der per Ultraschall gemessenen Hodenhöhe und der Messung der Höhe der Alpakahoden nach Kastration (n = 62)

4.4.4 Vergleich der Verfahren zur Hodenvolumenbestimmung

Bei den durch Kastration erhaltenen Alpakahoden (n = 62) wurde eine statistisch hochsignifikante Korrelation zwischen dem durch Ultraschalldaten berechneten und dem aus den Daten nach Kastration errechneten Volumen ($r = 0,70$; $p < 0,001$) (Tabelle 18) sowie beim Ultraschallvolumen und dem Wasserverdrängungsvolumen (Tabelle 19) nachgewiesen ($r = 0,73$; $p < 0,001$). Eine hochsignifikante Korrelation ($r = 0,98$; $p < 0,001$) ergab sich aus dem Vergleich der Ergebnisse von nach Kastration berechnetem und verdrängtem Hodenvolumen (Tabelle 20). Die arithmetischen Mittelwerte und Standardabweichungen des Vergleichs der Ergebnisse der Volumenbestimmung sind in Abbildung 25 graphisch dargestellt.

ERGEBNISSE

Tabelle 18: Vergleich von Ergebnissen der Volumenbestimmung nach Ultraschallvermessung mit dem nach Kastration berechneten Volumen bei Alpakahoden (n = 62)

	n	\bar{x}	S	SEM	X_{\min}	X_{\max}	p-Wert
Vol _{US}	62	10,91	5,61	0,71	1,70	26,72	p < 0,001
Vol _{ber}	62	13,72	6,81	0,86	1,13	31,26	

Tabelle 19: Vergleich von Ergebnissen der Volumenbestimmung nach Ultraschallvermessung mit dem nach Kastration verdrängten Volumen bei Alpakahoden (n = 62)

	n	\bar{x}	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	p-Wert
Vol _{US}	62	10,91	5,61	0,71	1,70	26,72	p < 0,001
Vol _{ver}	62	11,96	6,27	0,80	1,00	30,00	

Tabelle 20: Vergleich von Ergebnissen des nach Kastration berechneten mit dem verdrängten Volumen bei Alpakahoden (n = 62)

	n	\bar{x}	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	p-Wert
Vol _{ber}	62	13,72	6,81	0,86	1,13	31,26	p < 0,001
Vol _{ver}	62	11,96	6,27	0,80	1,00	30,00	

Vol_{US}: berechnetes Volumen nach Ultraschallvermessung in cm³

Vol_{ber}: berechnetes Volumen der Messung nach Kastration in cm³

Vol_{ver}: verdrängtes Volumen nach Kastration in cm³

n: Stichprobenumfang

\bar{x} : Mittelwert

s: Standardabweichung

SEM: Standardfehler des Mittelwertes

X_{\min} : kleinster Wert der Messreihe

X_{\max} : größter Wert der Messreihe

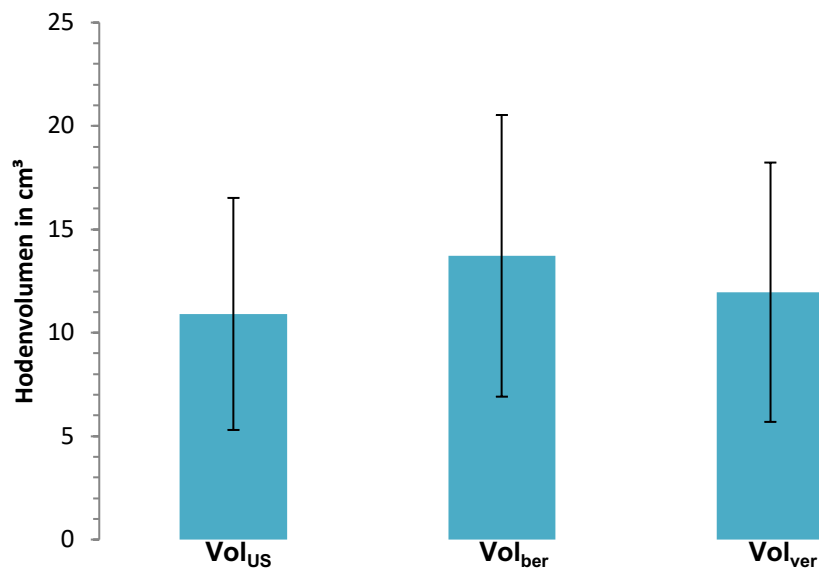


Abbildung 25: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen des Vergleichs der Volumenberechnung nach Ultraschallvermessung (Vol_{US}) mit dem aus Vermessung nach Kastration berechnetem (Vol_{ber}) und verdrängtem Volumen (Vol_{ver}) (n = 62)

ERGEBNISSE

Die einzelnen Messparameter wurden hierbei paarweise in Korrelation gesetzt. Die Ergebnisse sind in Abbildung 26, Abbildung 27 und Abbildung 28 als Regressionsgerade aufgetragen.

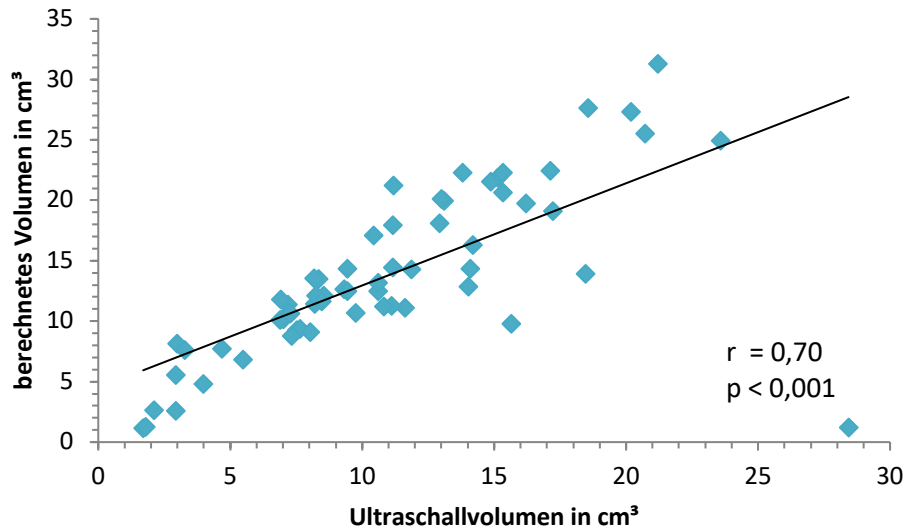


Abbildung 26: Korrelation zwischen dem durch Ultraschallvermessung errechneten Volumen (Vol_{US}) und dem errechneten Volumen (Vol_{ber}) nach Kastration beim Alpakahoden ($n = 62$)

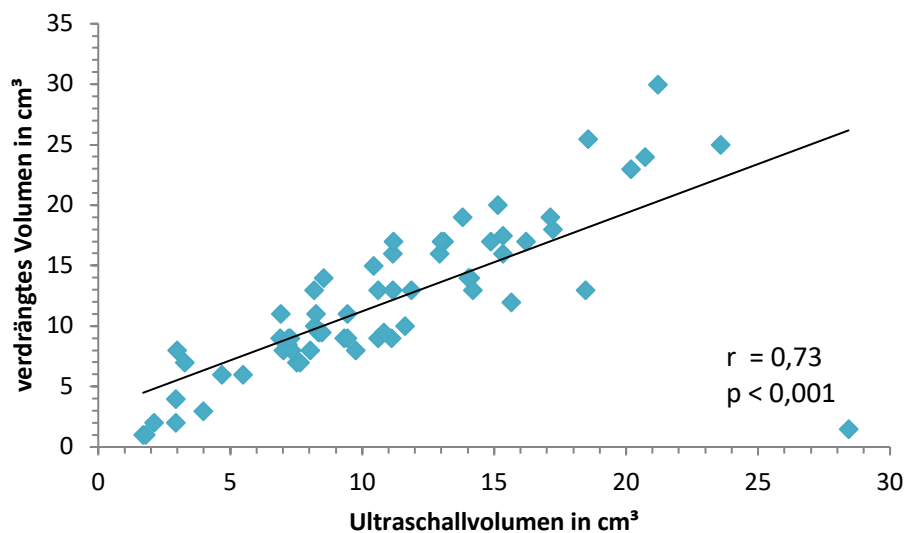


Abbildung 27: Korrelation zwischen dem durch Ultraschallvermessung errechneten Volumen (Vol_{US}) und dem nach Kastration verdrängten Volumen (Vol_{ver}) beim Alpakahoden ($n = 62$)

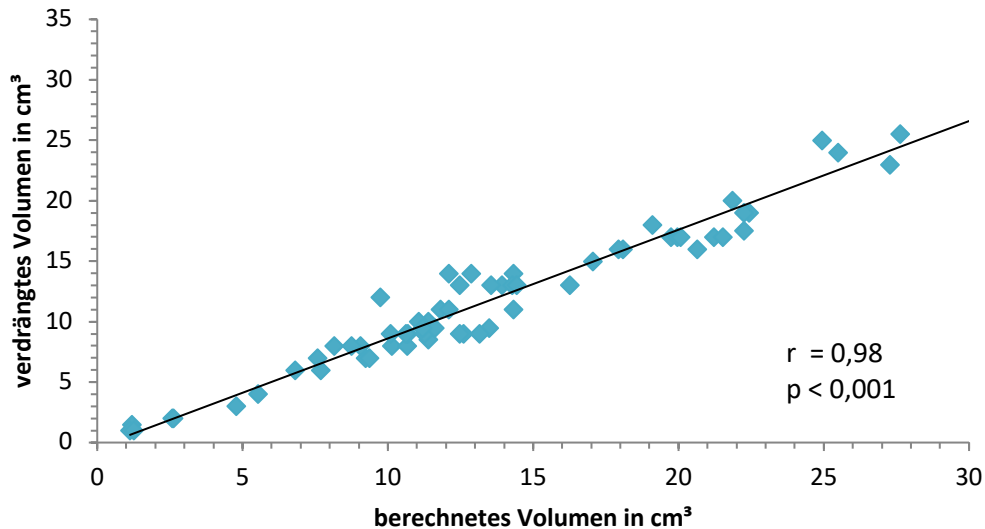


Abbildung 28: Korrelation zwischen dem nach Kastration berechneten Volumen (Vol_{ber}) und dem verdrängten Volumen (Vol_{ver}) beim Alpakahoden ($n = 62$)

Auch bei der Volumenbestimmung wurden mit Hilfe der Bland-Altman-Analyse die Messmethoden miteinander verglichen. Hierbei wurden die Differenzen der Volumina mit den arithmetischen Mittelwerten der Messergebnisse von nach Kastration berechnetem Hodenvolumen sowie dem verdrängten Volumen ($n = 62$) in Korrelation gesetzt. Es zeigte sich eine statistisch signifikante Korrelation der Differenz von Ultraschallvolumen und berechnetem Volumen zum berechneten Volumen ($r = 0,26$, $p = 0,04$) sowie der Differenz von verdrängtem Volumen und Ultraschallvolumen zum verdrängten Volumen ($r = -0,50$, $p < 0,001$). Beim Vergleich der Differenz von verdrängtem und berechnetem Volumen mit dem verdrängten Volumen wurde eine statistisch nicht signifikante Korrelation festgestellt ($r = 0,24$, $p = 0,06$). In Abbildung 29, Abbildung 30 und Abbildung 31 sind die Ergebnisse graphisch als Bland-Altman-Plot dargestellt.

ERGEBNISSE

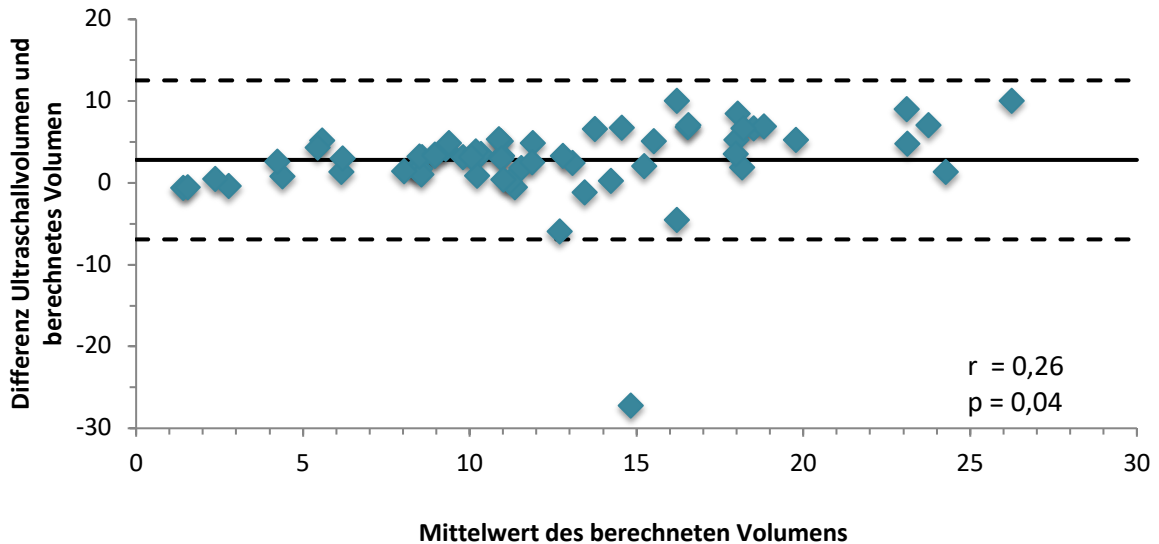


Abbildung 29: Bland-Altman-Plot der Korrelation der Differenz von Ultraschallvolumen und berechnetem Volumen nach Kastration mit dem Mittelwert des berechneten Volumens bei Alpakahoden (n = 62)

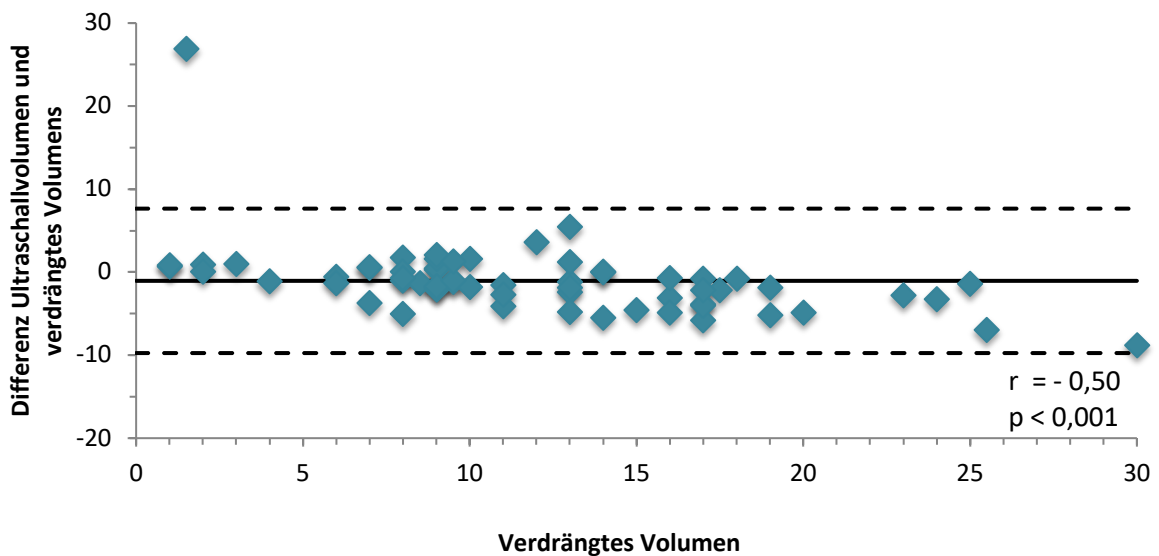


Abbildung 30: Bland-Altman-Plot der Korrelation der Differenz von Ultraschallvolumen und verdrängtem Volumen nach Kastration mit dem Mittelwert des verdrängten Volumens bei Alpakahoden (n = 62)

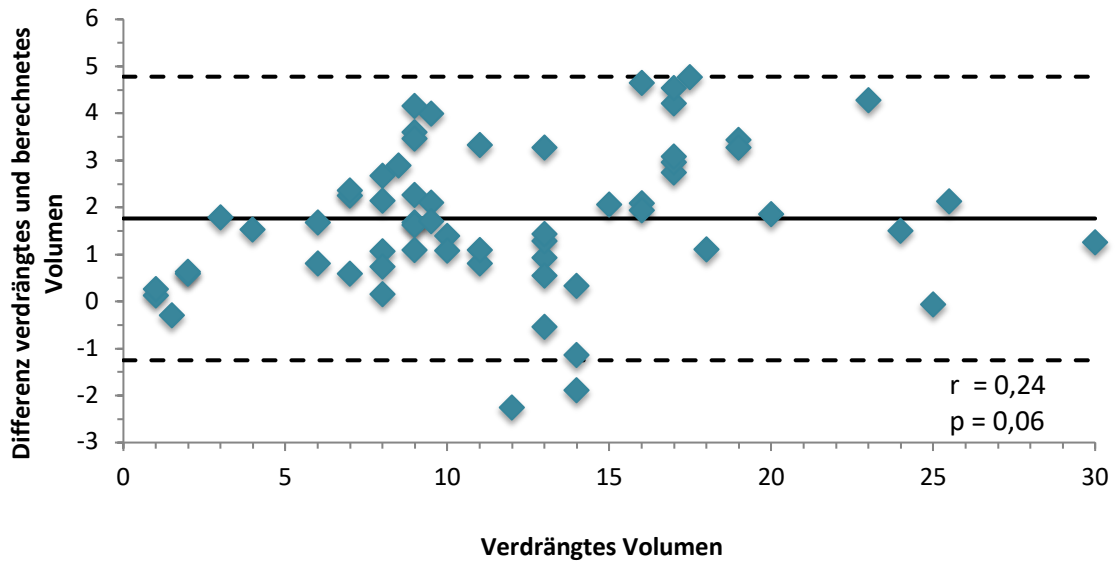


Abbildung 31: Bland-Altman-Plot der Korrelation der Differenz von verdrängtem und berechnetem Volumen nach Kastration mit dem Mittelwert des verdrängten Volumens bei Alpakahoden (n = 62)

4.5 Gewicht

Die Ergebnisse der Gewichtsmessung sind in Tabelle 21 wiedergegeben. Das Gewicht betrug $13,33 \pm 6,62$ g.

Tabelle 21: Ergebnisse der Gewichtsmessung von Alpakahoden nach Kastration (n = 50)

	n	Mittelwert (\bar{x})	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	Range
Gew _K	50	13,33	6,62	0,94	1,00	31,30	30,30

Gew_K: durch Präzisionswaage ermitteltes Gewicht in g

n: Stichprobenumfang

s: Standardabweichung

SEM: Standardfehler des Mittelwertes

X_{\min} : kleinster Wert

X_{\max} : größter Wert

Range: Spannweite

4.6 Dichte

4.6.1 Berechnung der Hodendichte

Es wurde das ermittelte Gewicht als Masse-Wert (m) und die Werte des berechneten Volumens nach Kastration von (n = 50) Hoden als Volumen-Wert (V) herangezogen. Anhand der Formel (Dichte (ρ) = Masse (m) / Volumen (V)) wurde die Dichte berechnet. Außerdem wurde die verdrängte Dichte aus den jeweiligen Werten des Gewichts und des verdrängten Volumens berechnet. Die Ergebnisse sind in Tabelle 22 zusammengefasst und in Abbildung 32 graphisch dargestellt. Die errechnete Dichte betrug $0,90 \pm 0,09 \text{ g/cm}^3$, die verdrängte Dichte lag bei $1,05 \pm 0,07 \text{ g/cm}^3$.

