

Aus dem klinischen Department für Nutztiere und Sicherheit von Lebensmittelsystemen
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

Klinisches Zentrum für Wiederkäuer- und Kamelidenmedizin

(Zentrumsleiter: Univ.-Prof. Dr. med. vet. Thomas Wittek, Dipl. ECBHM)

Stoffwechselrelevante Hormone und Vitamine bei Neuweltkamelen

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Henri Schmitz

Wien, im März 2024

Betreuer und 1. Begutachter:

Univ.-Prof. Dr. med. vet. Thomas Wittek

Klinisches Zentrum für Wiederer- und
Kamelidenmedizin

Klinisches Department für Nutztiere und Sicherheit von
Lebensmittelsystemen

Veterinärmedizinische Uni Wien

2. Begutachter:

Univ.-Prof. Dr. med. vet. Jessika-Maximiliane Cavalleri
Dipl. ECEIM

Klinisches Zentrum für Pferde

Klinisches Department für Kleintiere und Pferde

Veterinärmedizinische Universität Wien

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	1
2. Einführung	3
2.1. Schilddrüsenhormone und deren Regulatoren	3
2.2. Parathormon, Vitamin D und Mineralstoffwechsel	10
2.3. Stoffwechselfparameter und Besonderheiten bei Neuweltkamelen	12
3. Material und Methoden	15
3.1. Tiere	15
3.2. Material und Probenentnahme	16
3.3. Labormethoden	16
3.4. Statistik	17
4. Ergebnisse	18
4.1. Schilddrüsenhormone	19
4.2. Thyreotropin	20
4.3. Parathormon	25
4.4. Vitamin D	25
4.5. Vorgeschlagene Referenzbereiche für Lama und Alpaka	26
5. Diskussion	27
5.1. Thyreotropin	27
5.2. Schilddrüsenhormone	28
5.3. Parathormon	30
5.4. Vitamin D	31
6. Konklusion	32
7. Anmerkungen	33
8. Literaturverzeichnis	34
9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis	43

1. Einleitung

In der Veterinärmedizin spielen genau wie in der Humanmedizin labordiagnostische Untersuchungen eine entscheidende Rolle. Die Analyse von biochemischen, hämatologischen und mikroskopischen Bestandteilen in Blut, Urin oder anderen biologischen Flüssigkeiten sind wertvolle Indikatoren des Gesundheitszustandes. Diagnostisch helfen sie unter anderem bei der Erkennung von Krankheiten, Stoffwechselstörungen oder Ernährungungleichgewichte.

Für Tierärzte/innen liefern diese Analysen wichtige Informationen zur Leitung ihrer Behandlung oder für die Tierhalter hinsichtlich Optimierung der Fütterung und des Managements ihrer Tiere.

Ein herausforderndes Problem für Biologen und Kliniker besteht in der Definition von „normalen Werten“, die auf eine möglichst hohe Anzahl an Tieren einer bestimmten Spezies zutreffen und durch die kranke Tiere von Gesunden unterschieden werden können. Die Referenzbereiche schwanken dabei stark je nach Population und Lebensraum. Die Abhängigkeit von zahlreichen Faktoren wie beispielsweise Alter, Geschlecht, physiologischem Zustand oder Ernährung macht es umso schwieriger, aussagekräftige Referenzbereiche zu bestimmen.

Während die Normbereiche für gängige Haustierarten und Nutztiere in Mitteleuropa gut etabliert sind, gibt es bisher weniger Erkenntnisse über biochemische und hämatologische Parameter bei kleineren und exotischeren Tierpopulationen. Neuweltkamele gelten in europäischen Ländern zu einer stetig wachsenden Population. (Gauly et al. 2019) In Österreich werden 2013 bereits zwischen 4000 und 6000 Tiere gehalten. (Trah und Wittek 2013) Durch diese wachsende Beliebtheit steigen auch die Anforderungen an die tiermedizinische Versorgung der Neuweltkamele. Um eine adäquate medizinische Überwachung und Diagnostik garantieren zu können, ist das Erstellen von Referenzbereichen für bisher noch nicht festgelegte Parameter notwendig.

Die folgende Arbeit zielt darauf ab, Kenntnisse über die beim Alpaka und Lama wenig untersuchten Hormone Thyreotropin, Thyroxin, Trijodthyronin, Parathormon und das Vitamin D zu gewinnen. Serumproben aus einem in Österreich lebenden Pool an Tieren werden untersucht und mit Ergebnissen der bisherigen Literatur diskutiert. Die Zusammenhänge mit

anderen biochemischen Stoffwechselfparameter sollen zeigen, ob die genannten Hormone und Vitamine als Indikatoren für Stoffwechselstörungen oder andere Erkrankungen dienen können. Außerdem sollen die Neuweltkamele mit anderen Tierarten verglichen und Referenzwerte vorgeschlagen werden.

Die Hypothesen der vorliegenden Arbeit ist folgende:

Stoffwechselrelevante Hormone wie Schilddrüsenhormone, Schilddrüsen-stimulierendes Hormon und Parathormon, sowie das Vitamin D stehen im Zusammenhang mit anderen Stoffwechselfparameter und ihre Blutkonzentrationen sind vergleichbar mit denen anderer Tierarten, wie Pferd, Rind oder Schaf.

2. Einführung

2.1. Schilddrüsenhormone und deren Regulatoren

Die Schilddrüse ist ein der Trachea anliegendes endokrines Organ, welches bei den meisten Tierarten in einen linken und rechten Lappen gegliedert ist. (König *et al.* 2015) Neben der Speicherung von Iod sind die Hauptaufgaben der Schilddrüse die Synthese, Speicherung und Freisetzung von Schilddrüsenhormonen. (Kaneko *et al.* 1997)

Bei den Schilddrüsenhormonen unterscheidet man zwischen zwei aktiven Formen, dem Trijodthyronin (T₃) und dem Thyroxin (T₄), einer inaktiven Form, dem reversen Trijodthyronin (rT₃) (Kaneko *et al.* 1997), sowie dem Peptidhormon Calcitonin. (Kues *et al.* 2021)

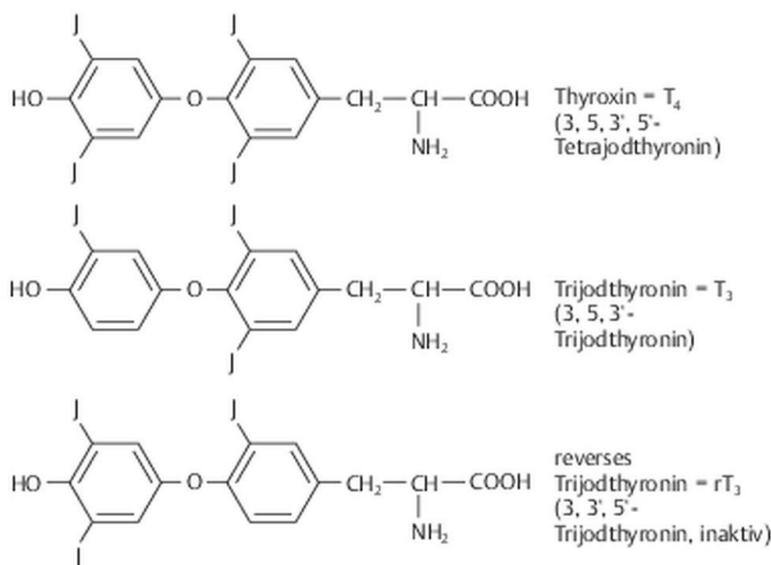


Abb. 1: Chemische Formel Thyroxin, Trijodthyronin und reverses Trijodthyronin (*entnommen aus: Löscher et al. 2016*)

Die Biosynthese von T₃ und T₄ findet in den Epithelzellen der Schilddrüsenfollikel statt. Iodid (I⁻) wird gegen einen bis zu 1:500-Quotient in die Zellen eingeschleust. An der lumenseitigen Zellmembran oxidiert das I⁻ zu einer deutlich reaktiveren Form, welche an die Thyrosinreste

vom Glukoprotein Thyreoglobulin bindet. Es entstehen Monojodthyrosin (MIT) und Dijodthyrosin (DIT). Thyroxin entsteht durch die Verbindung von 2 DIT-Molekülen und T3 durch die Verbindung von einem DIT- und einem MIT-Molekül. (Kues et al. 2021) Gebunden am Thyreoglobulin werden die beiden Schilddrüsenhormone (Thyroid hormones; TH) dann im Follikellumen als sogenanntes Kolloid gespeichert. (Kaneko et al. 1997) T4 wird dabei in etwa 10-mal stärker gebildet als T3. (Aktories et al. 2009)

Bei Bedarf wird das Kolloid mittels Endozytose in die Follikelzellen aufgenommen und verschmilzt mit einem proteasehaltigem Lysosom. (Kaneko et al. 1997) Im Phagolysosom kommt es dann zu einer hydrolytischen Spaltung des Kolloids, wodurch T3 und T4 freigesetzt werden und ins Blut diffundieren können. (Löscher et al. 2016)

Sowohl die Biosynthese als auch die Freisetzung der THs werden durch Thyreotropin (TSH) gesteuert. (Löscher et al. 2016) TSH ist ein im Hypophysenvorderlappen (HVL) gebildetes Glykoproteinohormon, welches aus einer mit hypophysären Gonadotropinen gemeinsamen α -Untereinheit und einer spezifischen β -Untereinheit besteht. (Kaneko et al. 1997) Die Sekretion von TSH wird vor allem von dem im Hypothalamus gebildetem Thyreotropin-releasing-Hormon (TRH) stimuliert. (Kues et al. 2021). Gehemmt wird die Ausschüttung in erster Linie durch einen Long-Feedback-Mechanismus von T3 und T4 aber auch durch Somatostatin, Dopamin und TSH in Form eines Ultra-short-Feedback-Mechanismus. (Kaneko et al. 1997) Eine anhaltende Hypersekretion von TSH führt zu einer Vergrößerung der Schilddrüse durch verstärktes Epithelzellwachstum. (Kues et al. 2021, Kaneko et al. 1997)

Im Blut liegen die lipophilen TH, wegen ihrer schlechten Löslichkeit, ausschließlich in gebundener Form vor. Zu den Transportproteinen gehören Thyroxin-bindendes Globulin (TBG), Thyroxin-bindendes Präalbumin (TBPA) und Albumin. (Aktories et al. 2009) Wobei die Wichtigkeit der unterschiedlichen Transportproteine sehr tierspezifisch (Kaneko et al. 1997) und bislang bei vielen Tierarten unbekannt ist. (Kues et al. 2021) Proteingebunden sind T3 und T4 inaktiv und bilden ein Hormonreservoir im Blut, welches in der Niere im Gegensatz zur freien aktiven Form kaum filtriert wird. (Kaneko et al. 1997)

Die biologisch wirksame Form ist das frei zirkulierende T3 (fT3). Die 5-mal schwächer aktive freie Form des T4 (fT4) kann in der Leber oder peripher in den Zielzellen durch Deiodierung am äußeren Benzolring in das aktivere fT3 umgewandelt werden. Durch Abspaltung eines Iodatoms am inneren Benzolring entsteht in geringen Mengen das inaktive rT3. (Kues et al.

(Löscher et al. 2016) Der Großteil des gesamten T3 (tT3) im Blut wird in dieser Weise aus T4 gebildet. Beim Hund macht der in der Schilddrüse gebildete Anteil am tT3 beispielsweise nur 40 % aus. (Löscher et al. 2016) (Abb. 2)

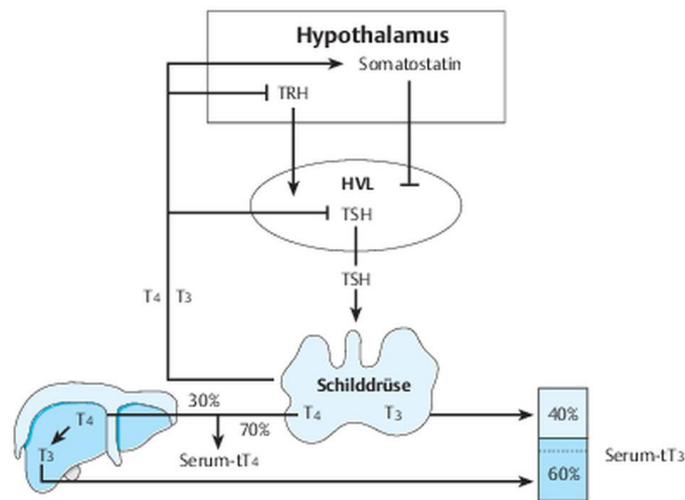


Abb. 2: Regulation der Synthese durch Feedback-Mechanismen und Freisetzung der Schilddrüsenhormone mit Beispielwerten vom Hund. (Löscher et al. 2016)

Bereits in der frühen Trächtigkeit spielen maternale TH, welche in geringen Mengen die Plazenta passieren, eine wichtige Rolle in der Entwicklung des Fetus. Neben einer gesteigerten Sekretion des Wachstumshormons Somatotropin, fördert TH ebenfalls die Dendriten- und Myelinscheidenbildung im zentralen und peripheren Nervensystem. TH hat somit einen entscheidenden Einfluss auf die Reifung und Ausbildung des Gehirnes und des fetalen Wachstums. (Horn 2005)

Neben der Entwicklung des Nervensystems stimuliert TH den Knochenstoffwechsel und -wachstum durch eine verbesserte Osteoblasten- und Osteoklastenaktivität und eine gesteigerte Durchblutung der Wachstumsfugen. (Löscher et al. 2016, Kues et al. 2021) Eine maternale Hypothyreose während der Embryonalphase kann sowohl zu irreversiblen kognitiven als auch motorischen Entwicklungsstörungen führen. (Zimmermann 2019) Diese körperliche und geistige Retardierung wird auch noch als Kretinismus bezeichnet. (Speckmann et al. 2019)

Zu dem breiten Wirkspektrum zählt auch die Anpassung des Stoffwechsels an Umweltfaktoren. Hohe TH-Konzentrationen im Blut erhöhen die gesamte Stoffwechselaktivität und somit den Grundumsatz des Körpers indem sie sowohl anabole als auch katabole Prozesse fördern. (Kues et al. 2021)

Mit dem Grundumsatz steigt durch einen vermehrten Einbau von Na⁺/K⁺-ATPasen in die Zellmembranen der Sauerstoffverbrauch und somit auch die Atemproduktion. Bei Neugeborenen wird die Atembildung zusätzlich durch eine Stimulation des braunen Fettgewebes angeregt. (Speckmann et al. 2019) Die Wichtigkeit der TH bei Säuglingen zeigen sich durch erhöhte Serumkonzentrationen in der ersten Lebenswoche. (Davicco et al. 1982) Bei Crias sind die T3-Serumspiegel in den ersten sechs Lebenstagen beispielsweise in etwa dreimal höher als an Tag 31-90. (Tab.1) Die Abhängigkeit von Schilddrüsenhormonen ist speziesabhängig und besonders hoch bei Jungtieren mit ausgeprägter neonataler Reife und Tierarten, die an ein kaltes Klima angepasst sind. (McLaughlin et al. 1993) Neben zahlreichen anderen Tierarten ist neonataler Hypothyreoidismus auch bei neugeborenen Lamas beschrieben. Klinisch zeigen betroffene Tiere vor allem Schwäche, Saugunlust, Hypothermie, Wachstumsstörungen, sowie Skelett- und Muskelanomalien. (McLaughlin et al. 1993)

Der Effekt von TH auf den Zuckerstoffwechsel ist stark konzentrationsabhängig. (Löscher et al. 2016) Niedrige Dosen fördern die Glykogensynthese, wohingegen hohe Dosen die Glykogenolyse und Gluconeogenese in der Leber steigern. (Kues et al. 2021) Schilddrüsenhormone stimulieren die Glukoseaufnahme im Darm und bewirken eine periphere Insulinresistenz und wirken somit blutzuckersteigernd. (Speckmann et al. 2019)

Es hat auch einen stimulierenden Effekt auf den Lipidmetabolismus. Fette werden durch Lipolyse vermehrt mobilisiert und freie Fettsäuren im Blut steigen an. Gleichzeitig verstärken TH aber auch die Lipogenese und treiben die Cholesterinverstoffwechslung zu Gallensäuren in der Leber an. (Löscher et al. 2016) Wiederum konzentrationsabhängig wird entweder die Proteinsynthese oder die Proteolyse stimuliert. (Kues et al. 2021)

Durch eine verstärkte Wirkung der Katecholamine an den Herzmuskelzellen erhöht TH die Herzfrequenz und die Kontraktionskraft und somit das Herzminutenvolumen. Mit der Pumpleistung steigt auch die Ventilation der Lunge, sodass der Körper besser mit Sauerstoff versorgt wird. (Speckmann et al. 2019) Zudem sind Wirkungen auf Nervensystem,

Skelettmuskulatur, Gefäßwände, Fortpflanzungsorgane und andere hormonelle Systeme bekannt. (Speckmann et al. 2019)

Die Sekretion der Schilddrüse ist von zahlreichen Faktoren abhängig.