Tabelle 22: Ergebnisse der Dichtebestimmung bei Alpakahoden (n = 50)

	n	\bar{x}	s	SEM	X_{\min}	X_{\max}	Range
Dichte _b	50	0,90	0,09	0,01	0,75	1,20	0,45
Dichte _v	50	1,05	0,07	0,01	0,80	1,20	0,40

- Dichte_b: berechnete Dichte in g/cm^3
 Dichte_v: verdrängte Dichte in g/cm^3
 n: Stichprobenumfang
 \bar{x} : Mittelwert
 s: Standardabweichung
 SEM: Standardfehler des Mittelwertes
 X_{\min} : kleinster Wert
 X_{\max} : größter Wert
 Range: Spannweite

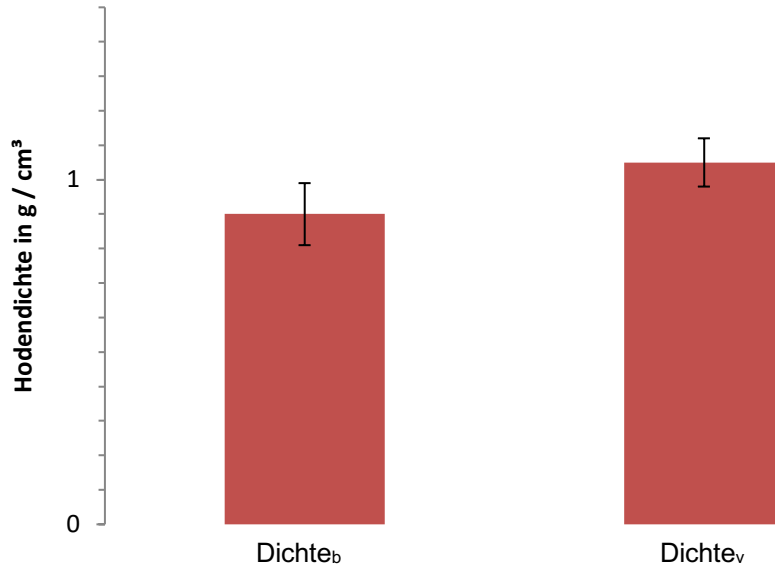


Abbildung 32: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der berechneten (b) und der verdrängten (v) Dichte von Alpakahoden (n = 50)

4.6.2 Vergleich der Dichte von gesunden und pathologisch veränderten Alpakahoden

Im Weiteren wurde die Dichte von gesunden Alpakahoden (n = 41) mit der Dichte pathologisch veränderter Hoden (n = 9) verglichen. Die Ergebnisse sind Tabelle 23 zu entnehmen und in Abbildung 33 graphisch wiedergegeben. Dabei war sowohl bei der berechneten Dichte (p = 0,44) als auch bei der verdrängten Dichte (p = 0,32) ein statistisch nicht signifikanter Unterschied zu beobachten.

Tabelle 23: Vergleich Dichte gesunder und pathologisch veränderter Alpakahoden

Dichte _b	n	\bar{x}	s	SEM	X _{min}	X _{max}	p-Wert
gesund	41	0,89	0,08	0,01	0,75	1,09	p = 0,44
krank	9	0,92	0,12	0,04	0,79	1,20	
Dichte _v							p = 0,32
gesund	41	1,06	0,06	0,01	0,94	1,20	
krank	9	1,02	0,09	0,03	0,80	1,10	

Dichte _b :	berechnete Dichte in g/cm ³
Dichte _v :	verdrängte Dichte in g/cm ³
n:	Stichprobenumfang
\bar{x} :	Mittelwert
s:	Standardabweichung
SEM:	Standardfehler des Mittelwertes
X _{min} :	kleinster Wert
X _{max} :	größter Wert
Range:	Spannweite

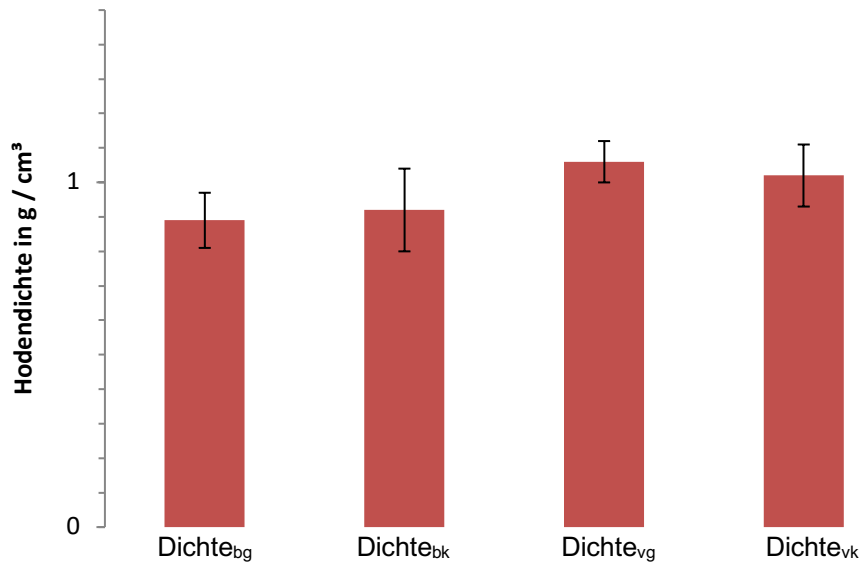


Abbildung 33: Arithmetische Mittelwerte und Standardabweichungen der berechneten (b) und der verdrängten (v) Dichte beim gesunden (g) und kranken (k) Alpakahoden in g/cm³ (n = 50)

4.6.3 Korrelation von Dichte und Grauwerten beim Alpakahoden

Die gewonnenen Werte der Dichte und die Grauwerte der Hoden wurden miteinander in Korrelation gesetzt. Dabei wurden jeweils die Mittelwerte der Grauwerte von Längs- und Querschnitt den Werten der berechneten und verdrängten Dichte paarweise gegenübergestellt. Es wurden bei den Längsschnitten 52 Alpakahoden sowie bei den Querschnitten 45 Hoden berücksichtigt. Im Ergebnis konnte gezeigt werden, dass keine statistisch signifikante Korrelation zwischen der Dichte und dem Mittleren

ERGEBNISSE

Grauwert beim Alpakahoden besteht (Tabelle 24). Die Ergebnisse sind in Abbildung 34 bis Abbildung 37 als Regressionsgeraden aufgetragen.

Tabelle 24: Vergleich der Dichte mit den Grauwerten am Alpakahoden

	MW _{GrauL}	Dichte _b	MW _{GrauQ}	Dichte _b	MW _{GrauL}	Dichte _v	MW _{GrauQ}	Dichte _v
n	52		45		52		45	
p	1		0,49		0,9		0,12	

MW_{Grau L / Q}: Mittelwert der Grauwerte Längs / Quer
 Dichte_{b/v}: berechnete / verdrängte Dichte in g/cm³
 n: Stichprobenumfang
 p: Signifikanzwert

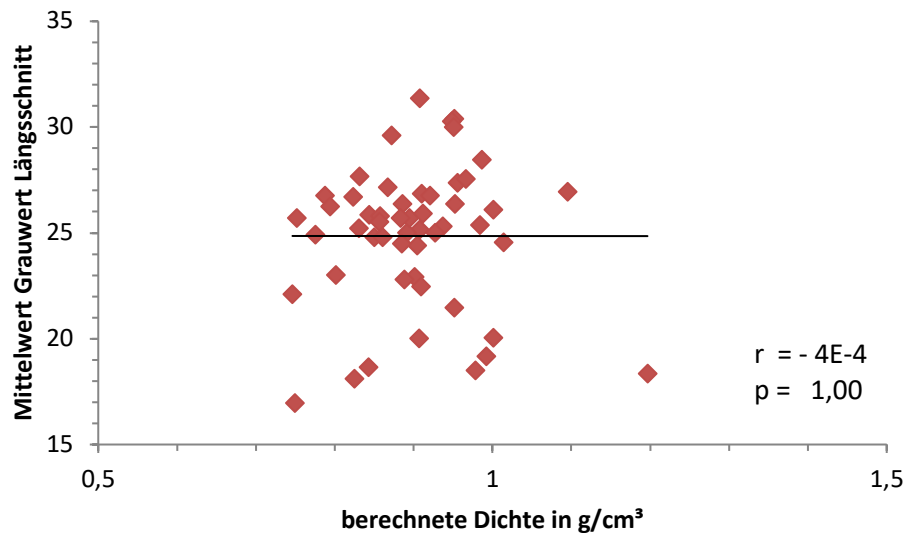


Abbildung 34: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Längsschnitts und der berechneten Dichte (b) beim Alpakahoden (n = 52)

ERGEBNISSE

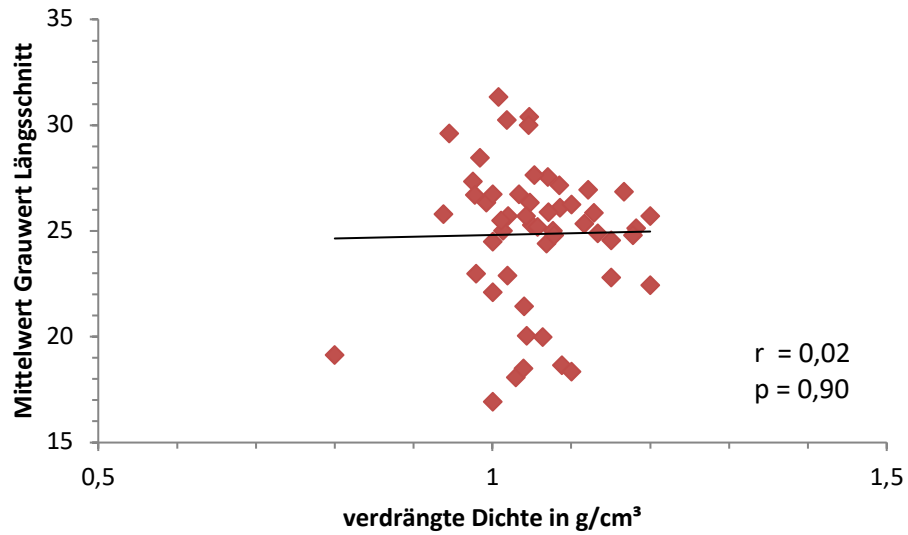


Abbildung 35: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Längsschnitts und der verdrängten Dichte (v) beim Alpakahoden (n = 52)

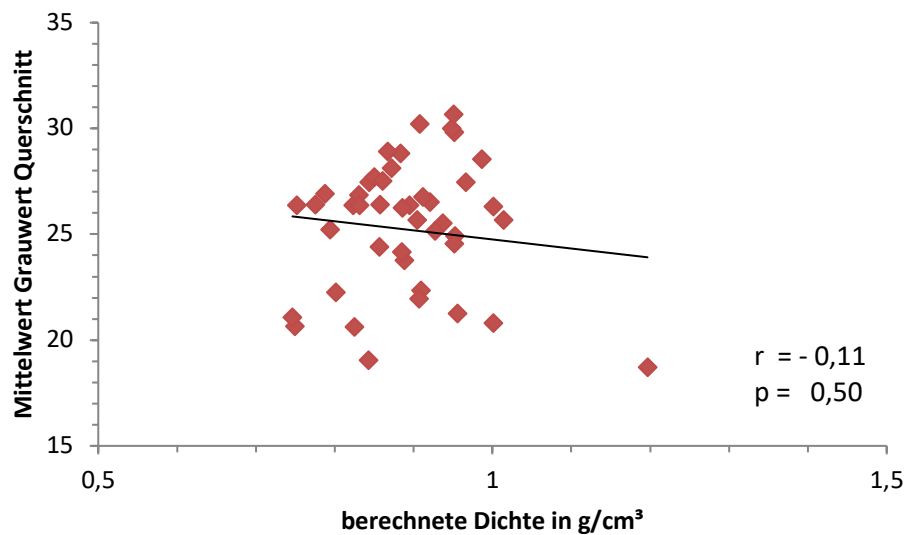


Abbildung 36: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Querschnitts und berechneter Dichte (b) beim Alpakahoden (n = 45)

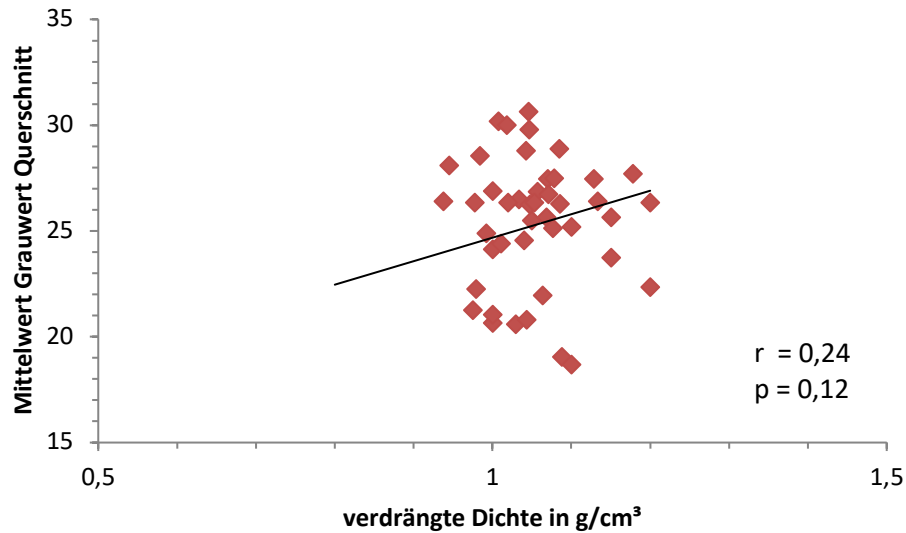


Abbildung 37: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert des Querschnitts und der verdrängten Dichte (v) beim Alpakahoden ($n = 45$)

4.7 Hodenparameter im Verhältnis zum Alter

4.7.1 Beziehung zwischen dem Alter der Tiere und den Hodenmaßen

Mit Hilfe der Bateman-Funktion wurde eine nichtlineare Regressionsanalyse zur Beschreibung der Altersabhängigkeit der Hodenparameter Länge, Breite, Höhe, Volumen (aus Ultraschalldaten und Daten nach Kastration) und Gewicht durchgeführt. In die Untersuchung flossen nur gesunde Hoden ein. Zuvor wurde eine Angleichung (Konvergenz) des Verfahrens durchgeführt, die daraus resultierenden Ergebnisse sind Tabelle 25 zu entnehmen.

ERGEBNISSE

Tabelle 25: Ergebnisse der nichtlinearen Regression zur Beschreibung der Altersabhängigkeit verschiedener Hodenparameter von Alpakas (ausgegeben: Schätzwerte für Modellparameter \pm Standardfehler)

Messgröße	Maximales Wachstum (Fiktiver Endwert) (y_0)	Wachstums- konstante (k_w)	Eliminations- konstante (k_e)	Basiswert (Sockel)
Länge im Ultraschall (in cm)	7,008 \pm 2,997	0,568 \pm 0,189	0,105 \pm 0,056	-
Breite im Ultraschall (in cm)	2,958 \pm 0,970	0,622 \pm 0,203	0,069 \pm 0,047	-
Höhe im Ultraschall (in cm)	26,665 \pm 755,637	0,301 \pm 0,738	0,232 \pm 0,647	-
Länge nach Kastration (in cm)	16,641 \pm 32,174	0,374 \pm 0,252	0,184 \pm 0,149	-
Breite nach Kastration (in cm)	27,521 \pm 1341,159	0,284 \pm 1,459	0,211 \pm 1,329	-
Höhe nach Kastration (in cm)	10,795 \pm 20,477	0,351 \pm 0,259	0,164 \pm 0,149	-
Berechnetes Volumen n. Ultraschall (in cm ³)	351,687 \pm 180,872	0,281 \pm 0,024	0,24	-10,295 \pm 2,640

ERGEBNISSE

Messgröße	Maximales Wachstum (Fiktiver Endwert) (y_0)	Wachstums- konstante (k_w)	Eliminations- konstante (k_e)	Basiswert (Sockel)
Berechnetes Volumen n. Kastration (in cm^3)	693,537 ± 196,992	0,288 ± 0,016	0,23	-36,872 ± 7,469
Verdrängtes Volumen (in cm^3)	440,815 ± 94,604	0,307 ± 0,018	0,22	-35,488 ± 7,479
Gewicht (in g)	393,018 ± 90,280	0,309 ± 0,021	0,21	-36,457 ± 8,531

Die ermittelten Ergebnisse wurden jeweils in die Bateman-Funktion eingesetzt und diese als Graph aufgetragen, woraus sich die Entwicklung von Alpakahoden im Lebensalter von 1 bis 8 Jahren darstellen ließ. Die Graphen der eindimensionalen Parameter im Verhältnis zum Alter sind in Abbildung 38 bis Abbildung 43 dargestellt. Es war bei allen Parametern zunächst ein Anstieg der Maße zu beobachten und ab einem Zeitpunkt von etwa 4 Jahren folgte eine Reduzierung.

ERGEBNISSE

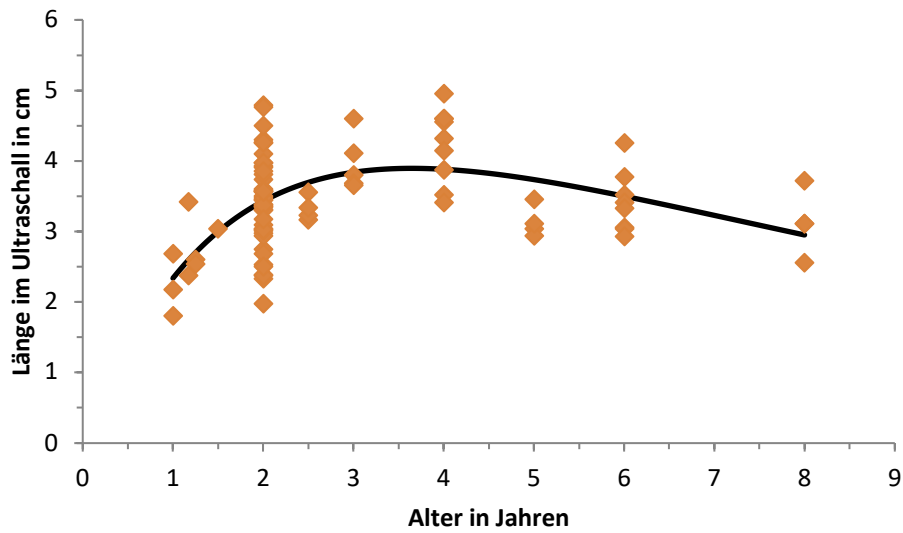


Abbildung 38: Zusammenhang zwischen der per Ultraschall gemessenen Länge der Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 86)

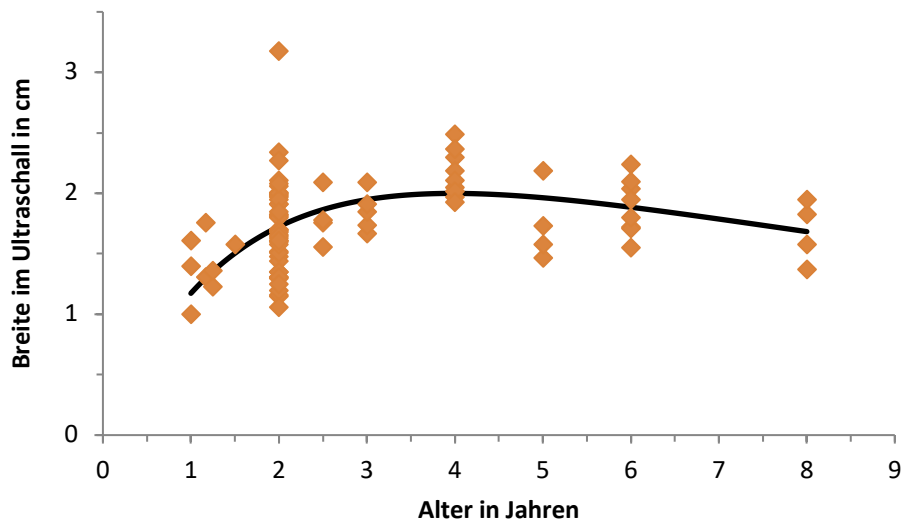


Abbildung 39: Zusammenhang zwischen der per Ultraschall gemessenen Breite der Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 86)

ERGEBNISSE

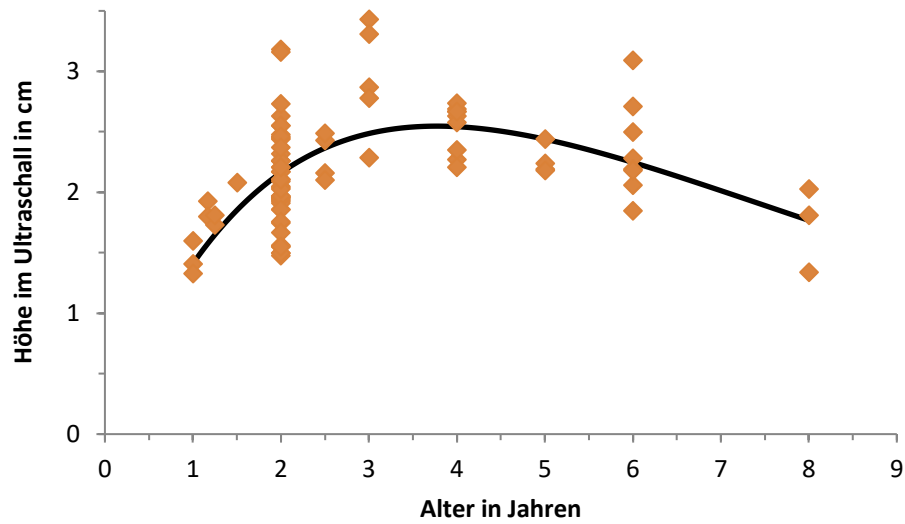


Abbildung 40: Zusammenhang zwischen der per Ultraschall gemessenen Höhe der Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 85)