Temperaturschwankungen haben den dominantesten externen Einfluss auf die Sekretion der Schilddrüse. Es ist bekannt, dass durch einen Temperaturabfall im Hypothalamus und Rindmark die TRH- und somit die TSH- und TH-Sekretion stimuliert werden. (Evans und Ingram 1974) Bei niedrigen Temperaturen steigen also sowohl T3 als auch T4 an. (Polat et al. 2014) Beim Schaf ist nachgewiesen, dass sogar durch einen gesteigerten Wärmeverlust nach dem Scheren bei gleichbleibender Temperatur die TH-Konzentration im Blut ansteigt. (Drews und Ślebodziński 1985, Fazio et al. 2016) Sind die Tiere hingegen über längere Zeit höheren Temperaturen ausgesetzt, sinkt der TH-Plasmaspiegel ab. Diese inverse Proportionalität zur Temperatur ist damit zu erklären, dass der Körper durch ein hoch- beziehungsweise runterfahren des Metabolismus die körpereigene Temperaturbildung, die bei metabolischen Prozessen entsteht, steigert oder reduziert. (Pereira et al. 2008, Pontiggia et al. 2023, Anjali et al. 2023) Auch beim Lama wurden signifikant niedrigere T3- und T4-Werte bei steigender Umgebungstemperatur gemessen. (Gauly et al. 1997, Schwalm 2006) Dabei konnte nur für T4-Werte ein signifikanter Unterschied zwischen geschorenen und ungeschorenen Tieren festgestellt werden. (Schwalm 2006)

Einige Autoren berichten von circadianen Schwankungen der TH-Plasmakonzentration bei denen am Nachmittag ein Minimal- und am frühen Morgen ein Maximalwert erreicht wird. (Newcomer 1974, Campos-Barros et al. 1997, Souza et al. 2002) Neben der Abhängigkeit vom Licht spielen hierbei aber vor allem die Unterschiede von Temperatur, Nahrungsaufnahme und Aktivität der Tiere zwischen Tag und Nacht eine wesentliche Rolle. Deswegen ist ein circadianer Rhythmus der TH-Sekretion in der Literatur allgemein kontrovers diskutiert. (Todini 2007)

Ebenfalls beschrieben ist, dass Melatonin die Reaktion der Schilddrüse auf TSH hemmt und somit die Blut-TH-Werte sinken. (Wright et al. 1996, Sharma et al. 2013) Wobei sich die T4-Werte im Gegensatz zu den T3-Werten nur verzögert anpassen. (Todini et al. 2006)

Durch die Konzentrationsunterschiede je nach Temperatur und Tageslänge entsteht eine klimatische und jahreszeitliche Abhängigkeit der TH. Niedrigere TH-Werte im Sommer als im Winter sind unter anderem beim Schaf, Ziege, Rind, Hirsch, Pferd, Kamel und

Neuweltkamelen beschrieben. (*Bubenik und Brown 1989, Gaulty 1997, Menegatos et al. 2006, Tajik et al. 2013, Lalsangpuii et al. 2015, Fazio et al. 2016, Liotta et al. 2021*)

Die Geschlechtlichkeit unterscheidet sich stark je nach Tierart. Unterschiedliche T3- und T4-Plasmakonzentrationen finden sich unter anderem beim Menschen und bei der Ratte. (*Segal et al. 1982, Franklyn et al. 1985*) Nicht kastrierte Ratten haben höhere T3-Konzentrationen als kastrierte Ratten oder Hündinnen (*Wahrendorf 2011*) wohingegen *Celi et al. (2003)* niedrigere T3-Werte bei männlichen als bei weiblichen Kaschmirziegen messen. Beim Kamel gibt es laut *Tajik et al. (2013)* keine signifikanten Differenzen. Männliche Lamas haben höhere tT4-Werte als weibliche. (*Smith et al. 1989*)

Wie bereits beschrieben, haben Neugeborene in den ersten Lebenswochen deutlich höhere TH-Plasmakonzentrationen als ältere Tiere. (*Davicco et al. 1982, McLaughlin et al. 1993*) Änderungen der Hormonspiegel sind auch bei adulten Tieren bekannt. Mit dem Alter erhöht sich beim Pferd die TSH-Konzentration und tT4 sinkt ab. (*Breuhaus 2019*) Gleiche Ergebnisse sind beim Hund und Menschen beschrieben (*Wahrendorf 2011, Hadlow et al. 2013*)

Bei weiblichen Tieren passen sich die TH-Plasmakonzentrationen dem Reproduktionsstatus und der Laktation an. Wobei es Unterschiede zwischen den einzelnen Tierarten gibt. In der Brunst zeigen Ziegen erhöhte TH-Werte. (*Todini et al. 2007, Polat et al. 2014*). Laut *Todini et al. (2007)* sinken die TH-Konzentrationen bei der Ziege in der zweiten Hälfte der Trächtigkeit ab. Im Gegensatz dazu steigt T4 bei der Kuh ab dem 180ten Tag an. (*Fazio et al. 2022*) Beim Pferd gibt es keinen Zusammenhang zwischen Trächtigkeit und TH-Sekretion. (*Fazio et al. 2016*) In der Laktation sinken beim Wiederläufer die TH-Werte stark ab und stabilisieren sich in der Stilllaktation. (*Liotta et al. 2021, Fazio et al. 2022*) Laktierende Stuten zeigen erhöhte T3- und T4-Konzentrationen. (*Fazio et al. 2016*)

Zudem haben mehrere Faktoren der Fütterung einen Einfluss auf die TH-Konzentration. Auf der einen Seite steigen T3 und T4 bei energiereicher Fütterung an. (*Riis et al. 1985, Todini et al. 2007*) Glukose hat dabei eine unterstützende Funktion bei der Deiodierung von T4 zu T3. (*Güler et al. 2006*) Sinken die Tiere in eine negative Energiebilanz, wie zum Beispiel Kühe in der frühen Laktation, Ziegen in der zweiten Hälfte der Trächtigkeit oder bei Unterfütterung, fällt die TH-Plasmakonzentration ab. (*Abdullah und Falconer 1977, Fazio et al., 2022*) Auf der anderen Seite sind Spurenelemente essenziell bei der Produktion, Proteinbindung und

Deiodierung der TH. (Ruz et al. 1999) Insbesondere bei einem niedrigen Futteriodgehalt sinkt T4, bei gleichzeitig ansteigendem TSH, ab. (Aumont et al. 1989) Sowohl bei Selen als auch bei Zinkmangel erniedrigt sich die T3-Konzentration im Blut. (Ruz et al. 1999) Auch sehr hohe Zinkmengen im Futter führen zu einem Absinken des TH-Spiegels (Keçeci et al. 2002)

Des Weiteren ist bei Ratten nachgewiesen, dass durch das Auslösen einer Stressreaktion sowohl TSH als auch T3 und T4 sinken. (Helmreich und Tylee 2011) Beim Schaf wurde in Stresssituationen ein Absinken von T3 gemessen. (Fazio et al. 2016)

Tab. 1: TSH-, tT3-, fT3-, tT4-, fT4-Konzentrationen (Mittelwert \pm Standardabweichung) und Referenzintervalle bei unterschiedlichen Tierarten (m=männlich; w=weiblich; n = Anzahl der untersuchten Tiere in der jeweiligen Studie)

Autor/Tierart	Geschlecht, Alter, Anzahl (n)	TSH (ng/ml)	tT3 (ng/ml)	fT3 (pg/ml)	tT4 (ng/ml)	fT4 (pg/ml)
(Gaully et al. 1997)/Lama	m, 3-7 Jahre, 4		1,29-1,55	2,4-3,5	61,7-76,0	52,0-67,0
(Fowler und Zinkl 1989)/Lama	m + w, keine Altersangaben, 174		1,08-2,77		78-187	
(Schwalm 2006)/Lama	M, über 2,5 Jahre, 15		1,21 \pm 0,49		30 \pm 1	
(Smith et al. 1989)/Lama	m, adult, 25				70-220	
	w, adult, 107		0,45-4,18		39-204	
(McLaughlin et al. 1993)/Lama (Crias)	m + w, 0-2 Tage, 66		2,79-7,47		392-828	
	m + w, 11-30 Tage, 66		0,91-5,63		156-256	
	m + w, 31-90 Tage, 66		0,92-2,20		96-192	
(Breuhaus 2002)/Pferd	w, 4-20 Jahre, 12	0,4 \pm 0,29	0,77 \pm 0,4	1,60 \pm 0,89	10 \pm 4,4	9,4 \pm 2,8
(Moritz 2014) Pferd	(Werte aus Lehrbuch, keine Angaben)		0,25-1,8		10-41	
(Moritz 2014) Fohlen			4,0-8,0		140-180	

(Wahrendorf, 2011)/Hund	m + w, 13 Monate-14 Jahre, 216	0,0-0,6	0,3-2,0	2,41-5,99	13,0-45,0	6,0-37,1
(Eshratkhah, 2011)/Schaf	w, 1-3 Jahre, 25		1,18±0,03	2,81±0,14	40,9±1,73	11,51±0,44
(Nixon et al. 1988)/Kuh (Holstein)	w, adult/laktierend, 72		0,68-3,15	1,55-9,32	35,7-93,2	11,7-25,6
(Stewart et al. 1994)/Rind	W, keine Angabe, 6	0,5-1,7				

2.2. Parathormon, Vitamin D und Mineralstoffwechsel

Der Kalzium- und Phosphathaushalt ist eng miteinander verknüpft und wird durch ein Zusammenspiel mehrerer Hormone (Parathormon, Calcitriol und Calcitonin) gesteuert. Der Großteil des Kalziums (Ca) (99 %) und des Phosphors (P) (85 %) sind im Skelett in Form von Hydroxylapatit gespeichert. Die Knochen dienen somit als Reservoir, aus dem bei Verschiebungen der Blutkonzentrationen, Ca und P sowohl eingelagert als auch freigesetzt werden können. Im Blut zirkulieren nur 45 % der aktiven Kalziumionen (Ca^{2+}) frei. Der restliche Teil liegt gebunden an Proteine oder in Form von Kalziumphosphat vor. (Horn et al. 2005)

Neben der Mineralisierung der Knochensubstanz spielt Ca eine wesentliche Rolle bei Muskelkontraktionen, der Blutgerinnung und der Exozytose von Neurotransmitter oder Hormonen. (Aktories 2009) Phosphat (PO_4) hat eine intrazelluläre Pufferwirkung und ist Bestandteil von Nukleinsäuren, Phospholipiden und energiereichen Verbindungen wie beispielsweise Adenosintriphosphat (ATP) oder Guanosintriphosphat (GTP). (Aktories 2009)

Sinkt der Ca-Spiegel im Blut ab, wird in der Nebenschilddrüse das Polypeptid Parathormon (PTH) sekretiert. PTH stimuliert im Knochen die Osteoklasten, sodass Ca und P vermehrt mobilisiert werden. (Breves et al. 2022) In der Niere wird die tubuläre Ca-Reabsorption gesteigert und die PO_4 -Reabsorption gehemmt. Um einer Hypophosphatämie entgegenzuwirken aktiviert PTH die Synthese von Calcitriol. (Engelhardt et al. 2015)

Calcitriol ist ein Steroidhormon, welches in mehreren Etappen gebildet wird. In der Leber wird aus Cholesterin 7-Dehydro-Cholesterin gebildet. Durch die Spaltung des B-Ringes in der Haut unter UV-Strahlung entsteht dann Calcidiol (auch noch Vitamin D oder Cholecalciferol genannt). Wiederum in der Leber findet eine erste Hydroxylierung vom Vitamin D (Vit D) zu Calcidiol statt. Abhängig von der Präsenz von PTH entsteht dann durch eine zweite Hydroxylierung in der Niere das aktive Hormon Calcitriol. (1,25-Dihydroxy-Cholecalciferol). (*Horn et al. 2005*) Neben der körpereigenen Synthese, kann Vit D auch oral aufgenommen werden. Bei Pflanzenfresser macht der Anteil des diätetischen Vit D nur einen maximalen Anteil von 20 % aus. (*Engelhardt et al., 2015*) Eine Ausnahme stellen Neonaten dar, bei denen die transplazentare und kolostrale Übertragung eine wichtige Rolle beim Knochenwachstum spielt. (*Smith und van Saun 2001*)

In erster Linie steigert Calcitriol die enterale und renale Ca- und PO₄-Resorption. Abhängig vom Ca-Blutspiegel hat Calcitriol eine anabole bzw. katabole Wirkung auf die Knochensubstanz, da es sowohl Osteoblasten als auch Osteoklasten aktivieren kann. In der Nebenschilddrüse hemmt Calcitriol durch einen negativen Feedbackmechanismus die Bildung von PTH. (*Breves et al. 2022*)

Calcitonin, der Gegenspieler von PTH, ist ein Polypeptidhormon, welches in den C-Zellen der Schilddrüse gebildet wird. (*Horn et al. 2005*) Ausgeschüttet wird Calcitonin bei einem Anstieg der Ca-Konzentration im Serum. Calcitonin hemmt die Resorption von Ca und PO₄ im Darm und steigert die renale Ausscheidung. Im Knochen wird die Ca- und PO₄-Ablagerung gefördert. Tiere die kein oder Übermengen an Calcitonin produzieren zeigen allerdings nur unwesentliche Veränderungen der Calciumhomöostase. (*Engelhardt et al. 2015*)

Durch Calcitriol und hohe PO₄-Konzentrationen wird Fibroblasten-Wachstumsfaktor-23 (FGF23) im Knochen gebildet. FGF23 steigert die PO₄-Ausscheidung und erhöht die Calcitoninsekretion in der Niere. (*Breves et al. 2022*)

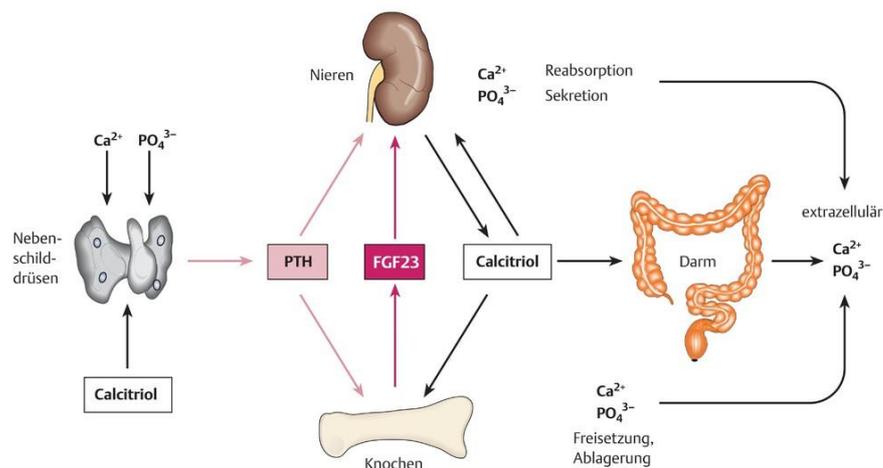


Abb. 3: Regulation des Calcium- und Phosphathaushaltes (*Breves et al. 2022*)

Die Abhängigkeit der Vit-D-Konzentration von der UV-Strahlung spiegelt sich in einer jahreszeitlichen Schwankung wieder. Bei NWK aus europäischen Gebieten maximiert sich die Konzentration in den Monaten September und Oktober und hat von Februar bis März ihren Tiefpunkt. Dabei wird der maximale Vit-D-Wert erst zwei bis vier Monate nach der höchsten Sonneneinstrahlung gemessen. Ausschlaggebend hierfür ist eine Vit-D-Speicherfunktion der Leber, die zuerst getriggert werden muss, bevor der Blutwert ansteigen kann. (*Smith und van Saun 2001, Judson et al. 2008*) Damit der Ca-Spiegel über die Wintermonate konstant bleibt steigt der Blut-PTH-Wert an. Durch den Effekt von PTH und dem Mangel an Calcitriol entwickelt sich eine Hypophosphatämie. Besonders bei Jungtieren kommt es zu einem deutlichen Anstieg der Ca:P-Ratio. (von 1,1-1,3 auf >2,0) (*Smith und van Saun 2001*) Die P-Konzentration im Plasma ist deswegen ein guter Indikator für den Vit-D-Versorgungsstatus. (*Gauly et al. 2019*)

Rachitis ist eine Störung des Knochenstoffwechsels, die durch mangelnde Aufnahme an P, Ca und/oder Vit D ausgelöst wird. Sie tritt bei Crias in der Regel zwischen dem dritten und elften Lebensmonat auf. (*Wittek und Franz 2023*) Da NWK evolutionär an die hohe UV-Einstrahlung der Anden angepasst sind, sind sie in anderen Regionen der Welt sehr anfällig für einen Vit-D-Mangel und somit für eine Erkrankung an Rachitis. (*Uhl 2018*) Eine gesteigerte Anfälligkeit ist insbesondere bei Jungtieren, die im Herbst oder Winter geboren sind, beschrieben. (*Smith und van Saun 2001*) Da Melanin die UV-Strahlung absorbieren kann, sind Alpakas mit dunkler,

melaninreicher Haut bei der Vit-D-Synthese benachteiligt und somit für Rachitis prädisponiert. (Smith und van Saun 2001, Judson et al. 2008)

Klinisch auffällig wird die Mineralstoffwechselstörung erst bei einer Calcitriolkonzentration <25nmol/l. (als Indikator für den Vit-D-Status) (Wittek und Franz 2023) Betroffene Tiere zeigen dann, durch den Abbau der Knochensubstanz, Achsenfehlstellungen in Form von Valgusstellungen im Karpal-, Tarsal- und Fesselgelenk, Lahmheiten, einen steifen Gang und Rumpfmüdigkeiten. (Kofler und Wittek 2015)

2.3. Stoffwechselfparameter und Besonderheiten bei Neuweltkamelen

Neuweltkamele (NWK) haben einen eigenen Energiestoffwechsel, der sowohl Ähnlichkeiten mit dem der Wiederkäuer und Ponys zeigt. (Wittek und Franz 2022) NWK besitzen ein Vormagensystem aus nur 3 Kompartimenten, indem Zellulose, wie bei Wiederkäuern, durch eine bakterielle Fermentation in kurzkettige Fettsäuren umgewandelt wird. Die Fettsäuren werden über die Darmwand ins Blut aufgenommen und in der Leber zu Glukose umgewandelt. Die Futtermittelverwertung der NWK ist allerdings deutlich effizienter als bei Rind, Schaf oder Ziege. (Gauly 2018, Breves et al. 2022) Größere Mengen an Glukose können sofort durch die Vormagenwand aufgenommen werden. (Anderson et al. 1994)

Vergleichbar mit Ponys haben NWK eine angeborene Insulinresistenz. Durch die niedrigen Insulinkonzentrationen im Blut und ihre verminderte Wirkung, ist der Blutzuckerspiegel deutlich höher als bei anderen Tierarten. Der Glukosetransport in die Zellen erfolgt bei Kameliden zu großen Teilen über den insulinunabhängigen Glukosetransporter-1 (GLUT-1) (Firshman et al. 2013) Auch die Reaktion von NWK auf plötzlich ansteigende Blutzuckerwerte mit einer sich anpassenden Insulinsekretion im Pankreas ist zwei- bis dreimal langsamer als bei anderen Pflanzenfressern. (Cebra et al. 2001) Durch diese Glukosetoleranz und Insulinresistenz können NWK auch in sehr kargen Regionen mit wenig Futter zurechtkommen. (Cebra 2009)

Die niedrigen Insulinkonzentrationen machen NWK allerdings sehr anfällig für das Ausbilden einer Hyperglykämie. In Stresssituationen werden Katecholamine und Cortisol ausgeschüttet. Beide antagonisieren die Wirkung des Insulin, sodass die Blutzuckerkonzentration ansteigt. Das Absinken des Blutzuckerspiegels erfolgt durch die geringe Glukoseaufnahme der Zellen

und Glukoseausscheidung im Urin nur sehr langsam. (Cebra 2009) Bei anhaltender Hyperglykämie kann sich Diabetes mellitus ausbilden. (Middleton et al. 2005, Cebra 2009)

Im Falle einer negativen Energiebilanz reagieren NWK genau wie Pferde und Wiederkäuer mit einer Mobilisation der Fettreserven. Durch vermehrte Lipolyse steigen die freien Fettsäuren (NEFA) im Blut an. Wiederkäuer verstoffwechseln NEFA in der Leber zu Ketonkörpern (Acetoacetat, Aceton und Beta-Hydroxybutyrat), welche peripher als Energiequelle genutzt werden. Pferde hingegen wandeln NEFA durch eine Veresterung in Triglyceride um. (Breves et al. 2022) Insulin steigert die Aktivität der Lipoproteinlipase, die an den Glukosestoffwechsel für die Aufspaltung der Triglyceride verantwortlich ist. Aufgrund der Insulinresistenz akkumulieren die Triglyceride beim Pony schneller im Blut und es entsteht eine Hyperlipidämie. (Freestone et al. 1991, Anderson et al., 1994) Studien ergaben, dass bei energiedefizienten NWK sowohl Beta-Hydroxybutyrat (BHB) als auch Triglyceride und Cholesterol im Blut ansteigen. (Anderson et al. 1994) (Tornquist et al. 2001) Bei einem Teil der Tiere wurden auch eine Hypoglykämie und eine Hypoproteinämie gemessen. (Tornquist et al. 2001) Als Folgeerkrankung einer negativen Energiebilanz, tritt besonders bei Tieren mit höherem Energieverbrauch, wie beispielsweise laktierende Stuten, häufig eine Leberverfettung auf. (Tornquist et al. 2001) Bei Pferden und Wiederkäuern steigen bei Hungerzustand durch die Leberregulation neben den klassischen Leberwerten zusätzlich das unkonjugierte Bilirubin an. (Dauborn 2014)

Tab. 2: Physiologische biochemische Parameter des Glukose-, Protein-, und Fettstoffwechsels bei erwachsenen Lamas und Alpakas (Wittek und Franz 2022)

Parameter	Einheit	Lama	Alpaka
Glukose	mmol/l	5,5-7,5	
NEFA	mmol/l	0-0,5	
BHB	mmol/l	0-0,15	
Triglyceride	mmol/l	0-1,5	
Totalprotein	g/l	50-75	
Albumin	g/l	23-42	
Bilirubin	µmol/l	0-1,7	
Harnstoff	mmol/l	5,8-11,5	4,6-9,7

3. Material und Methoden

3.1. Tiere

Die Probenentnahme fand bereits 2014 in den Monaten Juni, Juli und August statt. Um eine aussagefähige Stichprobengröße zu erlangen müssen 10 % einer Population beprobt werden. Die Gesamtpopulation der NWK in Österreich betrug damals in etwa 4000-6000 Tiere. (*Trah und Wittek, 2013*) Somit wurden insgesamt 448 NWK (187 Lamas und 261 Alpakas) aus allen Bundesländern beprobt. Die genauen Probengrößen für die unterschiedlichen Parameter sind in Tab. 5 angegeben. Die gleichen Blutproben wurden bereits in einer Studie von *Stanitznig et al. (2016 und 2018)* zur Untersuchung auf Mykoplasmen sowie der Histologie und anderen blutchemischen Parametern bei NWK herangezogen und wurden seitdem bei -80°C gelagert. Die Anzahl der Proben in den unterschiedlichen Bundesländern ist dementsprechend identisch. (Tab. 3) Auf jedem Betrieb wurden maximal sieben zufällig ausgewählte Tiere beprobt.

Die Tiere mussten klinisch gesund und mindestens ein Jahr alt sein. Die weiblichen Tiere durften weder trächtig noch in Laktation sein. Um den Gesundheitsstatus zu überprüfen und Mangelerscheinungen ausschließen zu können, wurden die NWK klinisch untersucht und gewogen. An allen Betrieben wurden die Tiere mit Heu und im Sommer zusätzlich mit frischem Gras gefüttert. Die Mineralfuttermenge und Auswahl war hingegen betriebspezifisch.

Wie in den vorangehenden Studien (*Stanitznig et al. 2016, Stanitznig et al. 2018*) bereits beschrieben, wurden die Probennahmen vom Bundesministerium für Gesundheit in Übereinstimmung mit dem österreichischen Tierschutzgesetz (Tierversuchsgesetz-TGV, GZ 68.205/0171-II3b/2013) genehmigt und nach den Vorgaben von „Good Scientific Practice“ und den betreffenden Rechtsvorschriften durchgeführt.

Tab. 3: Aufteilung der Probennahmen nach Bundesländern

Bundesland	Lamas	Alpakas	Insgesamt
Vorarlberg	13	5	18
Tirol	30	19	49
Salzburg	6	38	44
Oberösterreich	21	42	63
Niederösterreich	29	39	68
Wien	11	10	21
Burgenland	12	13	25
Steiermark	30	71	101
Kärnten	35	24	59

3.2. Material und Probenentnahme

Die venösen Blutproben bei den NWK wurden aus der rechten *Vena jugularis externa* genommen. Gestochen wurde mit einer Mehrfache Nadel (20G x 1 ½“) der Marke VACUETTE®. Für diese Studie wurde 9 ml Blut in einem Serum- Heparin-Röhrchen, ebenfalls der Marke VACUETTE®, aufgefangen. Das Serum wurde mit einer mobilen Zentrifuge zentrifugiert, abpipettiert, in Eppendorf-Tubes eingefüllt und gleich vor Ort eingefroren. Dann wurde es an das zuständige Labor verschickt und dort innerhalb von 72 Stunden analysiert.

3.3. Labormethoden

Die gemessenen blutchemischen Parameter und die angewandten Analysemethoden und Geräte sind in der Tab. 4 aufgelistet.

Im Zentrallabor der Veterinärmedizinischen Universität Wien (Vetmeduni Wien) sind nur BHB, NEFA, Albumin, Totalprotein und P gemessen worden. Die anderen klinisch-chemischen Werte wurden vom IDEXX Vet Med Labor in Ludwigsburg (Deutschland) gemessen. Im IDEXX Vet Med Labor wurden die Messungen mit den beiden Geräten Cobas 8000 (Roche) und Advia Centaur (Siemens) durchgeführt. Die Analyse der Hormone und Vitamine erfolgte im Laboklin Labor Bad Kissingen mittels Chemolumineszenz.

Tab. 4: Auflistung der Analysemethoden und -geräte für die benötigten blutchemischen Parameter.

Parameter	Analysemethode
T3	Chemiluminiszenzassay
T4	Chemiluminiszenzassay
fT3	Chemiluminiszenzassay
fT4	Chemiluminiszenzassay
TSH	Chemiluminiszenzassay
PTH	Chemiluminiszenzassay
Vit D	Chemiluminiszenzassay
BHB	Kinetische Messung im UV-Bereich mit Hilfe des Redoxsystems NAD ⁺ /NADH
NEFA	Enzymatisch kolorimetrischer Test
Glukose	Photometrie
Insulin	Chemiluminiszenzassay
Triglyceride	Photometrie
Cholesterin	Photometrie
Albumin	Kolorimetrischer Test mit Bromkresol
TP	Kolorimetrischer Test in alkalischer Lösung mit Bildung von Biuret-Komplexen
Ca	ICP-MS
P	Komplexbildung mit Ammoniummolybdat und photometrischer Messung im UV- Bereich

3.4. Statistik

Die statistische Auswertung wurde mit den Programmen Microsoft Excel 2019 und IBM SPSS, Version 29 gemacht. Um mögliche Fehlmessungen ausschließen zu können, wurden mithilfe der Ausreißeridentifikation nach Grubbs Ausreißerwerte bestimmt. So wurden insgesamt bei beiden Tierarten sieben nicht plausible Ausreißerwerte aussortiert.

Als Referenzintervall bezeichnet man den Normalbereich von Messwerten einer gesunden Referenzpopulation, die repräsentativ für die Grundgesamtheit ist. Die Individuen, deren

Messwerte innerhalb dieses Referenzbereiches liegen werden als Normalkollektiv bezeichnet und entsprechen nach internationaler Übereinkunft (IFCC-Empfehlungen) dem zentralen 95%-Anteil. Die Grenzen des Referenzintervalls bilden demzufolge das 2,5te und 97,5te Perzentil der Messwerte. (*Arndt 2016*)

4. Ergebnisse

Die Messergebnisse der Schilddr n- und Nebenschilddr nhormone f beide Tierarten und Geschlechter sind in Tab. 5 dargestellt.