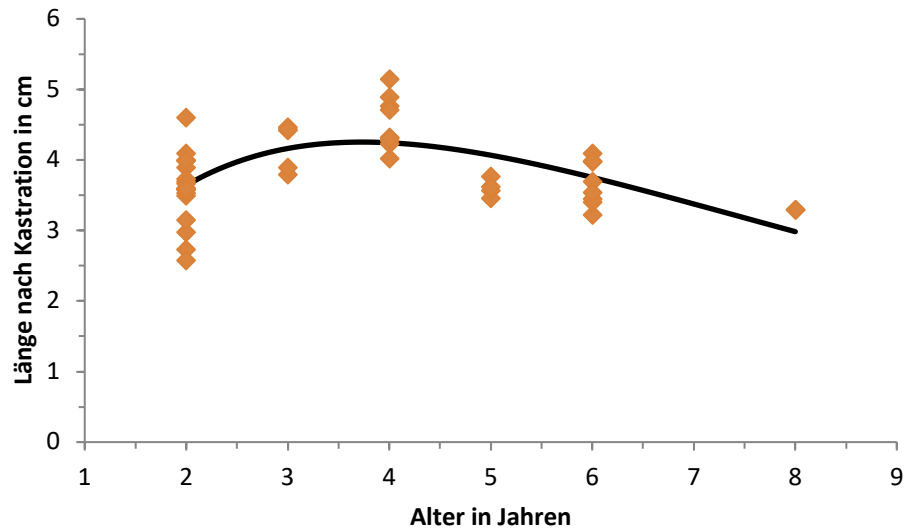


Abbildung 41: Zusammenhang zwischen der nach Kastration gemessenen Länge der Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 49)

ERGEBNISSE

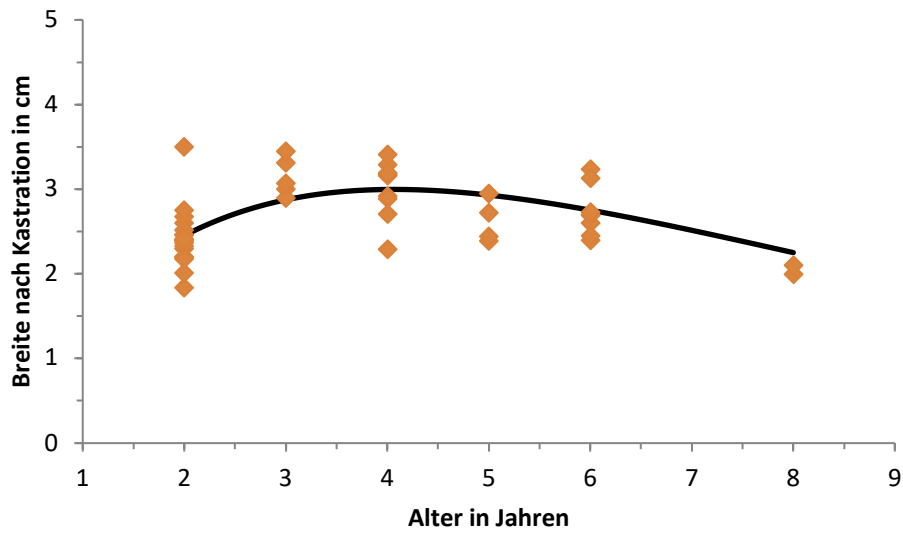


Abbildung 42: Zusammenhang zwischen der nach Kastration gemessenen Breite der Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 49)

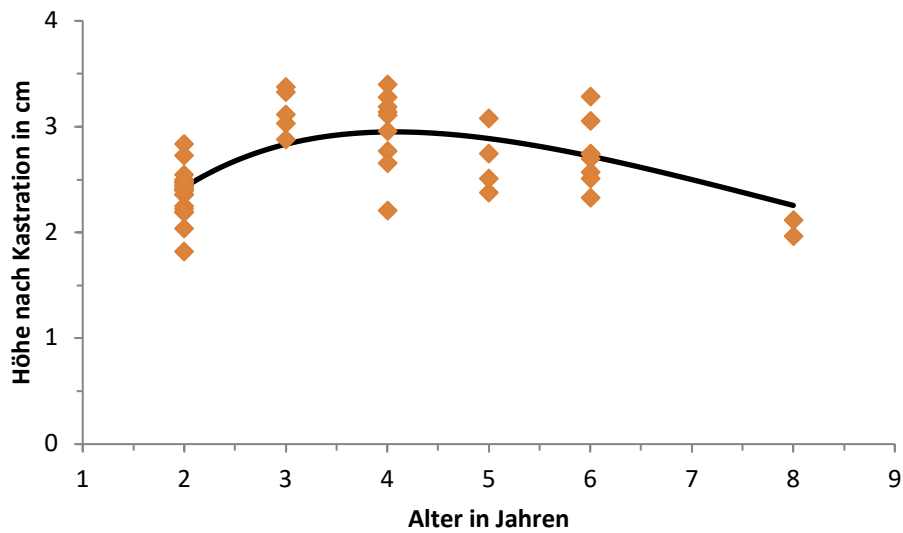


Abbildung 43: Zusammenhang zwischen der nach Kastration gemessenen Höhe der Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 49)

Die Ergebnisse der Volumenbestimmung wurden unter Einrechnung eines Sockelwertes in die Bateman-Funktion eingesetzt und die Resultate als Graph aufgetragen. Der Sockelwert wurde erzeugt und einberechnet, um der Tatsache Rechnung zu tragen, dass die Hoden beim Alpakahengst bereits bei Geburt abgestiegen sind, somit die Entwicklung der Hodenparameter nicht bei null beginnt. Es ließ sich eine Entwicklung von Alpakahoden im Lebensalter von 1 bis 8 Jahren darstellen. In Abbildung 44 bis Abbildung 46 sind die Graphen der Volumenparameter im Verhältnis zum Alter aufgeführt.

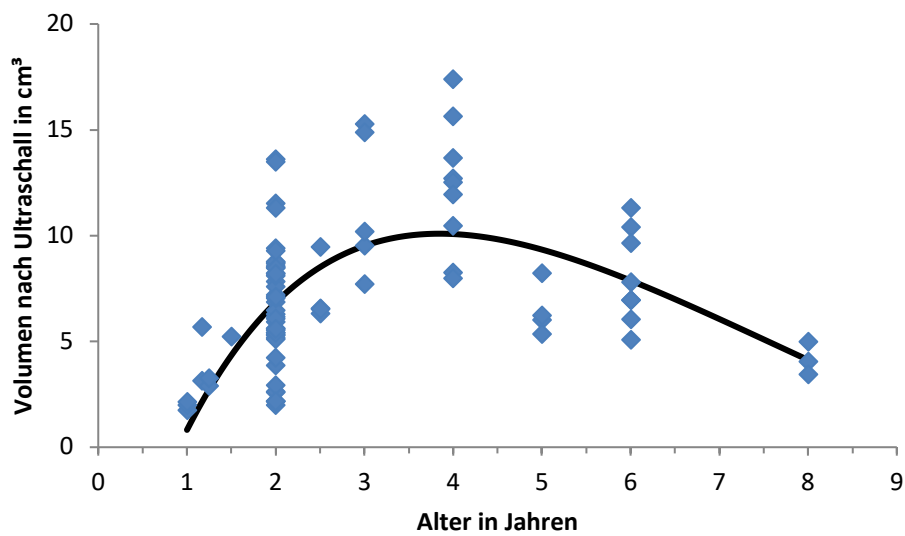


Abbildung 44: Zusammenhang zwischen dem nach Ultraschallvermessung berechneten Volumen (Vol_{ber}) der Hoden und dem Alter der Alpakahengste ($n = 85$)

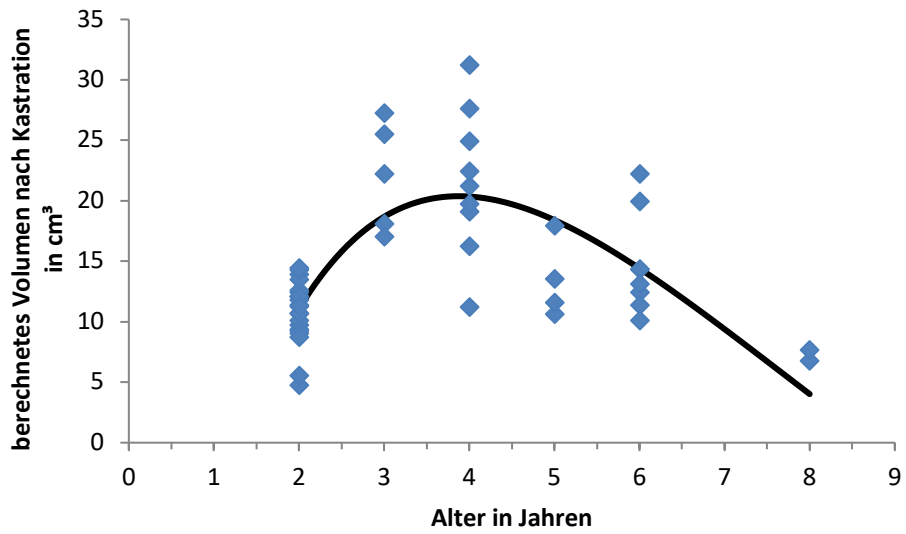


Abbildung 45: Zusammenhang zwischen dem nach Kastration berechneten Volumen (Vol_{ber}) der Hoden und dem Alter der Alpakahengste ($n = 49$)

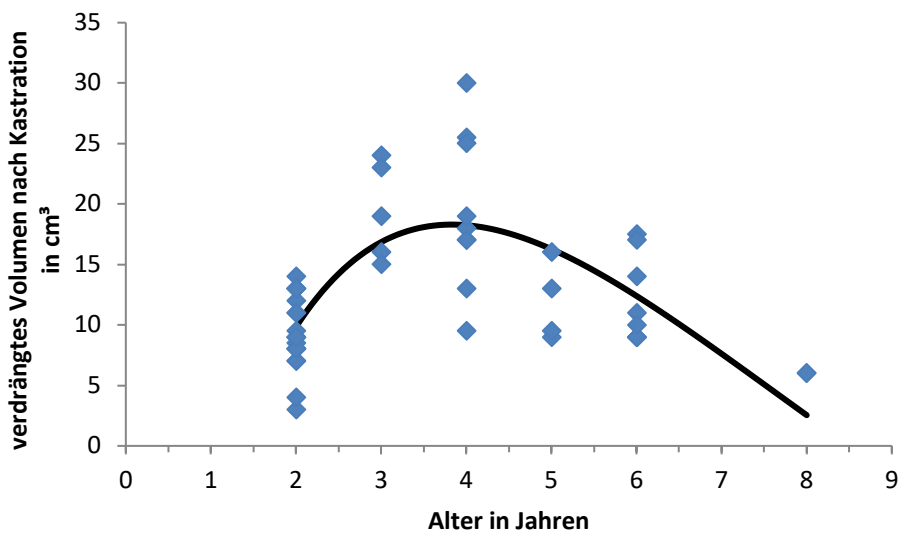


Abbildung 46: Zusammenhang zwischen dem nach Kastration verdrängten Volumen (Vol_{ver}) der Hoden und dem Alter der Alpakahengste ($n = 49$)

Wie bei den Volumina wurden auch beim Gewicht der Alpakahoden nach Kastration die Ergebnisse, unter Einrechnung eines Sockelwertes, in die Bateman-Funktion eingesetzt und diese graphisch dargestellt. Dadurch ließ sich auch hier die Entwicklung des Gewichts von Alpakahoden im Alter von einem bis acht Jahren aufzeigen. Abbildung 47 zeigt graphisch das Hodengewicht im Verhältnis zum Alter.

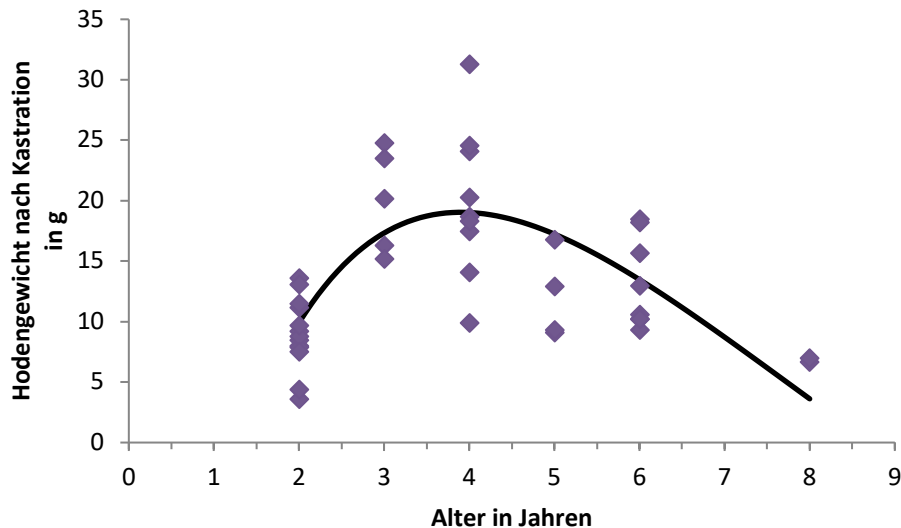


Abbildung 47: Zusammenhang zwischen dem Hodengewicht nach Kastration und dem Alter der Alpakahengste (n = 41)

4.7.2 Beziehung zwischen dem Alter und den ermittelten Grauwerten im Vergleich gesunder mit pathologisch veränderten Hoden

Der Vergleich der Mittelwerte der Grauwerte mit dem Alter unter Berücksichtigung der Hodengesundheit erbrachte in allen Tests eine statistisch nicht signifikante Korrelation zwischen den Parametern ($p = 0,87; 0,43; 0,07; 0,18$). Es wurden bei den mittleren Grauwerten der pathologischen Hoden (n = 19) für Längs- und Querschnitt sowie bei den gesunden Hoden (n = 68) für den Längsschnitt und (n = 61) für den Querschnitt berücksichtigt. Die Ergebnisse sind in Abbildung 48 bis Abbildung 51 als Regressionsgerade dargestellt.

ERGEBNISSE

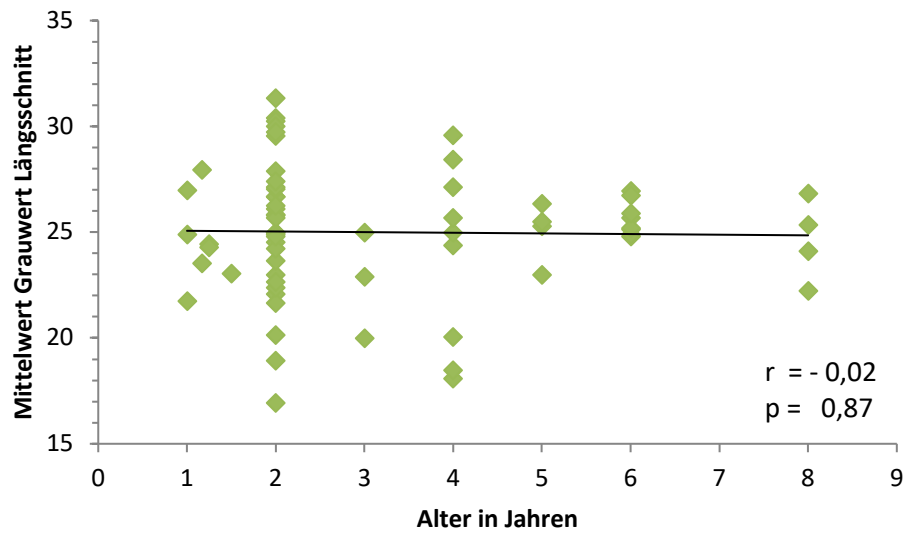


Abbildung 48: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Längsschnitt gesunder Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 68)

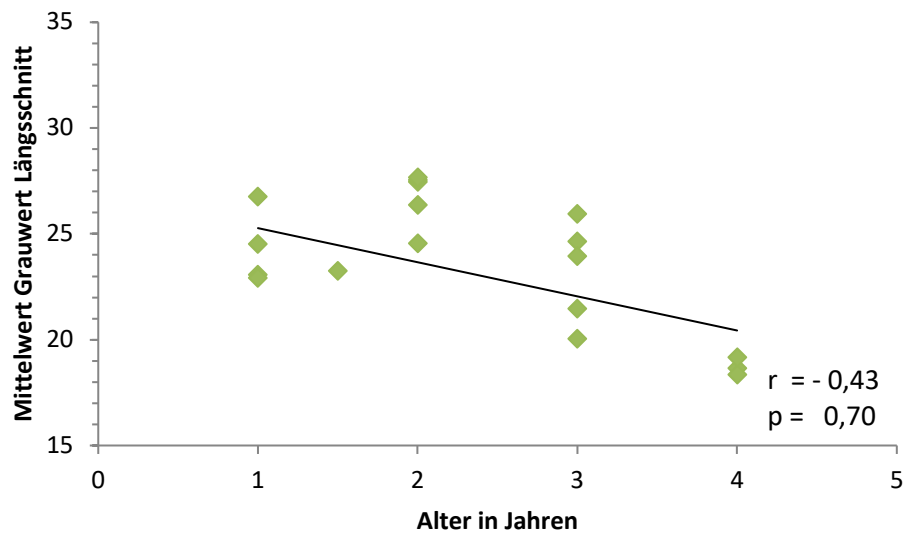


Abbildung 49: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Längsschnitt pathologisch veränderter Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 19)

ERGEBNISSE

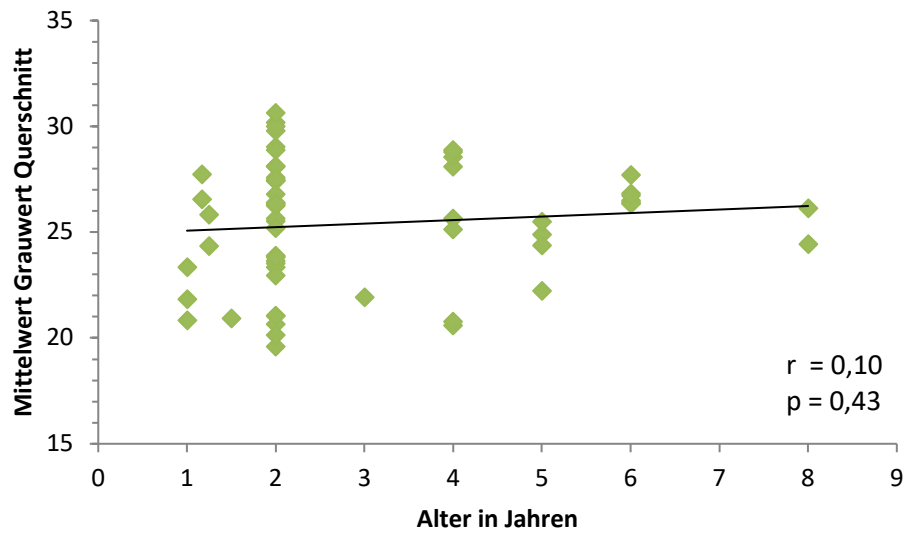


Abbildung 50: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Querschnitt gesunder Hoden und dem Alter der Alpakahengste (n = 61)

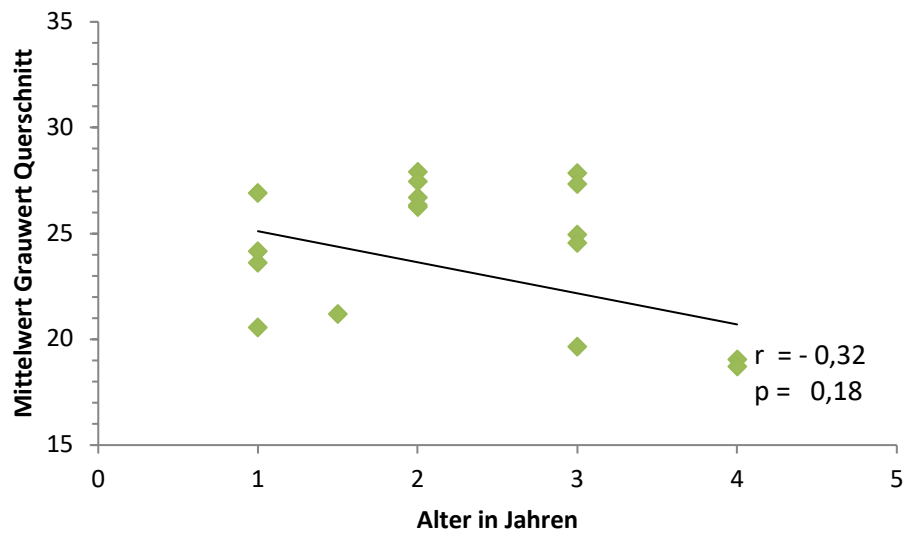


Abbildung 51: Korrelation zwischen mittlerem Grauwert im Querschnitt pathologisch veränderter Hoden und dem Alter der Tiere (n = 19)

4.8 Histologische Befunde

Insgesamt standen von fünfunddreißig Alpakahengsten 69 Hoden für die histologische Untersuchung zur Verfügung. Die Gewebeschnitte wurden auf das Vorhandensein von Spermien im Lumen der Tubuli untersucht (Abbildung 52).