Tab. 5: Ergebnisse der Schilddr n-, Nebenschilddr n-Parameter in Bezug auf Geschlecht und Tierart. (n=Anzahl; m=m nlich; w=weiblich)

		n	2,5%- Perzentil	25%- Perzentil	Median	75%- Perzentil	97,5%- Perzentil
Alpaka (m)	T3 (ng/ml)	92	1,015	1,487	1,846	2,260	3,797
	T4 (ng/ml)	91	57,000	114,500	136,000	155,500	198,250
	fT3 (pg/ml)	93	2,351	3,255	3,906	5,078	6,686
	fT4 (pg/ml)	91	11,013	16,703	18,879	20,976	27,405
	TSH (μ U/ml)	12	0,016	0,048	0,065	0,103	0,146
	PTH (pmol/l)	23	0,875	2,300	2,800	12,055	28,938
Alpaka (w)	T3 (ng/ml)	143	0,776	1,370	1,714	2,226	3,561
	T4 (ng/ml)	144	75,725	105,750	126,500	150,250	206,425
	fT3 (pg/ml)	143	2,155	2,930	3,515	4,362	7,054
	fT4 (pg/ml)	144	10,302	14,955	16,936	19,423	26,014
	TSH (μ U/ml)	22	0,000	0,030	0,045	0,060	0,119
	PTH (pmol/l)	30	1,412	2,335	3,325	6,373	26,986
Alpaka (w+m)	T3 (ng/ml)	235	0,795	1,389	1,757	2,241	3,668
	T4 (ng/ml)	235	67,000	109,500	130,000	153,000	202,600
	fT3 (pg/ml)	236	2,248	3,060	3,646	4,557	6,990
	fT4 (pg/ml)	235	10,473	15,460	17,636	20,044	26,306
	TSH (μ U/ml)	34	0,000	0,030	0,050	0,090	0,144
	PTH (pmol/l)	53	1,152	2,310	3,120	8,700	30,125
Lama (m)	T3 (ng/ml)	96	0,967	1,393	1,755	2,131	2,985
	T4 (ng/ml)	95	82,000	108,000	130,000	154,000	192,500
	fT3 (pg/ml)	95	2,366	2,995	3,450	4,004	5,996
	fT4 (pg/ml)	94	11,187	14,392	16,548	18,471	22,818
	TSH (μ U/ml)	9	0,026	0,060	0,080	0,100	0,150
	PTH (pmol/l)	18	1,098	1,315	1,845	5,375	34,641
Lama (w)	T3 (ng/ml)	70	0,671	1,018	1,337	1,762	2,548
	T4 (ng/ml)	69	66,100	88,000	105,000	130,000	183,200
	fT3 (pg/ml)	69	1,803	2,474	2,995	3,528	4,609
	fT4 (pg/ml)	69	9,377	12,042	14,140	16,470	22,087
	TSH (μ U/ml)	11	0,015	0,040	0,050	0,060	0,085
	PTH (pmol/l)	15	0,436	1,955	2,510	3,330	4,558
Lama (w+m)	T3 (ng/ml)	166	0,723	1,205	1,584	2,063	2,918
	T4 (ng/ml)	164	70,000	96,750	119,500	143,250	192,475
	fT3 (pg/ml)	164	1,898	2,799	3,288	3,906	5,369

	fT4 (pg/ml)	163	10,566	12,974	15,538	17,830	22,682
	TSH (μ U/ml)	20	0,015	0,040	0,060	0,083	0,136
	PTH (pmol/l)	33	0,854	1,590	2,310	3,950	18,662

4.1. Thyreotropin

Untersucht wurden bei Alpaka 34 und beim Lama 20 Proben. (Tab.5) Weder beim Lama noch beim Alpaka sind die Werte normalverteilt. Zwischen den TSH-Werten der beiden Tierarten gibt es keinen signifikanten Unterschied. Die TSH-Konzentration beim Alpaka und beim Lama zeigen mit einem p-Werten von 0,294 und 0,053 keine signifikante Abhängigkeit vom Geschlecht. Die untersuchten Blutproben lassen beim Lama ($r=0,038$; $p=0,893$) auf keinen signifikanten Zusammenhang zwischen TSH und dem Alter der Tiere schließen. Beim Alpaka ($r=0,397$; $p=0,049$) gibt es eine signifikante, aber schwache positive Korrelation mit dem Alter. (Abb. 4)

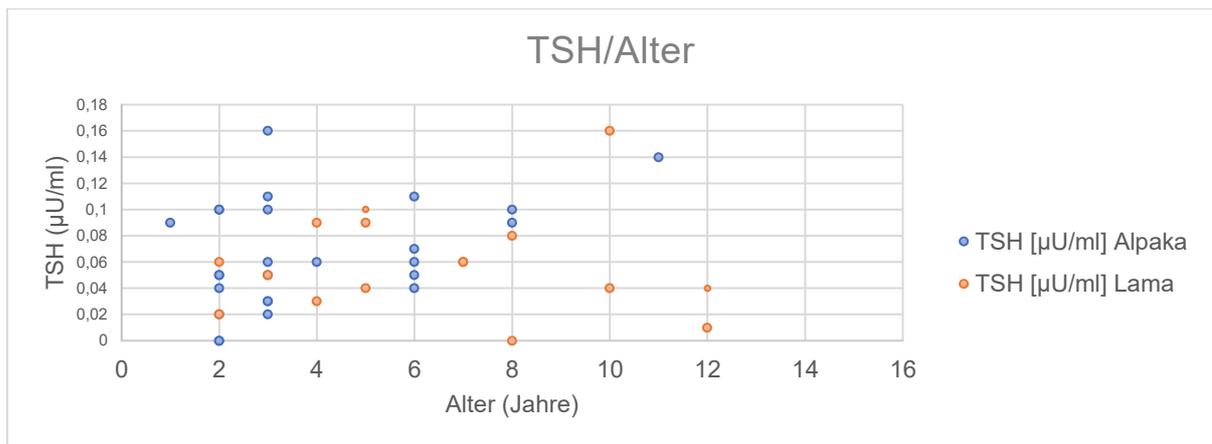


Abb. 4: Altersabhängigkeit der TSH-Konzentration beim Alpaka und Lama

Beim Lama hat das TSH eine moderate positive Korrelation mit allen TH-Formen. Im Gegensatz dazu korreliert das TSH beim Alpaka nur schwach mit T4 und fT4 und nicht mit T3 und fT3. (Tab. 6)

Moderate positive Korrelationen der blutchemischen Parameter bei Lama und Alpaka mit den TSH-Werten hat nur die Harnstoffkonzentration. (Abb. 5) Die BHB-Konzentration beim Lama

zeigt eine moderate negative Korrelation mit dem TSH. Beim Alpaka korreliert kein weiterer der untersuchten Blutparameter signifikant mit TSH. (Tab. 6)

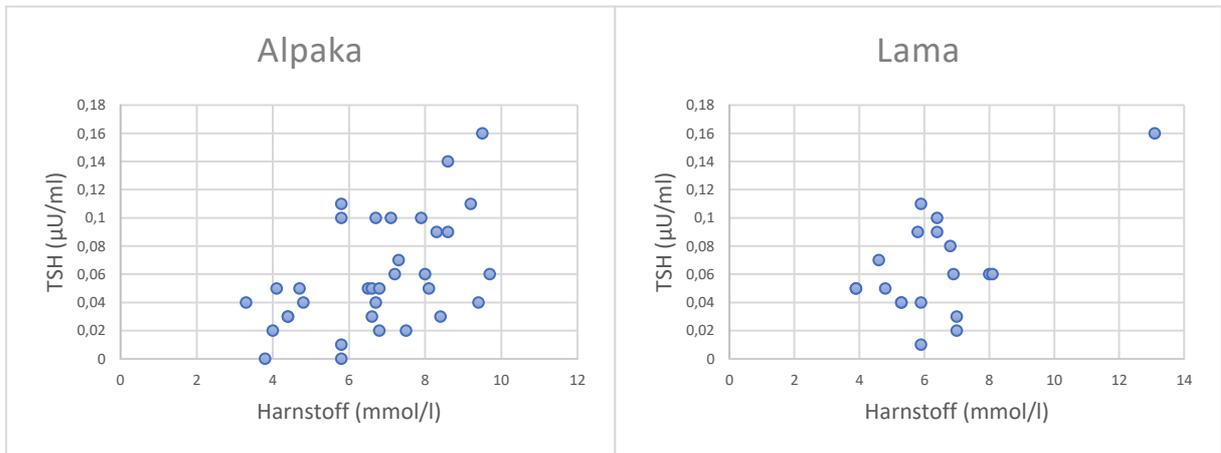
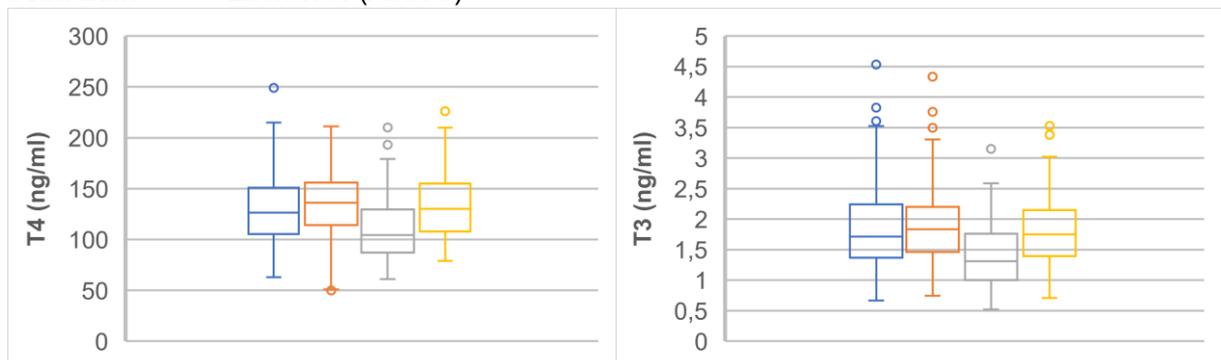


Abb. 5: Punktdiagramme zu TSH mit Harnstoffkonzentrationen beim Lama ($r=0,512$; $p=0,002$) und Alpaka ($r=0,561$; $p=0,01$)

4.2. Schilddrüsenhormone

Beim Alpaka und beim Lama sind die T3-, T4-, fT3- und fT4-Werte nicht normalverteilt. Die TH-Konzentrationen unterscheiden sich alle signifikant zwischen den beiden Neuweltkamelarten. Alle vier TH-Werte sind beim Lama signifikant vom Geschlecht abhängig. (p-Wert T3: 0,0001; T4: 0,00004; fT3: 0,00012; fT4: 0,00005). Bei männlichen und weiblichen Alpakas hingegen unterscheiden sich nur die beiden freien Formen der TH signifikant voneinander. (p-Wert fT3: 0,01; fT4: 0,0009) Die männlichen Tiere haben generell höhere TH-Blutkonzentrationen als die weiblichen. (Tab. 5) (Abb. 6)

Mit steigendem Alter sinken die TH-Werte bei beiden Tierarten leicht ab. Die Korrelation ist allerdings nur schwach bis sehr schwach. Beim Alpaka sind nur fT3 und fT4 signifikant und beim Lama zusätzlich tT3. (Abb. 7)



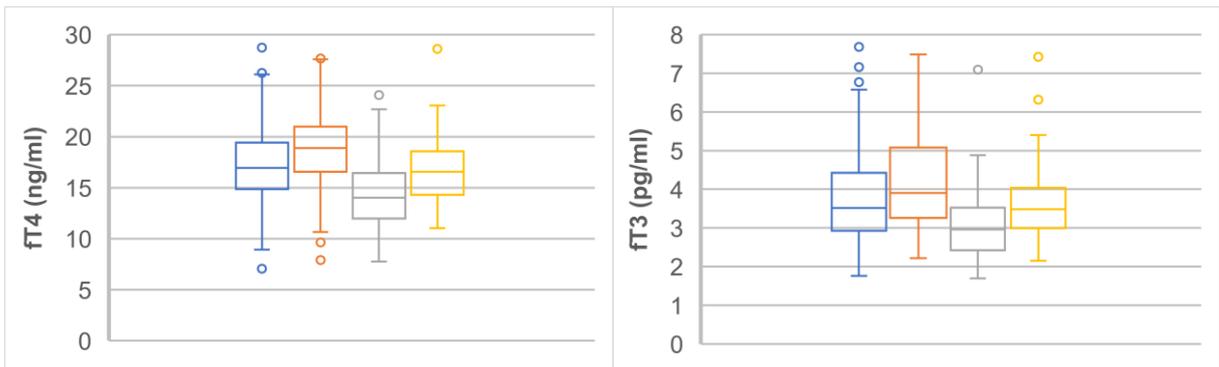


Abb. 6: Box-Plot-Diagramme zur Geschlechterabhängigkeit der TH-Konzentrationen beim Lama und Alpaka (• Alpaka weiblich; • Alpaka männlich; • Lama weiblich; • Lama männlich)

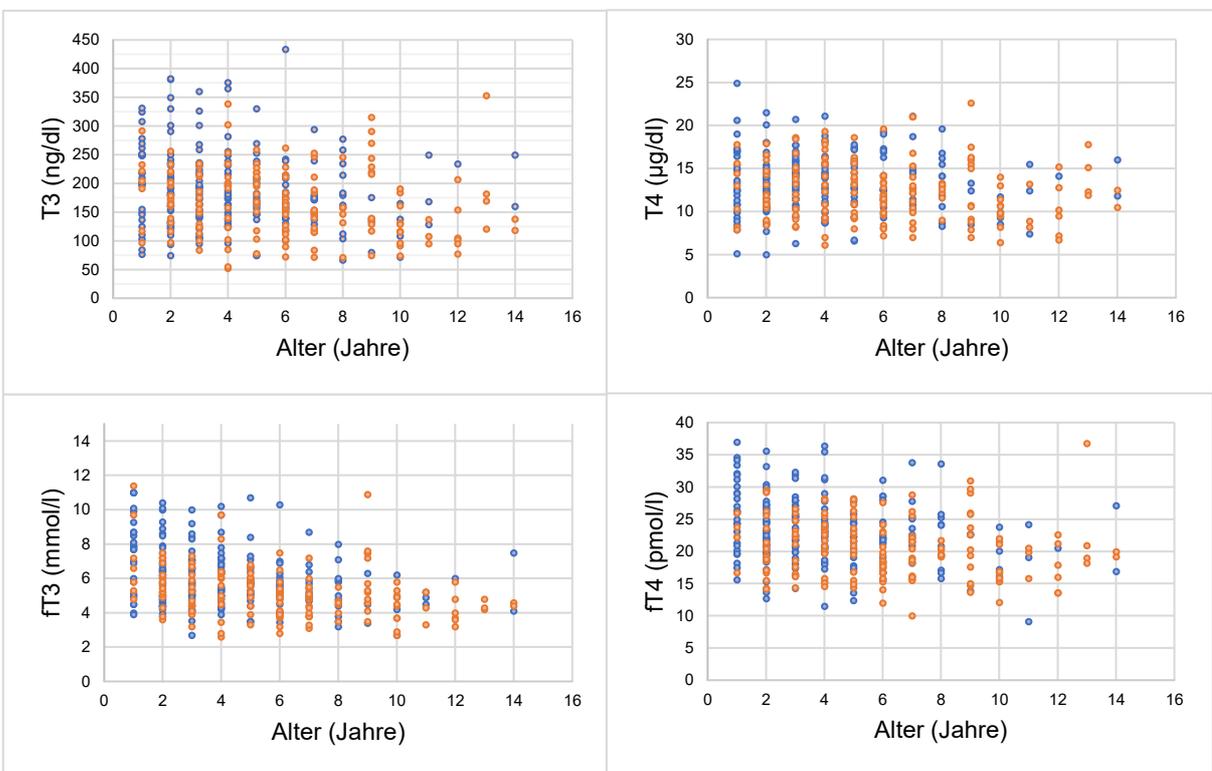


Abb. 7: Punktdiagramme zur Altersabhängigkeit der TH-Konzentrationen beim Lama (orange) und Alpaka (blau).

Die untersuchten Werte haben weder beim Lama noch beim Alpaka Korrelationen der TH mit Blutparameter des Zucker- (Abb. 8), Protein- (Abb. 9) oder Fettstoffwechsels (Abb. 10) zu. Nur untereinander und mit TSH, wie bereits oben beschrieben, korrelieren T3, T4, fT3 und fT4

moderat bis stark. Eine Ausnahme ist ein schwacher Zusammenhang von T4 mit fT3 beim Lama. (Tab. 6)

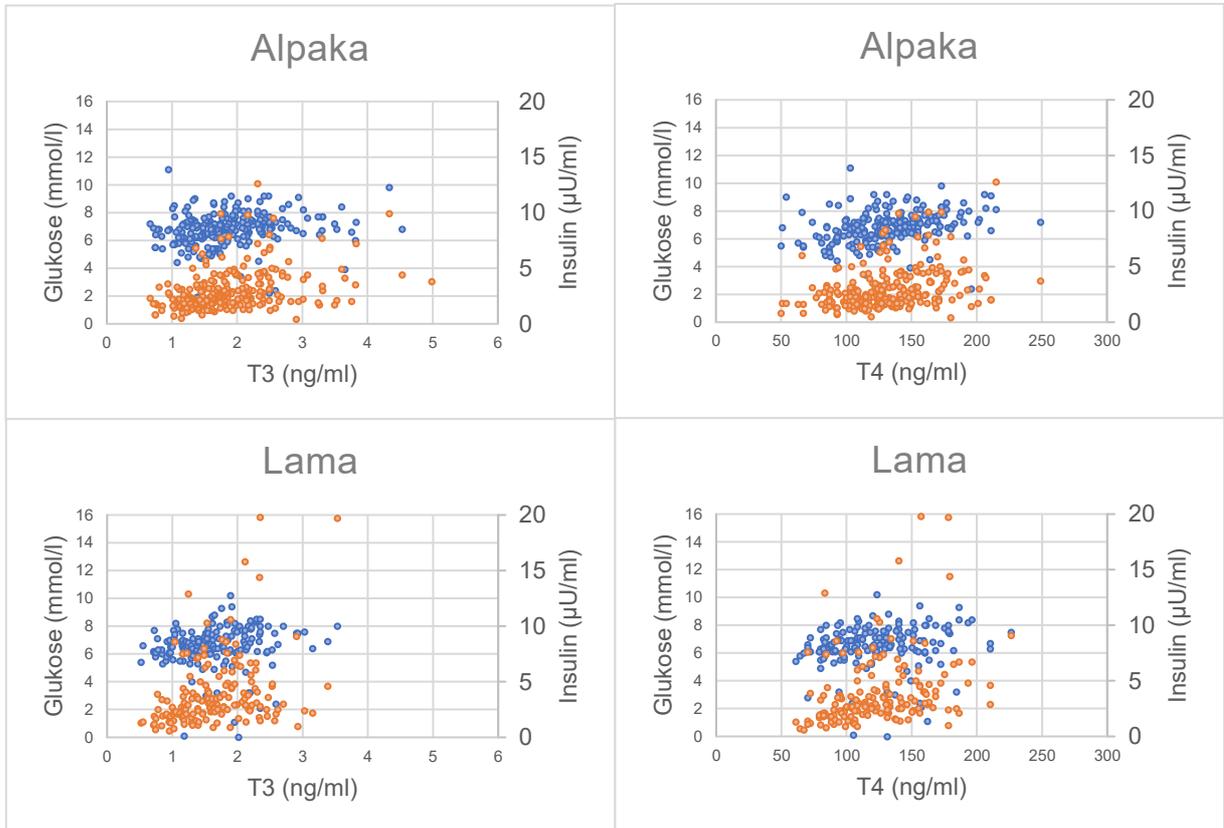
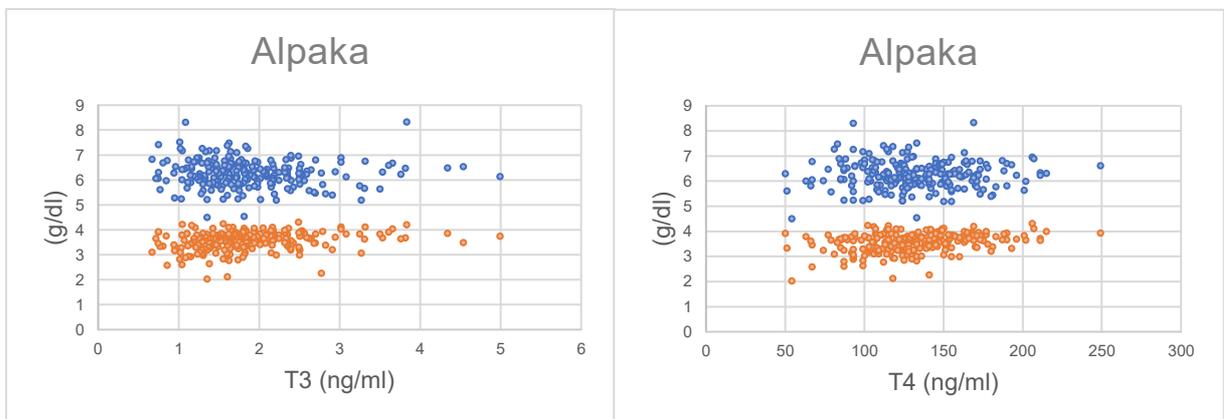


Abb. 8: Punktdiagramme zwischen den Konzentrationen von Insulin (orange) und Glukose (blau) mit T3- und T4-Konzentrationen beim Lama und Alpaka



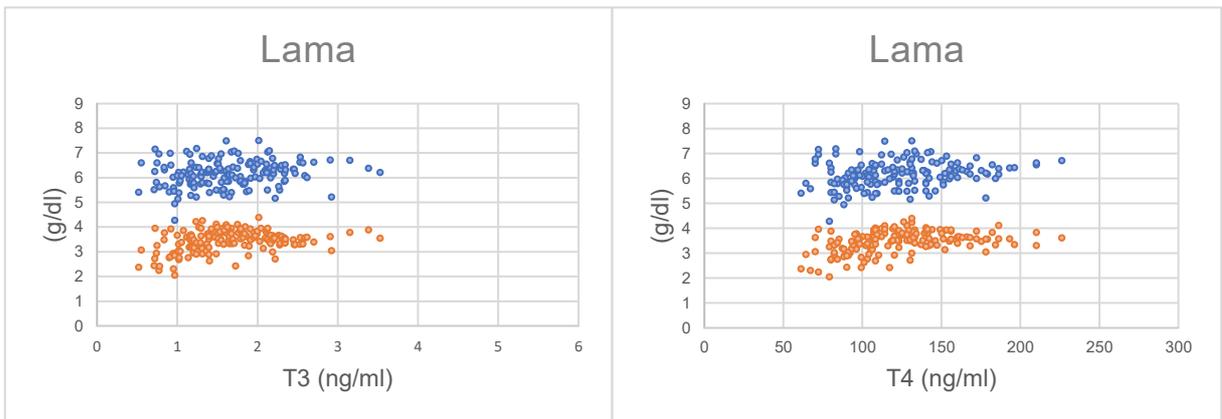


Abb. 9: Punktdiagramme zwischen den Konzentrationen von Albumin (orange) und TP (blau) mit T3- und T4-Konzentrationen beim Lama und Alpaka.

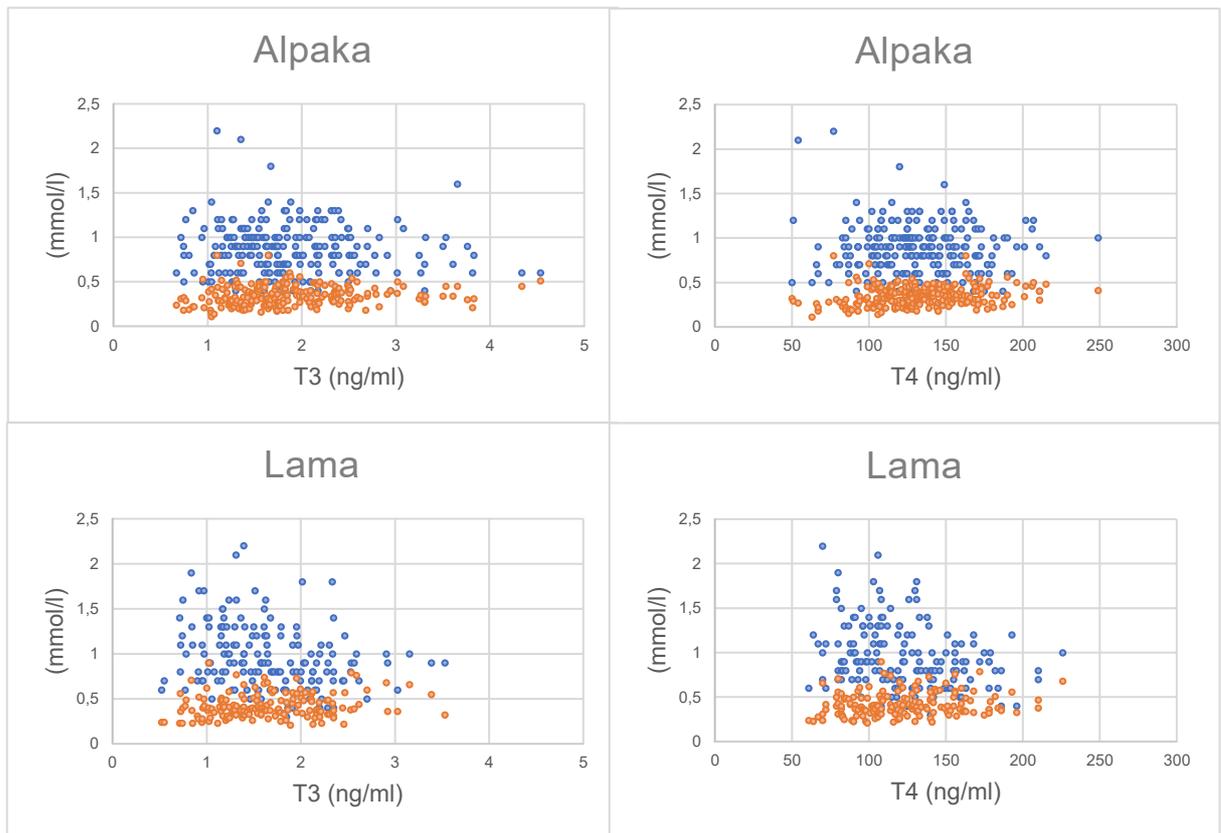


Abb. 10: Punktdiagramme zwischen den Konzentrationen Cholesterin (orange) und Triglyceride (blau) mit T3- und T4-Konzentrationen beim Lama und Alpaka.

Tab. 6 Korrelationen (r=Korrelationskoeffizient nach Spearman) und deren Signifikanz (p=Irrtumswahrscheinlichkeit) zwischen den untersuchten klinisch chemischen Parametern (moderate Korrelation, wenn $r > 0,5$; starke Korrelation, wenn $r > 0,8$; signifikant, wenn $p < 0,05$)

Lama	TSH		T3		T4		ft3		ft4	
	r	p	r	p	r	p	r	p	r	p
BHB	-0,521	0,018	0,004	0,967	-0,103	0,228	0,080	0,348	-0,088	0,306
TP	0,105	0,659	0,180	0,023	0,233	0,003	0,055	0,493	0,102	0,204
Albumin	-0,212	0,368	-0,057	0,479	-0,011	0,894	-0,063	0,431	-0,047	0,559
Bilirubin	0,219	0,433	-0,120	0,179	-0,088	0,327	-0,114	0,202	-0,089	0,320
NEFA	0,067	0,778	0,065	0,416	0,015	0,853	0,095	0,235	-0,026	0,750
Cholesterin	-0,032	0,892	-0,255	0,001	-0,285	<0,001	-0,145	0,065	-0,214	0,006
Glukose	0,301	0,196	0,118	0,131	0,124	0,111	0,060	0,444	0,075	0,341
Harnstoff	0,561	0,010	0,038	0,629	0,133	0,088	0,058	0,461	0,086	0,027
Triglyceride	0,095	0,692	0,152	0,050	0,177	0,023	0,150	0,056	0,144	0,065
Insulin	0,011	0,962	0,330	<0,001	0,247	0,001	0,172	0,027	0,183	0,019
TSH	1,000	<0,001	0,518	0,019	0,618	0,005	0,516	0,019	0,629	0,004
T3	0,518	0,019	1,000	<0,001	0,736	<0,001	0,875	<0,001	0,693	<0,001
T4	0,618	0,005	0,736	<0,001	1,000	<0,001	0,577	<0,001	0,838	<0,001
ft3	0,516	0,019	0,875	<0,001	0,577	<0,001	1,000	<0,001	0,704	<0,001
ft4	0,629	0,004	0,693	<0,001	0,838	<0,001	0,704	<0,001	1,000	<0,001

Alpaka	TSH		T3		T4		ft3		ft4	
	r	p	r	p	r	p	r	p	r	p
BHB	-0,034	0,848	-0,134	0,043	-0,138	0,037	-0,148	0,024	-0,152	0,021
TP	-0,159	0,368	-0,055	0,406	0,012	0,853	-0,104	0,112	-0,092	0,165
Albumin	0,424	0,012	0,244	<0,001	0,325	<0,001	0,264	<0,001	0,354	<0,001
Bilirubin	0,013	0,951	-0,020	0,807	0,068	0,404	-0,025	0,761	0,061	0,449
NEFA	-0,090	0,619	-0,112	0,089	-0,082	0,218	-0,166	0,011	-0,107	0,106
Cholesterin	0,257	0,142	-0,082	0,209	-0,066	0,310	-0,077	0,241	-0,087	0,185
Glukose	0,211	0,230	0,122	0,062	0,207	0,001	0,058	0,377	0,132	0,043
Harnstoff	0,512	0,002	0,117	0,074	0,259	<0,001	0,059	0,364	0,162	0,013
Triglyceride	0,228	0,195	0,157	0,016	0,226	<0,001	0,060	0,360	0,085	0,191
Insulin	0,362	0,035	0,353	<0,001	0,327	<0,001	0,249	<0,001	0,193	0,003
TSH	1,000	<0,001	0,270	0,122	0,497	0,003	0,227	0,196	0,408	0,016
T3	0,270	<0,001	1,000	<0,001	0,576	<0,001	0,902	<0,001	0,530	<0,001
T4	0,497	<0,001	0,576	<0,001	1,000	<0,001	0,440	<0,001	0,783	<0,001
ft3	0,227	<0,001	0,902	<0,001	0,440	<0,001	1,000	<0,001	0,625	<0,001
ft4	0,408	<0,001	0,530	<0,001	0,783	<0,001	0,625	<0,001	1,000	<0,001

4.3. Parathormon

Insgesamt wurde PTH bei 53 Alpakas und 33 Lamas gemessen. (Tab.5) Bei beiden Neuweltkamelarten weisen die PTH-Werte keine Normalverteilung auf. Die beiden Tierarten unterscheiden sich nicht signifikant voneinander ($p=0,205$). Weder beim Lama ($r=-0,204$; $p=0,296$) noch beim Alpaka ($r=-0,005$; $p=0,977$) gibt es signifikante Altersunterschiede. Männliche und weibliche Lamas ($p=0,247$) und Alpakas ($p=0,686$) unterscheiden sich ebenfalls nicht signifikant voneinander. Die untersuchten Blutproben lassen bei keiner der beiden Tierarten auf eine signifikante Korrelation zwischen PTH und Ca (Alpaka ($r=0,028$; $p=0,844$); Lama ($r=-0,263$; $p=0,145$)) oder P (Alpaka ($r=-0,134$; $p=0,894$); Lama ($r=-0,167$; $p=0,352$)) schließen.

4.4. Vitamin D

Bei 65 Alpakas und bei 53 Lamas wurde Vit D im Blut gemessen. Die obere Messgrenze des Laborgerätes beträgt 375 nmol/l, sodass Konzentrationen, die diesen Wert überschreiten, mit >375 nmol/l angegeben wurden. Dadurch ist eine Untersuchung auf Unterschiede je Geschlecht beziehungsweise Alter oder ein Test auf Korrelationen mit anderen Werten sowie die Berechnung des 97,5-Perzentils nicht möglich. In Tab.7 sind das 2,5 %-, 25 %-, 50 %- und 75 %-Perzentil für beide Geschlechter der zwei Tierarten angegeben. Bei den männlichen Tieren beider Tierarten wurden jeweils fünf Vit-D-Blutwerte von >375 nmol/l gemessen. Nur ein einziges weibliches Lama hat einen Wert über dem Messbereich. Wohingegen elf weibliche Alpakas einen Vit-D-Wert von >375 nmol/l haben.