In 31 von 69 Hoden (44,92%) konnten Spermien nachgewiesen werden.

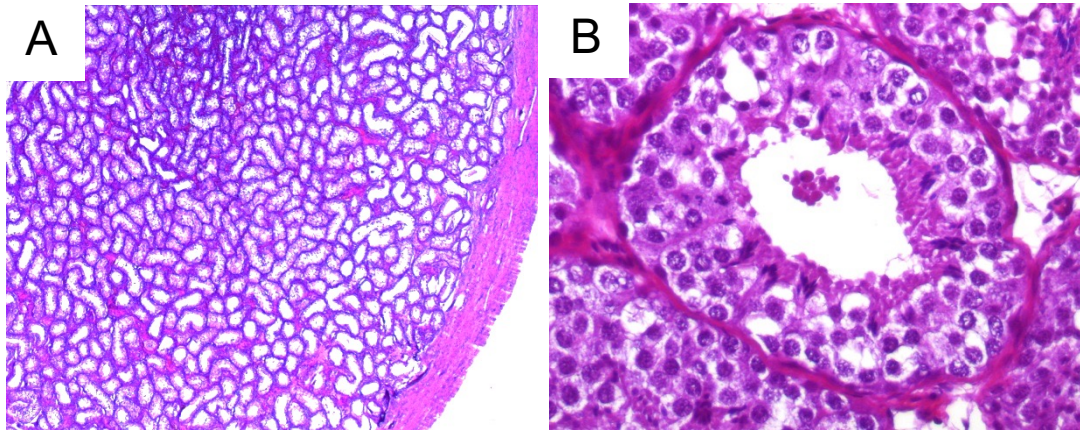


Abbildung 52: Alpakahoden, Hämatoxylin-Eosin-Färbung

- A) Übersicht über das testikuläre Gewebe, Vergrößerung 25fach
- B) *Tubulus seminiferus contortus* mit spermatogenem Epithel und interstitiellen Leydig-Zellen, Vergrößerung 200fach

5 DISKUSSION

5.1 Diskussion der Fragestellung

In der Vergangenheit waren die Hoden der Neuweltkameliden im Allgemeinen und des Alpakas im Speziellen hinsichtlich ihrer sonographischen Darstellbarkeit und möglicher Rückschlüsse auf Erkrankungen oder die Fertilität kaum von Interesse. Ebenso liegen keine Daten über die objektive Echotextur vom Alpakahoden, ermittelt durch die quantitative Graustufenanalyse vor. Die Gesundheit der Hoden ist für die andrologische Beurteilung eines Zuchthengstes von hohem Interesse.

Ein Ziel der vorliegenden Arbeit war es daher zu klären, wie sich der Alpakahoden in der Sonographie darstellt und ob sich die Sonographie eignet, um das Hodenvolumen beim Alpakahengst exakt zu bestimmen. Die Sonographie ist als nicht invasives Verfahren schon in der Vergangenheit zur Bestimmung der Hodenmaße und des Volumens herangezogen worden, in der Humanmedizin (RIVKEES et al., 1987; FUSE et al., 1990) genauso wie in der Veterinärmedizin (CARTEE et al. 1990; BOTT et al., 2008; GOULETSOU et al., 2008). Daher war ein weiteres Ziel dieser Arbeit, die sonographische Vermessung (und anschließende Volumenberechnung) der Hoden in Vergleich zu zwei exakten, aber invasiven Verfahren der Messung des Hodenvolumens beim Alpaka zu setzen bzw. allgemein zu verifizieren. Hierbei wurden die ultrasonographische Vermessung mit anschließender Volumenberechnung, die in-vitro-Vermessung per Schublehre mit nachfolgender Berechnung des Volumens sowie die in-vitro-Wasserverdrängung und damit die tatsächliche Volumenbestimmung als Verfahren genutzt. Es ist sinnvoll und wichtig, ein nicht-invasives Verfahren zu finden, welches es ermöglicht, das Hodenvolumen beim Alpaka effektiv und präzise zu ermitteln. Aus diesem Grund wurde hier überprüft, ob die Hodenvolumenberechnung anhand ultrasonographischer Vermessung hierfür ein geeignetes Verfahren darstellt. Mittels eindimensionaler Graustufenanalyse sollte des Weiteren die objektive Echogenität des gesunden Hodens im Vergleich zum pathologisch veränderten Hoden untersucht und verglichen werden. Die zunehmende Zahl an Publikationen in der Veterinärmedizin, insbesondere in der veterinärmedizinischen Andrologie (EVANS et al., 1996; CHANDOLIA et al., 1997; GRAUE, 2002; HÖHNE, 2002; GOULETSOU, 2008; KEßLER, 2010; BANGEN, 2011) belegen den Bedarf, sonographisch Gewebetexturen mittels Graustufenanalyse zu quantifizieren. Aufgrund der

eingeschränkter Fähigkeit des menschlichen Auges (nur maximal 25) Grautöne zu unterscheiden (GEBEL, 2000) sowie der Tatsache, dass Beschreibungen echographischer Befunde immer dem subjektiven Eindruck des Untersuchers unterliegen (GÄRTNER et al., 1998), stellt die Graustufenanalyse somit ein objektives Verfahren digitaler Bildanalyse dar. Es ist daher sinnvoll und notwendig, die Graustufenanalyse auf andere Tierarten auszuweiten und diese zu evaluieren. Durch beide Verfahren könnten Rückschlüsse auf Hodengesundheit und Fertilität gezogen und die Ultrasonographie sowie die Graustufenanalyse in der speziellen andrologischen Untersuchung bei der Zuchteignungsprüfung von Alpakahengsten etabliert werden.

5.2 Bewertung der Tiere

Es fanden einundsechzig Alpakahengste im Alter zwischen 9 Monaten und 8 Jahren Eingang in die vorliegende Arbeit.

Im Hinblick auf eine statistische Sicherheit des aus der Literatur bekannten Einflusses von Alter und Gewicht (CLARK et al., 2003; BANGEN, 2011; ABRAHAM et al., 2016) auf Hodengröße und -struktur ist zu sagen, dass auf diese Parameter aufgrund der zufällig während der Datenerhebungsphase aus dem Patientengut der KGGA stammenden Tiere in dieser Arbeit keine Rücksicht genommen werden konnte. Aufgrund des Eintretens der Geschlechtsreife im Alter von circa ein bis zwei Jahren (Zuchtreife mit etwa zwei bis drei Jahren) wurden Tiere dieser Altersgruppen präferiert in die Studie mit einbezogen. Eine verfrühte Kastration birgt beim Alpaka das medizinische Risiko, dass sich durch das fehlende Testosteron das Präputium nicht oder nur unvollständig von der *Glans penis* löst (FOWLER, 2010; BRAVO, 2014). Alle Tiere befanden sich zum Zeitpunkt der Untersuchung bzw. Kastration in einem guten allgemeinen Gesundheits- und Pflegezustand. Einundzwanzig Hoden konnten bei der klinisch-andrologischen Untersuchung und/oder in der Ultraschalluntersuchung als pathologisch verändert eingestuft werden.

5.3 Diskussion der Methodik

5.3.1 Sonographische Untersuchung

Um die Grundlagen der Sonoarchitektur am Alpakahoden auszuarbeiten, ist es wichtig, einen Goldstandard zu entwickeln. Dies erfolgte in dieser Studie anhand der

zur Kastration zur Verfügung gestellten Hengste (n = 30). Da eine Kastration aufgrund eines (zukünftigen) Zuchteinsatzes nicht bei allen Hengsten gewünscht war, wurden auch vorberichtlich fertile und gesunde, unkastrierte Tiere in diesen Abschnitt der Studie aufgenommen.

Analog zu den Studien von GRAUE (2002), HÖHNE (2002), KEßLER (2010) und BANGEN (2011) wurden auch in dieser Studie ausschließlich klinisch gesunde Tiere kastriert.

Der Alpakahoden kann sonographisch transkutan abgebildet werden. In der vorliegenden Arbeit wurde der Hoden in ventraler Position vertikal (Längsschnitt) und horizontal (Querschnitt) von ventral geschallt. Für die konventionelle B-Mode-Sonographie zur *in vivo* Darstellung des Alpakahoden kam eine Transrektalsonde mit einer Frequenz von 7,5 MHz zur Verwendung, da diese sich als idealer Kompromiss zwischen Bildauflösung und Eindringtiefe erwiesen hatte (HERMES, 1998). Die Einstellungen des Pre- und Post-Processings wurden an die anatomischen Gegebenheiten des jeweiligen Tieres angepasst, um ein helles, kontrastreiches B-Bild zu erstellen, das möglichst wenig sonographische Artefakte aufwies.

Zur objektiven Beschreibung der testikulären Echotextur wurde eine eindimensionale Analyse der Grauwertverteilung genutzt. Dieses Verfahren der Grauwertanalyse liefert weniger Informationen als eine mehrdimensionale Texturanalyse, die in humanmedizinischen Studien Anwendung findet (BLECK et al., 1997). In den meisten veterinärmedizinischen Arbeiten (CHANDOLIA et al., 1997; HERMES, 1998; LORBER, 1999; TOM et al., 1998 a + b; GRAUE, 2002; HÖHNE, 2002; KEßLER, 2010; BANGEN, 2011;) wird die eindimensionale Graustufenanalyse eingesetzt. Graustufenanalysen höherer Ordnung kamen ebenfalls in veterinärmedizinischen Studien (SCHMAUDER, 2003; KRETZSCHMAR, 2004; LIGNER, 2009) zur Verwendung, dabei war allerdings ein nachweisbarer Informationsgewinn durch die zusätzlichen gewonnenen Daten nicht immer gegeben.

Für die Hoden des Alpakahengstes sind bisher keine Daten mit der eindimensionalen Graustufenanalyse erhoben worden. Bei anderen Tierarten sind bereits Ergebnisse publiziert, so beim Rüden (HÖHNE, 2002), beim Eber (KEßLER, 2010), beim Bullen (GRAUE, 2002) sowie beim Hengst (BANGEN, 2011). Daher sind die erhobenen Daten der vorliegenden Arbeit als Grundlagendaten im Vergleich zu anderen Spezies zu betrachten. Bei der Wahl des Sondentyps und der eingesetzten Frequenz wurde auf eine möglichst hohe Bildauflösung Wert gelegt, um eine detaillierte

Texturbeschreibung zu erhalten. Eine nicht adäquate Sonde führt zu einem Qualitäts- und Informationsverlust der sonographischen B-Mode-Bilder (SCHMAUDER, 2003). Dadurch kann es mitunter möglich sein, dass Änderungen der objektiven Echotextur nicht mehr erfassbar sind. In dieser Studie wurde eine Transrektalsonde mit einer Frequenz von 7,5 MHz genutzt. Es wurden alle Systemeinstellungen mit Ausnahme der Position und der Größe der Regions of Interest (ROIs) standardisiert. Die ROIs wurden immer durch denselben Untersucher an definierten B-Mode-Bildern festgelegt. Studien von BANGEN (2011), KEßLER (2010), LIGNER (2009), GRAUE (2002) HÖHNE (2002), und CHANDOLIA et al. (1997) haben unter anderem gezeigt, dass mehrere Messungen bzw. ROIs nötig sind, um die quantitative Echotextur eines Organs präzise zu bestimmen. Die vorliegende Arbeit berücksichtigt deshalb die Analyse von zwei ROIs. Es ist möglich, dass eine höhere Anzahl an ROIs eine Veränderung der Grauwertergebnisse mit sich gebracht hätte. Aus Gründen der Praktikabilität wurde hierauf allerdings verzichtet, denn eine Erhöhung der Anzahl der ROIs wäre auch mit einer Verlängerung der Untersuchungsdauer verbunden gewesen, da die geräteinterne Analyse der ROIs immer unverzüglich nach der Aufnahme des B-Mode-Standbildes erfolgen muss. Eine verlängerte Untersuchungsdauer würde nahezu zwangsläufig zu einer vermehrten Unruhe beim zu untersuchenden Alpakahengst führen und es käme infolge der Abwehrbewegungen des Tieres zu möglichen Komplikationen bei den Aufnahmen. Solche Bildunschärfen gelten in der Grauwertanalyse als grobe Fehlerquellen (GEBEL et al., 1984). Eine eventuelle Verkürzung der Untersuchungsdauer am Tier und damit die Möglichkeit einer Erhöhung der Anzahl der ROIs hätte durch den Einsatz eines externen Computerprogramms zur Grauwertanalyse erzielt werden können. Die Problematik der Grauwertanalyse in der routinemäßigen tierärztlichen Praxis stellt der zusätzliche, zeitliche sowie finanzielle Aufwand dar. Daher ist diese *in praxi* nur von wenigen Tierärzten realisierbar.

Die Beschaffenheit des vor dem zu untersuchenden Organ gelegenen Gewebes nimmt ebenfalls Einfluss auf die Graustufenanalyse (ZIELKE et al., 1985). Hinsichtlich der vorliegenden Studie sind dies Haare und Haut des Skrotums. Durch das Entfernen der Haare auf dem Skrotum bzw. die Anwendung von Kontaktmittel wurde diese „Störgröße“ minimiert.

5.4 Diskussion der Ergebnisse

5.4.1 Klinisch-andrologische Befunde

Die erhobenen Parameter der allgemeinen klinischen Untersuchung wurden dokumentiert, aber nicht statistisch ausgewertet. Sie dienten lediglich der Erhebung des Gesundheitsstatus der Tiere.

Es konnten nur vereinzelt Auffälligkeiten hinsichtlich Symmetrie, Lage, Form, Hauttemperatur sowie Verschieblichkeit und Schmerzhaftigkeit der Hoden festgestellt werden. So wurde in einem Fall ein einseitiger Kryptorchismus diagnostiziert. Dieser kryptorchide Hoden wurde im Folgenden als pathologisch verändert kategorisiert. Im Rahmen der Palpation wurde die Konsistenz der Hoden subjektiv bewertet. Die physiologische prall-elastische Konsistenz war bei allen Hoden mit geringgradigen Abweichungen gegeben. Eine objektive Konsistenzbewertung mittels Tonometrie wurde nicht durchgeführt, da bisher kein geeignet erscheinendes Instrument vorliegt. Andrologische Parameter wie die Hodenlänge, -breite und -höhe wurden anders als bei FOWLER (2010), nicht *in vivo* per Schublehre vermessen, sondern per Ultrasonographie und *post operationem in vitro* per Schublehre. Bei der vorliegenden Arbeit sollte das möglichst exakte Volumen der Hoden bestimmt werden. Da bei einer Vermessung des Hodens *in vivo* mit Hilfe einer Schublehre Skrotum, Nebenhoden und anderes Hodengewebe mit in die Volumenberechnung eingeflossen wären, was zu einer Verfälschung der Werte hätte führen können, wurde auf diese Vorgehensweise verzichtet.

5.4.2 Sonographische Befunde

Die sonographische Untersuchung des Hodens vom Alpaka war wie auch bei FOWLER (2010) beschrieben problemlos möglich.

Die sonographische Architektur konnte bei 86 Alpakahoden eindeutig wie folgt festgehalten werden: Die Skrotalhaut war als hyperechogene Linie darstellbar. Das Hodenparenchym wie ein homogenes, mittelgradig echogenes und fein marmoriertes Echomuster auf. Das *Mediastinum testis* zeichnete sich als zentral im Hodenparenchym gelegenes hyperechogenes Areal ab. Der sonographische Aufbau des Alpakahodens ist mit dem von Wiederkäuern zu vergleichen. Hervorzuheben ist, dass in dieser Arbeit die Sonomorphologie unveränderter Hoden durch eine

histologische Untersuchung verifiziert wurde. Vergleichbare Daten liegen in der Literatur bisher nicht vor.

In einem Fall war ein durch hyperechogene Areale im Bereich des *Rete testis* auffälliger Hoden als pathologisch verändert kategorisiert worden. In der Makroskopie nach Kastration ließ sich die Veränderung nachvollziehen. Eine pathologisch-histologische Untersuchung des Gewebes wurde nicht durchgeführt, somit kann nur vermutet werden, dass es sich um eine Neoplasie gehandelt hat.

Bei 4 von 58 Hengsten (6,9 %) war eine monolaterale Hodenathropie sonographisch darstellbar. Zysten im Hodenparenchym waren bei 5 Tieren (8,62 %) aufgetreten und sonographisch festgehalten worden. Ein Hengst (1,72 %) wies einen rechtsseitigen Kryptorchismus auf. In seiner umfassenden Studie an 3015 geschlechtsreifen Alpakahengsten und 792 postmortem entnommenen Geschlechtsorganen traten bei SUMAR (1983) bei den Alpakahengsten mit einer Inzidenz von 10 % Hodenhypoplasie und mit einer Inzidenz von 5,7 % Kryptorchismus auf. Gleichzeitig stellte SUMAR (1983) in seiner Studie bei 10,8 % des entnommenen Materials Hodenhypoplasie, bei 3 % Kryptorchismus und 14,5 % Zysten fest. Diese Abweichungen zwischen der genannten Studie und der vorliegenden Arbeit lassen sich dadurch erklären, dass in diese Arbeit eine nicht unerhebliche Anzahl Hengste ($n = 26$) einfluss, welche zur Zuchttauglichkeitsprüfung vorgestellt und somit bereits durch die Züchter vorselektiert wurden.

5.4.3 Maße, Volumen, Gewicht

In dieser Studie wurden Daten von 112 Alpakahoden zur Größenbestimmung erfasst. Unter Zuhilfenahme der Sonographie wurde eine durchschnittliche Länge von $3,3 \pm 0,7$ cm, eine Breite von $1,7 \pm 0,4$ cm und eine Höhe von $2,1 \pm 0,5$ cm ermittelt. Mit Hilfe der Schublehre wurde ex situ eine durchschnittliche Länge von $3,7 \pm 0,8$ cm, eine Breite von $2,6 \pm 0,5$ cm und eine Höhe von $2,5 \pm 0,5$ cm gemessen.

Die Ermittlung von Hodenbreite sowie -höhe waren sonographisch gut möglich, einzig die Messung der Länge des Hodens per Ultraschall war nicht immer zufriedenstellend gegeben, da die Länge der Ultraschallsonde nicht in allen Fällen ausreichte, um den gesamten Hoden in seiner Länge zu erfassen. Ähnliches berichtet auch FOWLER (2010). Zusätzlich zeigten die Ergebnisse Abweichungen von den per Schublehre nach Kastration ermittelten Werten für Länge, Breite und Höhe. Bei der Breite und der Höhe war ein statistisch signifikanter Unterschied ($p < 0,001$) zwischen den

Messergebnissen feststellbar und auch bei der Länge war diese Tendenz ersichtlich ($p = 0,059$). Ursächlich hierfür könnte die Methodik der Ultraschalluntersuchung sein. Um den Hoden bestmöglich im Ultraschallbild darstellen zu können, muss dieser manuell gut fixiert werden, wodurch eine Deformierung (Zunahme der Länge, Abnahme der Breite / Höhe) des Hoden entstehen kann. Dies ist bei den *ex vivo* Messungen per Schublehre nicht der Fall.

Um eine Vergleichbarkeit zu gewährleisten, wurden beim Vergleich der beiden Messverfahren nur die Hodenmeßwerte (Ultraschall und Schublehre) der kastrierten Tiere herangezogen. Dabei zeigte sich bei allen erhobenen Parametern eine positive Korrelation (Länge: $r = 0,68$; Breite: $r = 0,56$; Höhe: $r = 0,66$) zwischen Ultraschallmessung und Messung nach Kastration.

BRAVO (2014) beschreibt eine mittlere Länge beim Alpakahoden von 2,9 cm und eine mittlere Breite von 1,9 cm. Diese Unterschiede zur vorliegenden Arbeit könnten der Tatsache geschuldet sein, dass ein anderes Messverfahren verwendet wurde, nämlich die Messung per Schublehre am Tier. Unbekannt ist der mögliche Effekt eines Altersunterschiedes in der untersuchten Population der Studie.

Für die Bestimmung des Hodenvolumens ist die Sonographie ein wichtiges, da indirektes und nicht-invasives Verfahren. Weil auch beim Alpaka das Hodenvolumen stark mit dem Spermienbildungsvermögen korreliert (GALLOWAY, 2000; BRAVO, 2014; ABRAHAM et al., 2016) und damit eine Aussage über die Fertilität eines vorgestellten Hengstes getroffen werden kann, wurde das Volumen in der vorliegenden Arbeit einbezogen und verglichen.

Zur Berechnung des Volumens liegen nur wenige Studien für ausgewählte Tierarten vor. So berechneten HÖHNE (2002) sowie GOULETSOU et al. (2008) das Hodenvolumen beim Rüden, BANGEN (2011) beim Pferdehengst und BÖHM (2013) beim Eber. BLACHE et al. (2011) bezogen in einer Studie, in der die Auswirkung einer speziellen Fütterung auf die Reproduktion sowie die Vliesqualität beim Alpaka untersucht wurde, das Hodenvolumen in ihre Auswertung mit ein. Zur Berechnung des Hodenvolumens zogen BLANCHE et al. (2011) die Formel für ellipsoider Körper heran. Dabei ermittelten sie Hodenvolumina zwischen $9,8 \pm 3,5 \text{ cm}^3$ und $12,9 \pm 5,6 \text{ cm}^3$ bei 40 Alpakahengsten in 4 Gruppen im Alter von ca. 2 Jahren (Gruppenalter: zwischen $23,8 \pm 1,0$ und $24,1 \pm 3,3$ Monate).

In vorliegender Arbeit belief sich das ultraschallwert-errechnete Hodenvolumen auf $10,91 \pm 5,61 \text{ cm}^3$, das *ex vivo* nach Schublehren-Messung errechnete Volumen auf $13,72 \pm 6,81 \text{ cm}^3$ sowie das tatsächliche, per Wasserverdrängung ermittelten Volumen auf $11,96 \pm 6,27 \text{ cm}^3$. Damit sind die hier ermittelten Volumina mit den von BLANCHE et al. (2011) ermittelten Werten vergleichbar. Die Unterschiede zwischen der vorliegenden Arbeit und der Studie von BLANCHE et al. (2011) sind unter anderem in der Altersheterogenität in vorliegender Studie und der studienbedingt gezielten Fütterung bei BLANCHE et al. (2011) zu sehen. Zusätzlich war der Zeitpunkt der Vermessung der Hoden zur Volumenberechnung bei BLANCHE et al. (2011) bei allen Tieren (einer Gruppe) gleich.

Beim Vergleich der Messmethoden zeigte sich eine hochsignifikante Korrelation aller Verfahren untereinander, wobei allerdings das Verfahren der Volumenberechnung per Schublehre nach Kastration mit einem Korrelationskoeffizienten von $r = 0,98$ deutlich näher am Goldstandard liegt, damit genauer ist und der Volumenbestimmung per Ultraschall vorgezogen werden sollte. Dies gilt zumindest für die Vermessung per Schublehre *ex situ*. Bei einer andrologischen bzw. zuchthygienischen Untersuchung ist eine *ex situ* Vermessung allerdings kontraindiziert. Daher bleibt die Sonographie ein für die Ermittlung des Hodenvolumens wichtiges, nichtinvasives Verfahren und ist mit einem Korrelationskoeffizienten von $r = 0,73$ im Vergleich zur Volumenbestimmung durch Wasserverdrängung auch als ein adäquates Hilfsmittel anzusehen.

Weiterhin wurde das Gewicht von fünfzig Alpakahoden erhoben. Bei einem Minimalwert von 1 g und einem Maximalwert von 31,3 g lag das Gewicht im Mittel bei $13,33 \pm 6,62 \text{ g}$. Literaturangaben (SUMAR, 1983; FOWLER, 2010; BRAVO, 2014) zufolge liegt das Hodengewicht bei Alpakahengsten zwischen 0,6 g (im Alter von 6 Monaten) und 17,2 g (Zuchthengst; >36 Monate). Das durchschnittliche Hodengewicht liegt beim geschlechtsreifen Alpakahengst (vollständig entwickelter Hoden) bei ca. 15 g (SUMAR, 1985).

Die Unterschiede zu vorliegender Arbeit könnten in der Altersheterogenität begründet sein. SUMAR (1985) bezog in seine Studie nur geschlechtsreife Alpakahengste mit ein. In die vorliegende Arbeit wurden auch die Daten von noch nicht geschlechtsreifen Hengsten aufgenommen.

Der im Vergleich zu SUMAR (1983), FOWLER (2010) und BRAVO (2014) deutlich höhere Maximalwert beim Hodengewicht (31,3 g zu 17,2 g), könnte sich mit einer

Funktionsübernahme des betreffenden Hodens bedingt durch eine Hodenatrophie des kontralateralen Hodens (1,2 g) erklären lassen. Anamnestisch wurden bei dem 4-jährigen Alpakahengst sowohl in der Pubertät als auch im adulten Alter Rankämpfe mit anderen Hengsten durch den Besitzer beobachtet, weswegen der Hengst auch zur Kastration vorgestellt wurde. Retrospektiv konnte der Besitzer allerdings nicht mit Sicherheit sagen, ob bei diesen Rankämpfen auch Bisse in die Genitalregion des Hengstes zu beobachten waren. Aufgrund eines Bisses in den linken Hoden, könnte sich hier eine Hodenatrophie entwickelt und der rechte Hoden, vor allem in Phasen sexueller Aktivität, eine kompensatorische Hypertrophie ausgebildet haben. Makroskopisch konnten zum Zeitpunkt der Vorstellung keine klinischen Veränderungen an Skrotum und Hoden festgestellt werden.

Allgemein lässt sich sagen, dass eine Trennung der Hengste von den weiblichen Tieren einer Herde zu einem nachweisbar deutlichen Abfall der Testosteronproduktion führt (FOWLER, 2010), was einen Rückgang der Spermatogeneseaktivität bedingt und auf lange Sicht mit einer Verkleinerung der Hoden einhergehen kann. Auch wenn durch die Trennung zunächst die Spermatogeneseaktivität des Hengstes zurückgeht und sich damit die Hodengröße vermindert, kann diese dennoch durch die Wiederaufnahme sexueller Aktivität nach Wiedereingliederung in eine Stutenherde wiederhergestellt werden (FERNÁNDEZ-BACA, 1993). Nach SUMAR (1985) gewährleistet eine Trennung und das nur gelegentliche (monatliche) Zusammenführen von Hengst und Stuten eine ganzjährige sexuelle Aktivität (beider Geschlechter).

Zusätzlich ist ein saisonaler Einfluss auf die Spermatogenese und die damit verbundene Größenänderung der Hoden beim Guanako, Vikunja und beim Alpaka (ABRAHAM et al., 2016) bekannt. BOTT et al. (2008) konnten zeigen, dass Diskrepanzen zwischen den Messdaten per Ultraschall und denen per Schublehre (*in vivo*) in den Sommermonaten signifikant größer waren.

In vorliegender Arbeit wurde aufgrund der mangelnden Auswahlmöglichkeiten beim Tiermaterial keine Rücksicht auf die Art der Haltung, Jahreszeiten oder Saisonalität sowie die Anzahl der Deckeinsätze (sexuelle Aktivität) der Hengste genommen, was eine Vergleichbarkeit der Werte erschwerte. Da der weitaus größte Teil der in den genannten Veröffentlichungen untersuchten Tiere aus dem südamerikanischen Raum bzw. aus Australien stammen, ist davon auszugehen, dass sich auch die Lebens- und

Haltungsbedingungen zu den in dieser Arbeit untersuchten Tieren deutlich unterschieden. So wirkt sich eine Haltung auf den kargen Hochebenen der südamerikanischen Anden in einer Höhe von 3000 – 4800 m über dem Meeresspiegel im Vergleich zu den in mitteleuropäischen Breitengraden gehaltenen Neuweltkameliden deutlich auf den Ernährungszustand und damit auch auf die Größe der Hoden aus (ABRAHAM et al., 2016). GALLOWAY (2000) weist explizit darauf hin, dass die Hodengröße der in den südamerikanischen Hochanden lebenden Neuweltkameliden geringer ausfällt als in anderen Gegenden der Welt. Die unterschiedliche Haltungsform der Alpakahengste sowie der immer unterschiedliche Zeitpunkt der Untersuchung / Datenerhebung sind somit eine mögliche Begründung für die aufgetretenen Diskrepanzen bei der Größe und dem Volumen der Hoden zwischen der vorliegenden Arbeit und den in der Literatur zu findenden Angaben.

5.4.4 Dichte

Bei der Untersuchung der aus dem errechneten Volumen und dem Gewicht erhaltenen Dichte ($0,90 \pm 0,09 \text{ g / cm}^3$) und der verdrängten Dichte ($1,05 \pm 0,07 \text{ g / cm}^3$), welche aus dem verdrängten Volumen und dem Gewicht des Hodens ermittelt wurde, zeigte sich im Vergleich gesunder mit pathologisch veränderten Hoden, dass kein statistisch signifikanter Unterschied der Dichten ($p = 0,44$ bzw. $p = 0,32$) festzustellen war. Folglich lässt sich aus der Dichte des Alpakahodens kein Rückschluss auf eine vorliegende Erkrankung des Hodens ziehen. Da für die Ermittlung der Dichte das Hodengewicht benötigt wird, muss der entsprechende Hoden *ex vivo* gewogen bzw. die Wasserverdrängung gemessen werden. Eine Unterscheidung zwischen gesunden und pathologisch veränderten Hoden bzw. die Feststellung einer pathologischen Veränderung anhand der Dichte eines Hodens wäre somit ohnehin widersinnig und obsolet bzw. besser durch andere Verfahren wie zum Beispiel die Sonographie zu erlangen.

5.4.5 Graustufenanalyse

Die Erhebung der eindimensionalen Graustufenparameter mittlerer Grauwert (L_{mean}) und Modalwert der häufigsten Grauwertpixel (N_{most}) war für die vorliegende Arbeit von Interesse, um die objektive Echotextur des Alpakahodens zu eruieren.

Es war kein statistisch signifikanter Unterschied zwischen dem mittleren Grauwert im Längs- und Querschnitt beim gesunden Alpakahoden nachzuweisen. Für den Hoden

ergab sich über die Gesamtpopulation ein relativ konstanter Grauwert, der in Abhängigkeit vom Hodenvolumen unterschiedlich starker Streuung unterworfen war. Bei Betrachtung der am Hoden anderer Tierarten ermittelten Grauwerte fällt beim Alpakahoden auf, dass dieser mit $25,0 \pm 2,99$ bis $25,4 \pm 2,85$ Graustufen im Vergleich zu Grauwertmessungen am Hoden von Pferdehengsten ($26,3 \pm 2,8$ bis $28,6 \pm 2,8$ Graustufen) (BANGEN, 2011) und Ebern ($17,37 \pm 1,73$ bis $23,66 \pm 3,31$ Graustufen) (BÖHM, 2013) zwischen diesen Werten einzuordnen ist.

LIGNER (2009) beschrieb beim Bullen einen Abfall der mittleren Grauwerte zwischen dem 12. und 15. Lebensmonat. Sie schließt auf eine Zunahme sekretorischer Aktivität der Samenkanälchen, was zu einer Zunahme von Flüssigkeit und flüssigkeitsgefüllten Lumina führe und damit zu einer Erhöhung des Anteils dunkler Grauwerte einhergehend mit einer Erniedrigung des mittleren Grauwertes.

Nicht zuletzt könnten tierartspezifische Unterschiede in der Zusammensetzung des Hodengewebes zu Unterschieden in der quantitativen Graustufenanalyse führen. BROWN (2000) beschrieb die Strukturen des Neuweltkamelidenhodens (Tubuli, interstitielles Gewebe, Blutgefäße, Lymphgefäße, Bindegewebe und Leydig-Zellen) und legte dar, dass durch die Lymphgefäße und das Bindegewebe im Interstitium, Neuweltkamelidenhodens strukturell Schafbock- und Bullenhoden ähneln, mit dem Unterschied, dass das Volumen der interstitiellen Zellen bei Neuweltkameliden größer sei als bei den beiden anderen genannten Arten. Ein Vergleich der von GRAUE (2002) ermittelten Grauwerte am Hoden von Bullen ($55,0 \pm 5,5$ bis $65,5 \pm 10,0$ Graustufen) ist allerdings aufgrund der unterschiedlichen zum Einsatz gekommenen Ultraschallgeräte sowie den unterschiedlichen Einstellungen der Geräte nicht ohne weiteres möglich.

Im Vergleich der mittleren Grauwerte von Längs- und Querschnitt physiologischer Alpakahoden zur errechneten und verdrängten Dichte war keine statistisch signifikante Korrelation der Ergebnisse festzustellen ($p = 1,00$; $p = 0,50$; $p = 0,90$; $p = 0,12$). Somit waren die Ergebnisse anders als bei BANGEN (2011) am Pferdehengsthoden, wo die Grauwerten des Längsschnitts- sowie des kranialen Sagittalschnitts der rechten Hoden zur Dichte eine signifikante Korrelation aufwiesen. Beim linken Hoden wurde das Signifikanzniveau sagittal kranial nur knapp verfehlt. Bei allen anderen analysierten Mittelwerten (links longitudinal, rechts + links medial, recht + links kaudal) konnten keine signifikanten Zusammenhänge zur Dichte beobachtet werden. Dennoch, so BANGEN (2011), könnte eine gemeinsame Nutzung der

Sonographiepositionen längs und kranial *in vivo* eine Angabe über die Hodendichte erlauben. Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit sprechen zumindest bei den Neuweltkameliden gegen diese Theorie. Um ein definitives Urteil treffen zu können, ob mittels Grauwertanalyse eine Aussage über die Dichte von Alpakahoden getroffen werden kann, müssten weitere, umfassendere Studien durchgeführt werden. An dieser Stelle lässt sich anhand der Ergebnisse allerdings festhalten, dass beim Alpaka die Grauwertanalyse keine geeignete Methode darstellt, um Rückschlüsse auf die Dichte des Hodens ziehen zu können.

Der Vergleich der mittleren Grauwerte des Längs- und Querschnitts von gesunden und pathologisch veränderten Hoden zeigte einen statistisch signifikanten Unterschied im Längsschnitt, aber keinen signifikanten Unterschied im Querschnitt.

Eine mögliche Erklärung wäre, dass pathologisch veränderte Areale eher im kranialen bzw. kaudalen Abschnitt des Hoden zu finden sind und daher im Querschnittsschall, welcher medial angesetzt wurde, nicht miteinbezogen wurden. Zum derzeitigen Zeitpunkt sind in der Literatur keine Vergleiche zwischen den mittleren Grauwerten gesunder und pathologisch veränderter Hoden beschrieben. Es müssten weitere Studien mit größeren Tierzahlen angestrengt werden, um mehr Daten erheben und genauere Aussagen treffen zu können.

Dennoch ist die Graustufenanalyse als eine weitere, objektive Möglichkeit der Erkennung pathologisch veränderter Hoden beim Alpaka zu betrachten. Bei der sonographischen Untersuchung der Längsachse des Hodens ist sie eine hilfreiche Methode, um hodenkranke Hengste zu erkennen bzw. deren Zuchttauglichkeit objektiv einschätzen zu können.

Die Ergebnisse zeigen, dass die Graustufenanalyse eine sinnvolle Ergänzung der B-mode Sonographie darstellt. Sie ermöglicht die Quantifizierung sonographischer Bilder und damit eine Objektivierung der Befunde.

Aufgrund einer höheren statistischen Sicherheit bzw. einer geringeren Zuverlässigkeit der Aussagekraft des Modalwertes (N_{most}), die hinter dem arithmetischen Mittelwert (L_{mean}) zurückliegt, wurde auf eine Auswertung und einen Vergleich von N_{most} -Werten (Modalwert der häufigsten Graustufe) verzichtet. Dennoch lieferte er bei KEßLER (2010) als akzessorischer Parameter Hinweise, die die Korrektheit der objektiven Echogenitätsbefunde untermauern können. Diese Einschränkung in der Aussagekraft des N_{most} -Wertes ist vermutlich der Grund für dessen Nichtbeachtung in hier

aufgeführten veterinärmedizinischen Ultrasonographiestudien, in denen die Grauwertanalyse Anwendung fand.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die quantitative Grauwertanalyse beim Alpakahengst die Möglichkeit bietet, eine Aussage zu treffen, ob pathologisch veränderte Hoden oder gesunden Hoden vorliegen. Diese Zusammenhänge müssen jedoch an einer größeren Tierzahl überprüft werden. Für die Hodendichtemessung ist die quantitative Graustufenanalyse beim Alpaka kein alternatives Ermittlungsverfahren.

5.4.6 Alter

Anhand von 86 Alpakahoden wurden die Hodenmaße, das Volumen und das Gewicht im Verhältnis zum Alter gesetzt. Das Hodenwachstum zeigte bis zum 4. Lebensjahr einen Anstieg, danach ließ sich statistisch ein Rückgang von Größe, Gewicht und Volumen verzeichnen. Ein Wachstum der Hoden bis zum Eintritt der Geschlechtsreife mit 2 – 3 Jahren (BRAVO, 2014) ist nachvollziehbar.

GALLOWAY (2000) beschrieb beim Alpaka, dass die Spermatogeneseaktivität mit der Länge und dem Gewicht des Hodens korrelieren. Da vor dem Zugang der Alpakahengste zu dieser Studie keine Anamnese, sondern lediglich eine klinische und andrologische Untersuchung durchgeführt worden ist, kann keine Aussage über die sexuelle Aktivität bzw. die Haltung (alleine - in Gruppe - mit oder ohne Stute(n)) getroffen werden. Daher kann nicht ausgeschlossen werden, dass die älteren Hengste in vorliegender Studie über einen längeren Zeitraum ohne Kontakt zu weiblichen Artgenossen (in Hengstherden / -gruppen) gehalten wurden und daraus, durch den Rückgang der Spermatogeneseaktivität, die geringen Hodenmaße und -werte resultieren.

Es wurde aus methodischen und materialbedingten Gründen auch keine Entwicklung des Hodens am Einzeltier untersucht, sondern lediglich die einmalig ermittelte Hodengröße und das Alter der untersuchten Tiere festgehalten.

Alle in vorliegender Arbeit erhobenen Daten stammen von Alpakahengsten aus unterschiedlichen privaten Haltungsbedingungen (Hobbyhaltung), welche jeweils auch einer individuellen Futtermittellieferung unterliegen (unterschiedlicher BCS / unterschiedliches Gewicht) und haltungsbedingt differente sexuelle Aktivitäten aufgewiesen haben können. Deshalb sind die Ergebnisse dieser Studie hinsichtlich

einer Verminderung der Hodengröße im Alter nicht als aussagekräftig zu bezeichnen und nicht zu verallgemeinern.

Anders als bei EVANS et al. (1996), CHANDOLIA et al. (1997) und GRAUE (2002) am Bullen zeigten die mittleren Grauwerte (L_{mean}) von Längs- und Querschnitt in vorliegender Arbeit keine statistisch signifikante Korrelation zum Alter sowohl beim physiologischen als auch beim pathologisch veränderten Alpakahoden ($p = 0,87$; $p = 0,43$; $p = 0,18$; $p = 0,07$). CHANDOLIA et al. (1997) und EVANS et al. (1996) befassten sich in ihren Studien mit den Veränderungen testikulärer Gewebestrukturen bei Bullenkälbern (Hereford) während der geschlechtlichen Entwicklungsreife. GRAUE (2002) stellte fest, dass die sonographischen Eigenschaften des Hodengewebes möglicherweise durch die sexuelle Aktivität der Bullen (Deutsch Holstein) beeinflusst werden. Nicht im Besamungseinsatz befindliche Bullen wiesen einen signifikant größeren Anteil an dunklen Grauwerten im Grauerthistogramm auf. Sie vermutete einen Zusammenhang zur Produktion und Abgabe des testikulären Sekretes, da weder Veränderungen in der Hodenkonsistenz, noch Unterschiede in den histomorphometrischen Untersuchungen der Tiere ohne geschlechtliche Beanspruchung vorlagen.

In vorliegender Arbeit konnte aufgrund des Versuchsaufbaus die Entwicklung bzw. der Verlauf des individuellen Grauwerts am Hoden nicht verfolgt werden, wodurch auch keine direkte Korrelation zwischen Alter und Grauwerten herausgearbeitet werden konnte. Weiterhin wurden keine Daten zu den Haltungsbedingungen bzw. der sexuellen Beanspruchung erhoben.