Tab. 7: Ergebnisse der Vit-D-Parameter (in nmol/l) in Bezug auf Geschlecht und Tierart. (n=Anzahl)

		n	2,5%-Perzentil	25%-Perzentil	Median	75%-Perzentil
Alpaka	m	26	77,08	134,16	214,14	295,24
	w	27	83,83	171,34	266,33	>375
Lama	m	26	82,30	169,26	239,04	351,92
	w	39	73,74	109,37	144,51	223,83

4.5. Vorgeschlagene Referenzbereiche für Lama und Alpaka

Tab. 8: Referenzbereiche für TSH, T3, T4, fT3, fT4, PTH, Vit D für beide Tierarten und Geschlechter anhand des 2,5 %- und 97,5 %-Perzentil. Aufgrund der vielen Vit D-Messwerte unter der Nachweisgrenze konnte kein Referenzbereich errechnet werden.

Tierart	Alpaka		Lama	
Geschlecht	m	w	m	w
TSH ($\mu\text{U/ml}$)	0,003 - 0,154			
T3 (ng/ml)	0,79 - 3,67		0,97 - 2,99	0,67 - 2,55
T4 (ng/ml)	67,0 - 202,6		82,0 - 192,5	66,1 - 183,2
fT3 (pg/ml)	2,35 - 6,69	2,16 - 7,05	2,37 - 6,00	1,80 - 4,61
fT4 (pg/ml)	11,01 - 27,41	10,30 - 26,01	11,19 - 22,82	9,38 - 22,09
PTH (pmol/l)	1,051 - 30,125			
Vit D (nmol/l)	>77,08	>83,83	>82,30	>73,74

5. Diskussion

5.1. Thyreotropin

Die errechneten TSH-Referenzwerte für NWK (0,003 - 0,154 $\mu\text{U/ml}$) sind grundsätzlich tiefer als die bei vergleichbaren Tierarten, wie Pferd oder Rind, in Tab. 1 angegebenen Werte. (Stewart et al. 1994, Breuhaus 2002) Die TSH-Blutkonzentrationen von Stewart et al. beim Rind sind sogar bis zu 10-mal höher. Bei Warendorf (2011) wurde bei Hunden eine ähnlich tiefe untere Intervallgrenze gemessen (Tab. 1). Die obere Grenze liegt allerdings auch bei den Hunden mit 0,6 $\mu\text{U/ml}$ deutlich über den NWK-Werten.

Das TSH korreliert bei beiden Tierarten moderat positiv mit Harnstoff. Von einer ähnlichen Korrelation wird in der Humanmedizin bei hypothyreoten Patienten berichtet. Diese kommt zustande, da einerseits durch die niedrigen TH-Werte TSH ansteigt, andererseits der periphere Gefäßwiderstand ansteigt und so das Herzminutenvolumen reduziert wird. Folglich nimmt die Durchblutung der Niere ab und mit ihr die glomeruläre Filtrationsrate, sodass die Blutharnstoffkonzentration ansteigt. (Saini et al 2012)

Das TSH beim Lama hat ebenfalls eine moderat negative Korrelation mit BHB. Bei negativer Energiebilanz reagiert der Körper bei Neuweltkamelen wie beim Wiederkäuer mit einem Anstieg der Ketonkörper. (Anderson et al. 1994, Tornquist et al. 2001) Ursache für ein gleichzeitiges Absinken des TSH beim Rind ist eine reduzierte Freisetzung von Leptin und damit verbunden ein Absinken des TRH. (Mohebbi-Fani et al. 2009) Da keine Daten über die Energiebilanz der beprobten Tiere vorliegen, ist es nicht möglich in diesem Bereich Schlüsse zu ziehen.

Obwohl TSH nachweislich für die Biosynthese und die Freisetzung der TH verantwortlich (Löscher et al. 2016), konnte durch unsere Messungen maximal eine moderate Korrelation nachgewiesen werden. Interessant ist, dass der TSH-Wert beim Alpaka im Gegensatz zu der moderaten Korrelation beim Lama nur schwach bis sehr schwach mit den TH-Formen korreliert.

5.2. Schilddrüsenhormone

Die TH-Werte unterscheiden sich zwar signifikant zwischen den beiden Tierarten, allerdings erlappen sich die Referenzintervalle größtenteils. Die Unterschiede kommen möglicherweise durch die verschiedenen Haltungs- und Fütterungsformen zustande.

Beim Alpaka sind in der Literatur derzeit keine TH-Messungen beschrieben, mit denen unsere verglichen werden können. Beim Lama gibt es sowohl für tT3 als auch für tT4 einen signifikanten Geschlechterunterschied. Dies steht zum Teil im Widerspruch mit den Ergebnissen von *Smith et al. (1989)*, welcher keine Geschlechterdifferenz für tT3 messen konnte. Die tT4-Messungen von *Smith et al. (1989)* ergaben, übereinstimmend mit unseren Resultaten, niedrigere Werte für weibliche Lamas.

Die gemessenen Referenzintervalle für tT3 (m = 0,97-2,99 ng/ml; w = 0,67-2,55 ng/ml) und für tT4 (m = 82,0-192,5 ng/ml; w = 66,1-183,2 ng/ml) sind vergleichbar mit den Parameter von *Fowler und Zinkl (1989)* (tT3: 1,08-2,77 ng/ml; tT4: 78-187 ng/ml) und mit denen, die *McLaughlin et al. (1993)* bei den über 31 Tage alten Crias gemessen hat (tT3: 0,92-2,20 ng/ml; tT4: 96-192 ng/ml). Die Werte von *Gauly et al. (1997)* liegen ebenfalls innerhalb unserer Parameter, allerdings sind seine Normwerte enger eingegrenzt. (tT3: 1,29-1,55 ng/ml; tT4: 61,7-76,0 ng/ml) Die Parameter von *Smith et al. (1989)* haben zwar eine größere Spannweite, decken unsere Werte ansonsten aber ab. (tT3: 0,45-4,18 ng/ml; tT4: m = 70-220 ng/ml; w = 39-204) Die tT3-Messungen von *Schwalm (2006)* ($1,21 \pm 0,49$ ng/ml) liegen im unteren Bereich unseres Referenzintervalls. Ihre tT4-Werte (30 ± 1 ng/ml) hingegen sind deutlich tiefer als unsere. Laut *Schwalm (2006)* sind mögliche Ursachen für ihre abweichenden Werte von der restlichen Literatur einerseits die verwendeten Tiere (z.B. Alter, Geschlecht, ...) und verschiedenen Haltungs-, Fütterungs- sowie Klimabedingungen, andererseits aber auch ein fehlendes lamaspezifisches Messverfahren für tT4.

Beim Lama wurden fT3- und fT4-Werte bisher nur von *Gauly et al. (1997)* ermittelt. Die von *Gauly et al. (1997)* gemessenen Normwerte für fT3 (2,4-3,5 pg/ml) liegen innerhalb unseres Referenzintervalls (m = 2,37-6,00 pg/ml; w = 1,80-4,61), allerdings genauso wie seine tT3- und tT4-Werte mit einer deutlich geringeren Spannweite. Die fT4-Werte von *Gauly et al. (1997)* (52,0-67,0 pg/ml) hingegen sind bis zu 5-mal höher als unsere Werte. (m = 11,19-22,82 pg/ml; w = 9,38-22,09 pg/ml) Dieser Unterschied kann wiederum, wie bereits von *Schwalm (2006)* vermutet, auf die unterschiedlichen Messverfahren zurückzuführen sein. In Gegensatz zu dem

bei dieser Studie benutzten Chemiluminiszenzassay wurde bei *Gauly et al. (1997)* ein Radioimmunassay für canines T4 für die Messungen angewendet.

Verglichen mit anderen Tierarten fällt auf, dass NWK deutlich höhere tT4-Werte haben. Die Parameter übersteigen beispielsweise die vom Rind (*Nixon et al. 1988*) um etwa das Doppelte und die vom Pferd (*Breuhaus 2002, Moritz 2014*) und Hund (*Wahrendorf 2011*) sogar um das Fünffache. Die tT3-Werte sind vergleichbar mit denen der Rinder und Schafe (*Eshratkhah 2011*) und nur etwas höher als die von Pferd und Hund, wobei sich die Referenzintervalle zum Teil überlappen. Trotz der deutlich höheren tT4 Werte, sind die fT4 Werte der NWK ähnlich hoch wie die der anderen Tierarten. Gleiches gilt für die fT3-Parameter, wobei dazu zu sagen ist, dass die freien Formen der TH bei Pferden und Schafen jeweils im unteren Bereich des NWK-Referenzintervalls liegen.

Die TH-Werte korrelieren bei beiden Tierarten nur schwach bis sehr schwach mit den Stoffwechselfparametern. Ein direkter Zusammenhang bei gesunden Tieren besteht demzufolge nicht. Untereinander korrelieren die TH-Werte moderat bis stark. Besonders auffällig ist hierbei die gute Korrelation des gesamten T3 und T4 mit der jeweiligen freien Form. Der Anteil des fT4 und fT3 am gesamten T4 und T3 ist dementsprechend konstant und nicht konzentrationsabhängig.

Grundsätzlich können die ermittelten Referenzintervalle als Vergleichswerte angesehen werden, da eine aussagekräftige Stichprobe von der Gesamtpopulation vorliegt. Allerdings gibt es zahlreiche Faktoren, die die TH-Konzentration im Blut beeinflussen können. Zu beachten ist in erster Linie, dass die Blutproben bei den NWK in dieser Studie im Sommer gezogen wurden. Die TH-Sekretion ist temperaturabhängig und sinkt bei Hitzestress, unter anderem auch bei ungeschorenen Tieren, ab. (*Gauly et al. 1997, Schwalm 2006*) So kann auch die Haltungform (Stallhaltung, Freilandhaltung, etc.) und die Region, beziehungsweise ein unterschiedliches Klima, eine Rolle spielen. Wie von zahlreichen Autoren berichtet, steigen die TH-Werte besonders in den kalten Wintermonaten stark an, sodass unsere Referenzintervalle in dieser Zeit wahrscheinlich zu niedrig waren (*Bubenik und Brown 1989, Gauly 1997, Menegatos et al. 2006, Tajik et al. 2013, Lalsangpuii et al. 2015, Fazio et al. 2016, Liotta et al. 2021*) Andererseits ist auch der Einfluss der Fütterung, in Hinblick auf die Zusammensetzung, die Menge und den Energiegehalt des Futters, zu beachten. Unbekannt sind zudem die TH-Schwankungen bei NWK in Hochleistungsphasen wie beispielsweise Laktation oder

Trägigkeit in denen der Stoffwechsel stark beansprucht wird. Um den Einfluss dieser Faktoren auf die TH-Referenzintervalle weiter abklären zu können, bedarf es weiteren Untersuchungen.

5.3. Parathormon

Beim PTH ist das ermittelte Referenzintervall (1,051-30,125 pmol/l) relativ hoch im Vergleich zu dem, anderen Tierarten. Die Referenzintervalle vom Hund (2-13 pmol/l) (*Kruger et al. 1996*), und vom Pferd (0,25-2,0 pmol/l) (*Barton et al 2004*) oder Werte von der Katze (1,97±0,59 pmol/l) (*Pineda et al. 2012*) liegen alle im unteren Bereich unserer Range. Auch die Werte von Kamelen (männlich: 1,90±0,03 pmol/l; weiblich: 1,81±0,05 pmol/l) sind deutlich niedriger. (*Kataria und Kataria 2006*) Auffällig bei unseren Werten ist, dass die Mediane (Lama: 2,31 pmol/l; Alpaka: 3,12 pmol/l) und die 75%-Perzentile (Lama: 3,95 pmol/l; Alpaka: 8,70 pmol/l) vergleichsweise niedrig sind. Die hohe obere Intervallgrenze hängt von vereinzelt Tieren mit ausreißenden Werten ab.

Diese Ausreißerwerte können mehrere Ursachen haben. Im Falle einer Hypokalzämie steigt die PTH-Sekretion stark an, um diese auszugleichen und die kalziumabhängigen Körperfunktionen zu erhalten. (*Breves et al. 2022*) *Toribio et al. (2003)* maß bei hypokalzämischen Pferden (53,6±11 pmol/l) einen mehr als zehnfach stärkeren PTH-Mittelwert als bei vergleichbaren normokalzämischen Pferden (4,4±2,5 pmol/l). Eine Hypokalzämie kommt einerseits häufiger bei Jungtieren in Form einer Rachitis vor (*Smith und van Saun 2001*), andererseits allerdings auch bei hohem Calciumbedarf in der postpartalen Phase von Muttertieren. Bei den Untersuchungen von *Seely und McArt (2023)* stieg die PTH-Konzentration bei normokalzämischen postpartum Kälbern beispielsweise im Mittelwert auf 76,1±4,3 pmol/l an. Da die Kalziumwerte der Tiere allerdings alle in der Norm waren, keine Tiere unter einem Jahr und keine trächtigen oder in Laktation befindlichen Tiere beprobt worden sind und auch bei männlichen Tieren deutlich höhere Werte gemessen wurden, können diese möglichen Erklärungen ausgeschlossen werden.

Da mehrere Tiere hohe Werte haben und nur Blut von klinisch gesunden Tieren genommen wurde, kann ein primärer Hyperparathyreoidismus ebenfalls ausgeschlossen werden. Insbesondere auch da von einem solchen Fall bei NWK derzeit noch nicht berichtet wurde.

Die großen Unterschiede zwischen den Tieren können auf eine kalziumarme oder phosphorreiche Fütterung zurückzuführen sein. Diese These müsste allerdings durch weitere

Untersuchungen bestätigt werden. Außerdem darf nicht ausgeschlossen werden, dass Messfehler vorliegen.

5.4. Vitamin D

Aufgrund der oberen Vit-D-Messgrenze von 375 nmol/l ist es schwierig die Ergebnisse zu diskutieren. Im Vergleich zu Hund (60-165 nmol/l), Katze (65-176 nmol/l), Pferd (11-24 nmol/l) oder Rind (50-65 nmol/l) (*Moritz 2014*) haben NWK außergewöhnlich hohe Vit-D-Werte. Hohe Vit-D-Blutkonzentrationen sind ansonsten auch bei Kamelen bekannt. (*El Kashmi und Faye 2011*) *Smith und Van Saun (2001)* untersuchten die jahreszeitlichen Schwankungen der Vit-D-Blutwerte. In den Monaten Juni, Juli und August bewegten sich der Mittelwert ihrer Tiere zwischen 190 und 250 nmol/l. Der Median unserer Tiere stimmt mit diesen Werten überein. Nur die weiblichen Lamas haben mit 144 nmol/l eine geringere Konzentration.

Bei den Untersuchungen von *Smith und Van Saun (2001)* kam heraus, dass Alpakas deutlich niedrigere Werte haben als Lamas. Vergleicht man die 25 %- und 75 %-Perzentile bei unseren Tieren kann diese Feststellung nicht bestätigt werden. Die Unterschiede zwischen Lama und Alpaka bei *Smith und Van Saun (2001)* sind möglicherweise darauf zurückzuführen, dass nur insgesamt 7 Alpakas untersucht worden sind und somit keine aussagekräftige Stichprobengröße vorliegt. Außerdem hatten zwei der Alpakas ein dunkles Flies und dadurch deutlich niedrigere Vit-D-Werte.

Für weitere Untersuchungen ist es unabdingbar eine Messmethode ohne obere Messgrenze zu wählen, da die Werte der NWK die anderer Tierarten beträchtlich übersteigen. Zudem reicht es nicht aus, die Blutproben nur in den Sommermonaten zu ziehen, da die Werte saisonal enorm schwanken. (*Smith und Van Saun 2001*) Die Referenzintervalle, die aus Messungen während den Sommer- und Herbstmonaten entstehen, sind für die Winter- und Frühlingsmonate deutlich zu hoch und somit nicht aussagekräftig.