HÖHNE (2002) konnte beim Rüden ähnlich wie bei vorliegender Studie beim Alpaka anhand der statistischen Ergebnisse keine Korrelation zwischen Lebensalter und Grauerthäufigkeit am Hoden nachweisen. Eine altersabhängige Veränderung der Grauwerte des Hodengewebes war nicht zu verzeichnen. Bei HÖHNE (2002) wiesen die Grauwerte eine enorme Streuung auf und schienen mit dem Körpergewicht und dem Hodenvolumen korreliert zu sein, was sich statistisch jedoch nicht nachweisen ließ. Als ursächlich dafür wird die große individuelle Streuung der Werte durch die gemeinsame Erfassung der Tiere aller Alters- und Gewichtsklassen gesehen. In vorliegender Studie war, dem Versuchsdesign folgend, keine Einteilung in Alters- bzw. Gewichtsklassen vorgesehen und es wurden ähnlich wie bei HÖHNE (2002) die Tiere aller Alters- und Gewichtsklassen gemeinsam erfasst, auch hier war eine breite

Streuung der Grauwerte zu verzeichnen. Demzufolge war die Erstellung einer sicheren statistischen Korrelation von Grauwerten der Hoden und dem Alter der jeweiligen Tiere bedingt durch das Versuchsdesign nicht möglich.

5.4.7 Histologie

Anhand der histologischen Untersuchung sollte in dieser Arbeit zunächst der Aufbau des Alpakahodens allgemein dargestellt und im Speziellen zur Beurteilung der Hodengesundheit bzw. Fertilität auf das Vorhandensein von Spermien im Tubuluslumen hin untersucht werden.

Wie von BROWN (2000) beschrieben konnten auch hier die Strukturen des Neuweltkamelidenhodens (Tubuli, interstitielles Gewebe, Blutgefäße, Lymphgefäße, Bindegewebe und Leydig-Zellen) nachvollzogen werden. Durch die Lymphgefäße und das Bindegewebe im Interstitium ähnelt der Neuweltkamelidenhoden strukturell Schafbock- und Bullenhoden, mit dem Unterschied, dass das Volumen der interstitiellen Zellen bei Neuweltkameliden größer ist als bei den beiden anderen genannten Arten.

Histologische Studien am Alpakahoden haben gezeigt, dass das Lumen der Samenkanälchen etwa ab einem Alter von ca. 12 Monaten zu erkennen ist und dass erste Spermatozoen sowie Leydig-Zellen im Alter von 15 bis 18 Monaten zu identifizieren sind (MONTALVO et al., 1979; FERNÁNDEZ-BACA, 1993; BROWN, 2000). Auch diese Beobachtungen konnten in der vorliegenden Studie nachvollzogen werden. So war bei Hodenpräparaten von jüngeren Tieren (< 1 Jahr) das Tubuluslumen noch relativ klein.

Außerdem konnte nicht bei allen (30 von 69) Hodenpräparaten Spermien nachgewiesen werden. Dies lässt sich demnach auch in dem zur Untersuchung zur Verfügung stehenden Tiermaterial begründen. Wie bereits erwähnt, bildet sich beim Alpakahengst erst im Alter von 2 - 3 Jahren die volle Geschlechtsreife bzw. Spermatogeneseaktivität aus, der Großteil der hier für die Histologie zur Verfügung stehenden Hoden (n = 69) stammt von Tieren im Alter von ≤ 2 Jahren.

5.4.8 Weiterführende Fragestellungen

Es bleibt die Frage offen, inwieweit es möglich ist, mittels Graustufenanalyse pathologische Veränderungen des Hodens exakt zu detektieren. Eindimensionale Analyseverfahren berücksichtigen einzig die Häufigkeitsverteilung bestimmter

Grauwerte, geben dabei aber keine Auskunft über die räumliche Anordnung der Grauwerte zueinander (PINAMONTI et al., 1989). Da sich bei pathologischen Prozessen die Echotextur des Hodens räumlich ändern kann, scheinen mehrdimensionale Graustufenanalysen besser geeignet, um testikuläre Erkrankungen sonographisch zu erkennen.

Inwieweit sich die objektive Echotextur des Alpakahodens während der geschlechtlichen Entwicklung verändert, konnte in vorliegender Arbeit aufgrund des Studienaufbaus nicht geklärt werden, könnte aber eine Aufgabe weiterer Forschungsarbeiten sein.

Außerdem könnte in einer weiterführenden Studie die Hodenvolumenberechnung nach *in vivo* Vermessung per Schublehre mit der Hodenvolumenbestimmung (Verdrängungsvolumen) verglichen werden um abzuklären ob das *in vivo* Messverfahren eine ebenso hohe Korrelation zum Goldstandard aufweist wie das beim *ex situ* Verfahren der Falls ist.

6 ZUSAMMENFASSUNG

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die sonographische Hodenbeurteilung beim Alpakahengst zu verbessern und die Sonographie zur Volumenbestimmung des Alpakahodens und damit letztendlich in der klinisch-andrologischen Untersuchung zu etablieren. Ferner sollten Ergebnisse der Graustufenanalyse am Alpakahoden erhoben und herausgearbeitet werden, welche Werte gesunde Hoden in der Graustufenanalyse annehmen und ob sich pathologisch veränderte Hoden anhand der Graustufenanalyse von gesunden Hoden unterscheiden lassen.

Insgesamt standen 61 Alpakahengste im Alter zwischen 9 Monaten und 8 Jahren für die Studie zur Verfügung. Die Tiere wurden einer klinisch-andrologischen Untersuchung unterzogen und neben der konventionellen B-Mode Sonographie wurde zusätzlich eine quantitative Graustufenanalyse durchgeführt. Die Volumenberechnung erfolgte auf Basis der Vermessung der Hoden per Ultraschall sowie der Vermessung der Hoden mittels Schublehre (nach Kastration). Die Volumenbestimmung basierte auf der Wasserverdrängung der Hoden (Goldstandard).

Folgende relevante Ergebnisse konnten erzielt werden:

Sonographische Untersuchung

Folgende charakteristische Sonoarchitektur des gesunden Alpakahodens konnte dargestellt werden:

- Die Skrotalhaut zeichnete sich als hyperechogene Linie ab.
- Das Hodenparenchym wies ein homogenes, mittelgradig echogenes und fein marmoriertes Echomuster auf.
- Das *Mediastinum testis* stellte sich zentral im Hodenparenchym gelegen, strangförmig und hyperechogen dar.

Quantitative Graustufenanalyse

- Die ermittelte objektive Echodichte wies im Längsschnitt keinen statistisch signifikanten Unterschied zum Querschnitt auf ($p = 0,23$).
- Der mittlere Grauwert wies im Vergleich von gesunden und pathologisch veränderten Hoden im Längsschnitt einen statistisch signifikanten Unterschied

auf ($p = 0,03$). Im Querschnitt stellten sich, obgleich Tendenzen zu erkennen sind, keine statistisch signifikanten Unterschiede dar ($p = 0,09$).

Volumenbestimmung

- Das nach Ultraschallvermessung berechnete Volumen wies im Mittel mit $10,91 \pm 5,61 \text{ cm}^3$ eine hochsignifikante Korrelation ($r = 0,70$; $p < 0,001$) zum per Schublehre ermittelten und berechneten Volumen ($13,72 \pm 6,80 \text{ cm}^3$) sowie zum verdrängten Volumen ($11,96 \pm 6,27 \text{ cm}^3$) auf ($r = 0,73$; $p < 0,001$). Beim durch Schublehre ermittelten Volumen konnte in Bezug auf das verdrängte Volumen ebenfalls eine hochsignifikante Korrelation gezeigt werden ($r = 0,98$; $p < 0,001$).

Dichte

- Die Dichte wies einen arithmetischen Mittelwert von $0,90 \pm 0,09 \text{ g/cm}^3$ auf, die aus der Wasserverdrängung errechnete Dichte lag bei einem arithmetischen Mittelwert von $1,05 \pm 0,07 \text{ g/cm}^3$.
- Der Vergleich der Dichten von gesunden und pathologisch veränderten Hoden erbrachte keinen statistisch signifikanten Unterschied ($p = 0,44$ bzw. $p = 0,32$).
- Berechnete und verdrängte Dichte zeigten in Bezug auf die mittleren Grauwerte sowohl im Längs- als auch im Querschnitt keine statistisch signifikante Korrelation ($p = 0,49$; $p = 1$; $p = 0,12$; $p = 0,9$).

Hodenparameter in Bezug auf das Alter

- Die Hodenmaße zeigten bis zum Alter von ungefähr vier Jahren einen Anstieg; danach kam es zu einem Rückgang von Größe, Gewicht und Volumen.
- Die mittleren Grauwerte von Längs- und Querschnitt erbrachten keine statistisch signifikante Korrelation zum Alter, sowohl beim physiologischen als auch beim pathologisch veränderten Alpakahoden ($p = 0,87$; $p = 0,43$; $p = 0,18$; $p = 0,07$).

Anhand der Studie konnten Grundlagen für die sonographische Untersuchung am Alpakahoden geschaffen werden.

7 SUMMARY

The aim of the present study was to improve the sonographic assessment of the testicles in the alpaca stallion and to establish the sonography for determination of the testicle volume of the alpaca and ultimately in the clinical andrological examination. Furthermore, the results of the gray scale analysis at the alpaca testicle and the values of healthy testicle in the gray scale analysis should be examined and worked out. It also should be checked whether pathological testicles can be distinguished of healthy testicles by gray scale analysis. A total of 61 alpaca stallions aged between 9 month and 8 years were available for the study. The animals were subjected to a clinical andrological examination and a quantitative gray scale analysis was carried out in addition to the conventional B-mode sonography. The volume calculation takes place on the basis of testicle measurement by ultrasound as well as the measurement by sliding caliper after castration. The volume determination was based on the water displacement of the testicles (gold standard).

The following results could be achieved:

Sonographic examination

The following characteristic sonographic architecture of the healthy alpaca testicle could be represented:

- The scrotal skin was displayed as a hyperechogenic line.
- The testicle parenchyma had a homogeneous, moderately echogenic and finely marbled echogenic pattern
- The mediastinum testis was located centrally in the testicle parenchyma, strand-like and hyperechogenic.

Quantitative grayscale analysis

- The determined objective echogenic density of the longitudinal section did not have a statistically significant difference to the transversal section ($p = 0.23$).
- The mean gray value demonstrated a statistically significant difference in the comparison of healthy and pathological testicles in longitudinal

SUMMARY

section ($p = 0.03$). In the transversal section, no statistically significant differences were found ($p = 0.09$).

Volume determination

- The volume calculated by ultrasonic measurements showed with an arithmetic mean of $10.91 \pm 5.61 \text{ cm}^3$ a significant correlation ($r = 0.70$; $p < 0.001$) with the caliper determined and calculated volume ($13.72 \pm 6.80 \text{ cm}^3$) as well as with the displacement volume ($11.96 \pm 6.27 \text{ cm}^3$) ($r = 0.73$; $p < 0.001$). In case of the volume determined by sliding caliper, a highly significant correlation could also be shown with the displaced volume ($r = 0.98$; $p < 0.001$).

Density

- The density had an arithmetic mean of $0.90 \pm 0.09 \text{ g / cm}^3$, the density calculated from the water displacement had an arithmetic mean of $1.05 \pm 0.07 \text{ g / cm}^3$.
- Comparison of the densities of healthy and pathological testicles showed no statistically significant difference ($p = 0.44$ and $p = 0,32$).
- Calculated and displacement density showed no statistically significant correlation ($p = 0.49$, $p = 1$, $p = 0.12$, $p = 0,9$) in relation to the mean gray values in the longitudinal as well as the transversal section.

Testicular parameters in relation to the age

- Testicular growth showed an increase approximately until the age of 4 years, afterwards a decrease in size, weight and volume could be observed.
- The mean gray values of the longitudinal and transversal sections provide no statistically significant correlation with age, neither in physiological nor in pathological alpaca testicles ($p = 0.87$; $p = 0.43$; $p = 0.18$; $p = 0.07$).

Based on the study basic information about sonographic examination of the alpaca testes could be established.

8 LITERATURVERZEICHNIS

ABRAHAM, M. C.; PUHAKKA, J.; RUENTE, A.; AL-ESSAWE, E. M.; DE VERDIER, K.; MORRELL, J. M.; BÅGE, R. (2016)

Testicular length as an indicator of the onset of sperm production in alpacas under Swedish conditions

Acta Veterinaria Scandinavica 58: 10

AHMAD, N.; NOAKES, D. E.; SUBANDRIO, A. L. (1991)

B-mode real time ultrasonographic imaging of the testis and epididymis of sheep and goats

The Veterinary Record 128: 491-496

ANDERSON, D. E.; JONES, L. M. (2013)

Section XII, Male genital anatomy

In: ANDERSON, D. E.; JONES, L. M.; MIESNER, M. D

Veterinary Techniques for Llamas and Alpacas

First Edition

Wiley-Blackwell, Ames Iowa: 273-297

AUBRY, P.; SWOR, T. M.; LÖHR, C. V.; TIBARY, A.; BARRINGTON, G. M. (2000)

Septic orchitis in an alpaca,

The Canadian veterinary journal. La revue vétérinaire canadienne, 41: 704-706

BADER, W.; BÖHMER, S.; OTTO, W. R.; DEGENHARDT, F.; SCHNEIDER, J. (1994)

Texturanalyse: Ein neues Verfahren zur Beurteilung sonographisch darstellbarer Herdbefunde der Mamma

Bildgebung 61: 284-290

BANGEN, M. (2011)

Sonomorphologische Untersuchung des Hengsthodens zur Überprüfung des Fertilitätsstatus

Gießen, Justus-Liebig-Universität, Dissertation

BARTELS, P.H., J. GRAHAM, J. LAYTON u. S. PAPLANUS (1988):

Bildgewinnung und Bildverarbeitung.

in: G. BURGER, M. OBERHOLZER, W. GÄSSNER (Hrsg.):

Morphometrie in der Zyto- und Histopathologie.

Springer Verlag, Berlin

BECK, G. (1990)

Sonographische Untersuchungen an Skrotum und akzessorischen
Geschlechtsdrüsen von Wiederkäuern, Ebern, Hengsten und Rüden

München, Ludwig-Maximilians-Universität, Tierärztliche Fakultät, Dissertation

BERTMANN, J. (2005)

Untersuchungen über den uterinen Blutfluss und die endometriale

Echostruktur während der Frühgravidität des Rindes unter Berücksichtigung der
Stickstoffmonoxid-Synthase-mRNA Expression

München, Ludwig-Maximilians-Universität, Tierärztliche Fakultät, Dissertation

BLANCHE, D.; VAUGHAN, J; MALONEY, S.K.; MILTON, J.T.B. (2011)

Feeding Alpacas to Enhance Reproduction and Fleece Quality

Australian Government - Rural Industries Research and Development
Corporation, RIRDC Publication No. 11/111

BLECK, J.S.; GEBEL, M.; SATRAPA, J.D.; CASELITZ, M.; WESTHOFF-BLECK, M.;

WAGNER, S.; MANNS, M. (1997)

Ansätze zur Objektivierung der Gewebeunterscheidbarkeit von

Ultraschallgeräten als Beitrag zur Qualitätssicherung

Ultraschall in der Medizin 18, 238-243

BÖHM, J. A. (2013)

Einfluss einer perinatalen Zearalenonbelastung auf die körperliche Entwicklung
sowie labordiagnostische und spermatologische Parameter von Ebern

Gießen, Justus-Liebig-Universität, Fachbereich Veterinärmedizin, Dissertation

- BOTT, I.; RODRIGUEZ, J. S.; SANDOVAL, S.; TIBARY, A. (2008)
Relationship between testicular measurements using calipers or
ultrasonography with testicular weight in alpacas (*Vicugna pacos*)
Theriogenology 70: 576
- BRASS, K. E. (1987)
Die Sonographie in der andrologischen Untersuchung bei verschiedenen
Haussäugetierarten
Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation
- BRAVO, P. W. (1995)
Reproductive biology of the male South american camelid: A review
Molecular Andrology VII: 3-4
- BRAVO, P. W. (1996)
Relationship between testicle size and fertility in alpacas
Alpaca Registry Journal 1996, 1
- BRAVO, P. W. (1997)
Fertility of the male alpaca: Effect of daily consecutive breeding
Animal Reproduction Science 46: 305-312
- BRAVO, P. W. (2002)
The reproductive process of South American Camelids
Seagull Printing, Salt Lake City: 57-61
- BRAVO, P. W. (2007)
Breeding soundness examination of the male llama and alpaca
In: YOUNGQUIST, ROBERT S.; THRELFALL, WALTER R.
Large Animal Theriogenology, 2nd Edition
Saunders Elsevier, Missouri: 865–868

BRAVO, P.W. (2014)

Chapter 15: Reproductive Anatomy and Physiology in the Male

In: CEBRA, C.; ANDERSON, D. E.; TIBARY, A.; VAN SAUN, R. J.; JOHNSON, L. W.

Llama and alpaca care. Medicine, surgery, reproduction, nutrition, and herd health

Saunders Elsevier, St. Louis: 150-161

BRAVO, P. W.; FOWLER, M. E.; STABENFELDT, G. H.; LASLEY, B. L. (1990)

Endocrine responses in the Llama to copulation

Theriogenology 33: 891-899

BRAVO, P. W.; FOWLER, M. E.; STABENFELDT, G. H.; LASLEY, B. L.; FREY, R. (1992)

Testis growth and testosterone concentrations in the male llama

In: Proceedings of the 12th International Congress on Animal Reproduction (The Haque)

Elsevier Science, Amsterdam und New York, 3: 789

BRAVO, P. W.; ORDONES, C.; ALARCON, V. (1996).

Processing and freezing of semen of alpacas and llamas

In: Proceedings of the 13th International Congress on Animal Reproduction (Sydney, Australia)

Elsevier Science, Amsterdam und New York, 2: 2-3

BRAVO, P. W.; SKIDMORE, J. A.; ZHAO, X. X. (2000)

Reproductive aspects and storage of semen in Camelidae.

Animal Reproduction Science 62: 173–193

BROWN, B. W. (2000)

A review on reproduction in South American camelids

Animal Reproduction Science 58: 169-195

- CARTEE, R. E.; POWE, T. A.; GRAY, B. W.; HUDSON, R. S.; KUHLEERS, D. L. (1986)
Ultrasonographic evaluation of normal boar testicles
American Journal of Veterinary Research 47: 2543-2548
- CARTEE, R. E.; GRAY, B. W.; POWE, T. A.; HUDSON, R. S.; WHITESIDES, J. (1989)
Preliminary implications of B-mode ultrasonography of the testicles of beef bulls
with normal breeding soundness examinations
Theriogenology 31: 1149-1157
- CARTEE, R. E.; RUMPH, P. F.; ABUZAIID, F.; CARSON, R. (1990)
Ultrasonographic examination and measurement of ram testicles
Theriogenology 33: 867-875
- CHANDOLIA, R. K.; HONARAMOOZ, A.; ORNEKE, B. C.; PIERSON R.; BEARD, A.
P.; RAWLINGS, N. C. (1997)
Assessment of development of the testes and accessory glands by
ultrasonography in bull calves and associated endocrine changes
Theriogenology 48: 119-132
- CLARK, S. G.; SCHAEFFER, D. J.; ALTHOUSE, G. C. (2003)
B-mode ultrasonographic evaluation of paired testicular diameter of mature
boars in relation to average total sperm numbers
Theriogenology 60: 1011-1023
- CLAUSSEN, C.; LOCHNER, B. (1985)
Dynamic computed tomography – Basic principles and clinical applications
Springer Verlag, Berlin und Heidelberg: 3, 4, 11
- COOPER, T. G.; RACZEK, S.; YEUNG, C. H.; SCHWAB, E.; SCHULZE, H.; HERTLE,
L. (1992)
Composition of fluids obtained from human epididymal cysts
Urological Research 20: 275–280

DELHON, G. A.; VON LAWZEWITSCH, I. (1987)

Reproduction in the male llama (*Lama glama*), a South American camelid
I. Spermatogenesis and organization of the intertubular space of the mature
testis

Acta Anatomica 129: 59-66

DELORME, S.; ZUNA, I. (1995)

Quantitative Auswerteverfahren in der B-Bild- und Farbdopplersonographie
Ultraschall in Klinik und Praxis 10, 50-61

DIXON, W. J.; (1993)

BMDP Statistical Software Manual, Volume 1 and 2

University of California Press, Berkeley, Los Angeles, London

DOBRINSKY, W.; KREMER, H. (1982)

Physikalische und technische Grundlagen des Impuls-Echo-Verfahrens
Verschiedene Arten von B-Bild-Geräten und einige ihrer technischen
Eigenschaften

In: KREMER, H. (Hrsg.)

Sonographische Diagnostik innerer Erkrankungen

Verlag Urban & Schwarzenberg, München: 1-26

EBERSPÄCHER, J. (1991)

Ultraschall in der bildgebenden Diagnostik

Der Praktische Tierarzt 9: 739-744

EILTS, B.E.; PECHMANN, R. D. (1988)

B-mode ultrasound observations of bull testes during breeding soundness
examinations

Theriogenology 30: 1169-1175

EILTS, B. E.; PECHMANN, R. D.; TAYLOR, H. W.; USENIK, E. A. (1989)

Ultrasonographic evaluation of induced testicular lesions in male goats

American Journal of Veterinary Research 50: 1361-1364

ELZAWAM, A. Z. (2013)

Establishment of spermatogenesis following testicular tissue ectopic xenografting in alpaca

Washington, Washington State University, Dissertation

EVANS, A. C. O.; PIERSON, R. A.; GARCIA, A.; McDOUGALL, L. M.; HRUDKA, F.; RAWLINGS, N. C. (1996)

Changes in circulating hormone concentrations, testes histology and testes ultrasonography during sexual maturation in beef bulls

Theriogenology 46: 345-357

FERDEGHINI, E. M.; MORELLI, G.; DISTANTE, A.; GIANNOTTI, P.; BENASSI, A. (1995)

Assessment of normal testis growth by quantitative texture analysis of 2-D echo images

Medical Engineering and Physics 17: 523-528

FERNÁNDEZ-BACA, S. (1993)

Manipulation of reproductive functions in male and female New World camelids

Animal Reproduction Science, 33: 307-323

FOWLER, M. E. (2010)

Chapter 17: Reproduction

In: FOWLER, M. E.

Medicine and Surgery of Camelids, 3rd edition

Wiley-Blackwell, Ames, Iowa: 429-478

FUSE, H.; TAKAHARA, M.; ISHII, H.; SUMIYA, H.; SHIMAZAKI, J. (1990)

Measurement of testicular volume by ultrasonography

International Journal of Andrology 13, 267–272.

GALLOWAY, D.B. (2000)

The Development of the testicles in alpacas in Australia.

Australian Alpaca Association. Canberra: 21–23

GÄRTNER, T.; ZACHARIAS, M.; JENDERKA, K. V.; HEYNEMANN, H.; COBET, U.
(1998):

Geräteunabhängige Ultraschall-Gewebecharakterisierung von Hoden und
Prostata

Der Radiologe 38: 424-433

GASSE, H. (2004)

Kapitel 7., Männliche Geschlechtsorgane – Organa genitalia masculina

NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E.

Lehrbuch der Anatomie der Haustiere

Band II Eingeweide

Georg Thieme Verlag, 2004: 341-392

GAULY, M. (1997)

Die Reproduktionsphysiologie von Neuweltkameliden - Übersichtsreferat

Tierärztliche Praxis 25: 74–79

GAULY, M. (2002)

Kapitel 6, Fortpflanzungsphysiologie und Zucht

Neuweltkameliden – Ein Leitfaden für Halter, Züchter und Tierärzte

2., durchgesehene Auflage

Parey, Berlin: 76-96

GEBEL, M.; KUBALE, R. (1982)

Neue Möglichkeiten zur Klassifikation diffuser Lebererkrankungen

Ultraschalldiagnostik 81: 119-120

GEBEL, M.; BLECK, J.; SCHMIDT, K.; RANFT, U. (1984)

Digitale Verarbeitung von Ultraschall-Parallel-Scan-Bildern

Ultraschalldiagnostik 84: 384-385

GEBEL, M.J. (2000)

Neue Modifikationen und Verfahren der Sonographie und ihre praktische Bedeutung

Der Internist 41, 3-9

GEISSLER, M.; DOLL, J., GUILLAUME, R. (1975):

Digitale Erfassung und Analyse der Echosignale des A- und B-Scans bei Ultraschalluntersuchungen

Biomedizinische Technik 2: 235-236

GERWING, M. (1993);

Physikalische und technische Grundlagen der Sonographie

In: FRITSCH, R.; GERWING, M. (Hrsg.)

Sonographie bei Hund und Katze

Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart: 2-27

GINTHER, O. J. (1986)

Principles (Part one)

Ultrasonic imaging and reproductive events in the mare

Verlag Equiservices Publishing, Cross Plains, Wisconsin, USA: 1-65

GINTHER, O. J. (1995)

Ultrasonic imaging and animal reproduction: Fundamentals, Book 1

Verlag Equiservices Publishing, Cross Plains, Wisconsin, USA

GLADISCH, R. (1992)

Einführung in die sonographische Diagnostik

In: GLADISCH, R. (Hrsg.)

Praxis der abdominalen Ultraschalldiagnostik

Schattauer Verlag, New York und Stuttgart, Aufl. 2, 2-21

GLADISCH, R. (1993)

Einführung in die sonographische Diagnostik

Tierärztliche Praxis, Sonderheft: 3-19

GOULETSOU, P. G.; AMIRIDIS, G. S.; CRIPPS, P. J.; LAINAS, T.; DELIGIANNIS, K.; SARATSIS, P.; FTHENAKIS, G. C. (2003)

Ultrasonographic appearance of clinically healthy testicles and epididymides of rams

Theriogenology 59: 1959-1972

GOULETSOU, P. G.; GALATOS, A. D.; LEONTIDES, L. S. (2008)

Comparison between ultrasonographic and caliper measurements of testicular volume in the dog

Animal Reproduction Science 108: 1-12

GRAUE, I. (2002)

Computergestützte Graustufenanalyse sonographischer Befunde des Hodengewebes beim Bullen

Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation

GRAY, G. A.; DASCANIO, J. J.; KASIMANICKAM, R.; SPONENBERG, D. P. (2007)

Bilateral epididymal cysts in an alpaca male used for breeding

Case Report

The Canadian veterinary journal. La revue vétérinaire canadienne, 48: 741–744

HAHN, J.; FOOTE, R.H.; CRANCH, E.T. (1969)

Tonometer for measuring testicular consistency of bulls to predict semen quality

Journal of Animal Science 29, 483-489

HAMM, B.; FOBBE, F. (1995)

Maturation of the testis: Ultrasound evaluation

Ultrasound in Medicine and Biology 21: 143-147

HARALICK, R. M. (1979):

Statistical and structural approaches to texture
Proceedings of the IEEE 67: 786-804

HATT, J. M.; ISENBÜGEL, E. (2001)

Andrologie bei männlichen Zoosäugetern und Heimtieren
Schwielensohler (Tylopodae)
In: BUSCH, W.; A. HOLZMANN (Hrsg.)
Veterinärmedizinische Andrologie
Schattauer Verlag, New York und Stuttgart: 446-447

HERMES, R. (1998)

Sonographie der Trächtigkeit beim Europäischen Reh (*Capreolus capreolus*)
und Quantifizierung endometrialer Veränderungen während der Diapause
mittels computergestützter Graustufenanalyse
Berlin, Freie Universität, Fachbereich Veterinärmedizin, Dissertation

HÖHNE, K. (2002)

Ultrasonographische Untersuchung von Hoden und Prostata des Hundes unter
besonderer Berücksichtigung der Graustufenanalyse
Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation

KASTELIC, J.P.; COOK, R.B.; PIERSON, R.A.; COULTER, G.H. (2001)

Relationships among scrotal and testicular characteristics, sperm production,
and seminal quality in 129 beef bulls
Canadian Journal of Veterinary Research 65, 111-115

KAUFFOLD, J.; VON DEM BUSSCHE B.; FAILING, K.; WEHREND, A.; WENDT, M.
(2010)

Use of B-mode Ultrasound and Grey-Scale Analysis to Study Uterine
Echogenicity in the Pig
Journal of Reproduction and Development 56, 444-448

KAUFFOLD, J.; KEßLER, M.; RICHTER, A.; WEHREND, A. (2011)

B-mode Ultrasound and Grey-Scale Analysis of the Epididymis in Boars, and
the Relationship to Semen Parameters

Reproduction in Domestic Animals 46, 108-113

KEßLER, M. (2010)

Sonographische Untersuchung des Epididymis beim Eber

Gießen, Justus-Liebig-Universität, Fachbereich Veterinärmedizin, Dissertation

KIEFER, J.; KIEFER, I. (2003)

Ultraschall

Allgemeine Radiologie

Parey, Berlin und Wien: 11-13

KOÇAK, I.; DÜNDAR, M.; YENISEY, Ç.; SERTER, M.; GÜNAYDIN, G. (2002)

Pro-inflammatory cytokine response of the fluid contents of spermatoceles and
epididymal cysts

Andrologia 34, 112-115

KRAMER, M. (2004)

Ultraschall

In: KRAMER, M. (Hrsg.)

Kompendium der Allgemeinen Veterinärchirurgie

Schlütersche Verlagsgesellschaft GmbH & Co. KG, Hannover, 100-109

KRATOCHWIL, A.; GASSER, G.; MAYR, H.G. (1970)

Die Ultraschalldiagnostik in der Urologie

Wiener Klinische Wochenschrift 44: 795-800

KRETZSCHMAR, J. (2004)

Einfluss biologischer und methodischer Faktoren auf die Ergebnisse der
Echotexturanalyse am Endometrium der Stute

München, Ludwig-Maximilians-Universität, Tierärztliche Fakultät, Dissertation

KUBICEK, J. (1974)

Samenentnahme bei einem Alpaka durch eine Harnröhrenfistel
Tierzüchtung Züchtungsbiologie 90: 335–351

KUCHLING, H. (1972)

Wellenoptik
Physik
VEB Buchverlag Leipzig, Aufl. 9: 231-238

KUTZLER, M. A.; SHOEMAKER, M.; VALENTINE, B. A.; BILDFELL, R. J.;
TORNQUIST, S. J. (2006)

Bilateral Cystic Rete Testis in an Alpaca (*Lama Pacos*).
Journal of Veterinary Diagnostic Investigation, 18(3), 303–306.

LAUFKÖTTER, S. (2015)

Klinische, endokrine und sonographische Untersuchungen zum Zyklus der
ingraviden Stute
Gießen, Justus-Liebig-Universität, Fachbereich Veterinärmedizin, Dissertation

LEIDL, W.; SCHEFELS, W. (1971):

Die Bestimmung der Hodenkonsistenz bei Bullen mit einem Tonometer zur
Untersuchung der germinativen Funktion der Gonaden
Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 8, 141-144

LEUNG, M. L.; GOODING, G. A. W.; WILLIAMS, R. D. (1984)

High resolution sonography of scrotal contents in asymptomatic subjects
American Journal of Reproduction 143: 161-164

LIEBACK-ZIMMERMANN, E. (1993):

Computergestützte sonographische Gewebedifferenzierung des Myokards
In: R. HETZER
Fortschritte der Herz-, Thorax- und Gefäßchirurgie
Steinkopff Verlag, Darmstadt: 135-147

LIEBICH, H. G. (2003)

Funktionelle Histologie der Haussäugetiere
Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis
Schattauer, Stuttgart: 271-285

LIGNER, A. (2009)

Charakterisierung von Besamungsbullen anhand der mehrdimensionalen
Graustufenanalyse sonografischer Bilder des Genitales sowie einem
erweiterten spermatologischen Untersuchungsspektrum
Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation

LORBER, K. (1999)

Ultrasonographische Gewebetexturanalyse des equinen Endometriums mit
Hilfe einer computerunterstützten Graustufenanalyse
Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation

LORENZ, A. (1997)

Physikalische Grundlagen, technische Grundlagen und Artefakte
In: MERZ, E.
Sonographische Diagnostik in Gynäkologie und Geburtshilfe
Thieme Verlag, New York und Stuttgart: 3-24

LORENZ, A.; DELORME, S. (2001)

B-Bild-Sonographie
Der Urologe B, 41: 168-181

LOVE, C. C. (1992)

Ultrasonographic evaluation of the testis, epididymis, and spermatic cord of the
stallion
The Veterinary Clinics of North America, Equine Practice 8: 167-182

MONTALVO, C.; CEVALLOS, E.; COPAIRA, M. (1979)

Estudio microscópico del parénquima testicular de la alpaca durante las estaciones del año.

In: Res. Proyectos de Investigación, Período 1975-1979

Univ. Nacional Mayor de San Marcos, Lima: 37

MOUNTFORD, R. A; WELLS, P. N. T. (1972)

Ultrasonic liver scanning: The quantitative analysis of the normal A-scan

Physics in medicine and biology 17: 14-25

MUNDEN, M. M.; TRAUTWEIN, L. M. (2000)

Scrotal pathology in pediatrics with sonographic imaging

Current Problems in Diagnostic Radiology 29: 181-205

PEARSON, L. K.; RODRIGUEZ, J. S.; TIBARY, A. (2014)

Chapter 19: Infertility and Subfertility in the Male

In: CEBRA, C.; ANDERSON, D. E.; TIBARY, A.; VAN SAUN, R. J.; JOHNSON, L. W.

Llama and alpaca care. Medicine, surgery, reproduction, nutrition, and herd health

Saunders Elsevier, St. Louis: 194-216

PECHMANN, R. D.; EILTS, B. E. (1988)

B-mode ultrasonography of the bull testicle

Theriogenology 27: 431-441

PINAMONTI, B.; PICANO, E.; FERDEGHINI, E. M.; LATTANZI, F.; SLAVICH, G.; LANDINI, L.; CAMERINI, F.; BENASSI, A.; DISTANTE, A.; LÁBBATE, A. (1989)

Quantitative texture analysis in two-dimensional echocardiography

Application to the diagnosis of myocardial amyloidosis

Journal of the American College of Cardiology 14: 666-671

POULSEN NAUTRUP, C. (1996)

Allgemeiner Teil

Atlas und Lehrbuch der Ultraschalldiagnostik bei Hund und Katze

Schlüttersche Verlagsgesellschaft GmbH & Co. KG, Hannover: 273-282

RÄTH, U.; ZUNA, I.; LIMBERG, B.; SCHLAPS, D.; LORENZ, A.; van KAICK, G. (1984)

Der Beitrag der Grauwerthistogramm-Analyse zur sonographischen Diagnostik des diffusen Leberparenchymschadens

Ultraschall in der Medizin 5: 94-97

RATH, D.; WEITZE, K. - F.; GAUS, J. (1986)

Darstellung der Geschlechtsorgane eines Bullen mittels Sonographie im Rahmen einer Zuchttauglichkeitsuntersuchung

Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 93: 364-366

RIVKEES, S. A.; HALL, D. A.; BOEPPLE, P. A.; CRAWFORD, J. D. (1987)

Accuracy and reproducibility of clinical measures of testicular volume.

Journal of Pediatrics 110: 914–917

ROTH, C.; GANTER, M. (2007)

Urolithiasis beim Lamawallach

Tierärztliche Praxis 35: 446-452

RODRIGUEZ, A.; ROJAS, M.; BUSTOS-OBREGON, E.; URQUIETA, B.; REGADERA, J. (1999)

Distribution of Keratins, Vimentin and Actin in the testis of two South American Camelids: Vicuna and Llama. An immunohistochemical study
The Anatomical Record 254: 330-335

RUBENSTEIN, R. A.; DOGRA, V. S.; SEFTEL, A. D.; RESNICK, M. I. (2004)

Benign intrascrotal lesions

The Journal of Urology 171: 1765–1772

SCHMAUDER, S. (2003)

Zyklus- und entzündungsbedingte Veränderungen der endometrialen Echostruktur beim Rind unter Berücksichtigung der Stickstoffmonoxid-Synthase-Expression

München, Ludwig-Maximilians-Universität, Tierärztliche Fakultät, Dissertation

SCHNORR, B., KRESSIN, M. (2001):

Kapitel 2: Entwicklung und Bau der Samenzellen

Embryologie der Haussäugetiere, 4. Auflage

Enke Verlag, Stuttgart, 3-13

SCHWALM, A. (2006)

Einfluss von Hitzestress auf die Parameter der Reproduktion, Thermoregulation und das Verhalten männlicher Lamas (*Lama glama*) unter Berücksichtigung der Bewollung der Tiere

Gießen, Justus-Liebig-Universität, Fachbereich Veterinärmedizin, Dissertation

SCHWALM, A.; GAULY, M.; ERHARDT, G.; BERGMANN, M. (2007)

Changes in testicular histology and sperm quality in llamas (*Lama glama*), following exposure to high ambient temperature

Theriogenology 67: 1316–1323

SINOWATZ, F. (2001)

Morphologie und Histologie der männlichen Genitalorgane

In: BUSCH, W.; A. HOLZMANN (Hrsg.)

Veterinärmedizinische Andrologie

Schattauer Verlag, New York und Stuttgart: 1-19

SMITH, C. L.; PETER, A. T.; PUGH, D. G. (1994)

Reproduction in llamas and alpacas: A review

Theriogenology 41: 573–592.

SMITH, T. M. (1985)

Reproduction in South American Camelids
Iowa State University Veterinarian 47: 110–115

STEIN, J.; MARTIN, C. (2004)

Physikalisch-technische Grundlagen
In: SCHMIDT, G. (Hrsg.)
Ultraschall-Kursbuch, 4. Aufl.
Thieme Verlag, New York und Stuttgart, 13-19

STELLETTA, C.; JUYENA, N. S.; PONCE SALAZAR, D.; RUIZ, J.; GUTIERREZ, G.
(2011)

Testicular cytology of alpaca: comparison between impressed and smeared
slides
Animal Reproduction Science 125 (2011): 133-137

STÜTZEL, K. (1994)

Instrument und physikalische Grundlagen
Abdominelle Sonographie bei Hund und Katze
Verlag Medicus-Partner, Budapest: 12-33

SUMAR, J. (1983)

Studies on reproductive pathology in alpacas
Uppsala, Sweden, Swedish University of Agricultural Sciences,
Faculty of Veterinary Medicine, Department of Obstetrics and Gynaecology

SUMAR, J. (1985)

Reproductive physiology in South American Camelids
In: LAND, R. B.; ROBINSON, D. W.
Genetics of Reproduction in Sheep.
Butterworths, London: 81-95

SUMAR, J. (1996)

Reproduction in llamas and alpacas

Animal Reproduction Science 42 (1996): 405-415

TIBARY, A.; ANOUASSI, A. (1997)

Therigenology in Camelidae

Anatomy, physiology, pathology and artificial breeding

Institute Agronomique et Veterinarie Hassan II, Rabat, Morocco 1997

TIBARY, A.; VAUGHN, J. (2006)

Reproductive physiology and infertility in male South American camelids

A review and clinical observations

Small Ruminant Research 61: 283-298

TIBARY, A.; FITE, C.; ANOUASSI, A.; SGHIRI, A. (2006)

Infectious causes of reproductive loss in camelids

Therigenology 66: 633-647

TIBARY, A. (2007)

Surgery of the reproductive tract in camelids

In: YOUNGQUIST, R. S.; THREFALL, W. R.

Current therapy in large animal therigenology, 2nd Edition

Saunders Elsevier, St Louis MO: 905-918

TIBARY, A.; RODRIGUEZ, J.; SANDOVAL, S. (2008)

Reproductive emergencies in camelids

Therigenology 70: 515-534

TOM, J. W.; PIERSON, R. A.; ADAMS, G. P. (1998a)

Quantitative echotexture analysis of bovine corpora lutea

Therigenology 49: 1345-1352

- TOM, J. W.; PIERSON, R. A.; ADAMS, G. P. (1998b)
Quantitative echotexture analysis of bovine ovarian follicles
Theriogenology 50: 339-346
- VON DEM BUSSCHE-HÜNNEFELD, B. (2007)
Sonographische Graustufenanalyse des Uterus vom Schwein im Verlauf des Zyklus und der frühen Trächtigkeit
Leipzig, Universität, Dissertation
- WEITZE, K.-F. (2001A)
Prinzipien der andrologischen Untersuchung
In: BUSCH, W.; HOLZMANN, A. (Hrsg.)
Veterinärmedizinische Andrologie
Schattauer Verlag, New York und Stuttgart, 83-86
- WEITZE, K.-F. (2001B)
Spermatologische Untersuchung
In: BUSCH, W.; HOLZMANN, A. (Hrsg.)
Veterinärmedizinische Andrologie
Schattauer Verlag, New York und Stuttgart, 87-109
- WELLS, P. N. T.; McCARTHY, C. P.; ROSS, F. G. M.; READ, A. E. A. (1969)
Comparison of A-Scan and Compound B-Scan ultrasonography in the diagnosis of liver disease
The British Journal of Radiology 42: 818-823
- WIGGER, A.; KRAMER, M. (2008)
Physikalische Grundlagen des Ultraschalls
Eine Einführung in die Sonographie
Der Praktische Tierarzt 12: 1006-1010

WOZNER, P.; JACOBSEN, D.; ZIMMERMAN, M. (1984)

A systems approach to computed tomography image quality

In: DONOVAN, M.J.