6. Konklusion

Zusammenfassend konnte ein Zusammenhang der untersuchten Hormone mit einigen Stoffwechselfparametern nicht festgestellt werden. Nur TSH korreliert bei beiden Neuweltkamelarten positiv mit Harnstoff und beim Lama negativ mit BHB. Da es sich allerdings nur um eine moderate Korrelation handelt, bleibt diese ohne größere Bedeutung.

Die untersuchten Parameter lassen auf keinen bedeutenden Unterschied zwischen Lama und Alpaka schließen. Verglichen mit den Referenzintervallen von verwandten Tierarten weichen die Werte allerdings teilweise stark ab. Insbesondere die tT4- und die Vit-D-Werte sind vergleichsweise hoch. Das TSH hingegen ist niedriger als bei anderen Tierarten. Die PTH-Konzentration weicht grundsätzlich nicht viel von der anderer Tierarten ab, allerdings wurden bei einem Teil der Tiere auffallend hohe PTH-Werte gemessen.

Alles in allem stimmen die ermittelten Referenzintervalle für tT3, tT4, fT3 und fT4 mit dem Großteil der Literatur überein und geben die Normwerte dementsprechend gut wieder. Bei den Untersuchungen von TSH und PTH gibt es nur wenig vergleichbare Literatur und da die Stichprobengröße nicht ausreichend ist, haben die Referenzintervalle keinen Anspruch auf Richtigkeit und sollten demnach nicht als definitive Richtwerte benutzt werden. Bei den Untersuchungen bezüglich der Vit-D-Blutkonzentration bei NWK bedarf es ebenfalls weiteren, genaueren Studien.

7. Abkürzungen

ATP	Adenosintri-phosphat
BHB	Beta-Hydroxybutyrat
DIT	Dijodthyrosin
FGF23	Fibroblasten-Wachstumsfaktor-23
ft3	Frei-zirkulierendes T3
ft4	Frei-zirkulierendes T4
GLUT-1	Glukosetransporter 1
GTP	Guanosintri-phosphat
HVL	Hypophysenvorderlappen
MIT	Monojodthyrosin
NEFA	Nicht-veresterte-freie-Fett ren
NWK	Neuweltkamele
PTH	Parathormon
rT3	Reverses T3
T3	Trijodthyronin
T4	Thyroxin
TBG	Thyroxin-bindendes Globulin
TBPA	Thyroxin-bindendes Pr albumin
TH	Schilddr ãnhormone (T3 und T4)
TRH	Tyreotropin releasing hormon
TSH	Thyreotropin
tT3	Totales T3
tT4	Totales T4
Vit D	Vitamin D

8. Literaturverzeichnis

1. Abdullah, R.; Falconer, I. R. (1977): Responses of thyroid activity to feed restriction in the goat. In: *Australian journal of biological sciences* 30 (3), S. 207–215. DOI: 10.1071/bi9770207.
2. Aktories, Klaus (Hg.) (2009): Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie. Für Studenten der Medizin, Veterinärmedizin, Pharmazie, Chemie und Biologie sowie für Ärzte, Tierärzte und Apotheker. mit 305 Tabellen. 10., berarb. Aufl. München: Elsevier Urban & Fischer. Online verfügbar unter <http://swbplus.bsz-bw.de/bsz302642277cov.htm>.
3. Anderson, D. E.; Constable, P. D.; Yvorchuk, K. E.; Anderson, N. V.; St-Jean, G.; Rock, L. (1994): Hyperlipemia and ketonuria in an alpaca and a llama. In: *Journal of veterinary internal medicine* 8 (3), S. 207–211. DOI: 10.1111/j.1939-1676.1994.tb03217.x.
4. Anjali; Vk, Gururaj; Sarma, Lipika; Tripathi, M.; Verma, Med Ram; Verma, Vinay et al. (2023): Thyroid hormone dynamics of Tharparkar and Sahiwal cattle during induced heat stress. In: *Tropical animal health and production* 55 (1), S. 57. DOI: 10.1007/s11250-023-03477-8.
5. Arndt, Torsten (2016): Normalwerte und Referenzintervalle - zur Transversalbeurteilung in der Labordiagnostik. In: *Toxichem Chrimtech* (83(1)), S. 29–34.
6. Aumont, G.; Lamand, M.; Tressol, J. C. (1989): Iodine nutrition in ewes: effects of low to high iodine intake on iodine content of biological fluids in pregnant and lactating ewes. In: *Reproduction, nutrition, developpement* 29 (1), S. 113–125. DOI: 10.1051/rnd:19890110.
7. Barton, M.; Sharma, P.; LeRoy, E.; Howerth E. (2004): Hypercalcemia and high serum parathyroid hormone- related protein concentration in a horse with multiple myeloma. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 225(3), 409-413
8. Biochemie des Menschen. Das Lehrbuch für das Medizinstudium (2005). Unter Mitarbeit von Florian Horn. 3., grundlegend berarb. u. erw. Aufl. Stuttgart: Thieme. Online verfügbar unter <http://media.obvsg.at/AC04658575-4001>.
9. Breuhaus, Babetta A. (2002): Thyroid-Stimulating Hormone in Adult Euthyroid and Hypothyroid Horses. In: *J Vet Int Med* 16 (1), S. 109. DOI: 10.1892/0891-6640(2002)016<0109:TSHIAE>2.3.CO;2.

10. Breuhaus, Babetta A. (2019): Thyroid Hormone and Thyrotropin Concentrations and Responses to Thyrotropin-Stimulating Hormone in Horses with PPID Compared with Age-Matched Normal Horses. In: *Journal of equine veterinary science* 75, S. 35–40. DOI: 10.1016/j.jevs.2019.01.008.
11. Breves, Gerhard; Diener, Martin; Gebel, Gotthold (Hg.) (2022): Physiologie der Haustiere. Unter Mitarbeit von Salah Amasheh. Georg Thieme Verlag KG. 6., vollständig überarbeitete und erweiterte Auflage. Stuttgart, New York: Georg Thieme Verlag.
12. Bubenik, G. A.; Brown, R. D. (1989): Seasonal levels of cortisol, triiodothyronine and thyroxine in male axis deer. In: *Comparative biochemistry and physiology. A, Comparative physiology* 92 (4), S. 499–503. DOI: 10.1016/0300-9629(89)90356-3.
13. Campos-Barros, A.; Musa, A.; Flechner, A.; Hassenius, C.; Gaio, U.; Meinhold, H.; Baumgartner, A. (1997): Evidence for circadian variations of thyroid hormone concentrations and type II 5'-iodothyronine deiodinase activity in the rat central nervous system. In: *Journal of neurochemistry* 68 (2), S. 795–803. DOI: 10.1046/j.1471-4159.1997.68020795.x.
14. Cebra, Christopher K. (2009): Disorders of carbohydrate or lipid metabolism in camelids. In: *The Veterinary clinics of North America. Food animal practice* 25 (2), S. 339–352. DOI: 10.1016/j.cvfa.2009.02.005.
15. Cebra, C. K.; Tornquist, S. J.; van Saun, R. J.; Smith, B. B. (2001): Glucose tolerance testing in llamas and alpacas. In: *American Journal of Veterinary Research* 62 (5), S. 682–686. DOI: 10.2460/ajvr.2001.62.682.
16. Celi, P.; Seren, E.; Celi, R.; Parmeggiani, A.; Di Trana, A. (2003): Relationships between blood hormonal concentrations and secondary fibre shedding in young cashmere-bearing goats at their first moult. In: *Anim. Sci.* 77 (3), S. 371–381. DOI: 10.1017/S1357729800054321.
17. Dauborn, Sylvia (2014): Lehrbuch für Tierheilpraktiker. Stuttgart: Georg Thieme Verlag.
18. Davicco, M. J.; Vigouroux, E.; Dardillat, C.; Barlet, J. P. (1982): Thyroxine, triiodothyronine and iodide in different breeds of newborn calves. In: *Reproduction, nutrition, développement* 22 (2), S. 355–362. DOI: 10.1051/rnd:19820306.
19. Drews, R.; Lebodzinski, A. B. (1985): Serum principal iodothyronines and the influence of cold exposure associated with shearing in the sheep. In: *Journal of Thermal Biology* 10 (3), S. 125–129. DOI: 10.1016/0306-4565(85)90015-4.

20. El Kashmi M., Faye B. Parathyroid hormone-related peptide and vitamin D in phosphatic metabolism for dromedary camel. *Iran J Appl Anim Sci* 2011; 1: 203-211
21. Engelhardt, Wolfgang von; Breves, Gerhard; Diener, Martin; Gebel, Gotthold (Hg.) (2015): *Physiologie der Haustiere*. Unter Mitarbeit von Walter Arnold, Jörg Rudolf Aschenbach, Christine Aurich, Heinz Breer, Rupert M. Bruckmaier, Cornelia A. Deeg et al. Ferdinand Enke Verlag. 5., vollständig überarbeitete Auflage. Stuttgart: Enke Verlag.
22. Eshratkhah, Behrad; Rajabian, Hamid; Namvar, Davar; Eshratkhah, Salar; Mohammadi Bastam, Salar (2011): Comparative study on determination of plasma thyroid hormones by chemiluminescence and electrochemiluminescence immunoassay methods in sheep. In: *Comp Clin Pathol* 20 (2), S. 135–138. DOI: 10.1007/s00580-010-0967-8.
23. Evans, S. E.; Ingram, D. L. (1974): The significance of deep body temperature in regulating the concentration of thyroxine in the plasma of the pig. In: *The Journal of physiology* 236 (1), S. 159–170. DOI: 10.1113/jphysiol.1974.sp010428.
24. Fazio, Esterina; Bionda, Arianna; Chiofalo, Vincenzo; Crepaldi, Paola; Lopreiato, Vincenzo; Medica, Pietro; Liotta, Luigi (2022): Adaptive Responses of Thyroid Hormones, Insulin, and Glucose during Pregnancy and Lactation in Dairy Cows. In: *Animals : an open access journal from MDPI* 12 (11). DOI: 10.3390/ani12111395.
25. Fazio, E.; Medica, P.; Cravana, C.; Ferlazzo, A. (2016): Effects of previous experience on total blood and free iodothyronine responses to isolation, restraint and shearing in sheep (*Ovis aries*). In: *Vet. Med.* 61 (2), S. 65–71. DOI: 10.17221/8719-VETMED.
26. Fazio, Esterina; Medica, Pietro; Cravana, Cristina; Bruschetta, Giuseppe; Ferlazzo, Adriana (2016): Seasonal thyroid and lipid profiles in Thoroughbred pregnant and nonpregnant mares (*Equus caballus*). In: *Theriogenology* 85 (9), S. 1582–1589. DOI: 10.1016/j.theriogenology.2016.01.017.
27. Firshman, Anna M.; Cebra, Christopher K.; Schanbacher, Barbara J.; Seaquist, Elizabeth R. (2013): Evaluation of insulin secretion and action in New World camelids. In: *American Journal of Veterinary Research* 74 (1), S. 96–101. DOI: 10.2460/ajvr.74.1.96.
28. Fowler, M. E.; Zinkl, J. G. (1989): Reference ranges for hematologic and serum biochemical values in llamas (*Lama glama*). In: *American Journal of Veterinary Research* 50 (12), S. 2049–2053.

29. Franklyn, J. A.; Ramsden, D. B.; Sheppard, M. C. (1985): The influence of age and sex on tests of thyroid function. In: *Annals of clinical biochemistry* 22 (Pt 5), S. 502–505. DOI: 10.1177/000456328502200506.
30. Freestone, J. F.; Wolfsheimer, K. J.; Ford, R. B.; Church, G.; Bessin, R. (1991): Triglyceride, insulin, and cortisol responses of ponies to fasting and dexamethasone administration. In: *Journal of veterinary internal medicine* 5 (1), S. 15–22. DOI: 10.1111/j.1939-1676.1991.tb00925.x.
31. Fukuda, H.; Greer, M. A.; Roberts, L.; Allen, C. F.; v, Critchlow; Wilson, M. (1975): Nyctohemeral and sex- related variations in plasma thyrotropin, thyroxine and triiodothyronine. In: *Endocrinology* 97 (6), S. 1424–1431. DOI: 10.1210/endo-97-6-1424.
32. Gauly, Matthias: Saisonale Ver nderungen spermatologischer Parameter und der Serumkonzentration von Testosteron, Oestradiol 17 β [siebzehnbeta], Thyroxin sowie Trijodthyronin m nnlicher Neuweltkameliden (*Lama glama*) in Mitteleuropa. Gießen, Univ., Diss., 1997.
33. Gauly, Matthias; Vaughan, Jane; Cebra, Christopher (2019): Neuweltkameliden. Stuttgart: Georg Thieme Verlag.
34. G ler, Talat; Kul, Selim; Ertap, O. Nihat (2006): Effects of different energy levels and ambient temperatures on serum thyroid hormones and some biochemical values in Holstein steers. In: *Medycyna Wet* 2006, 2006 (62), S. 36–39.
35. Hadlow, Narelle C.; Rothacker, Karen M.; Wardrop, Robert; Brown, Suzanne J.; Lim, Ee Mun; Walsh, John P. (2013): The relationship between TSH and free T4 in a large population is complex and nonlinear and differs by age and sex. In: *The Journal of clinical endocrinology and metabolism* 98 (7), S. 2936–2943. DOI: 10.1210/jc.2012-4223.
36. Helmreich, Dana L.; Tylee, Daniel (2011): Thyroid hormone regulation by stress and behavioral differences in adult male rats. In: *Hormones and behavior* 60 (3), S. 284–291. DOI: 10.1016/j.yhbeh.2011.06.003.
37. Horn, Florian (2005): Biochemie des Menschen. Das Lehrbuch f r das Medizinstudium. Unter Mitarbeit von Florian Horn. 3., grundlegend berarb. u. erw. Aufl. Stuttgart: Thieme. Online verf gbar unter <http://media.obvsg.at/AC04658575-4001>.
38. Jackson, Peter G.G.; Cockcroft, Peter D. (2002): Clinical Examination of Farm Animals. Oxford, UK: Blackwell Science Ltd.

39. Judson, G. J.; McGregor, B. A.; Partington, D. L. (2008): Factors associated with low vitamin D status of Australian alpacas. In: *Australian veterinary journal* 86 (12), S. 486–490. DOI: 10.1111/j.1751-0813.2008.00367.x.
40. Kaneko, Jiro Jerry (Hg.) (1997): *Clinical biochemistry of domestic animals*. 5. ed. San Diego, Calif.: Acad. Press.
41. Kataria N. and Kataria A.K. (2006). Serum C-terminal parathyroid hormone levels in dromedaries. *J. Camel Pract. Res.* **13**, 37-39
42. Keci, T.; Keskin, E. (2002): Zinc supplementation decreases total thyroid hormone concentration in small ruminants. In: *Acta veterinaria Hungarica* 50 (1), S. 93–100. DOI: 10.1556/AVet.50.2002.1.11.
43. Kofler, Johann; Wittek, Thomas (2015): Rachitis bei einem Huacaya Alpaka mit braunem Fell. Fallbericht. In: *Wiener Tierärztliche Monatsschrift* (102), S. 80–87.
44. König, Horst Erich (Hg.) (2015): *Anatomie der Haus- und Wildtiere. Lehrbuch und Farbatlas für Studium und Praxis ; mit 53 Tabellen ; + Vet-Anatomie online: die Bilddatenbank mit 1000 ergänzenden Abbildungen und Texten*. 6., überarb. u. erw. Aufl. Stuttgart: Schattauer.
45. Kruger, J.; Osborne, C.; Nachreiner, R.; Refsal, K. (1996): Hypercalcemia and Renal Failure: Etiology, Pathophysiology, Diagnosis, and Treatment; *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, Volume 26, Issue 6.
46. Kues, Wilfried August; Köckritz-Blickwedde, Maren von (Hg.) (2021): *Biochemie für die Tiermedizin*. Unter Mitarbeit von Daniela Simon Betz. Georg Thieme Verlag KG. Stuttgart: Georg Thieme Verlag.
47. Lalsangpuii; Ali, M. Ayub; Devi, L. Inaotombi; Behera, Parthasarathi; Ralte, Lalsanglura (2015): Effect of age and season on the thyroid hormone activity of Mizoram strain female mithun (*Bos frontalis*). In: *Veterinary world* 8 (12), S. 1375–1378. DOI: 10.14202/vetworld.2015.1375-1378.
48. Liotta, Luigi; Bionda, Arianna; Quartuccio, Marco; Nardo, Floro de; Visalli, Rosanna; Fazio, Esterina (2021): Thyroid and Lipidic Profiles in Nicastrese Goats (*Capra hircus*) during Pregnancy and Postpartum Period. In: *Animals : an open access journal from MDPI* 11 (8). DOI: 10.3390/ani11082386.
49. Löscher, Wolfgang; Richter, Angelika (Hg.) (2016): *Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin*. Ferdinand Enke Verlag. 4., vollständig überarbeitete Auflage. Stuttgart: Enke Verlag.

50. McLaughlin, B. G.; Evans, C. N.; Colton, R. L. (1993): Serum triiodothyronine and thyroxine concentrations in neonatal llamas. In: *Journal of veterinary diagnostic investigation : official publication of the American Association of Veterinary Laboratory Diagnosticians, Inc* 5 (2), S. 208–211. DOI: 10.1177/104063879300500212.
51. Menegatos, J.; Goulas, C.; Kalogiannis, D. (2006): The productivity, ovarian and thyroid activity of ewes in an accelerated lambing system in Greece. In: *Small Ruminant Research* 65 (3), S. 209–216. DOI: 10.1016/j.smallrumres.2005.06.020.
52. Middleton, J. R.; Moody, M. M.; Parish, S. M. (2005): Diabetes mellitus in an adult alpaca (*Lama pacos*). In: *The Veterinary record* 157 (17), S. 520–522. DOI: 10.1136/vr.157.17.520.
53. Mohebbi-Fani, M.; Nazifi, S.; Rowghani, E.; Bahrami, S.; Jamshidi, O. (2009): Thyroid hormones and their correlations with serum glucose, beta hydroxybutyrate, nonesterified fatty acids, cholesterol, and lipoproteins of high-yielding dairy cows at different stages of lactation cycle. In: *Comp Clin Pathol* 18 (3), S. 211–216. DOI: 10.1007/s00580-008-0782-7.
54. Moritz, Andreas (Hg.) (2014): *Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Der neue KraftD rr. 7., vollständig bearbeitete und erweiterte Auflage.* Stuttgart: Schattauer.
55. Newcomer, W. S. (1974): Diurnal rhythms of thyroid function in chicks. In: *General and comparative endocrinology* 24 (1), S. 65–73. DOI: 10.1016/0016-6480(74)90142-7.
56. Nixon, D. A.; Akasha, M. A.; Anderson, R. R. (1988): Free and total thyroid hormones in serum of Holstein cows. In: *Journal of dairy science* 71 (5), S. 1152–1160. DOI: 10.3168/jds.S0022-0302(88)79669-1.
57. Pereira, Alfredo M. F.; Baccari, Flávio; Titto, Evaldo A. L.; Almeida, J. A. Afonso (2008): Effect of thermal stress on physiological parameters, feed intake and plasma thyroid hormones concentration in Alentejana, Mertolenga, Frisian and Limousine cattle breeds. In: *International journal of biometeorology* 52 (3), S. 199–208. DOI: 10.1007/s00484-007-0111-x.
58. Pineda, C.; Anguilera-Tejero, E.; Raya, A.I.; Diez, E.; Rodriguez, M.; Lopes, I. (2012): Feline Parathyroid hormone: validation of hormonal assays and dynamics of secretion. In: *Domestic Animal Endocrinology*, Volume 42, Issue 4.
59. Polat H seyin; Dellal, D.; Pehlivan, Erkan; Baritici, Ilkay (2014): Changes of thyroid hormones in different physiological periods in white goats. In: *Journal of Animal and Plant Sciences* (24), S. 445–449.

60. Pontiggia, A.; M nger, A.; Ammer, S.; Philipona, C.; Bruckmaier, R. M.; Keil, N. M.; Dohme-Meier, F. (2023): Short-term physiological responses to moderate heat stress in grazing dairy cows in temperate climate. In: *Animal : an international journal of animal bioscience* 17 (3), S. 100718. DOI: 10.1016/j.animal.2023.100718.
61. Riis, P. M.; Madsen, A. (1985): Thyroxine concentrations and secretion rates in relation to pregnancy, lactation and energy balance in goats. In: *The Journal of endocrinology* 107 (3), S. 421–427. DOI: 10.1677/joe.0.1070421.
62. Rong, H.; Hydbring, E.; Olsson, K.; Burtis, W. J.; Rankin, W.; Grill, V.; Bucht, E. (1997): Parathyroid hormone-related protein in neonatal and reproductive goats determined by a sensitive time-resolved immunofluorometric assay. In: *European journal of endocrinology* 136 (5), S. 546–551. DOI: 10.1530/eje.0.1360546.
63. Ruz, M.; Codoceo, J.; Galgani, J.; Mu oz, L.; Gras, N.; Muzzo, S. et al. (1999): Single and multiple selenium-zinc-iodine deficiencies affect rat thyroid metabolism and ultrastructure. In: *The Journal of nutrition* 129 (1), S. 174–180. DOI: 10.1093/jn/129.1.174.
64. Saini, Vandana; Yadav, Amita; Arora, Megha Kataria; Arora, Sarika; Singh, Ritu; Bhattacharjee, Jayashree (2012): Correlation of creatinine with TSH levels in overt hypothyroidism - a requirement for monitoring of renal function in hypothyroid patients? In: *Clinical biochemistry* 45 (3), S. 212–214. DOI: 10.1016/j.clinbiochem.2011.10.012.
65. Schwalm, Anja (2006): Einfluss von Hitzestress auf Parameter der Reproduktion, Thermoregulation und das Verhalten m nnlicher Lamas (*Lama glama*) unter Ber cksichtigung der Bewollung der Tiere. Zugl.: Gießen, Univ., Diss., 2006. VVB Laufersweiler, Giessen.
66. Seely, C. R.; McArt, J. A. A. (2023): Circulating parathyroid hormone and serotonin in multiparous cows with differing postparturient serum calcium concentrations. In: *Journal of dairy science* 106 (12), S. 9587–9597. DOI: 10.3168/jds.2022-23175.
67. Segal, J.; Troen, B. R.; Ingbar, S. H. (1982): Influence of age and sex on the concentrations of thyroid hormone in serum in the rat. In: *The Journal of endocrinology* 93 (2), S. 177–181. DOI: 10.1677/joe.0.0930177.
68. Sharma, S.; Ramesh, K.; Hyder, I.; Uniyal, S.; Yadav, V. P.; Panda, R. P. et al. (2013): Effect of melatonin administration on thyroid hormones, cortisol and expression profile of heat shock proteins in goats (*Capra hircus*) exposed to heat stress. In: *Small Ruminant Research* 112 (1-3), S. 216–223. DOI: 10.1016/j.smallrumres.2012.12.008.

70. Smith, B.; Pearson, Erwin; Leon, J. (1989): Evaluation of normal triiodothyronine and tetraiodothyronine concentrations in llamas (*Lama glama*). In: *American Journal of Veterinary Research* 50, S. 1215–1219.
71. Smith, B. B.; van Saun, R. J. (2001): Seasonal changes in serum calcium, phosphorus, and vitamin D concentrations in llamas and alpacas. In: *American Journal of Veterinary Research* 62 (8), S. 1187–1193. DOI: 10.2460/ajvr.2001.62.1187.
72. Souza, M.I.L.; Bicudo, S.D; Uribe-Vel squez, L.F; Ramos, A.A (2002): Circadian and circannual rhythms of T3 and T4 secretions in Polwarth–Ideal rams. In: *Small Ruminant Research* 46 (1), S. 1–5. DOI: 10.1016/S0921-4488(02)00103-7.
73. Speckmann, Erwin-Josef; Hescheler, J rgen; Köhling, R diger; Alzheimer, Christian (Hg.) (2019): Physiologie. Das Lehrbuch. Unter Mitarbeit von Stefan W. Schneider. Urban-&-Fischer-Verlag. 7. Auflage. M nchen: Elsevier. Online verf gbar unter <http://shop.elsevier.de/978-3-437-41358-2>.
74. Stanitznig, A., Lambacher, B., Eichinger, M., Franz, S., Wittek, T. (2016): Prevalence of important viral infections in new world camelids in Austria. *Wien Tierärztl Monat – Vet Med Austria* **103**, 92-100.
75. Stanitznig, A.; Lambacher, B.; Nuyken, P.; Kiefer, L.; Franz L.; Wittek, T. (2018): Hämatologische und blutchemische Parameter sowie Mineralstoff- und Spurenelementkonzentration im Serum bei Neuweltkamelen in Österreich. *Wien Tierärztl Monatszeitschr* **105**, 3-12
76. Stewart, R. E.; Stevenson, J. S.; Minton, J. E. (1994): Serum hormones during the estrous cycle and estrous behavior in heifers after administration of propylthiouracil and thyroxine. In: *Domestic animal endocrinology* 11 (1), S. 1–12. DOI: 10.1016/0739-7240(94)90032-9.
77. Tajik, Javad; Sazmand, Alireza; Hekmati moghaddam, Seyedhossein; Rasooli, Aria (2013): Serum concentrations of thyroid hormones, cholesterol and triglyceride, and their correlations together in clinically healthy camels (*Camelus dromedarius*): Effects of season, sex and age. In: *Veterinary Research Forum : an International Quarterly Journal* 4 (4), S. 239–243.
78. Todini, L. (2007): Thyroid hormones in small ruminants: effects of endogenous, environmental and nutritional factors. In: *Animal : an international journal of animal bioscience* 1 (7), S. 997–1008. DOI: 10.1017/S1751731107000262.

79. Todini, L.; Delgadillo, J. A.; Debenedetti, A.; Chemineau, P. (2006): Plasma total T3 and T4 concentrations in bucks as affected by photoperiod. In: *Small Ruminant Research* 65 (1-2), S. 8–13. DOI: 10.1016/j.smallrumres.2005.05.034.
80. Todini, L.; Malfatti, A.; Valbonesi, A.; Trabalza-Marinucci, M.; Debenedetti, A. (2007): Plasma total T3 and T4 concentrations in goats at different physiological stages, as affected by the energy intake. In: *Small Ruminant Research* 68 (3), S. 285–290. DOI: 10.1016/j.smallrumres.2005.11.018.
81. Toribio, Ramiro E.; Kohn, Catherine W.; Sams, Richard A.; Capen, Charles C.; Rosol, Thomas J. (2003): Hysteresis and calcium set-point for the calcium parathyroid hormone relationship in healthy horses. In: *General and comparative endocrinology* 130 (3), S. 279–288. DOI: 10.1016/s0016-6480(02)00621-4.
82. Tornquist, S. J.; Cebra, C. K.; van Saun, R. J.; Smith, B. B.; Mattoon, J. S. (2001): Metabolic changes and induction of hepatic lipidosis during feed restriction in llamas. In: *American Journal of Veterinary Research* 62 (7), S. 1081–1087. DOI: 10.2460/ajvr.2001.62.1081.
83. Tornquist, S. J.; van Saun, R. J.; Smith, B. B.; Cebra, C. K.; Snyder, S. P. (1999): Hepatic lipidosis in llamas and alpacas: 31 cases (1991-1997). In: *Journal of the American Veterinary Medical Association* 214 (9), S. 1368–1372.
84. Trah, Michael; Wittek, Thomas (2013): Alpakas und Lamas. Fütterung und fütterungsbedingte Erkrankungen. Kaufbeuren: LAMAS Verl.
85. Uhl, Elizabeth W. (2018): The pathology of vitamin D deficiency in domesticated animals: An evolutionary and comparative overview. In: *International journal of paleopathology* 23, S. 100–109. DOI: 10.1016/j.ijpp.2018.03.001.
86. Wahrendorf, Silke (2011): Schilddrüsenparameter und Cholesterolverhalten bei verhaltensunfähigen Hunden. München, Univ., Diss., 2011 (Nur beschränkt für den Austausch).
87. Wittek, Thomas; Franz, Sonja (2022): Praxishandbuch Neuweltkamele. Ein Leitfaden zur Diagnostik, Therapie und Prophylaxe bei Lamas und Alpakas. Hannover: Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG (Vetpraxis).
88. Wright, M. L.; Pikula, A.; Cykowski, L. J.; Kuliga, K. (1996): Effect of melatonin on the avian thyroid gland: follicle cell proliferation, morphometry, and subsequent thyroid hormone secretion in vitro after
89. melatonin treatment in vivo. In: *General and comparative endocrinology* 103 (2), S. 182–191. DOI: 10.1006/gcen.1996.0109.

90. Zimmermann, Anca (2019): Schilddrüsenerkrankungen in der Schwangerschaft. In: *Journal für gynäkologische Endokrinologie* 29 (4), S. 122–132. DOI: 10.1007/s41974-019-00113-y.

9. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Abb. 1: chemische Formel Thyroxin, Trijodthyronin und reverses Trijodthyronin	3
Abb. 2: Regulation der Synthese durch Feedback-Mechanismen und Freisetzung der Schilddröhormone mit Beispielwerten vom Hund	4
Abb. 3: Regulation des Calcium- und Phosphathaushaltes	12
Abb. 4: Altersabhängigkeit der TSH-Konzentration beim Alpaka und Lama	19
Abb. 5: Punktdiagramme zu TSH mit Harnstoffkonzentrationen beim Lama und Alpaka	20
Abb. 6: Box-Plot-Diagramme zur Geschlechterabhängigkeit der TH-Konzentrationen beim Lama und Alpaka	21
Abb. 7: Punktdiagramme zur Altersabhängigkeit der TH-Konzentrationen beim Lama und Alpaka	21
Abb. 8: Punktdiagramme zwischen den Konzentrationen von Insulin und Glukose mit T3- und T4-Konzentrationen beim Lama und Alpaka	22
Abb. 9: Punktdiagramme zwischen den Konzentrationen von Albumin und TP mit T3- und T4-Konzentrationen beim Lama und Alpaka.	23
Abb. 10: Punktdiagramme zwischen den Konzentrationen Cholesterin und Triglyceride mit T3- und T4-Konzentrationen beim Lama und Alpaka	23

Tab. 1: TSH-, tT3-, fT3-, tT4-, fT4-Konzentrationen und Referenzintervalle bei unterschiedlichen Tierarten	9
Tab. 2: Physiologische biochemische Parameter des Glukose-, Protein-, und Fettstoffwechsels bei erwachsenen Lamas und Alpakas	14
Tab. 3: Aufteilung der Probennahmen nach Bundesländern	15
Tab. 4: Auflistung der Analysemethoden und -geräte für die benötigten blutchemischen Parameter.	16
Tab. 5: Ergebnisse der Schilddrüsen-, Nebenschilddrüsen-Parameter in Bezug auf Geschlecht und Tierart.	18
Tab. 6: Korrelationen und deren Signifikanz zwischen den untersuchten klinisch-chemischen Parametern	24
Tab. 7: Ergebnisse der Vit-D-Parameter in Bezug auf Geschlecht und Tierart	25
Tab. 8: Referenzbereiche für TSH, T3, T4, fT3, fT4, PTH, Vit D für beide Tierarten und Geschlechter anhand des 2,5%- und 97,5%-Perzentil	26