Computed tomography of the spine

Williams & Wilkins, Baltimore: 119-134

ZIELKE, T.H.; NAUTH, P.; STEIN, N.; VON SEELEN, W.; LOCH, E.-G.; GACA, A.;
PFANNENSTIEL, P. (1985)

Quantitative Verfahren bei der Ultraschalldiagnostik

Der Radiologe 25, 468-473

ZINK, C. (1996)

Ultraschall-Lexikon

Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin und Wien: 42

ZUNA, I. (1991)

Aktueller Stand der sonographischen Gewebeklassifizierung

Jahrbuch der Radiologie, 135-144

9 ANHANG

Tabelle 26: Mittlerer Grauwert (L_{mean}) des linken und rechten Alpakahodens im Längsschnitt

Tiernummer	Hoden links		Hoden rechts	
	L_{mean} (Box 1)	L_{mean} (Box 2)	L_{mean} (Box 1)	L_{mean} (Box 2)
05	24,8*	25,5**	26,3	27,6*
06	23,8*	22,0*	25,1*	24,9*
07	25,8*	24,9*	26,9*	26,8*
08	19,1**	21,2**	10,7*	15,0**
09	16,8*	17,1*	22,6*	21,6*
12	27,8*	26,9*	26,5*	25,7*
13	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
14	22,9	23,2	20,6*	25,2*
15	25,7**	24,1**	26,7**	26,7**
16	29,9**	29,3**	28,6**	28,3**
17	26,1*	25,6**	23,8*	25,3**
18	26,3*	26,4**	25,2*	25,4**
19	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
20	14,7*	21,5*	16,5*	20,5**
21	18,3*	19,0	16,7*	20,0*
22	20,5*	17,8*	20,0*	20,1**
23	23,9**	24,9**	25,3*	24,7**
25	25,0*	24,6*	24,3*	25,5**
26	27,2*	26,3**	25,8*	25,6**
27	x	x	24,1**	23,4**
28	26,5*	26,9*	26,5*	25,1*
30	31,2*	29,6*	31,6*	31,1*
31	31,2*	29,3*	30,1*	29,9*
32	25,1	23,9	27,0	26,5
33	29,2	29,9	29,6	29,9

ANHANG

34	20,6	19,5	24,4	24,9
35	27,7	28,1	23,8	26,2
36	20,3	17,6	20,7	22,6
37	21,3	23,2	23,6	24,6
38	22,5	23,6	23,4	23,1
39	18,9	19,8	21,7	21,8
40	24,8	25,2	26,3	27,8
41	24,5	25,3	26,2	27,8
42	25,2	26,7	24,6	23,3
43	22,1	22,7	23,2	25,3
44	23,5	21,8	26,0	26,2
45	27,3	27,0	27,0	27,8
46	26,7	29,2	25,3	21,8
47	21,8	27,1	22,1	26,5
54	28,8	26,1	22,0	27,1
55	17,7	22,3	21,7	21,2
56	29,1	26,0	25,3	24,3
57	24,9	25,5	26,9	24,9
58	24,6	28,1	28,0	27,3
59	24,9	26,1	25,6	20,4
60	27,2	24,2	25,5	27,0
61	25,1	26,3	29,1	25,2
Messboxgröße: 5mm; * Messboxgröße: 10 mm; ** Messboxgröße: 15mm				

Tabelle 27: Mittlerer Grauwert (L_{mean}) des linken und rechten Alpakahodens im Querschnitt

Tiernummer	Hoden links		Hoden rechts	
	L_{mean} (Box 1)	L_{mean} (Box 2)	L_{mean} (Box 1)	L_{mean} (Box 2)
08	21,7**	20,4**	12,3*	12,2*
09	18,8*	22,5*	21,5**	20,6**
12	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
13	23,4**	24,3**	22,6*	24,1*
14	21,9	19,2	24,0*	23,2*
15	25,4*	25,7*	24,1*	23,0**
16	28,1**	28,1**	27,4*	29,7*
17	28,0*	26,9*	25,5*	25,8*
18	25,1**	24,7**	24,6*	26,4*
19	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
20	19,3*	21,9*	x	x
21	19,3*	18,8*	18,6*	18,8*
22	13,4*	15,0*	21,6*	20,0*
23	25,8*	25,5**	25,1**	25,2**
25	27,4*	28,0*	25,5*	27,3*
26	25,7*	27,3*	25,9*	26,8*
28	26,6*	26,1*	27,1*	25,7*
30	29,0*	30,6*	31,9*	28,5*
31	30,1*	29,9*	31,7*	29,6*
32	24,0	24,3	28,4	25,4
33	29,3	28,8	28,0	29,8
34	19,6	19,7	25,4	24,5
35	26,8	29,4	26,4	28,5
36	21,1	24,8	25,9	27,7
37	24,2	24,7	25,7	26,6
38	20,6	21,3	20,6	21,8
39	21,4	20,9	21,9	21,8
40	27,0	28,2	19,4	19,8

ANHANG

41	20,5	21,2	23,5	23,2
42	28,6	27,1	27,6	27,1
43	21,1	19,2	22,7	25,1
44	23,8	23,5	24,0	23,7
45	28,6	23,9	29,2	27,1
46	25,3	27,8	25,9*	29,6
47	25,1	26,6	24,5	24,2
54	28,5	27,3	26,0	27,4
55	19,5	24,4	24,2	24,9
56	28,0	26,9	26,2	28,8
57	25,5	28,2	26,8	26,7
58	25,1	27,4	25,7	27,0
59	23,0	25,8	25,3	19,2
60	29,4	23,3	25,7	24,7
61	28,1	29,5	28,5	29,3
Messboxgröße: 5mm;				
* Messboxgröße: 10 mm; ** Messboxgröße: 15mm				

Tabelle 28: Länge des linken und rechten Alpakahodens gemessen mit Schublehre und per Sonographie

Tiernummer	Hoden links		Hoden rechts	
	Sonographie (cm)	Schublehre (cm)	Sonographie (cm)	Schublehre (cm)
01	4,26	3,60	3,60	4,00
02	4,79	4,60	3,91	4,10
03	3,31	3,60	3,93	4,00
04	3,50	3,90	3,74	4,00
05	3,52	3,70	4,26	4,10
06	3,80	3,80	3,69	3,90
07	3,11	3,30	3,11	3,30
08	3,35	x	2,11	x
09	3,58	3,60	3,39	3,70

ANHANG

12	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
13	3,45	x	3,98	x
14	2,01	x	1,62	x
15	4,10	x	3,45	x
16	4,32	4,89	4,96	4,77
17	4,30	2,98	3,04	3,15
18	3,04	3,46	2,94	3,77
19	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
20	3,52	4,02	4,15	4,28
21	3,95	4,20	3,89	3,68
22	4,66	1,64	4,60	5,15
23	4,56	4,32	4,60	4,71
25	3,41	3,22	3,06	3,41
26	3,04	3,45	2,93	3,54
27	3,10	3,73	x	x
28	3,81	3,59	3,30	3,50
29	4,60	4,42	4,11	4,47
30	3,59	3,73	3,48	3,53
31	2,75	3,58	3,10	3,67
32	2,15	1,62	1,99	1,76
33	3,36	x	2,98	x
34	2,35	x	2,43	x
35	1,98	x	2,94	x
36	2,33	x	2,53	x
37	2,56	x	3,72	x
38	3,04	x	3,29	x
39	x	x	1,81	x
40	3,38	x	3,01	x
41	2,69	x	2,18	x
42	2,69	x	3,36	x
43	4,27	x	3,98	x
44	3,57	x	4,77	x
45	3,03	x	3,18	x

ANHANG

46	2,38	x	3,42	x
47	2,61	x	2,54	x
48	3,17	x	3,56	x
49	3,23	x	3,34	x
50	n.a.	x	n.a.	x
52	2,39	x	2,38	x
53	4,50	x	3,86	x
54	3,02	x	2,96	x
55	3,66	4,44	3,95	4,64
56	3,42	3,69	3,57	3,60
57	3,33	3,99	3,78	3,98
58	3,58	4,66	3,88	3,86
59	3,11	3,57	3,46	3,62
60	2,69	2,73	2,51	2,58
61	3,41	4,23	3,88	4,31
n.a.: nicht auswertbar; x: keine Daten erhoben				

Tabelle 29: Breite des linken und rechten Alpakahodens gemessen mit Schublehre und per Sonographie

Tiernummer	Hoden links		Hoden rechts	
	Sonographie (cm)	Schublehre (cm)	Sonographie (cm)	Schublehre (cm)
01	2,11	2,30	1,91	2,40
02	2,34	2,40	1,97	2,40
03	1,63	2,20	1,61	2,20
04	1,83	2,50	1,69	2,60
05	2,04	2,70	1,72	2,60
06	1,67	3,00	1,74	2,90
07	1,37	2,00	1,58	2,10
08	1,70	x	1,62	x
09	1,99	2,40	1,52	2,40
12	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.

ANHANG

13	2,27	x	1,81	x
14	1,44	x	1,30	x
15	1,60	x	1,48	x
16	2,30	3,29	2,49	3,18
17	1,31	2,46	1,91	2,33
18	1,73	2,72	2,19	2,95
19	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
20	1,97	3,16	2,19	2,92
21	2,01	3,01	1,99	2,62
22	2,58	1,20	2,37	3,41
23	2,05	3,19	2,11	2,89
25	1,71	2,69	1,95	2,73
26	1,55	2,40	1,80	2,45
27	1,82	2,70	x	x
28	1,35	2,37	1,44	2,18
29	1,85	3,31	2,09	3,45
30	2,06	2,68	1,82	2,75
31	1,80	2,52	1,66	2,47
32	0,82	1,09	1,12	1,19
33	1,18	x	1,70	x
34	2,41	x	1,96	x
35	1,30	x	1,35	x
36	1,15	x	1,31	x
37	1,83	x	1,95	x
38	1,58	x	1,61	x
39	na	x	1,16	x
40	2,01	x	1,68	x
41	1,00	x	1,40	x
42	1,91	x	2,19	x
43	1,51	x	1,65	x
44	1,58	x	1,98	x
45	2,00	x	1,61	x
46	1,31	x	1,76	x

ANHANG

47	1,23	x	1,36	x
48	1,76	x	2,09	x
49	1,56	x	1,78	x
50	n.a.	x	n.a.	x
51	n.a.	x	n.a.	x
52	1,16	x	1,20	x
53	1,95	x	2,08	x
54	1,36	x	1,54	x
55	1,91	3,07	1,77	3,06
56	1,93	2,41	1,85	2,41
57	2,10	3,24	2,24	3,13
58	1,77	2,81	2,10	3,20
59	1,47	2,39	1,58	2,44
60	1,25	1,84	1,06	2,01
61	2,02	2,29	1,93	2,71
n. a.: nicht auswertbar; x: keine Daten erhoben				

Tabelle 30: Höhe des linken und rechten Alpakahodens gemessen mit Schublehre und per Sonographie

Tiernummer	Hoden links		Hoden rechts	
	Sonographie (cm)	Schublehre (cm)	Sonographie (cm)	Schublehre (cm)
01	2,45	2,25	1,75	2,41
02	2,32	2,41	1,94	2,42
03	1,96	2,23	1,56	2,20
04	2,05	2,47	1,86	2,48
05	1,85	2,74	2,71	2,57
06	2,87	3,03	2,29	2,88
07	1,81	1,97	1,34	2,12
08	2,17	x	1,38	x
09	1,93	2,36	1,96	2,45
12	1,20	2,19	1,49	2,12

ANHANG

13	2,09	x	2,25	x
14	1,81	x	1,08	x
15	2,21	x	2,63	x
16	2,63	3,28	2,69	3,14
17	1,91	2,44	1,95	2,36
18	2,19	2,75	2,44	3,08
19	1,65	1,50	1,41	1,49
20	2,27	3,19	2,67	2,92
21	2,72	3,12	2,55	2,55
22	3,33	1,17	2,74	3,40
23	2,56	3,11	2,35	2,77
25	2,28	2,75	2,50	2,70
26	2,06	2,33	2,19	2,51
27	1,89	2,76	x	x
28	1,97	2,40	2,17	2,19
29	3,43	3,33	3,31	3,38
30	2,26	2,73	2,48	2,84
31	1,97	2,50	2,26	2,55
32	1,36	1,22	1,14	1,16
33	1,86	x	2,04	x
34	2,61	x	2,31	x
35	1,48	x	2,03	x
36	1,55	x	1,50	x
37	2,03	x	n.a.	x
38	2,08	x	1,73	x
39	n.a.	x	1,60	x
40	2,44	x	2,11	x
41	1,41	x	1,33	x
42	2,10	x	2,14	x
43	2,11	x	2,55	x
44	3,18	x	2,73	x
45	2,55	x	3,16	x
46	1,93	x	1,80	x

ANHANG

47	1,73	x	1,81	x
48	2,16	x	2,43	x
49	2,49	x	2,10	x
50	1,43	x	1,23	x
51	1,05	x	1,08	x
52	1,50	x	1,76	x
53	2,46	x	2,21	x
54	1,80	x	2,05	x
55	2,78	3,12	3,05	2,94
56	2,48	2,38	2,37	2,48
57	3,09	3,29	2,18	3,06
58	2,89	2,93	2,57	3,33
59	2,24	2,38	2,18	2,51
60	1,67	1,82	1,55	2,04
61	2,21	2,21	2,67	2,66
n. a.: nicht auswertbar; x: keine Daten erhoben				

Tabelle 31: Berechnetes Hodenvolumen

Tiernummer	Hoden links		Hoden rechts	
	Sonographie (ml/cm ³)	Schublehre (ml/cm ³)	Sonographie (ml/cm ³)	Schublehre (ml/cm ³)
01	11,53	9,75	6,30	12,11
02	13,62	13,93	7,82	12,47
03	5,54	9,25	5,17	10,14
04	6,87	12,61	6,16	13,50
05	6,96	14,33	10,40	14,34
06	9,54	18,09	7,70	17,06
07	4,04	6,81	3,45	7,69
08	6,47	x	2,47	x
09	7,20	10,68	5,29	11,39
10	x	x	x	x
11	x	x	x	x

ANHANG

12	2,19	8,16	2,41	7,59
13	8,57	x	8,49	x
14	2,74	x	1,19	x
15	7,59	x	7,03	x
16	13,68	27,63	17,40	24,94
17	5,63	9,37	5,93	9,07
18	6,03	13,55	8,23	17,94
19	2,17	2,59	1,55	2,64
20	8,24	21,22	12,71	19,11
21	11,31	20,65	10,34	12,87
22	20,96	1,21	15,64	31,26
23	12,53	22,44	11,94	19,74
24	x	x	x	x
25	6,96	12,47	7,81	13,16
26	5,08	10,10	6,05	11,40
27	5,58	14,55	x	x
28	5,31	10,69	5,40	8,75
29	15,28	25,51	14,89	27,29
30	8,75	14,29	8,22	14,44
31	5,11	11,81	6,09	12,10
32	1,26	1,13	1,33	1,27
33	3,86	x	5,41	x
34	7,74	x	5,76	x
35	1,99	x	4,22	x
36	2,17	x	2,60	x
37	4,98	x	n.a.	x
38	5,23	x	4,80	x
39	n.a.	x	1,76	x
40	8,68	x	5,59	x
41	1,99	x	2,13	x
42	5,65	x	8,25	x
43	7,12	x	8,77	x
44	9,39	x	13,50	x

ANHANG

45	8,09	x	8,47	x
46	3,15	x	5,67	x
47	2,91	x	3,27	x
48	6,31	x	9,47	x
49	6,57	x	6,54	x
50	n.a.	x	n.a.	x
51	n.a.	x	n.a.	x
52	2,18	x	2,63	x
53	11,30	x	9,29	x
54	3,87	x	4,89	x
55	10,18	22,27	11,17	21,86
56	8,57	11,08	8,20	11,27
57	11,31	22,27	9,66	19,96
58	9,59	20,09	10,96	21,54
59	5,36	10,63	6,24	11,61
60	2,94	4,79	2,16	5,54
61	7,97	11,21	10,47	16,27
n. a.: nicht auswertbar; x: keine Daten erhoben				

Tabelle 32: Verdrängungsvolumen des linken und rechten Alpakahodens

Tiernummer	Hoden links (ml, cm ³)	Hoden rechts (ml, cm ³)
01	12	14
02	13	13
03	7	8
04	9	9,5
05	11	14
06	16	15
07	6	6
09	8	8,5
12	8	7
16	25,5	25

ANHANG

17	7	8
18	13	16
19	2	2
20	17	18
21	16	14
22	1,5	30
23	19	17
25	9	9
26	9	10
27	12	x
28	9	8
29	24	23
30	13	13
31	11	11
32	1	1
55	19	20
56	10	9
57	17,5	17
58	17	17
59	9	9,5
60	3	4
61	9,5	13

Tabelle 33: Gewicht des linken und rechten Alpakahodens

Tiernummer	Hoden links (g)	Hoden rechts (g)
05	13,0	15,7
06	16,3	15,2
07	6,7	7,0
09	8,0	8,5
12	7,8	7,6
16	24,1	24,6

ANHANG

17	7,9	9,2
18	12,9	16,8
19	2,3	2,4
20	17,5	18,7
21	17,4	15,4
22	1,2	31,3
23	20,3	18,3
25	10,6	10,2
26	9,3	10,2
27	12,4	x
28	8,8	7,9
29	24,8	23,5
30	13,6	13,1
31	11,2	11,5
32	1,0	1,0
55	20,2	20,8
56	10,7	9,7
57	18,5	18,2
58	17,8	17,9
59	9,1	9,3
60	3,6	4,4
61	9,9	14,1

Tabelle 34: Vorhandensein von Spermien und Vorläuferzellen in histologischen Präparaten des linken und rechten Alpakahodens

Tiernummer	Hoden links	Hoden rechts
01	GZTS	GZTS
02	GZTS	GZTS
03	GZTS	GZT
04	GZTS	GZTS
05	GZT	GZTS
06	GZTS	GZTS

ANHANG

07	GZ	GZT
09	GZT	GZT
10	GZTS	GZT
11	GZT	GZ
12	GZ	GZT
16	GZ	GZT
17	GZT	GZT(S)
18	GZT(S)	GZT
19	GZT	GZ(T)
20	GZT	GZTS
21	GZT	GZTS
22	GZTS	GZTS
23	GZT	GZT
24	GZ(T)	GZT
25	GZT	GZT(S)
26	GZT(S)	GZT
27	GZT	--
28	GZT	GZT(S)
29	GZTS	GZTS
30	GZTS	GZT(S)
31	GZTS	GZTS
32	GZ	GZ
55	n.a.	n.a.
56	GZT	GZT(S)
57	GZTS	GZT
58	GZTS	GZT
59	GZT	GZT
60	GZ	GZT
61	GZTS	GZTS
Spermatogonien (G), Sermatozyten (Z), Spermatiden (T), elongierte Spermatiden (S)		

10 DANKSAGUNG

Mein Dank gilt meinem Doktorvater Herrn Prof. Dr. Axel Wehrend für die Überlassung dieses interessanten Themas sowie für die jederzeit gewährte Unterstützung bei der Planung, Durchführung, Auswertung und Korrektur dieser Arbeit.

Herrn Dr. Failing sowie Frau Sparenberg (AG Biomathematik und Datenverarbeitung der JLU Gießen) danke ich für die Beratung und schnelle Hilfe bei der statistischen Auswertung der Studienergebnisse.

Den Alpakabesitzern gilt besonderer Dank für die Teilnahme mit ihren Tieren an dieser Studie und das mir damit entgegengebrachte Vertrauen.

Mein Dank gilt auch den technischen Assistenten der KGGA:

Allen voran Frau Simone Heerdts und Frau Julia Blad-Stahl, für die umfangreiche Unterstützung bei den Arbeiten im Labor.

Außerdem danke ich den Tierpflegern der KGGA für ihre stets hilfsbereite Art und die tatkräftige und unkomplizierte Unterstützung bei den Kastrationen in der Klinik, sowie für das heitere Fachsimpeln am Rande der Operationen.

Besonderer Dank gilt Herrn Dr. Henrik Wagner, der mir mit seiner *professionellen* Art immer freundschaftlich zur Seite stand und mich immer wieder aufs Neue für die Neuweltkameliden begeistert hat.

Meine tiefempfundene Dankbarkeit gilt meinen Eltern Sigrun und Harald Heß und meinen Großeltern, die durch ihre großherzige und bedingungslose Unterstützung mir mein Studium und damit die Anfertigung dieser Dissertation erst möglich gemacht haben, sowie meiner Freundin Sonja Futter für Ihre liebevolle und unermüdliche Stärkung und Motivation. Ich liebe dich.

Danke.

11 ERKLÄRUNG

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

Florian Heß



Verlag der DVG Service GmbH

Friedrichstraße 17 · 35392 Gießen
Tel.: 0641 / 24466 · Fax: 0641 / 25375
E-Mail: info@dvg.de · Web: www.dvg.de

ISBN: 978-3-86345-532-3

